

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 AGRONOMIQUES

OPTION : PRODUCTION VEGETALE

Mémoire présenté pour l'obtention Du diplôme de Master Académique

Par : Melle GHEZAL Nacira

Melle MILOUDI Aamra

Intitulé

**Analyse comparative du comportement de deux espèces du genre
Artemisia (*Artemisia herba alba* .Asso et *Artemisia campestris* .L)
vis-à-vis à la contrainte saline**

Soutenu devant le jury composé de:

Mr . KADRI .A	M.C.B	Université de M'sila	Examineur
Mme. LALLOUCHE.B	M.C.B	Université de M'sila	Président
Mr. TORCHIT. N	M.A.A	Université de M'sila	Rapporteur

Année universitaire : 2018/2019

Remerciements

*Avant tous, nous remercions **Dieu** tous puissant qui nous a guidé tout au long de notre vie, qui nous a permis de nous instruire et d'arriver aussi loin dans nos études, qui nous a donné courage et patience pour passer tous les moments difficiles, et qui nous a permis d'achever ce travail.*

*En premier lieu, nous tenons à remercier très sincèrement **Mr TORCHIT Nadir**, qui en tant que promoteur, s'est toujours montrée à l'écoute et très disponible tous au long de la réalisation de ce mémoire, pour nous avoir appris à élaborer, développer et rédiger un sujet de recherche.*

Ainsi pour l'inspiration promoteur, l'aide et le temps qu'il a bien voulu nous consacrer.

Nos remerciements s'adressent aux membres de jury

le Président Meme LALLOUCHE .B et Examineur

Mr KADRI .A

Mes sincères remerciements tous les enseignants du département des sciences Agronomique.

Surtout merci aller à les ingénieurs des laboratoires du département des sciences Agronomique, des sciences de la nature et la vie et le laboratoire de Biochimie.

Merci

DEDICACES

Grace à dieu ce mémoire a été réalisé je tiens à le dédier:

A ma mère et mon père les deux êtres les plus chers à mon cœur.

A mes très chers frères: Abdelkader, Kamel et leurs femmes et jeunes.

A tous mes sœurs que j'aime tant: Sabeah, Amel, Nour, Sarah.

A tous les enfants de la famille.

*A tous mes amis (Asma, Aamra, Chaima, Kansa Souhila, Zineb,), et
tous les amis avec qui j'ai étudié (université de M'sila)*

A tous ceux qui m'aiment.

GHEZAL Nacira

DEDICACES

وقل ربي ارحمهما كما ربياني صغيرا
اللهم اسكن ابي فسيح جناتك

Je dédie ce modeste travail

A ma mère

A mes très chers frères (Aboubakr, Mohamed, Hocin, Taib)

Et sœurs (khadija et Zahra)

A tous mesamis (Nacira, Iman)

A mes tantes, mes oncles, a toutes ma famille;

MILOUDI Aamra

DEDICACE	
REMERCIEMENT	
SOMMAIRE	
LISTE DES FIGURES	
LISTE DES TABLEAUX	
LISTE DES ABREVIATIONS	
INTRODUCTION	

Partie bibliographique

<u>I</u> GENERALITES SUR LE GENRE ARTEMISIA.....	<u>13</u>
I.1-GENERALITES SUR LA FAMILLE DES STERACEE	13
I.2-CARACTERES BOTANIQUE.....	13
I.2.1-Appareil Végétatif.....	13
I.2.2-Appareil reproducteur	13
I.3- PRESENTATION DU GENRE ARTEMISIA	14
I.4- MONOGRAPHIE DE L'ARMOISE BLANCHE (<i>ARTEMISIA HERBA ALBA</i>	
ASSO).....	14
I.4.1-Origine.....	14
I.4.2-Repartition	15
I.4.3-Systematique	15
I.4.4-Description Botanique.....	16
I.4.4.1-La partie aérienne	16
I.4.4.2-La partie souterraine	17
I.4.5-Phenologie	19
I.4.6-Ecologie.....	20
I.4.7-Utilisations	20
I.4.7.1-Usage fourrager	20
I.4.7.2-Usage thérapeutique	21
I.4.7.3-Usage alimentaire	21
I.5-MONOGRAPHIE DE L'ARMOISE ROUGE (<i>ARTEMISIA CAMPESTRIS</i>).....	22
I.5.1-Origine.....	22
I.5.2-Repartition	23
I.5.3-Systematique	23
I.5.4-Description botanique	24
I.5.5-Ecologie.....	25
I.5.6-Utilisations	26
I.5.6.1-Usage thérapeutique	26
I.5.6.2-Usage alimentaire	26
<u>II</u> LA SALINITE DES SOLS	<u>27</u>

II.1-TYPES DE SALINITE DES SOLS	27
II.1.1-La salinisation primaire.....	28
II.1.2-La salinisation secondaire	28
II.2-ORIGINE DES SELS ET PRINCIPAUX SELS SOLUBLES.....	29
II.2.1-Origine edaphique	29
II.2.2-Origine anthropique	29
II.2.3-Marin et lagunaire	29
II.3-LA SALINISATION DANS LE MONDE ET EN ALGERIE	30
II.3.1-La salinisation dans le monde	30
II.3.2-La salinisation en Algerie	30
II.4-CARACTERISATION DES SOLS SALES.....	32
II.5-Effets de la salinite sur les proprietes du sol.....	33
II.5.1-Effets de la salinite sur les propriétés physiques du sol.....	33
II.5.2-Effets de la salinite sur les propriétés chimiques	33
II.5.3-Effets de la salinite sur les propriétés biologiques	34
<u>III DEFINITION DU STRESS</u>	<u>37</u>
III.1-Types de stress	37
III.1.1-Le stress biotique	37
III.1.2-le stress abiotique.....	37
III.2-Le stress salin	38
III.3-Effets du stress salin sur les plantes	39
III.3.1-Effet du stress salin sur la germination.....	39
III.3.2-Effet du stress salin sur la croissance.....	40
III.3.3-Effet du stress salin sur la morphologie de la plante	40
III.4-EFFET DU STRESS SALIN SUR LA PHYSIOLOGIE DE LA PLANTE ...	41
III.4.1-Sur la photosynthese	41
III.4.2-Sur l'absorption minerale.....	43
III.4.3-Sur l'équilibre hormonal.....	43
III.4.4-Sur l'état hydrique	44
III.4.5-Sur la permeabilite cellulaire	44
<u>IV LES MECANISMES IMPLIQUES DANS LA REPONSE AU STRES SSALIN.....</u>	<u>46</u>
IV.1-LES STRATEGIES D'ADAPTATION ET DE TOLERANCE AU STRESS	
SALIN	47
IV.1.1-Homeostasie cellulaire	47
IV.1.1.1-homéostasie osmotique.....	47
IV.1.1.2-homéostasie ionique	50
IV.1.2-Le controle et la reparation des dommages causes par le stress.....	52
IV.1.2.1-Les protéines de type LEA	52
IV.1.2.2-les protéines de type HSP	53
IV.1.2.3-La gestion du stress oxydatif	53

<u>V</u>	<u>MATERIELS ET METHODES</u>	<u>56</u>
V.1-Matériau végétal		56
V.2-Démarche expérimentale		56
V.2.1-Conduit de l'essai		56
V.2.1.1-Essai de germination		57
V.2.1.2-Essai In vitro		58
V.3-LES PARAMETRES ANALYSES		60
V.4-LE DISPOSITIF EXPERIMENTAL ADOPTE		63
V.5-ANALYSES TATISTIQUES		63
<u>VI</u>	<u>RESULTATS ET DISCUSSIONS</u>	<u>65</u>
VI.1-PARAMETRES DE CROISSANCE		65
VI.1.1-Effet de la salinite sur le taux de germination d' <i>artemisia herba alba</i> et d' <i>artemisia campestris</i>		65
VI.1.2-Effet de la salinite sur le poids frais d' <i>artemisia herba alba</i> et d' <i>artemisia campestris</i>		67
VI.1.3-Effet de la salinite sur la longueur de la partie aerienn		
d' <i>artemisia herba alba</i> et d' <i>artemisia campestris</i>		69
VI.1.4-Effet de la salinite sur la longueur de la partie souterraine		
d' <i>artemisia herba alba</i> et d' <i>artemisia campestris</i>		71
VI.2-PARAMETRES METABOLIQUES		73
VI.2.1-Effet de la salinite sur la teneur en sodium des feuilles		
d' <i>artemisia herba alba</i> et d' <i>artemisia campestris</i>		73
VI.2.2-Effet de la salinite sur la teneur en potassium des feuilles		
d' <i>artemisia herba alba</i> et d' <i>artemisia campestris</i>		77
VI.2.3-Effet de la salinite sur la teneur en sucres totaux des feuilles		
d' <i>artemisia herba alba</i> et d' <i>artemisia campestris</i>		79
VI.3-PARAMETRES OXYDATIFS		82
VI.3.1-Effet de la salinite sur la teneur en polyphenols des feuilles		
d' <i>artemisia herba alba</i> et d' <i>artemisia campestris</i>		82
VI.3.2-Effet de la salinité sur la capacité antioxydante des feuilles d' <i>Artemisia herba alba</i> et d' <i>Artemisia campestris</i>		85
Conclusion générale		89
Référence		
Annex		

Liste des tableaux

Tableau 1 : les stades phénologiques de l'Artemisia campestris	24
Tableau 2 : Caractéristiques physico chimiques des grands types de sols salés	34
Tableau 3 : Analyse du sol échantillonné	56
Tableau 4 : Les solutions salines ont été ajoutées au milieu de culture dans les proportions indiquées	58
Tableau 5 : effet de la salinité sur le taux de germination (effet interaction)	65
Tableau 6 : effet de la salinité sur le taux de germination (effet salinité)	65
Tableau 7 : effet de la salinité sur le taux de germination (effet espèce)	66
Tableau 8 : effet de la salinité sur le poids frais (effet interaction)	67
Tableau 9 : effet de la salinité sur le poids frais (effet salinité)	68
Tableau 10 : effet de la salinité sur le poids frais (effet espèce)	68
Tableau 11: effet de la salinité sur la longueur de la partie aérienne (effet interaction)	70
Tableau 12: effet de la salinité sur la longueur de la partie aérienne (effet salinité)	70
Tableau 13 : effet de la salinité sur la longueur de la partie aérienne (effet espèce)	70
Tableau 14: effet de la salinité sur la longueur de la partie souterraine (effet interaction)	72
Tableau 15: effet de la salinité sur la longueur de la partie souterraine (effet salinité)	72
Tableau 16: effet de la salinité sur la longueur de la partie souterraine (effet espèce)	72
Tableau 17: effet de la salinité sur la teneur en sodium des feuilles (effet interaction)	74
Tableau 18: effet de la salinité sur la teneur en sodium des feuilles (effet salinité)	74
Tableau 19: effet de la salinité sur la teneur en sodium des feuilles (effet espèce)	75
Tableau 20: effet de la salinité sur la teneur en potassium des feuilles (effet interaction)	77
Tableau 21: effet de la salinité sur la teneur en potassium des feuilles (effet salinité)	77
Tableau 22: effet de la salinité sur la teneur en potassium des feuilles (effet espèce)	78
Tableau 23: effet de la salinité sur la teneur en sucres totaux des feuilles (effet interaction)	80
Tableau 24: effet de la salinité sur la teneur en sucres totaux des feuilles (effet salinité)	80
Tableau 25: effet de la salinité sur la teneur en sucres totaux des feuilles (effet espèce)	80
Tableau 26: effet de la salinité sur la teneur en polyphénols des feuilles (effet interaction)	82
Tableau 27: effet de la salinité sur la teneur en polyphénols des feuilles (effet salinité)	83
Tableau 28: effet de la salinité sur la teneur en polyphénols des feuilles (effet espèce)	83
Tableau 29: effet de la salinité sur la capacité anti oxydante des feuilles (effet interaction)	85
Tableau 30: effet de la salinité sur la capacité anti oxydante des feuilles (effet salinité)	85
Tableau 31: effet de la salinité sur la capacité anti oxydante des feuilles (effet espèce)	86

Liste des figures

Figure1: Morphologie de la partie aérienne	18
Figure 2 : Morphologie de l'apareil reproducteur	18
Figure 3 : Morphologie de la plante	18
Figure4: Les stades phénologiques de l' <i>Artemisia herba alba</i>	19
Figure 5 : steppe à armoise blanche (Miloudi et Ghezal, 2019)	22
Figure 6: Superficie affectée par la salinité dans les différentes régions du monde.	31
Figure 7: Les graines d' <i>Artemisia campestris</i> et d' <i>Artemisia herba alba</i>	58
Figure 8: Conduite de l'essai de germination	60
Figure 9: Préparation de milieu de culture MS	60
Figure 10: La mise en culture des graines sous l'hotte	60
Figure 11: La mise en place en chambre de culture	61
Figure 12: Les extraits des feuilles pour le dosage des sucres solubles des deux espèces d' <i>Artemisia</i>	62
Figure 13: Centrifugation des extraits à 5000rpm pour dosages la capacité anti oxydante	63
Figure 14: Dosage des poly phénols	63
Figure 15: effet de la salinité sur le taux de germination germination d' <i>Artemisia herba alba</i> et d' <i>Artemisia campestris</i>	66
Figure 16: effet de la salinité sur le poids frais d' <i>Artemisia herba alba</i> et d' <i>Artemisia campestris</i>	69
Figure17: effet de la salinité sur la longueur de la partie aérienne d' <i>Artemisia herba alba</i> et d' <i>Artemisia campestris</i>	71
Figure18: effet de la salinité sur la longueur de la partie souterraine d' <i>Artemisia herba alba</i> et d' <i>Artemisia campestris</i>	73
Figure 19: effet de la salinité sur la teneur en sodium des feuilles d' <i>Artemisia herba alba</i> et d' <i>Artemisia campestris</i>	76
Figure20: effet de la salinité sur la teneur en potassium des feuilles d' <i>Artemisia herba alba</i> et d' <i>Artemisia campestris</i>	79

Liste des figures

Figure 21: effet de la salinité sur la teneur en sucres totaux des feuilles d'Artemisia herba alba et d'Artemisia campestris	81
Figure 22: effet de la salinité sur la teneur en polyphénols des feuilles d'Artemisia herba alba et d'Artemisia campestris	84
Figure 23: effet de la salinité sur la capacité anti oxydante des feuilles d'Artemisia herba alba et d'Artemisia campestris	87

LISTE DES ABREVIATIONS

ABA : Acide abscissique

AC : Artemisia campestris

AH : Artemisia herba alba

APX: ascorbate peroxydase

C : carbone

C : concentration

CAT: catalase capacité antioxydant totale (TAC)

Cl⁻ : Ion chlorure

CO₂ : Hydroxyde de carbone

DO : densité optique

EAO : Espèces Activées de l'Oxygène

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

H₂O₂ : Peroxyde d'hydrogène

HNO₃⁻ : Nitrate

K⁺ : potassium

LEA : Late Embryogenesis Abundant

MF : Matière Fraiche **MS** : Matière Sèche **Na⁺** : ion sodium

NaCl : Chlorure de Sodium

NADPH : Nicotinamide adénine dinucléotide phosphate

OH• : Radical hydroxyle

PA : phosphatidique

pH : potentiel Hydrogène

ROS : Espèce Réactive de l'Oxygène

SOS: Salt Overly Sensitive

T : traitement

TG% : Temps de Germination

Unites

C° : degré Celsius

CE : conductivité électrique

m² : mètre carre

m : mètre

Cm : centimètre

mm : millimètre

mM : milli molaire

mg : milligramme

N : Nioten

µg : microgramme

g /l : gramme par litre

ha : hectare

% : pourcentage

meq : milliéquivalent

kg : kilogramme

mg/100mg de MF : milligramme par 100milligramme de la matière fraich

µg/g de MS : microgramme par gramme de la matière sèche

mg AG/g de MS : milligramme d'acide gallique par gramme de la matière sèche

Introduction

Le sol est considéré comme une interface fragile de l'environnement et une ressource précieuse pour le développement d'une agriculture durable (Robert, 1996). La salinisation des sols qui est l'augmentation de la quantité de sels dans la zone racinaire est le type de dégradation le plus fréquent et souvent lié à la désertification .

La dégradation de la qualité des sols par salinisation constitue une contrainte majeure pour la productivité agricole notamment en région aride et semi aride (Abdel Latef , 2010) , Dans ces régions les sols sont soumis à une forte évaporation et les sels ont tendance à se concentrer dans la rhizosphère durant une longue période de l'année. L'Algérie n'échappe pas à ce phénomène et la sécheresse prolongée a conduit à une salinisation de 3.2 millions d'hectares de terres (Benmahioul et *al.*, 2009).

La salinité du sol est l'un des stress abiotiques susceptibles d'affecter négativement la croissance et le développement des plantes (Faghire et *al.*, 2011), imposant des changements morphologiques, physiologiques et biochimiques , de plus elle induit un stress osmotique, une sécheresse physiologique et une toxicité ionique désactivant ainsi les fonctions vitales cellulaires des plantes (Taffouo et *al.*,2013).

La nécessité de survie des plantes dans un environnement salin implique plusieurs mécanismes d'adaptations tels que la synthèse des composés organiques dits osmoprotecteurs (sucres solubles), des acides aminés (proline), des hormones (acide abscissique), des antioxydants enzymatiques et non enzymatiques (peroxydases, ascorbate, polyphénols).

La réhabilitation des zones marginales affectées par la salinité peut être réalisée avec succès soit par des techniques culturales permettant de réduire la salinité des sols, soit par la sélection des espèces et variétés capables de minimiser les effets dépressifs de la salinité sur les rendements.

La sélection du matériel végétal tolérant à la salinité est tributaire d'une connaissance approfondie des mécanismes physiologiques, biochimiques et génétiques de tolérance à la salinité.

Des nombreux travaux ont été menés sur l'évaluation de la tolérance à la salinité chez les espèces cultivées. Alors que très peu d'études se sont intéressées aux espèces spontanées et médicinales. Dans ce contexte s'intègre notre étude pour évaluer le comportement à la salinité de deux espèces de région semi aride et aride appartenant au genre *Artemisia* à savoir *Artemisia herba alba* et *Artemisia campestris*

Notre travail à été axé sur plusieurs volets

- Le premier volet concerne l'effet de la salinité sur la croissance des deux espèces d'*Artemisia* : la longueur de la partie aérienne et de la partie racinaire, le poids frais, le taux de germination des graines;
- Le deuxième volet est l'évaluation des paramètres métaboliques tels que la teneur en sucres solubles et les variations ioniques (Na^+ et K^+);
- Le troisième volet concerne l'étude du stress oxydatif chez les deux espèces par l'analyse de la capacité antioxydante et la teneur en polyphénols desfeuilles.

Partie bibliographique

Généralités sur le genre
Artemisia

I.1-Généralité sur la famille des Astéracée :

Le genre *Artemisia* appartient à la famille des Astéracées, elle constitue la plus vaste famille de phanérogames, avec 1530 genres et plus de 23000 espèces. Les Astéracées peuvent se rencontrer sur toute la surface du globe. Néanmoins, elles sont particulièrement diversifiées dans les régions sèches, comme le Bassin Méditerranéen, l'Afrique australe, le Mexique et le Sud-ouest des Etats-Unis, les régions arides d'Amérique du sud. (Ozenda, 1983).

Selon Ozenda (1983), la famille des Astéracées est définie par deux caractères groupement de fleurs en capitules et soudure des étamines par leurs anthères

I.2-Caractères botaniques**I.2.1-Appareil végétatif**

Selon Guignard (1998), l'appareil végétatif des Astéracées est caractérisé par :

- Ce sont principalement des herbes, vivaces par des parties souterraines tubérisées, mais quelquefois annuelles ; on rencontre aussi quelques espèces ligneuses : lianes, arbustes et même arbres;
- sont pourvues d'un appareil sécréteur soit des cellules et canaux sécréteurs, responsables de l'odeur caractéristique de certaines espèces ; soit laticifères comme chez le groupe des Chicorées et plantes affines (Pissenlit, Laiterons...);
- Les organes de réserve contiennent de l'inuline, hydrolysable en fructose;
- sont riches en polyacétyléniques et en lactonessesquiterpéniques

I.2.2-Appareil reproducteur

Selon Gausson et *al.*, (1982), l'appareil reproducteur présente trois caractères originaux :

- l'inflorescence en capitule;
- les fleurs, très particulières dont les anthères sont soudées entres elles, ce qui a valu à cette famille le qualificatif de Synanthérées;
- le fruit, un akène généralement surmonté d'un pappus

I.3-Présentation du genre *Artemisia* :

Le genre *Artemisia* comprend des plantes médicinales importantes qui font actuellement l'objet d'une attention phytochimique en raison de leur diversité biologique et chimique. 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)

Dans la flore de l'Algérie, ce genre est représenté par 11 espèces spontanées parmi lesquelles se trouve *Artemisia campestris* communément appelées "dgouft". Quezel et Santa (1963).

I.4-Monographie de l'armoise blanche (*Artemisia herba alba* Asso)

Le nom *Artemisia* provient de celui de la déesse grecque de la chasse Artémis, la diane des romains. *Herba alba* signifie herbe blanche. Plusieurs noms sont attribués à l'armoise blanche tels le thym des steppes, absinthe du désert. En Afrique du nord et en moyen orient, on l'appelle communément « Shih ou Chih» (Pottier, 1981).

C'est une plante herbacée à tiges ligneuses et ramifiées, de 30 à 50 cm, très feuillées avec une souche épaisse. Les feuilles sont petites, sessiles, pubescentes et à aspect argenté, les fleurs sont groupées en grappes, à capitules très petites et ovoïdes (Javier et *al.*, 2001).

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 (Nabli, 1989).

I.4.1-Origine

L'espèce *Artemisia herba-alba* (armoise herbe blanche) connue depuis des millénaires, a été décrite par l'historien grec Xénophon, dès le début du IV^e siècle av. J.-C., dans les steppes de la Mésopotamie (Francis, 2001). Elle a été répertoriée en 1779

par le botaniste espagnol Ignacio Jordán Claudio de Assoy del Rio(IPNI)

Selon Feinbrun-Dothan (1978), l'*Artemisia herba-alba* est une plante caractéristique du moyen-orient et d'Afrique du Nord.

I.4.2-Répartition

L'armoise blanche 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. (Slido et *al.*, 2004).

En Afrique du nord, cette espèce couvre d'immenses territoires évalués à plus de dix millions d'hectares. Elle est absente des zones littorales nord. Cependant, l'espèce se raréfie dans l'extrême sud.

Artemisia herba alba est l'armoise la plus connue en Algérie, elle est très abondante sur les Hauts Plateaux ; elle est présente principalement dans les zones de parcours de l'élevage ovin nomade, elle alterne avec des formations à Alfa (Battandier, 1900), et occupe environ trois millions d'hectares (Djebaili, 1987). *A. herba alba* représente une importante ressource fourragère (Aidoud, 1983 ; Bourbouze et Donadieu, 1987).

En général, l'armoise blanche est rencontrée dans la zone phytoclimatique aride méditerranéenne selon la classification d'Emberger (Berkat, 1986), sous une pluviosité annuelle de 150 à 350 mm et des hivers frais à froids ou même tempérés (N'grade, 1989).

I.4.3-Systématique

Selon Quezel et Santa (1963), *Artemisia herba alba*

appartient au :

Embranchement : Spermaphyte

Sous embranchement : Angiospermes

Classe : Eudicots

Sous classe : Astéridées

Ordre : Asterales

Famille : Astéraceae

Genre : *Artemisia*

Espèce : *Artemisia herba alba* Asso.

I.4.4-Description Botanique

L'armoise blanche est un arbrisseau tomenteux blanchâtre, de 30 à 50 cm, à nombreuses tiges dressées, ligneuses à la base; feuilles pubescentes, divisées en petites et fines languettes d'un vert argenté; inflorescences très petits capitules jaunâtre, sessiles, groupés par 2 à 12; bractées de l'involucre glanduleuses, et d'une odeur aromatique caractéristique (Ozenda, 1983 ; Baba Aissa, 2000).

I.4.4.1-La partie aérienne

Les feuilles sont courtes, alternées, très divisées, laineuses, blanches, pubescentes et pennatipartites. 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).

La tige ou partie ligneuse, est 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).

Les fleurs sont groupées en grappes, à capitules très petites (3/1.5mm) 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). Le calice est pentamère et est toujours réduit, la corolle est gamopétale et pentamère et peut se présenter sous trois formes différentes : tubuleuse, bilabiée ou ligulée (Goris, 1967).

I.4.4.2-La partie souterraine

La partie souterraine 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).

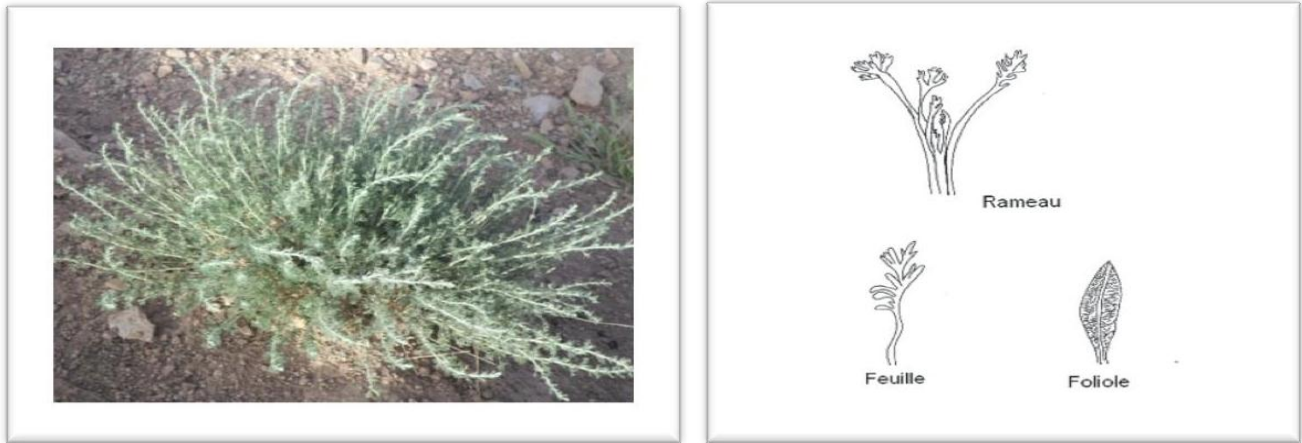


Figure 1 : morphologie de la partie aérienne



Figure 2 : morphologie de la l'appareil reproducteur

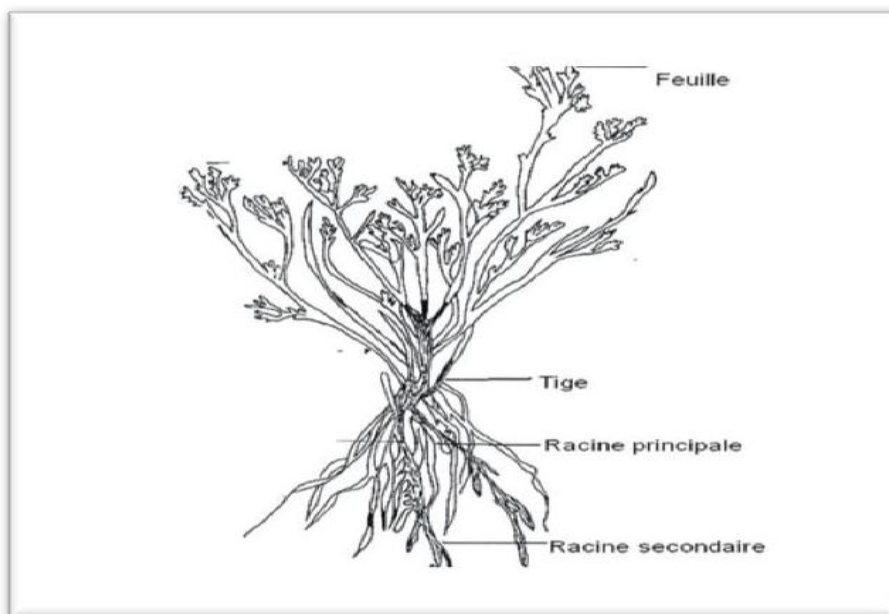


Figure 3: morphologie de la plante

I.4.5-Phénologie

Les observations des stades de développement de l'armoise blanche faites par Loiseau et al., (1972), révèlent que cette espèce pousse dès le mois de Mars. La période suivante Mars- Avril-Mai est caractérisée par une croissance très active. Au début de l'été, les rameaux s'allongent et les feuilles deviennent de plus en plus petites. Juste après, la croissance cesse et les bourgeons florifères apparaissent.

La floraison se poursuit jusqu'à la fin de l'automne (Octobre-Novembre). Cette floraison est favorisée par les jours courts (10 heures) et les températures élevées (en moyennes de 23°C le jour et de 2°C la nuit). Les akènes mûrissent sur la plante-mère durant l'automne et tombent entre Décembre et Janvier.

Selon Berkat (1986), la production moyenne des akènes va de 450 à 860 par individu adulte. Les akènes ont un poids très faible : le poids moyen de mille akènes est de 0,166 g ce qui favorise la dissémination par le vent (Kaul et Almufti, 1974). Du fait de la dormance post-récolte et de la faible germination quand les conditions ne sont pas favorables, les akènes ne germent pas tous en même temps, ce qui évite l'épuisement du stock de semences dans le sol (Koller, 1972 ; cité par Berkat, 1986). Généralement, la germination a lieu de février à avril

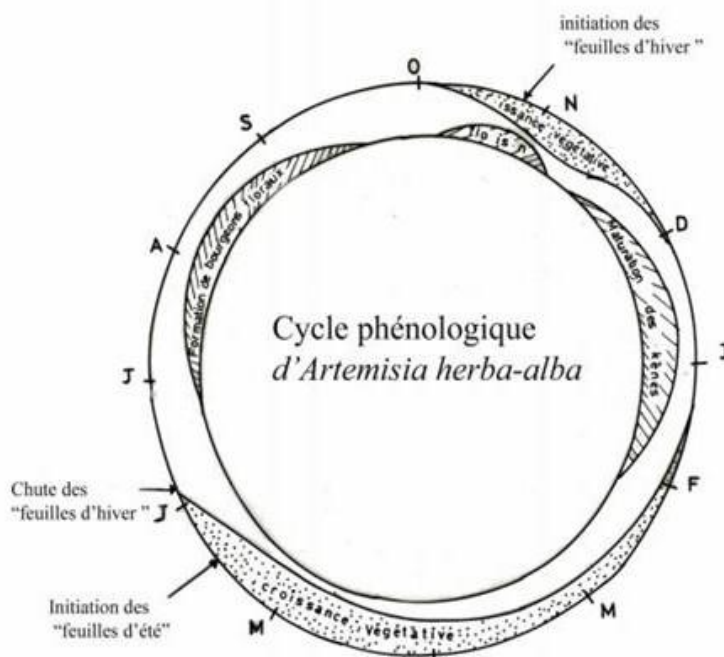


Figure 4 : Stades phénologiques de l'*Artemisia herba alba* (Berkate,1986)

I.4.6-Ecologie

L'armoise blanche existe dans les bioclimats allant du semi-aride jusqu'au saharien. Elle semble indifférente aux altitudes et peut vivre dans les régions d'hiver chaud à frais. Elle se développe dans les steppes argileuses où les précipitations sont de l'ordre de 200 mm/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 (*Stippa tenassissima*), 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).

Elle pousse sur des sols bruns steppiques de texture moyenne et en extrême sud sur des sols sableux. L'armoise blanche résiste à la sécheresse, supporte le gypse et des niveaux de salinité modérément élevés (Nabli, 1989).

Du point de vue édaphique, l'armoise blanche peut se trouver sur des sols à texture fine allant du limono-argilo-sableuse à la limoneuse et peut même occuper les sols pauvres en matière organique, les sols rocailloux superficiels, mais rarement les sols gypseux et jamais les sols salins (Loiseau et Sebillotte, 1971).

I.4.7-Utilisations

L'armoise blanche est une plante médicinale et aromatique utilisée depuis longtemps dans la médecine traditionnelle, elle 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 (Bouzidi, 2016).

I.4.7.1-Usage fourrager

Selon Aidoud (1983), *Artemisia herba alba* représente une importante ressource fourragère, elle 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.

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).

Artemisia herba alba constitue un fourrage particulièrement intéressant. En effet, la plante 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).

Selon Aidoud (1989), 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/kgMS).

I.4.7.2-Usage thérapeutique

Depuis longtemps, l'armoise blanche a été reconnue par les populations pastorales et nomades pour ses vertus purgatives. On l'utilise notamment comme vermifuge chez les ovins (Nabli, 1989). Elle est employée par la population de Naguef pour soulager les maux gastro- intestinaux (Friedman et *al.*, 1986). En Tunisie, elle est utilisée pour les maladies digestives et pour le traitement antidiabétique (Bouraoui,2003).

Artemisia herba alba Asso est utilisée comme anti diarrhée, contre les crampes abdominales, et pour curatif des blessures externes (Feuerstein et *al.*, 1986) .Elle est utilisée contre le diabète et l'ictère (Marrif et *al.*, 1995). Elle est recommandée pour des désordres neurologiques (Salah et *al.*, 2005). Elle est aussi utilisée dans la médecine traditionnelle pour faciliter la digestion, calmer les douleurs abdominales et celles du foie, dans le traitement du diabète et comme vermifuge (Belakhdar, 1997).Les racines sont efficaces contre les convulsions (Baba Aissa, 2000).

I.4.7.3-Usage alimentaire

En alimentation, l'armoise blanche est considérée comme l'arôme de certaines boissons comme le thé ou le café (Bendjilali et *al.*, 1984). 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).



Figure 5 : steppe à armoise blanche (Miloudi et Ghezal, 2019)

I.5-Monographie de l'armoise rouge (*Artemisia campestris*)

Artemisia campestris est une plante herbacée vivace appartenant au genre *Artemisia* et à la famille des Asteraceae, d'une hauteur de 30 à 80 cm . Elle est assez commune sur les sols siliceux et les bords des rivières. Cette plante a de très petits capitules, étroits (1–1,5 mm), ovoïdes ou coniques, avec une involucre cicatricielle et ne contient que 3–8 fleurs jaunes bordées de rouge, et un pédoncule pourvu de motifs blanchâtres, aux poils brunâtres, il est distribué en Europe, en Sibérie, en Asie mineure et en Afrique, et il pousse particulièrement dans la steppe et le désert. (Le Floch, 1983).

I.5.1-Origine

Les espèces qui appartiennent au 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), *Artemisia campestris* est originaire de l'Asie.

I.5.2-Répartition

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).

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).

I.5.3-Systématique

Selon Caritni (1971), la plante *Artemisia campestris* est classée dans :

Embranchement : Spermatophyta

Sous embranchement : Magnoliophyta

Classe : Magnoliopsida

Sous classe : Asteridées

Ordre : Asterales

Famille : Astéraceae

Genre : *Artemisia*

Espèce : *Artemisia campestris* L.

Selon Ozenda (1977), la dénomination de l'*Artemisia campestris* en français est « Armoise champêtre, Armoise des champs, Armoise rouge » en Anglais « Field sagenort, Field southernwood, Sagewort, Sowhernwood » et en Arabe « dgoufte »

I.5.4-Description Botanique

Artemisia campestris est un arbuste aromatique à tiges robustes, d'une hauteur de 30 à 80cm. Cette plante possède des capitules très petits, étroits (1 à 1,5 mm) ovoïdes ou coniques, à involucre scarieux, ne contient que 3 à 8 fleurs de couleur jaunâtre bordées de rouge, et à pédoncule muni de poils blanchâtres à brunâtre, Les feuilles d'*Artemisia campestris* sont glabres de couleur verte foncée, les inférieures dipinnatiséquées, les supérieures pinnatiséquées, les basales pétiolées et auriculées, les tiges sont ligneuses à la base striée (David Hervé, 1994 ; Ozenda, 1983 ; Quezel et Santa, 1962).

D'après David Hervé (1994), il s'agit d'une plante vivace

- **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 (Boudjouref, 2011). La floraison a lieu du mois d'aout au mois d'octobre (Boudjouref, 2011).
- **Le fruit** : est un akène ovoïde dépourvu de pappus (Kreitschitz et Vallés ,2007).

Tableau 1 : les stades phénologiques de l'*Artemisia campestris* (Chaouia, 2012)

Régions	Débourrement	Floraison	Fructification
pré-saharienne (Biskra)	03 février	02 avril	29 avril
Aride (M'sila)	15 février	22 avril	10 mai
Semi-aride (Djelfa)	27 février	03 avril	28 mai

I.5.5-Ecologie

De point de vue écologique, *A.campestris* L. est susceptible de couvrir une large amplitude écologique, qui s'étend de l'étage thermo-méditerranéen jusqu'à l'étage montagnard méditerranéen et depuis les zones sahariennes jusqu'aux zones humides (Subally and Quézel, 2002). Il a été reporté que cette espèce peut être aussi trouvée vers le haut de l'étage supra-méditerranéen (Cariñanos et al., 2013).

Généralement, *A.campestris* L. pousse dans des habitats ouverts tels : les prairies, les pinèdes, les clairières et les sommets, et elle s'accroît préférentiellement dans les sols secs, souvent comme une espèce rudérale (Nobis et al., 2014). En outre, il a été détaillé que différentes formes d'*A.campestris* L. existent en fonction des différents habitats et écotypes ; la première étant la forme de dune mouvante qui est essentiellement reliée à l'écotype des dunes. Une deuxième forme qui pousse dans les milieux salés le long de la côte, puis une forme liée aux champs qui existe au niveau des champs de pâturages secs et au niveau des sols graveleux, et dernièrement, une forme calcaire qui prédomine dans les champs de roches calcaires et les terres arides (Turesson, 1925).

Il a été précisé par Subally et Quézel (2002), que l'occurrence d'*A.campestris* L. est essentiellement conditionnée par les facteurs édaphiques plutôt que les critères climatiques.

I.5.6-Utilisations**I.5.6.1-Usage thérapeutique**

La partie aérienne est utilisée dans le traitement de brûlures, de la diarrhée, les morsures de serpent, les piqures de scorpions, l'eczéma, la gastroentérite, la dysenterie, le rhumatisme, elle est également utilisée pour traiter les infections urinaires, la fièvre la toux et les problèmes menstruels (Ben Sassi et al ,2007 ; Dob et al, 2005). Elle est également utilisée dans le traitement de diabète (Sefi et al, 2010).

Les fleurs d'*Artemisia campestris* ont été utilisées comme agent hypoglycémique, dépurative, antilithiasique, ainsi que pour le traitement de l'obésité et pour diminuer le taux de cholestérol. (Sijelmassi A., 1993 ; Le Floc'h, 1983).

La plante a été utilisé par certaines tribus indiennes d'Amérique du Nord comme abortif pour mettre fin aux grossesses difficiles, le plante a été broyée et appliquée à l'extérieure articulation rhumatismales, eczéma, ecchymoses et plaies, Un cataplasme de feuilles broyées a été appliqué sur les yeux douloureux, l'infusion des racines a été utilisée, en particulier sur les enfants, comme tonique capillaire et pour traiter les infections du cuir chevelu.

I.5.6.2-Usage alimentaire

Dans le nord-ouest de l'Italie, cette espèce est recueillie de façon active ou cultivés pour la production de la plante séchée d'être utilisée comme un ingrédient important dans des boissons alcoolisées ainsi que dans les boissons amères. Cette espèce est utilisée également en parfumerie et dans une gamme d'applications alimentaires qui comprennent les soupes, les sauces et salades (Mucciarelli et *al.*, 1995)

Chapitre II

Effet de la salinité sur le sol

II-La salinité des sols

La salinité représente l'accumulation des sels dissous dans la solution du sol à un niveau qui inhibe la croissance et le développement des plantes. (Ipriid, 2006)

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

Cette salinisation des sols est non seulement liée aux conditions climatiques, mais également au recours souvent mal contrôlé de l'irrigation (Bennaceur et *al.*, 2001).

II.1-Types de salinité des sols

La salinité est une contrainte majeure pour l'agriculture car la plupart des cultures sont peu tolérantes aux excès de sels. De plus la salinité est associée à l'eau qui est un important facteur d'augmentation des productions végétales. En effet, les 15% des terres irriguées dans le monde participent pour 1/3 dans la production totale mondiale. De ce fait la réduction de la productivité, suite à la salinité, pose une sérieuse contrainte à l'augmentation de la production pour couvrir une demande alimentaire de plus en plus importante (Chaves et *al.*, 2003).

On compte généralement deux formes de salinisation :

II.1.1-La salinisation primaire:

Résulte de l'accumulation des sels dans le sol à travers un long processus naturel de dégradation des roches salines et des apports éoliens des sels des mers et océans;

II.1.2-La salinisation secondaire:

d'origine anthropique, résultant des activités humaines, notamment l'irrigation avec des eaux chargées de sels (Munns et *al.*, 2006). Il s'agit d'une contamination dû aux apports extérieurs comme les eaux chargées de sels solubles (de la nappe phréatique salée ou de l'irrigation par des eaux plus ou moins salines); d'une fertilisation chimique excessive

II.2-Origine des sels et principaux sels solubles :

La salinisation est l'augmentation de la quantité des sels solubles dans la zone racinaire et qui entraîne par conséquent une baisse des rendements. L'origine des sels sont variables :

II.2.1-Origine édaphique:

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

II.2.2-Origine anthropique:

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

II.2.3-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).

Les sels trouvés dans les sols sont principalement les ions chargés positivement (cations) de calcium et magnésium, de sodium et de potassium, ainsi que les ions chargés négativement (anions) de carbonate et bicarbonate, de chlorure, de nitrate et de sulfate. Selon Aubert (1982), les principaux sels solubles qui participent dans la formation des sols salés sont:

Les carbonates : les plus rencontrés sont le carbonate de sodium (Na_2CO_3), bicarbonate de sodium (Na HCO_3), carbonate de calcium (CaCO_3) et le carbonate de magnésium (MgCO_3)

Les sulfates : ce sont les sels de l'acide sulfurique et les plus fréquents sont le sulfate de magnésium ($MgSO_4$), sulfate de sodium ($NaSO_4$) et le sulfate de calcium ($CaSO_4$).

Les chlorures : principalement : le chlorure de sodium ($NaCl$), le chlorure de calcium ($CaCl_2$) et chlorure de magnésium ($MgCl_2$) ce sont plus soluble et forte toxicité.

II.3-La salinisation dans le monde et en Algérie

II.3.1-La salinisation dans le monde

Selon les estimations de la FAO, la salinisation affecte déjà au moins 400 millions d'ha et en menace gravement une surface équivalente (Legros, 2009). La plupart de ces terres affectées par le sel sont situés dans les zones arides et semi-arides, en Afrique du Nord, en Asie orientale, en Asie centrale et du Sud de l'Asie (FAO, 2006).

Les sols salés sont principalement situés dans les zones arides, et leur proportion est notablement élevée au proche (Egypte, Tunisie) et moyen orient (Iran, Pakistan, Bangladesh), en Asie centrale (Ouzbékistan), au nord de la Chine et en Argentine .Les sols sodiques sont particulièrement étendus en Australie, mais aussi dans certaines situations spécifiques, comme en Hongrie ou en Ouzbékistan. Par comparaison, le développement d'une salinité liée aux activités humaines ne concernerait que 77 millions d'hectares (Marlet et Job, 2006).

Dans les pays du Maghreb, les dommages de la salinisation sont connus, à cause de la mauvaise gestion des eaux d'irrigation (Djili k et al, 2003).

II.3.2-La salinisation en Algérie

En Algérie, les sols salés occupent de grandes étendues (Halitim, 1985). Selon Le Houerou (1993), les sols salés occupent de vastes superficies (3.2 millions d'hectares de la superficie totale). Près de 10-15 % de terres irriguées, sont concernées par ces problèmes. Bien que le problème d'alcalinisation, selon Daoud et Halitim (1994) ne se pose plus, on estime que les terres salinisées seront difficilement récupérables.

La plupart de ces sols sont situés, en région aride et semi-aride, mais aussi sous bioclimat subhumide (Halitim, 1973). Selon l'Insid (2008), la salinité est observée dans les plaines et vallées de l'Ouest du pays (Mina, Cheliff, Habra Sig, Maghnia), dans les hautes plaines de l'Est (Constantine, Sétif, Bordj Bou Arreridj, Oum El Bouagui), aux abords des Chotts et de Sebkhass (Chott Chergui, Chott Gharbi, Chott Hodna, Chott Melghir, Sebkhass d'Oran, de Benziane, Zemmoul, Zahrez Gharbi et Chergui, etc.) Et dans le grand Sud (dans les Oasis, le long des oueds)

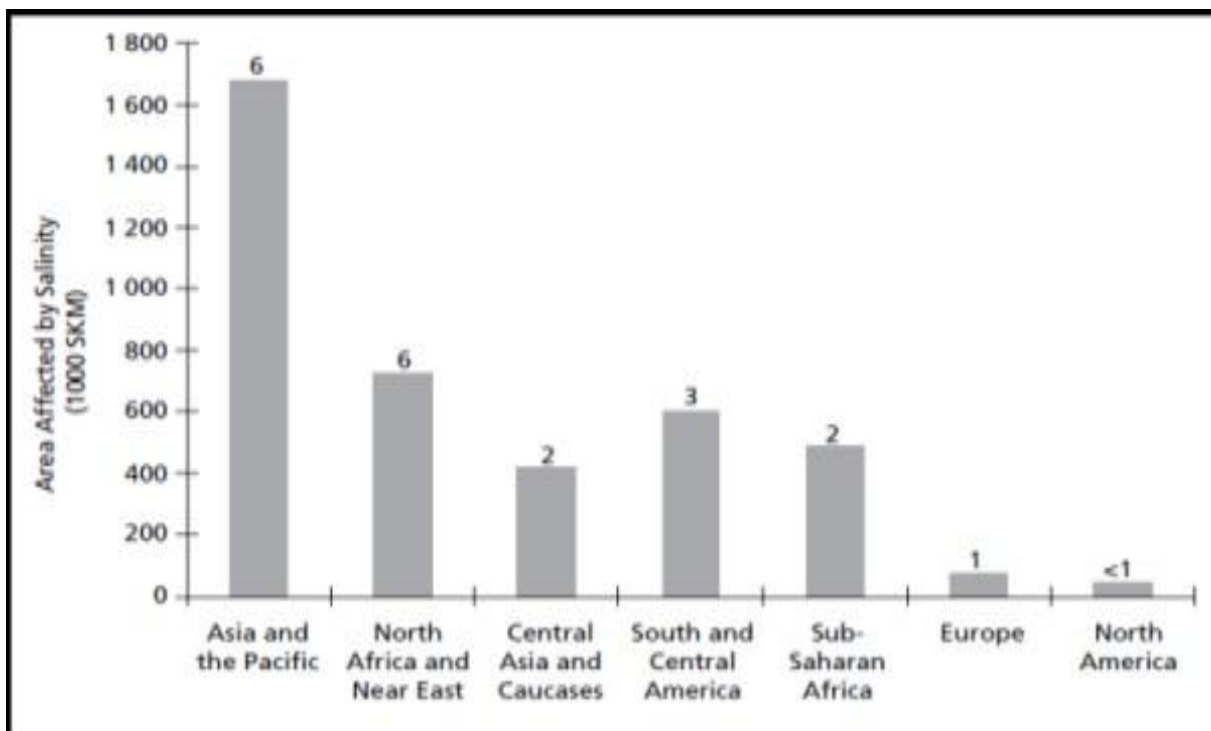


Figure 6 : Superficie affectée par la salinité dans les différentes régions du monde (FAO, 2006).

II.4-Caractérisation des sols salés:

Les principaux critères d'évaluation du niveau de la salinisation des sols sont :

- La conductivité électrique : elle est utilisée pour la mesure de la salinité des eaux et du sol exprimé en déci siemens par mètre (ds/m) à 25°C ou en milimhos par cm (A ubert, 1980).
Poire (1973), note qu'il existe une relation entre la CE et la pression osmotique par la formule suivante : $Po = K \cdot CE$ (K=coefficient nature du sel de 0.28 à 0.35)
- Le sodium échangeable (ESP) : C'est le rapport $(Na^+/CEC) \cdot 100$, le paramètre ESP (échangeable sodium pourcentage) estime le degré de saturation du complexe d'échange cationique. (Michel, 2005).
- Le pH : Celui des sols salés peut dépasser 8,5 et cela résulte de l'abondance, la diversité et de la solubilité des sels. (Legoupil, 1977)
- La sodicité : c'est le taux de sodium absorbé par rapport aux deux cations bivalents Ca^{2+} et Mg^{2+} en équilibre, le SAR s'exprime comme suit:

$$SAR = \frac{Na}{\sqrt{(Ca^{2+} + Mg^{2+})/2}}$$

Le SAR et la CE sont utilisés comme critères de qualité des sols

Tableau 2: Caractéristiques physico chimiques des grands types de sols salés
(Maman, 2017)

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

II.5-Effets de la salinité sur les propriétés du sol

II.5.1-Effets de la salinité sur les propriétés physiques du sol

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

En effet les forts taux de sodium échangeable peuvent influencer considérablement les nombreuses propriétés des sols comme la dispersion des particules argileuses (Grachev *et al.*, 1997), la dispersion de la matière organique (Amrhein *et al.*, 1992) et la conductivité hydraulique (Zahow et Amrhein, 1992). Les conséquences traduites par l'ensemble de ces paramètres se manifestent dans le sol par une dégradation de la couche de surface aboutissant à la formation d'une croûte de battance pouvant atteindre plusieurs centimètres. Cette croûte a une influence négative sur les échanges sol-atmosphère (Abu awwad et Akasheh, 1997).

La saturation de la fraction argileuse en sodium provoque la dispersion des fines particules et la modification de la structure du sol (Gassemi, 1995).

Les cations sodium tendent à provoquer la destruction de la structure en favorisant la dispersion des colloïdes minéraux. D'une façon générale, la dispersion dépend de deux facteurs :

- La quantité de cations Na^+ adsorbés (ESP) dont l'augmentation favorise la dispersion.
- La concentration de la solution saline au contact de la phase solide, dont l'augmentation limite la dispersion (Calvet, 2003).

II.5.2-Effets de la salinité sur les propriétés chimiques

- Effet de la salinité sur les éléments minéraux

Selon Durand (1983), les quantités excessives de sels solubles au niveau du sol modifient son équilibre ionique qui devient ainsi défavorable à toute culture. D'après Bernstein (1975), un sol n'est vraiment fertile que lorsqu'il présente un certain rapport entre les éléments minéraux qu'il renferme. Les fortes concentrations en Na^+ 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.

Ce phénomène a été observé chez le riz (Haouala et *al.*, 2007 in Levitt, 1980) et la canne à sucre (Haouala et *al.*, 2007 in Nimbaikar, Joshi, 1975). Dans le cas de haricot, cette absorption peut complètement s'arrêter (Haouala et *al.*, 2007 in Hamza, 1977).

La faible fertilité des sols salés est généralement liée à la présence de sels solubles, en particulier les sels de sodium (Szabolcs, 1979). L'étude de l'interaction entre la salinité et la fertilité sur la croissance, la composition minérale et le métabolisme de l'azote des plantes, a montré que la salinité diminue la fertilité du sol (Garg et *al.*, 1993).

- Effet de la salinité sur le pH

L'accumulation des sels solubles dans le profil d'un sol réduit son pH, mais dans le cas d'un sol alcalin, le pH augmente avec la salinité à cause de la présence des bicarbonates et des carbonates de sodium (Gupta et *al.*, 1990)

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)

- Effet de la salinité sur le taux du sodium échangeable

Selon Hammia (2012), 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.

II.5.3-Effets de la salinité sur les propriétés biologiques

Les sels forment une couche imperméable en surface empêchant toute activité biologique (Halfaoui, 1988). Ainsi selon (Aubert, 1988) la pression osmotique de la solution des sols salés s'élève d'où l'alimentation en eau difficile des plantes et micro-organismes.

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

Selon Durand (1983), les sels ont une action inhibitrice de l'activité des micro-organismes du sol notamment sur l'activité des bactéries nitrifiantes ce qui nuit à la fertilisation du sol. L'activité microbienne est bloquée malgré qu'elle soit nécessaire à la vie du végétale.

D'après Djazzar (1994) in Grillot(1957), les sels diminuent d'une manière générale la fertilité naturelle des sols en inhibant la croissance et l'activité des populations microbiennes, beaucoup d'entre elles sont indispensables à l'agriculture et exigent un milieu proche de la neutralité.

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 (actinomycètes) diminuent significativement en présence de 5% de NaCl (Omar et al, 1994).

Chapitre III
Les effets du stress salin
sur les plantes

III Définition du stress

Un stress est l'ensemble des perturbations biologiques provoquées par une agression quelconque sur un organisme. Selon Levitt (1980), c'est un facteur de l'environnement induisant une contrainte potentiellement néfaste sur un organisme vivant.

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.1-Types de stress:

On peut distinguer deux types de stress dans la nature :

III.1.1-Le stress biotique:

Dû à une agression par un autre organisme : insectes, animal,...Etc. 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 (Shilipi et Narendra, 2005).

III.1.2-Le stress abiotique:

Il est dû principalement à des facteurs environnementaux comme la sécheresse, les températures extrêmes, excès d'eau (asphyxie racinaire), la salinité. On peut citer quelques types des stress abiotiques qui peuvent affecter les végétaux :

- Le stress hydrique : provoqué par un déficit en eau constituant une menace permanente 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.
- 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 Na^+ et Cl^- (Hopkins, 2003).

III.2-Le stress salin

Il est défini comme une concentration excessive en sel. Le terme stress salin s'applique surtout à un excès des ions, en particulier Na^+ et Cl^- (Hopkins, 2003). Les conséquences d'un stress salin peuvent résulter de trois types d'effets que le sel provoque chez les plantes :

✓ Le stress hydrique:

la présence des sels diminue le potentiel hydrique de la solution du sol et réduit la capacité des plantes à absorber de l'eau, ce qui fait perdre de l'eau aux cellules foliaires et réduit leur taux d'élongation, créant une situation semblable au déficit hydrique dans le sol (sécheresse physiologique), ce qui provoque une réduction de la croissance des feuilles. Ceci est désigné sous le nom de l'effet osmotique ou l'effet de déficit hydrique de la salinité (Munns et Tester, 2008).

✓ Le stress ionique:

Le sel absorbé par les plantes se concentre dans les vieilles feuilles; poursuite du transport du sel dans les feuilles qui transpirent sur une longue période de temps aboutit finalement à très haute Concentrations de Na^+ et de Cl^- , et les feuilles meurent. La cause de la blessure est probablement due à la charge de sel dépassant la capacité des cellules à compartimenter les sels dans la vacuole. Les sels s'accumuleraient alors rapidement le cytoplasme et inhiber l'activité enzymatique. Alternativement ils pourraient s'accumuler dans les parois cellulaires et déshydrater la cellule (Munns, 2005)

Mühling et Läuchli (2002), notent que les mécanismes de tolérance aux effets spécifiques du sel sont de deux types principaux: ceux qui minimisent l'entrée de sel dans la plante et ceux minimisant la concentration de sel dans le cytoplasme (Tester et Davenport, 2003). La concentration à laquelle Cl^- devient toxique est encore moins définie. Les racines doivent exclure la majeure partie du Na^+ et du Cl^- dissous dans la solution du sol, sinon le sel dans la pousse s'accumulera progressivement avec le temps pour atteindre des niveaux toxiques (Munns, 2005).

✓ Le stress nutritionnel:

Un déséquilibre ionique se produit dans les cellules en raison d'une accumulation excessive de Na^+ et de Cl^- et réduit l'absorption d'autres nutriments minéraux, tels que K^+ , Ca^{2+} et Mn^{2+} (Karimi et al, 2005). Haute teneur en sodium rapport de potassium en raison de l'accumulation de grandes quantités des ions sodium inactivent les enzymes et affectent le métabolisme processus dans les usines (Booth et Beardall, 1991).

L'excès de Na^+ et de Cl^- inhibe l'absorption de K^+ et conduit à l'apparition de symptômes comme ceux de la carence en K^+ . La carence en K^+ conduit initialement à la chlorose, puis à la nécrose (Gopa et Dube, 2003). Le rôle de K^+ est nécessaire pour l'osmorégulation et la synthèse des protéines, le maintien de la turgescence cellulaire et la stimulation de la photosynthèse (Freitas et al., 2001; Ashraf, 2004)

L'augmentation des niveaux de Na^+ dans les cellules modifie l'activité enzymatique, ce qui entraîne une altération du métabolisme cellulaire, une perturbation de l'absorption du K^+ et une division dans les cellules et dans la plante, pouvant même affecter l'ouverture des stomates, réduisant ainsi la capacité de croissance de la plante. Le Ca^{2+} fourni de l'extérieur a été montré pour atténuer les effets néfastes de la salinité sur les plantes, probablement en facilitant une sélectivité plus élevée K^+ / Na^+ (Hasegawa et al., 2000).

III.3-Effets du stress salin sur les plantes

III.1-Effet du stress salin sur la germination

La présence excessive des sels solubles peut causer une forte pression osmotique chez les plantes et l'inhibition de la germination des graines ainsi que le développement de la plante entière en réduisant sa capacité à retenir l'eau entraînant des conséquences sur le niveau de croissance et sur l'activité métabolique (Munns, 2002 ; Belkhodja et Bidai, 2001).

En effet la salinité peut provoquer une réduction des échanges gazeux, provoquée principalement par la dégradation de la structure des sols et plus particulièrement la formation des croûtes de surface (Bresson, 1994), cette croûte formée, de nature imperméable cause l'infiltration de l'eau en favorisant l'évaporation et en limitant les chances de germination des plantes, qui a des conséquences néfastes sur les plans

agronomiques due à une mauvaise levée des semences (Le bissonais et *al.*, 1989).

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

III.2-Effet du stress salin sur la croissance

Le sel affecte négativement l'alimentation hydrique, minérale ainsi que les fonctions physiologiques des plantes, suivant leur degré de tolérance. Il réduit aussi leur croissance et développement en fonction de leur niveau de sensibilité (Salama, 2004)

Il a été démontré que le stress salin provoque une augmentation de la concentration en acide abscissique (ABA) dans la partie aérienne ou une réduction des concentrations en cytokénine. Ceci résulte en une croissance et une transpiration réduites (Itai, 1999).

La réduction de la croissance est une capacité adaptative nécessaire à la survie d'une plante exposée à un stress abiotique (Zhu, 2001). En effet, ce retard de développement permet à la plante d'accumuler de l'énergie et des ressources pour combattre le stress avant que le déséquilibre entre l'intérieur et l'extérieur de l'organisme n'augmente jusqu'à un seuil où les dommages sont irréversibles. Pour illustrer cette tendance, dans la nature, la croissance est inversement corrélée à la résistance au stress salin (Zhu 2001).

III.3-Effet du stress salin sur la morphologie de la plante

Les effets de la salinité se manifestent par une diminution de la croissance de l'appareil végétative, caractérisé 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 conséquent 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).

a- Sur les racines:

Les racines sont les premiers organes confrontés à l'augmentation du sel, il a été observé que des concentrations importantes de polypeptides appelés osmotine (Singh et *al.*, 1987).

b- Sur les feuilles:

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

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

Le stress salin cause le développement de la vacuolisation et un gonflement partiel du réticulum endoplasmique, le gonflement de la mitochondrie, la vésiculation et la fragmentation du tonoplaste et la dégradation du cytoplasme par le mélange de la matrice cytoplasmique et vacuolaire des feuilles de la patate douce (*Ipomoea batatas*). Des concentrations élevées de sel tels que le Ca⁺⁺, Mg⁺⁺ et les bicarbonates provoquent des nécroses sur les feuilles, des décolorations et la réduction de la chlorophylle, (Saidoune, 2000).

III.4-Effet du stress salin sur la physiologie de la plante

III.4.1-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 la photosynthèse nette (Bouزيد, 2010).

En effet la photosynthèse est fortement affectée par les stress environnementaux tel que le stress salin, qui cause des effets à long et à court terme sur la photosynthèse. Les effets à court terme se manifestent après quelques heures jusqu'à un à deux jours de l'exposition au stress, et la réponse est importante ; il y a complètement arrêt de l'assimilation du carbone (Parida et Das,2005 in Munn et Termatt, 1986).

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

D'autres travaux ont également rapporté qu'il y a une suppression de la photosynthèse sous les conditions d'un stress salin (KAO et *al.*, 2001) et qu'elle ne diminue pas mais plutôt stimulée par de petites concentrations de sel.

Iyengar et Reddy (1996), rapporte que la diminution de la vitesse photosynthétique est due à plusieurs facteurs:

- La déshydratation des membranes cellulaires ce qui réduit leur perméabilité au CO₂.
- La toxicité du sel;
- La réduction de l'approvisionnement en CO₂ à cause de la fermeture hydro active des stomates;
- La sénescence accrue induite par la salinité;
- Le changement dans l'activité des enzymes causé par le changement dans la structure cytoplasmique.

Le taux de la chlorophylle et des caroténoïdes des feuilles diminue en général sous les conditions de stress salin. Les feuilles les plus âgées commencent à développer une chlorose et finissent par tomber pendant une période prolongée de stress salin (Agastian et *al.*, 2000).

Par contre, Wang et Nil (2000), ont rapporté que le contenu de la chlorophylle augmente sous les conditions de salinité, la chlorophylle et les caroténoïdes diminuent significativement sous le stress salin, mais la vitesse du déclin de la chlorophylle est plus importante que celle de la chlorophylle a et les caroténoïdes.

La salinité affecte l'ultrastructure des chloroplastes (Ackerson, 1981; Salama, 1994). Le stress salin provoque la perte de l'enveloppe chloroplastique, l'apparition de gouttelettes lipidiques et la dégradation des membranes thylakoïdiennes (Olmos, 1996). Aussi perméabilité membranaire augmente sous l'effet de sel (Lutts et *al.*, 2004).

III.4.2-Sur l'absorption minérale:

Le stress salin engendre un déséquilibre de la nutrition minérale de la plante qui résulte d'une perturbation de l'absorption et du transport des éléments essentiels. En général, la présence du NaCl dans le milieu de culture inhibe l'absorption des ions K^+ , Ca^{2+} , Pi , NO_3^- , NH_4^+ et renforce celle des ions salins, Na^+ et Cl^- qui s'accumulent jusqu'à devenir toxiques pour la plante (Mezni et al., 2010).

Ainsi, Farissi et al., (2014) ont montré chez *Medicago sativa* L, que la contrainte saline engendrait des réductions significatives de K^+ et des accumulations significatives de Na^+ . Chez la même espèce, Ibriz et al., (2004) ont noté que la salinité provoquait une accumulation de Na^+ et Cl^- , et une réduction d'absorption de K^+ , Ca^{2+} et de N

En effet, il s'est avéré que le stress salin a une influence sur l'activité de la nitratre Gouia et al., (1994) ont noté que l'effet négatif du NaCl sur l'activité de cette enzyme était plus remarquable sur les plantes de la fève sensible ausel.

Egalement, l'augmentation de la concentration en NaCl réduit l'activité nitratre réductase dans les organes de *Medicago sativa* L (Khan et al., 1995).

III.4.3-Sur l'équilibre hormonal

La concentration élevée du sel déclenche une augmentation dans les taux des hormones végétales, comme l'ABA et les cytokinines (Vaidyanathan et al., 1999 in Parida et Das, 2005).

L'acide abscissique est responsable de l'altération des gènes induits par le stress salin. Les gènes inductibles de l'ABA sont prévus de jouer un rôle important dans le mécanisme de la tolérance au sel chez le riz (Parida et Das, 2005 in Gupta et al., 1998).

Pendant le stress salin il y a une augmentation au niveau de la production de l'ABA et l'éthylène chez *Citrus sinensis* (Parida et Das, 2005 in Gomez-Cadenas et al., 1998).

Il s'est avéré que l'ABA vient alléger l'effet inhibiteur du NaCl sur la photosynthèse, la croissance et la translocation des assimilats (Parida et Das, 2005 in Popov et al., 1995).

L'ABA favorise le passage de la forme C3 à la forme CAM chez *M. crystallinum* pendant le stress salin (Parida et Das, 2005 in Thomas et al., 1992). L'ABA favorise la

fermeture des stomates en changeant le flux des ions dans les cellules de gardes sous les conditions de stress salin.

On a montré que l'augmentation de l'absorption de Ca^{2+} est liée à l'augmentation de l'ABA dans le cas du stress salin et donc contribue au maintien de l'intégrité membranaire, ce qui permet aux plantes de réguler l'absorption et le transport dans le cas d'excès de la salinité à long terme (Chen et *al.*, 2001).

Il a été rapporté que l'ABA réduit la libération de l'éthylène et l'abscission foliaire en condition de stress chez le Citrus probablement en diminuant l'accumulation de l'ion toxique Cl^- dans les feuilles (Gomez-Cadenas et *al.*, 2002)

III.4.4-Sur l'état hydrique

Au niveau de la plante entière, la circulation de l'eau est possible : elle se déplace du sol, où le potentiel hydrique est élevé, à l'air ambiant où le potentiel hydrique est le plus faible.

Lorsque la plante est dans la situation de stress salin, le potentiel osmotique diminue, ce qui entraîne une diminution du potentiel hydrique du sol. La cellule doit alors ajuster son potentiel osmotique afin d'éviter des pertes d'eau trop importantes.

Ainsi le stress osmotique non seulement réduit le potentiel hydrique et provoque un déséquilibre ionique ou des perturbations dans l'homéostasie des ions (Parida et Das, 2004), mais entraîne également des changements de conductivité hydraulique tissulaire.

III.4.5-Sur la perméabilité cellulaire:

L'adaptation au stress salin se met en place au niveau des membranes cellulaires (membrane plasmique, tonoplaste). La modification qualitative et quantitative des aquaporines (protéines transmembranaires) est par exemple un processus capable de modifier

La conductivité hydraulique de la plante et de favoriser ou restreindre les mouvements d'eau (Yeo 1998, Chrispeels et Maurel 2001). Les membranes voient également leur composition lipidique modifiée en réponse à un stress de salinité (Mansour et Salama 2004).

En termes de transport ionique, la stratégie de résistance à la salinité est qualitative et quantitative. La sélectivité des ions à l'entrée constitue la composante qualitative. Elle

se définit à partir des différents transporteurs membranaires présents (antiport Na^+/H^+) (Tyerman et Skerrett, 1999). Dans la diffusion facilitée comme dans le transport actif, les protéines membranaires peuvent être très spécifiques de certains solutés.

Néanmoins, plusieurs solutés peuvent entrer en compétition pour une même protéine de transport (Na^+ et K^+).

Lorsque l'énergie et la matière disponibles pour la croissance sont entièrement détournées pour l'adaptation et la protection, l'organisme ne dispose plus de ressources pour contenir l'excès de Na loin des activités métaboliques sensibles. Si la capacité osmorégulatrice et osmoprotectrice des solutés compatibles en présence est excédé par les concentrations en (Na et Cl^-) dans le cytoplasme, il s'ensuit un dépérissement progressif de l'organisme exposé aux effets spécifiques des ions en excès (Martin et Koebner 1995, Franklin et Zwiazek 2004).

Chapitre IV

Les mécanismes impliqués dans la réponse au stress salin

IV Les mécanismes impliqués dans la réponse au stress salin

Le problème de la salinité est multiple, car en plus de la toxicité des ions Na^+ et Cl^- (dissous dans l'eau d'irrigation ou présents dans la solution du sol) et de la perturbation de la nutrition minérale (suite aux interactions entre les ions), les plantes ont du mal à absorber l'eau du sol du fait de sa pression osmotique élevée, et cela se traduit par un stress hydrique en plus du stress salin, compliquant et altérant ainsi de façon exponentielle leur état physiologique (Hanana *et al.*, 2011)

La majorité des changements physiologiques notés chez les plantes soumises à un stress salin est une réponse à des composantes osmotiques. Néanmoins, en présence d'une osmorégulation, les plantes traitées par le sel sont confrontées au problème d'accumulation d'ions toxiques dans leurs tissus, ce qui est considéré comme un élément clé limitant la croissance des plantes en milieu salin (Munns *et al.*, 1995).

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).

IV.1-Les stratégies d'adaptation et de tolérance au stress salin

Selon Zhu (2003), les mécanismes de tolérance au sel chez les plantes peuvent être groupés en:

- une homéostasie cellulaire regroupant homéostasie ionique et ajustement osmotique;
- un contrôle et une réparation des dommages causés par le stress ou détoxification;
- une régulation de la croissance;

IV.1.1-Homéostasie cellulaire

IV.1.1.1-homéostasie osmotique

Un potentiel osmotique élevé dans les vacuoles est équilibré par une accumulation de solutés compatibles dans le cytoplasme (Bohnert *et al.*, 1999 ; Glenn et Brown, 1999).

L'ajustement osmotique accompli par les solutés compatibles permet le maintien de :

- la turgescence (Sakomoto et Murata, 2002);
- nombreuses fonctions physiologiques (photosynthèse, transpiration, croissance...);
- l'état naturel des macromolécules en empêchant l'accumulation de radicaux oxygène

Chapitre IV Les mécanismes impliqués dans la réponse au stress salin

toxiques, contribuant ainsi au contrôle redox (Hasegawa *et al.*, 2000).

Les composés azotés (protéines et autres acides aminés), hydroxylés (saccharose, polyols et oligosaccharides) et les ammoniums quaternaires sont parmi les solutés compatibles accumulés par les plantes. Le type d'osmolyte accumulé dépend de l'environnement naturel de chaque espèce végétale (Rhodes et Hanson, 1993).

Parmi les solutés compatibles synthétisées durant le stress salin:

✓ la proline:

Cette osmoprotecteur non enzymatique possède un bon potentiel inhibiteur et il est considéré comme indispensable pour la plante afin de controverser l'effet des espèces réactives d'oxygène en conditions de stress (Chen et Dickman, 2005 ; Gill et Tuteja, 2010).

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; Kocsyet *al.* , 2005) et la stabilisation des protéines (Ashraf et Foolad 2007 in Majumder *et al.*, 2010), protégerait l'intégrité de la membrane plasmique (Blumwald *et al.*, 2011 in Mansour 1998) et constituerait une source de carbone et d'azote (Ahmad et Hellebust 1988; Peng *et al.*, 1996; Sairam et Tyagi 2004).

L'accumulation de la proline chez diverses espèces de plantes stressées a été corrélée à leur capacité de tolérance, et sa concentration est généralement plus élevée chez les plantes tolérantes que les plantes sensibles (Ashraf et Foolad 2007). Toutefois, dans certains cas, cette relation ne semble pas être valable, tel le cas de certaines variétés de riz (Lutts *et al.*, 1999) et de sorgho (de-Lacerda *et al.*, 2003), pour lesquelles, l'accumulation de proline semble plutôt être une simple réaction de la plante qu'un comportement d'adaptation et de tolérance au stress.

L'accumulation de la proline dans les organes aériens sous l'effet de la salinité est connue comme étant un caractère adaptatif développé par la plante pour affronter le stress salin (Kramer, 1974 ; Jin et Ray, 2004 ; Megdiche *et al.*, 2007) mais aussi le stress hydrique (Hsiao, 1973). L'accumulation de cet amino-acide joue également un rôle important dans l'adaptation des plantes aux milieux gypseux (Huber, 1974 ; Jäger et Meyer, 1977).

Chapitre IV Les mécanismes impliqués dans la réponse au stress salin

La proline, en raison de son extrême solubilité dans l'eau, fonctionnerait aussi bien comme accumulateur de carbone, d'azote et d'énergie que comme substance osmorégulatrice (Stewart & Lee, 1974 ; Treichel, 1975). La proline constituerait ainsi un facteur d'une grande importance pour la résistance à la sécheresse et la survie des plantes en état de stress hydrique et salin (Singh *et al.*, 1973 ; Hubac *et al.*, 1977 ; Ksouri *et al.*, 2010).

✓ Les sucres solubles:

L'accumulation des sucres et des polyols, principalement suite à l'hydrolyse de l'amidon, était stimulée par un stress salin chez différentes espèces végétales (Gilmour *et al.* 2000; Streeter *et al.*, 2001; Taji *et al.*, 2002; Bartels et Sunkar, 2005; Majumder *et al.*, 2010). Une forte corrélation a été établie entre l'accumulation des sucres et le niveau de tolérance à la salinité (Gilmour *et al.*, 2000; Streeter *et al.*, 2001; Taji *et al.*, 2002; Bartels et Sunkar, 2005).

Les sucres pourraient agir en tant qu'osmoticum, protéger des macromolécules spécifiques (enzymes) et contribuer à la stabilité des structures membranaires (Su *et al.*, 1999; Chen et Murata, 2002; Bartels et Sunkar, 2005)

Meloniet *al.*, (2001), démontrent que l'ajustement osmotique serait accompli par l'accumulation des corps dissous organiques (sucres), et leurs concentrations augmentent proportionnellement à l'intensité du stress

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 (Phillips *et al.*, 2002; Sairam et Tyagi, 2004), s'accompagnent aussi de l'augmentation de composés aminés (Cushman, 2001).

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 qu'osmoprotecteurs des membranes et des protéines, probablement en éliminant les radicaux libres d'oxygène (Bohnert et Jensen, 1996). Ils peuvent également servir de source de carbone pendant la période de stress durant laquelle les photosynthétats sont peu disponibles (Vernon *et al.*, 1993).

Chapitre IV Les mécanismes impliqués dans la réponse au stress salin

Geingenberger et *al.*, (1997), attribuent l'augmentation des sucres solubles à une dégradation des réserves amylacées suite à leur conversion rapide en saccharose, fait qui pourrait être attribué à une inhibition de la synthèse de l'amidon.

✓ La glycine bétaine:

La glycine bétaine est l'ammonium quaternaire le plus répandu chez les plantes supérieures, elle est accumulée suite à un stress abiotique, telle une salinité élevée (Rhodes et Hanson, 1993). Elle joue un rôle majeur dans la stabilisation des structures des enzymes et des complexes protéiniques et dans le maintien de l'intégrité des membranes contre les effets délétères de l'excès de sel, du froid, de la chaleur et la congélation (Hayashi et *al.*, 1997 ; Sakamoto et Murata, 2002).

Le complexe de transport d'électrons (II) est protégé par la glycine bétaine contre les dommages de la salinité élevée d'où la restauration de la photosynthèse et l'augmentation du taux de chlorophylle (Yeo, 1998 ; Hamilton et Heckathorn, 2001). La glycine bétaine stimule aussi la fixation d'azote par les plantes soumises à un stress salin (Pocard et *al.*, 1991).

La glycine bétaine 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 (Ashraf et Foolad 2007) et aussi dans l'osmoprotection en stabilisant les macromolécules et en préservant les membranes sous stress (Yancey, 1994; Naidu 2003; Majumder et *al.*, 2010).

IV.1.1.2-homéostasie ionique

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).

Il existe trois principales stratégies que les plantes utilisent pour faire face à la salinité : la compartimentation des ions toxiques au sein de la vacuole, leur exclusion hors de la cellule (Hasegawa et *al.*, 2000; Borsani et *al.*, 2003; Blumwald et *al.*, 2004; Munns 2005; Yamaguchi et Blumwald, 2006; Apse et Blumwald, 2007) et la sélectivité ionique.

Chapitre IV Les mécanismes impliqués dans la réponse au stress salin

Exclusion des ions toxiques (sodium)

L'exclusion du sodium est réalisée par l'action combinée d'une série de protéines de type SOS « Salt Overly Sensitive » (Zhu 2003). SOS1, qui est également un antiport Na^+/H^+ mais localisé au niveau de la membrane plasmique, joue un rôle primordial dans ce mécanisme d'exclusion de sodium vers le milieu extérieur (Shi et *al.*, 2000; Zhu 2003; Mahajan et *al.*, 2008). SOS2 et SOS3 assurent conjointement la régulation de l'activité de SOS1 mais également celle de l'antiport vacuolaire NHX1 (Liu et *al.*, 2000; Zhu 2002; Qiu et *al.*, 2004).

D'autre part et afin de réduire l'accumulation de sodium au niveau de la partie aérienne de la plante, ce complexe protéique SOS interagit avec le trans-porteur HKT1 (Rus et *al.*, 2001) lui aussi situé sur la membrane plasmique et qui est responsable de la recirculation du sodium des feuilles vers les racines via le phloème (Berthomieu et *al.*, 2003; Hauser et Horie, 2010).

Il existe une corrélation positive entre l'exclusion des sels et la tolérance à la salinité chez plusieurs espèces (Storey et Walker 1999; Lee et *al.*, 2003; Munns et James, 2003; Poustini et Siosemardeh, 2004; Zhu et *al.*, 2004; Munns et *al.* 2006).

Les transporteurs CCC « cation-chloride cotransporter », identifiés par Colmenero-Flores et *al.* (2007), étant responsables du transport à longue distance des chlorures, seraient également impliqués dans le mécanisme de leur exclusion (Brumos et *al.*, 2009).

La compartimentation vacuolaire

Dans ce processus de compartimentation de sodium au sein de la vacuole, la cellule parvient à maintenir une faible concentration de sodium dans le cytoplasme, minimisant ainsi son effet toxique; et d'autre part, l'augmentation concomitante de la concentration de sodium dans la vacuole va engendrer une forte pression osmotique qui va favoriser l'absorption d'eau et donc améliorer la turgescence des cellules (Glenn et *al.*, 1999; Apse et Blumwald, 2007).

Ce mécanisme de compartimentation vacuolaire est assuré par l'action d'un antiport vacuolaire sodium/proton (Na^+/H^+) dont l'énergie est fournie par les pompes à protons ATPases (H^+ -adénosine triphosphatases) et PPases (H^+ -pyrophosphatases) vacuolaires (Apse et *al.*, 1999; Blumwald et *al.*, 2000; Gaxiola et *al.*, 2002; Horie et Schroeder, 2004; Yamaguchi et Blumwald, 2006).

Chapitre IV Les mécanismes impliqués dans la réponse au stress salin

Le mouvement des protons de la vacuole vers le cytoplasme est exergonique du fait du gradient de pH de 1,5 unité entre ces deux compartiments. Le taux d'accumulation de sodium dans la vacuole par rapport au cytoplasme peut donc être supérieur à 30, en supposant un mécanisme d'antiport strict électro-neutre avec une stœchiométrie H⁺:Na⁺ de 1:1; mais en réalité, du fait de l'existence des autres cations dans la cellule,

l'accumulation de sodium dans la vacuole est réalisable contre son gradient de concentration seulement 4 à 5 fois plus élevé (Hanana et *al.*, 2009).

Le mouvement des protons de la vacuole vers le cytoplasme est exergonique du fait du gradient de pH de 1,5 unité entre ces deux compartiments. Le taux d'accumulation de sodium dans la vacuole par rapport au cytoplasme peut donc être supérieur à 30, en supposant un mécanisme d'antiport strict électro-neutre avec une stœchiométrie H⁺:Na⁺ de 1:1; mais en réalité, du fait de l'existence des autres cations dans la cellule, l'accumulation de sodium dans la vacuole est réalisable contre son gradient de concentration seulement 4 à 5 fois plus élevé (Hanana et *al.*, 2009).

Les halophytes utilisent ce mécanisme de compartimentation de sodium dans la vacuole afin de pouvoir générer un potentiel osmotique au sein des cellules, nécessaire à l'absorption de l'eau au niveau des sols salés. Ainsi, l'accumulation du sodium dans le compartiment vacuolaire semble avoir un double rôle, celui de la protection du cytoplasme contre la toxicité du sodium et celui de son utilisation en tant qu'osmoticum dans la vacuole (Blumwald et *al.*, 2000; Bartels et Sunkar, 2005).

IV.1.2-Le contrôle et la réparation des dommages causés par le stress

IV.1.2.1-Les protéines de type LEA

Les protéines LEA ont été initialement découvertes en raison de leur accumulation tardive (phase de maturation) au cours de l'embryogénèse des graines de coton (Dure and Galau, 1981). Elles ont par la suite été découvertes dans les graines d'autres espèces, ainsi que dans les tissus végétatifs, en particulier en réponse à des stress abiotiques, tels que la sécheresse, le froid et le stress salin (Hand et *al.*, 2010).

L'induction de la tolérance au stress est corrélée avec l'apparition à la fin de l'embryogénèse des protéines (LEA) et aux protéines de choc thermique (HSP) qui s'accumulent lors de la maturation tardive des graines sous contrôle de l'acide abscissique

Chapitre IV Les mécanismes impliqués dans la réponse au stress salin

(ABA) (Gallardo et *al.*, 2001). Ces protéines qui sont impliquées dans la tolérance au déficit hydrique et sur la longévité des graines orthodoxes sont également induites par la salinité et peuvent agir comme osmoprotecteurs et antioxydants (Kalemba et Pukacka, 2007).

Ingram et Bartels (1996), ont affirmé que chez les plantes supérieures, le stress osmotique induit plusieurs protéines qui sont liés aux protéines (LEA) et aux protéines du choc thermique (HSP).

Chez les végétaux supérieurs, le stress osmotique induit la synthèse de plusieurs protéines dans les tissus végétatifs, qui sont reliés aux protéines LEA (late-embryogenesis-abundant proteins). La corrélation entre l'accumulation de ce type de protéines et la tolérance au stress, indique le rôle protecteur de ces protéines sous déficit hydrique (Ingram et Bartels, 1996).

Ainsi, le protéome qui contient des niveaux élevés en protéines LEA et en chaperons, ont un rôle important dans la tolérance au stress en relation avec la dormance des graines (Grobei et *al.*, 2009).

Les protéines qui s'accumulent dans les plantes dans des conditions salines peuvent fournir une forme de stockage de l'azote qui est réutilisée plus tard (Singhetal., 1987) et peuvent jouer un rôle dans l'ajustement osmotique. Leur fonction de protection consiste à stabiliser les structures membranaires (Tolleter et *al.*, 2010).

IV.1.2.2-Les protéines de type HSP

Elles permettent ainsi une protection des plantes lors de stress par un rétablissement de la conformation initiale des protéines et de l'homéostasie cellulaire (Wang et *al.*, 2004).

IV.1.2.3-La gestion du stress oxydatif

Les plantes sont constamment soumises à des variations environnementales ou stress abiotique, tels que la sécheresse, le froid, des températures élevées, mais aussi des stress de type biotique

L'ensemble de ces facteurs peut provoquer une forte production des espèces réactives d'oxygène (ROS), pour Reactive Oxygen Species (Price et *al.*, 1995 ; Noctor et

Chapitre IV Les mécanismes impliqués dans la réponse au stress salin

Foyer, 1998 ; Schutzendubel et Polle, 2002), parmi lesquelles des radicaux libres comme les radicaux superoxydes(O), les radicaux hydroxyles (OH-),et les radicauxperoxydes (RO-) ainsi que des formes non radicales comme hydrogènes de peroxydes (H₂O₂) (Halliwell et Whiteman, 2004).

En cas d'excès, l'augmentation de radicaux libres de l'oxygène dans les cellules provoque des dommages cellulaires irréversibles, tels que la peroxydation des lipides ainsi que la dénaturation oxydative des acides aminés et des bases azotées. Ces ROS à de fortes concentrations peuvent donc être fatals pour les cellules, par l'altération des fonctions et des structures cellulaire (Zahid, 2010).

Cependant les plantes ont développé tout un système de défense pour se protéger contre le stress oxydatif. Ainsi, les cellules possèdent des antioxydants et des enzymes antioxydatives pour faire face aux cascades de réactions déclenchées par le stress oxydatif dans les organes cellulaires. Parmi ces enzymes antioxydatives, les plus importantes et les plus étudiées sont la Superoxyde dismutase (SOD), l'Ascorbate peroxydase (APX), la Catalase (CAT), et la Glutathion peroxydase. Il existe aussi un ensemble de molécules antioxydantes, de faibles masses moléculaires telles que l'ascorbate, le glutathion, les composés phénoliques et les tocophérols (Zahid ,2010).

Chapitre IV

Matériels et Méthodes

V Matériels et Méthodes

V.1-Matériel végétal

Le matériel végétal utilisé dans notre étude est composé de semences d'*Artemisia herba alba* et d'*Artemisia campestris* provenant de la région de Ben srar à 107 Km au sud de la wilaya de M'sila.

L'analyse physicochimique et les données géographiques du site échantillonné sont présentées dans le tableau ci-dessous

Tableau 3 : Analyse du sol échantillonné (Khadar et Zitouni , 2017)

Analyse du sol	
pH eau	8.16
pH Kcl	7.90
Calcaire Total (%)	46.6
Mo (%)	4.7
CE (µs/cm)	385
Argile (%)	2.5
Limon fin (%)	0.43
Limon grossier (%)	39.88
Sable fin (%)	35.45
Sable grossier (%)	21.74
Cordonnées géographiques	
Altitude	624m
Position géographique	N : 34° 55' 54.9" E : 004° 43' 10.1"

V.2- Démarche expérimentale

V.2.1-Conduit de l'essai

L'expérimentation à été réalisée au niveau du laboratoire de botanique du département d'agronomie de l'université de M'sila durant la période de décembre 2018 au juin 2019, deux études ont été menées simultanément : un teste de germination et un essai in vitro.

V.2.1.1-Teste de germination

Préparation des graines

Les graines d'armoise sont obtenues après séparation manuelle afin d'extraire la graine de l'enveloppe. Les graines sont sélectionnées selon leurs tailles pour faciliter leurs manipulations durant notre essai.

Les graines ont été trempées dans l'alcool à 70% pendant 10 minutes, puis traitées à l'hypochlorite de calcium à 8% pendant 20 minutes, puis rincées trois fois dans l'eau distillée.

Les graines des deux espèces ont été mises à germer dans des boîtes de pétri contenant du coton recouvert de papier filtre stérilisé imbibé soit d'eau soit des différentes concentrations salines, chaque boîte renferme 25 graines à raison de quatre boîtes pour chaque traitement.

On procède à un comptage quotidien des graines germées pendant 10 jours, l'émergence de la radicule est le critère de germination.

Préparation des solutions

Les traitements salins appliqués sont :

- T₀ : 0g/l de NaCl
- T₁ : 1g/l de NaCl
- T₂ : 2g/l de NaCl
- T₃ : 3g/l de NaCl
- T₄ : 4g/l de NaCl
- T₅ : 5g/l de NaCl



Artemisia campestris



Artemisia herba alba

Figure 07 : Les graines d'*Artemisia campestris* et d'*Artemisia herba alba*

V.2.1.2-Essai In vitro

✓ Milieu de culture

Afin de connaître le potentiel de réponse à la salinité chez les deux espèces d'Artemisia, la technique In vitro a été utilisée dans notre étude, il s'agit d'une technique dont les conditions de manipulations et de cultures sont bien contrôlées.

Le milieu de culture choisi est celui de Murashig et Skoog (1962), le carbone est apporté sous forme de saccharose ($C_{12}H_{22}O_{11}$) à une concentration de 20 g/l. Le fer est ajouté sous forme de chélate de fer $FeNa_2$ -EDTA. A ces milieux de cultures nous avons additionné les différentes concentrations de NaCl, puis le pH est ajusté à 5.8 avec une solution de NaOH. La solidification du milieu est effectuée par l'addition de l'agar-agar à raison de 8g/l.

Les milieux de cultures sont préalablement stérilisés à l'autoclave en phase vapeur à 120°C pendant 20 minutes.

Tableau 04 : Les solutions salines ont été ajoutées au milieu de culture dans les proportions indiquées

	T ₀	T ₁	T ₂	T ₃	T ₄	T ₅
NaCl (mM)	MS	MS+17mM de NaCl	MS+34mM de NaCl	MS+51mM de NaCl	MS+68mM de NaCl	MS+85mM de NaCl

✓ Repiquage des graines

Les graines des deux espèces ont été repiquées dans des flacons en verre contenant le milieu de culture et la concentration saline en NaCl qui correspond à chaque traitement

✓ La conduite en chambre deculture

Les flacons en verre ont été transférés en chambre de culture a une température de 25°C, avec une photopériode de 16 heures de lumière de 25000 lux et 8 heures d'obscurité.



Figure 08 : Conduite de l'essai de germination



Figure 09: Préparation de milieu de culture MS



Figure 10 : La mise en culture des graines sous la hotte



Figure 11: La mise en place en chambre de culture

V.3-Les paramètres analysés

Après deux mois en chambre de culture, un prélèvement de trois vitroplants par traitement est effectué pour chaque paramètre analysé

Les paramètres de croissance

- La longueur de la partie aérienne et de la partie racinaire: la longueur de la partie aérienne et de la partie racinaire sont immédiatement mesurés à l'aide d'un pied à coulisse
- Le poids frais total des vitroplants : à la fin de l'expérimentation les vitroplants ont été retirés du milieu de culture soigneusement, pour garder le maximum de masse racinaire, on pèse le vitroplants à l'aide d'une balance de précision

Les paramètres de métabolisme

- Dosage des sucres totaux : Ce dosage est effectué par la méthode de Dreywood (1946). La réaction entre l'antrone et les sucres est visualisée par une couleur verte. Le réactif à l'antrone est préparé à raison de 2 g/L dans de l'acide sulfurique concentré. L'échantillon est ajouté au tube contenant le réactif à l'antrone et placé dans un bain eau-glace pour bloquer la réaction. Une fois tous les tubes sont prêts, ils sont placés dans un bain marie 100°C pendant 10 min exactement (d'où la nécessité de blocage de la réaction si plusieurs échantillons, doivent être mesurés). Pendant ces 10 min les polysaccharides sont hydrolysés par l'acide sulfurique et les monosaccharides formés sont déshydratés

par l'anthrone d'où l'apparition de la couleur verte. Les tubes sont ensuite refroidis pendant 30 min et l'absorbance peut être lue à 620 nm

- Dosage des ions Na^+ et K^+ : le dosage des ions sont déterminés par spectrophotométrie à flamme, les feuilles des deux espèces ont été séchées à 80°C pendant 72 heures à l'étuve, après broyage la poudre est dissous dans l'acide nitrique à 1N (100mg de matière sèche broyé et ajouter 10ml Acide nitrique à 0.5M)

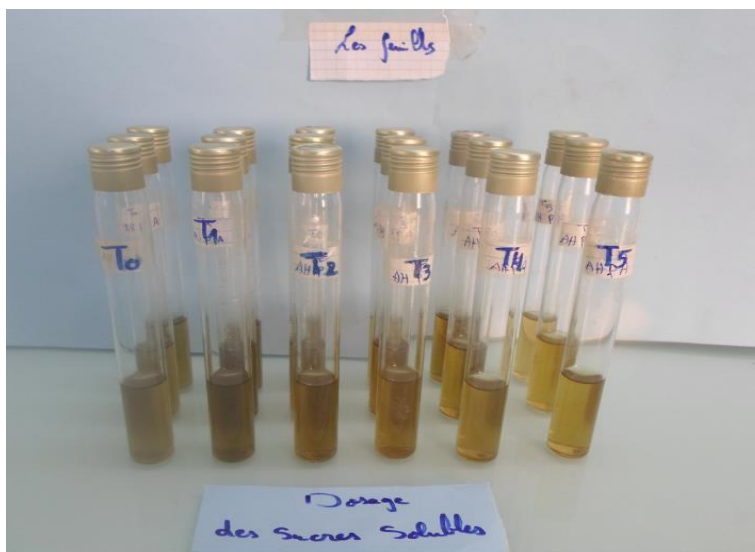


Figure 12 : Les extraits des feuilles pour le dosage des sucres solubles des deux espèces d'*Artemisia*

Les paramètres du stress oxydatif

- Dosage de la capacité antioxydante:

La capacité antioxydant totale (TAC) des extraits des plantes est évaluée par la méthode de Phosphomolybdène. Cette technique est basée sur la réduction de molybdène Mo(6) présent sous la forme d'ions molybdate MoO_4^{2-} à molybdène Mo(5) MoO^{2+} en présence de l'extrait pour former un complexe vert de phosphate/ Mo(5) à pH acide (Prieto et *al.*, 1999). Un volume de 0.3 ml de chaque extrait est mélangé avec 3 ml de solution du réactif (0.6 M acide sulfurique, 28 mM de phosphate de sodium et 4 mM de molybdate d'ammonium). Les tubes sont vissés et incubés à 95°C pendant 90 min. Après refroidissement, l'absorbance des solutions est mesurée à le blanc qui contient 3 ml de la solution du réactif et 0.3 ml du méthanol et il est incubé dans les mêmes conditions que l'échantillon.

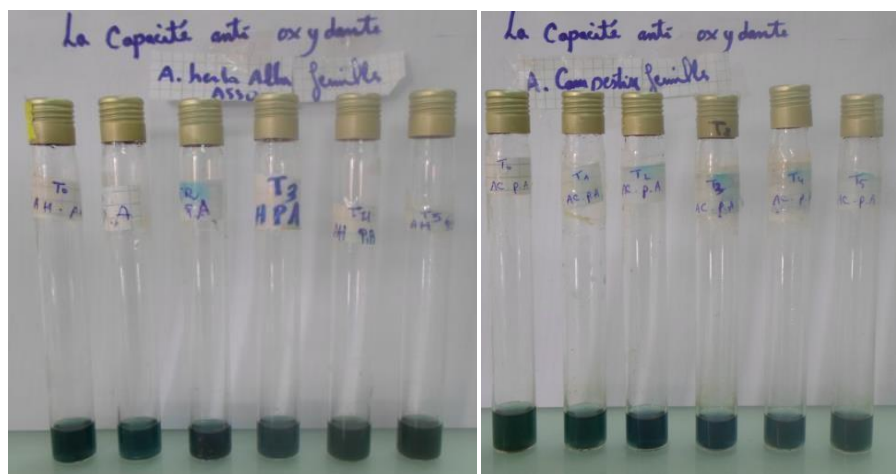


Figure 13 : Centrifugation des extraites à 5000rpm pour dosages la capacité anti oxydante

- Dosage des polyphénols

L'estimation quantitative des phénols est faite à l'aide du réactif de FOLINet CIOCALTEU. Elle repose sur la grande oxydabilité des composés phénoliques. Le réactif utilisé est un mélange de phosphomolybdate et de tungstate de sodium, qui est réduit lors de l'oxydation des phénols en milieu alcalin en un mélange de bleus de tungstène et de molybdène. La coloration produite (absorption maximale comprise entre 625 et 650 nm) est proportionnelle aux taux des composés phénoliques. Une gamme étalon préparée dans les mêmes conditions que le dosage proprement dit.

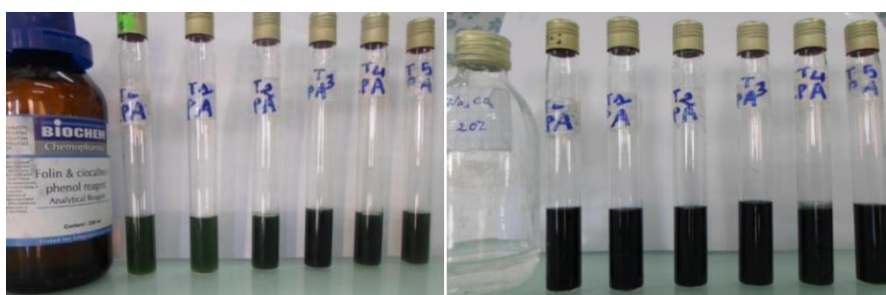


Figure 14 : Dosage des poly phénols

V.4-Le dispositif expérimental adopté

Le dispositif expérimental est de type factoriel à deux facteurs en randomisation totale. Le premier facteur représente les six traitements (T₀, T₁, T₂, T₃, T₄, T₅) et le deuxième facteur est représenté par les deux espèces (*Artemisia herba alba* et *Artemisia campestris*). Le nombre de répétition est de dix huit (Annexe).

V.5-Analyse statistiques

Les résultats obtenus ont été soumis à une analyse de la variance à deux facteurs à l'aide du logiciel STATBOX version 6.4 ; les moyennes ont été comparées selon la méthode de Newman et Keuls, basée sur la plus petite différence significative. Chaque moyenne est affectée d'une lettre. Les moyennes suivies d'une même lettre ne sont pas significativement différentes, au seuil de probabilité 5%.

Chapitre VI

Résultat et discussions

VI Résultats et discussions

VI.1-Paramètres de croissance

VI.1.1-Effet de la salinité sur le taux de germination des plantes

Les résultats exprimant le taux de germination sous la contrainte saline sont exprimés dans les tableaux 05, 06 et 07; et sont illustrées par le diagramme figure 15.

L'analyse de la variance n'a révélée aucune différence significative pour le facteur interaction. Quant au facteur salinité et facteur espèce, la différence est très hautement significative. Plus le stress est sévère plus le taux de germination des graines est faible.

En effet selon le test Newman et Keuls le pourcentage le plus élevé est enregistré chez le témoin avec une valeur de 69,5% et qui se trouve dans le premier groupe (groupe A), suivi par les deux concentrations salines T₁ et T₂ pour des taux de 54 et 52,5 respectivement, les plus faibles valeurs sont enregistrées par les traitements les plus contraignants à savoir T₄ et T₅ avec des taux de 43,5 et 31,5 % respectivement. Il faut souligner que l'*Artemisia herba alba* exprime des taux de germination meilleurs que ceux enregistrés chez l'*Artemisia campestris*.

Tableau 05 : effet de la salinité sur le taux de germination (effet interaction)

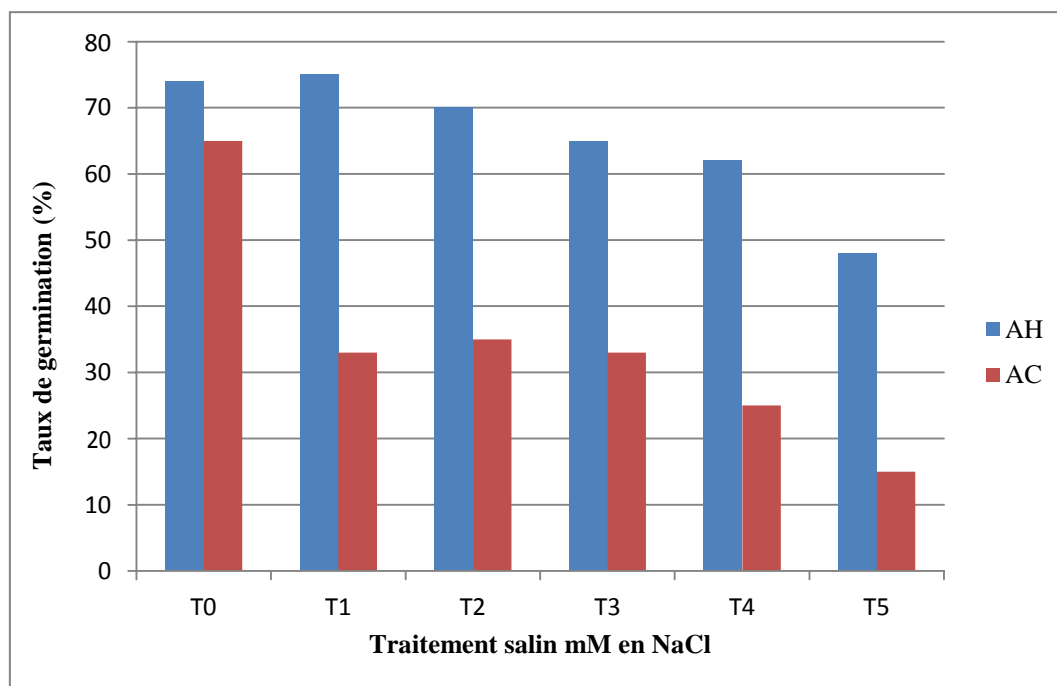
	T0	T1	T2	T3	T4	T5	P _{values}
AH	74,0 ± 6,92	75,0 ± 3,83	70,0 ± 2,30	65,0 ± 11,48	62,0 ± 8,32	48 ± 19,04	0,1240 NS
AC	65,0 ± 19,69	33,0 ± 10,52	35,0 ± 15,79	33,0 ± 10,0	25,0 ± 13,21	15,0 ± 6,83	

Tableau 06: effet de la salinité sur le taux de germination (effet salinité)

Traitement	T0	T1	T2	T3	T4	T5	P _{values}
	69,5 ± 13,67 A	54,0 ± 7,32 B	52,5 ± 10,44 B	49,0 ± 9,97 B	43,5 ± 10,22 BC	31,5 ± 13,24 C	0,000

Tableau 07: effet de la salinité sur le taux de germination (effet espèce)

Espèce	AH	AC	P _{values}
	65,6 ± 9,07 A	34,3 ± 11,81 B	0,000

Figure 15 : effet de la salinité sur le taux de germination d'*Artemisia herba alba* et d'*Artemisia campestris*

Discussion

La diminution du taux de germination chez les deux espèces s'explique par une inhibition de l'activité enzymatique des graines et un retard de la sortie et du développement de la radicule (Perez et Tambelini, 1995). Par ailleurs Prado et *al.*, (2000), rapportent que la diminution du taux de germination des graines soumises à un stress salin serait due à un processus de dormance osmotique développé sous ces conditions de stress, représentant ainsi une stratégie d'adaptation à l'égard des contraintes environnementales, cette réduction pourrait être due à l'altération des enzymes et des hormones qui se trouvent dans la graine.

Des concentrations élevées de sels, particulièrement le NaCl, peuvent inhiber la germination des graines à cause des effets osmotiques et toxiques (Salhi, 2014).

Selon Horie et *al.*, (2011), l'absorption du Na⁺ a des effets toxiques affecte la germination des graines principalement par la perturbation du déplacement de Ca²⁺ par le Na⁺ dans la paroi cellulaire ce qui pourrait perturber sa synthèse et par conséquent, empêcher la croissance des racines.

Chez les halophytes comme chez les glycophytes, la salinité réduit la capacité de germination et retarde le processus d'initiation à la germination (M. O. Ly *et al.*, 2014), cependant, les réponses sont variables et spécifiques pour chaque espèce (Ungar, 1991)

VI.1.2-Effet de la salinité sur le poids frais des plantes

Les différents résultats relatifs au poids frais des vitroplants sous l'effet de la salinité sont représentés dans les tableaux 08, 09 et 10, et illustrés par diagramme figure 16.

L'analyse de la variance a montré une différence très hautement significative (probabilité= 0.0000) pour le facteur salinité. Cependant, une différence non significative a été révélée pour le facteur espèce et l'interaction entre celui-ci et salinité.

Il faut souligner que le poids frais des vitroplants ne diminue qu'après l'application du traitement T2(34mM de NaCl) , car aucune différence de poids n'a été enregistrée chez les vitroplants des traitements T₀ et T₁ enregistrant des poids de 0,044 g et 0,038g respectivement et qui sont affectés dans le même groupe, le groupe A. à partir du niveau 34mM de NaCl le poids frais des vitroplants devient de plus en plus faible pour atteindre les plus faibles valeurs estimées à 0,014g chez le traitement le plus concentré à savoir 85mM en NaCl.

Tableau 08: effet de la salinité sur le poids frais (effet interaction)

	T0	T1	T2	T3	T4	T5	P _{values}
AH	0,049 ± 0,006	0,04 ± 0,006	0,027 ± 0,008	0,023 ± 0,001	0,021 ± 0,002	0,017 ± 0,006	0,1934 NS
AC	0,039 ± 0,013	0,036 ± 0,003	0,033 ± 0,005	0,028 ± 0,007	0,019 ± 0,003	0,012 ± 0,002	

Tableau 09: effet de la salinité sur le poids frais (effet salinité)

Traitement	T0	T1	T2	T3	T4	T5	P _{values}
	0,04	0,03	0,03	0,02	0,02	0,01	0,000
	4	8		6		4	
	±	±	±	±	±	±	
	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	
	9	4	6	4	2	4	
	A	A	B	BC	CD	D	

Tableau 10: effet de la salinité sur le poids frais (effet espèce)

Espèce	AH	AC	P _{values}
	0,029	0,028	0,4458
	±	±	NS
	0,004	0,006	

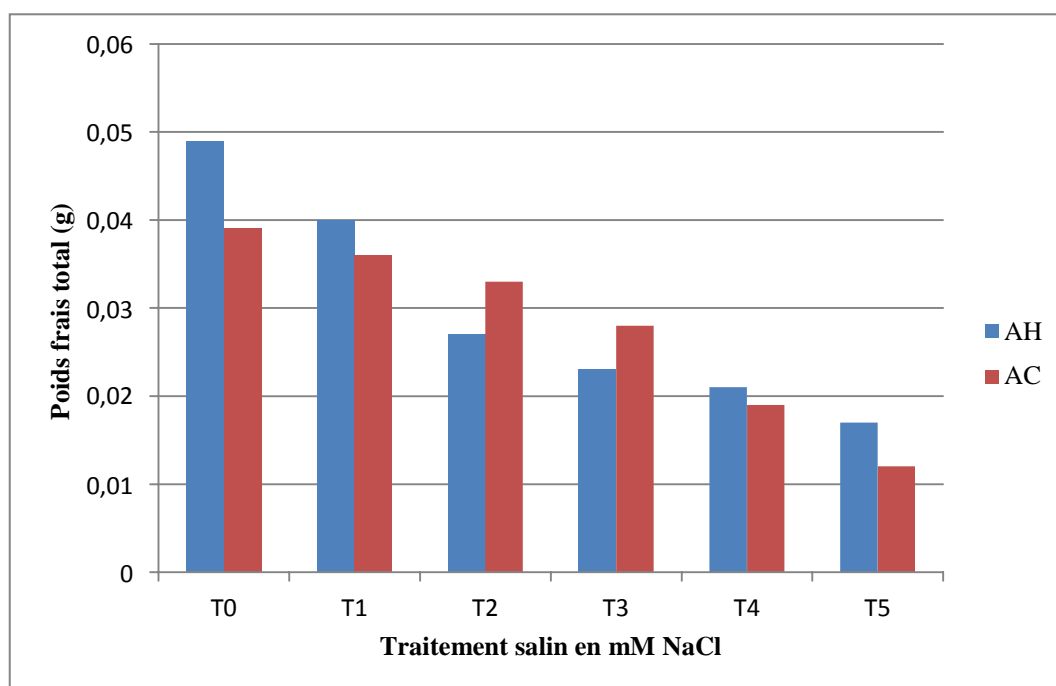


Figure 16 : effet de la salinité sur le poids frais d'*Artemisia herba alba* et d'*Artemisia campestris*

Discussion

Le sel inhibe tous les paramètres de croissance des plantes, ceci s'explique par le fait que l'augmentation de la teneur en NaCl entraîne une diminution de l'hydratation

des tissus et une réduction de l'expansion cellulaire, par conséquent une diminution de nombre de feuilles et de la biomasse des plantes (Hamza, 1982).

Pour s'adapter au stress salin, la plante peut éviter les dommages par la réduction de sa croissance (Yeo, 1983 ; Zhu, 2002), c'est l'effet le plus commun des stress abiotiques sur la physiologie des plantes.

Selon Zhu (2001), la réduction de la croissance est l'effet le plus commun des stress abiotiques sur la physiologie des plantes, il s'agit d'une capacité adaptative nécessaire à la survie d'une plante. En effet, ce retard de développement permet à la plante d'accumuler de l'énergie et des ressources pour combattre le stress avant que le déséquilibre entre l'intérieur et l'extérieur de l'organisme n'augmente jusqu'à un seuil où les dommages seront irréversibles. La croissance est inversement corrélée à la résistance au stress salin d'un génotype.

VI.1.3-Effet de la salinité sur la longueur de la partie aérienne des plantes

Toutes les moyennes de la longueur de la partie aérienne sont groupées dans les tableaux 11, 12 et 13 ; et illustrées par diagramme figure 17.

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

La longueur de la partie aérienne est négativement affectée par la salinité, celle-ci est confirmée par le test Newman et Keuls et qui fait ressortir 5 groupes homogènes, la croissance caulinaire la plus élevée est enregistrée chez le niveau 0 mM en NaCl pour une longueur de 1,46 cm et qui se trouve au premier groupe (A), le deuxième groupe (AB) est représentée par le traitement 17mM avec une longueur de 1,25 cm, les valeurs intermédiaires sont affichées par les deux concentrations 34 et 51 mM pour des valeurs de 1,08 et 0,88 cm et qui se placent dans les groupes BC et CD respectivement, en dernière position se classe les traitements les plus contraignants T₄ et T₅ dans le groupe D pour des hauteurs de 0,7 et 0,56 cm.

Tableau 11: effet de la salinité sur la longueur de la partie aérienne (effet interaction)

	T0	T1	T2	T3	T4	T5	P _{values}
AH	1,56 ± 0,11	1,33 ± 0,15	1,16 ± 0,28	1,00 ± 0,43	0,86 ± 0,23	0,63 ± 0,32	0,9828 NS
AC	1,36 ± 0,28	1,16 ± 0,28	1,00 ± 0,2	0,76 ± 0,2	0,53 ± 0,05	0,5 ± 0,00	

Tableau 12: effet de la salinité sur la longueur de la partie aérienne (effet salinité)

Traitement	T0	T1	T2	T3	T4	T5	P _{values}
	1,46 ± 0,19 A	1,25 ± 0,20 AB	1,08 ± 0,22 BC	0,88 ± 0,30 CD	0,7 ± 0,15 D	0,56 ± 0,20 D	0,000

Tableau 13 : effet de la salinité sur la longueur de la partie aérienne (effet espèce)

Espèce	AH	AC	P _{values}
	1,09 ± 0,23 A	0,88 ± 0,17 B	0,01

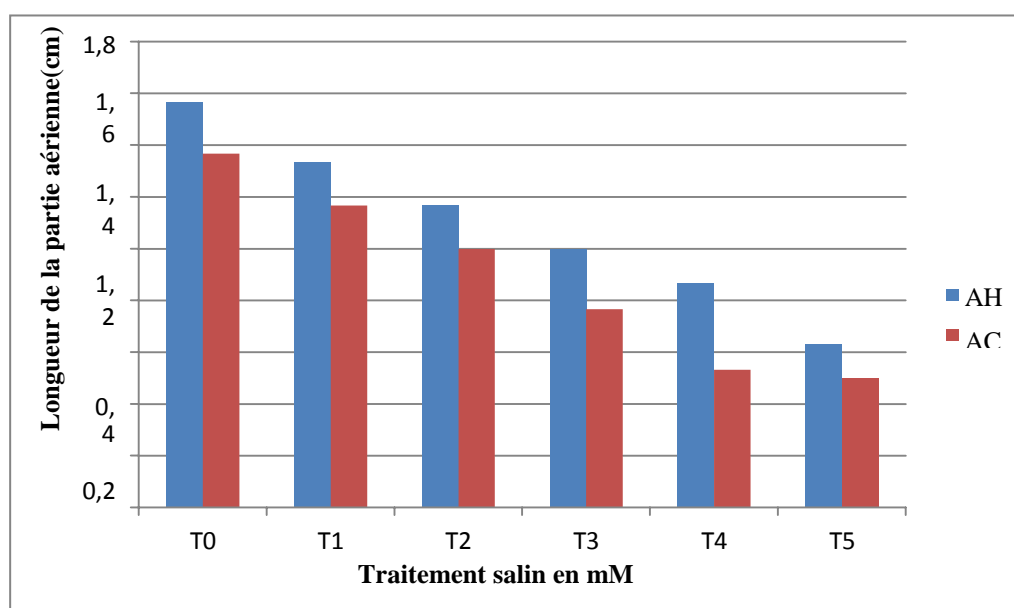


Figure 17 : effet de la salinité sur la longueur de la partie aérienne d'*Artemisia herba alba* et d'*Artemisia campestris*

Discussion

La salinité affecte tous les processus physiologiques de la plante, son effet se traduit notamment par une réduction de la croissance en hauteur (Ben Fattoum,2003).

Selon Saidi et *al.*, (2014), 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 .Les effets de la salinité se manifestent principalement par une diminution de la croissance de l'appareil végétative, caractérisé par la faible ramification, le faible diamètre des organes, le nombre réduit des nœuds (Nasri, 2014).

La réduction de la croissance aérienne observée au niveau des plantules peut aussi s'expliquer par des augmentations des taux de certains régulateurs de croissance, notamment l'acide abscissique et les cytokinines induites par le sel. (Benmahiuol et *al.*, 2009 ; Kuiper et *al.*, 1990). 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. En plus, sous contrainte saline, les rendements en matières fraîches et sèche des racines diminuent également lorsque la concentration de NaCl augmente dans le milieu de culture.

VI.1.4-Effet de la salinité sur la longueur de la partie souterraine des plantes

Les résultats de ce paramètre sont groupés dans les tableaux 14, 15 et 16 et illustrés par diagramme figure18.

Aucune influence n'a été révélée par l'analyse de la variance autant pour les effets simples à savoir la salinité et l'espèce, que pour l'effet interaction entre ceux-ci sur la longueur de la partie souterraine. La salinité n'a induit aucune modification notable au niveau des racines des deux espèces testées

Tableau 14 : effet de la salinité sur la longueur de la partie souterraine (effet interaction)

	T0	T1	T2	T3	T4	T5	P _{values}
AH	2,16 ± 0,57	2,33 ± 0,57	1,4 ± 0,96	1,46 ± 0,15	1,7 ± 0,52	1,5 ± 0,00	0,6147 NS
AC	1,46 ± 0,058	1,86 ± 0,37	1,43 ± 0,11	1,56 ± 0,11	1,4 ± 0,52	1,4 ± 0,17	

Tableau 15: effet de la salinité sur la longueur de la partie souterraine (effet salinité)

Traitement	T0	T1	T2	T3	T4	T5	P _{values}
	1,81 ± 0,3 6	2,1 ± 0, 43	1,41 ± 0, 61	1,51 ± 0, 12	1,55 ± 0, 46	1,45 ± 0, 20	0,095 0 NS

Tableau 16: effet de la salinité sur la longueur de la partie souterraine (effet espèce)

Espèce	AH	AC	P _{values}
	1,76 ± 0,47	1,52 ± 0,23	0,1164 NS

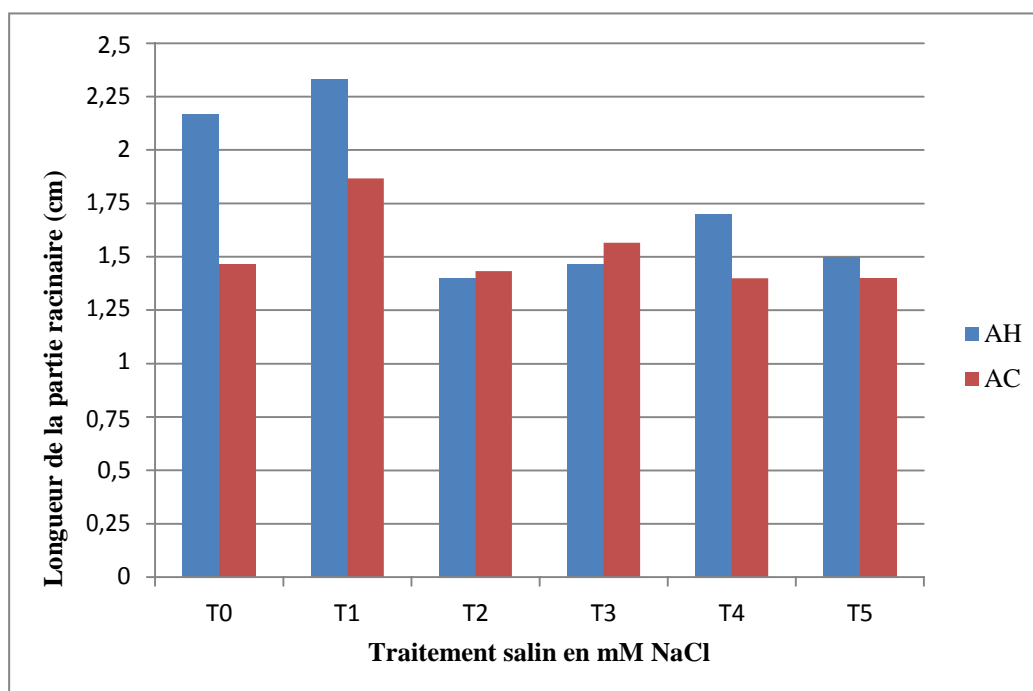


Figure18: effet de la salinité sur la longueur de la partie souterraine d'*Artemisia herba alba* et d'*Artemisia campestris*

Discussion

Les racines sont la partie la plus sensible de la plante et ont un rôle central sur le contrôle de la transmission rapide d'information aux autres parties de la plante (Bláha et Pazderů, 2013).

La plupart des auteurs notent une diminution de la croissance racinaire sous l'effet de la salinité. Zahran et Sprent (1986), rapportent que la présence de sel dans le milieu de culture limiterait l'alimentation des plantes en calcium, ce qui conduirait à une inhibition de l'émergence et de la croissance des racines et des poils absorbants. Munns et *al.*, (2002), précise que la salinité abaisse le potentiel hydrique des racines, et ceci cause rapidement des réductions de taux de croissance, avec une suite des changements métaboliques identique à ceux provoqués par le stress hydrique.

Cependant d'autres auteurs remarquent une stimulation des racines notamment chez les halophytes. Ainsi Troncoso et *al.*,(1999), signalent une stimulation de la croissance des racines chez des espèces particulièrement résistantes à la salinité tel que le triticale. En outre Bizid et *al.*,(1981), rapportent que la diminution du potentiel hydrique provoqué par la salinité stimule le développement des racines en profondeur et ce à la recherche de l'eau, ce qui implique le développement de la partie racinaire en dépit de la partie aérienne. Dans notre cas aucun effet de la salinité n'a été enregistré chez les deux espèces analysées.

VI.2-Paramètres métaboliques

VI.2.1-Effet de la salinité sur la teneur en sodium des feuilles

Les résultats exprimant la teneur en sodium des feuilles sont présentés dans les tableaux 17, 18 et 19 ; et illustrés par diagramme figure19.

L'analyse de la variance a révélée une différence très hautement significative autant pour les effets simples (salinité, espèce) que pour l'effet combiné des deux facteurs (interaction salinité et espèce).

Les niveaux de stress salin appliqués ont induit une augmentation notable des teneurs en sodium dans les feuilles des vitroplants des deux espèces d'*Artemisia* (figure19). En effet, plus le niveau de la contrainte saline appliquée augmente , plus les teneurs en sodium des feuilles deviennent plus marquées

On constate que les teneurs les plus élevées sont enregistrées chez l'*Artemisia campestris*, avec des valeurs allant de 0,88 µg /g de MS à 1,77 µg /g de MS, alors que celles enregistrées chez *Artemisia herba alba* sont de 0,66 à 1,11 µg /g de MS.

Les plus faibles teneurs sont affichées par les traitements les moins contraignants T₀ et T₁ chez *Artemisia herba alba* (groupe F), alors que les plus grandes teneurs sont enregistrées chez l'*Artemisia campestris* pour les niveaux de salinité les plus élevés à savoir T₄ et T₅ (groupe A et B respectivement).

Les deux espèces réagissent d'une manière tout à fait différente concernant ce paramètre, chez l'*Artemisia herba alba* la teneur en sodium des feuilles n'est significativement élevée qu' à partir du traitement T₂ puis les feuilles se chargent en sodium pour ce stabilisées au niveau du traitement T₄ pour une teneur de 1,11 µg /g de MS, alors que chez l'*Artemisia campestris* la teneur en sodium exprime une relation proportionnelle avec la sévérité du stress pour atteindre la valeurs la plus importante au niveau du traitement T₄ pour une teneur de 1,77 µg /g de MS.

Tableau 17: effet de la salinité sur la teneur en sodium des feuilles (effet interaction)

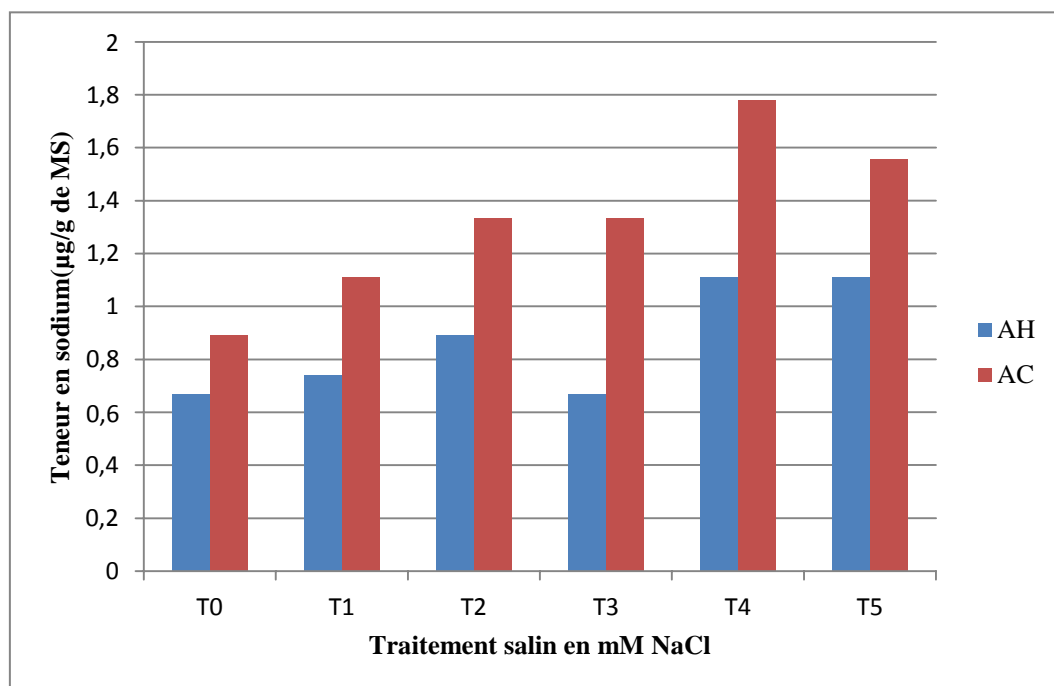
	T0	T1	T2	T3	T4	T5	P _{values}
AH	0,667 ± 0,00 F	0,741 ± 0,12 F	0,889 ± 0,00 E	0,667 ± 0,00 F	1,11 ± 0,00 D	1,11 ± 0,00 D	0,00
AC	0,889 ± 0,00 E	1,11 ± 0,00 D	1,33 ± 0,00 C	1,33 ± 0,00 C	1,77 ± 0,00 A	1,55 ± 0,00 B	

Tableau 18 : effet de la salinité sur la teneur en sodium des feuilles (effet salinité)

Traitement	T0	T1	T2	T3	T4	T5	P _{values}
	0,77 ± 0,00 F	0,92 ± 0,081 E	1,1 1 ± 0,0 0 C	1,00 ± 0,00 D	1,44 ± 0,00 A	1,33 ± 0,00 B	0,00

Tableau 19 : effet de la salinité sur la teneur en sodium des feuilles (effet espèce)

Espèce	AH	AC	P _{values}
	0,86 ± 0,044 B	1,33 ± 0,00 A	0,00

Figure 19 : effet de la salinité sur la teneur en sodium des feuilles d'*Artemisia herba alba* et d'*Artemisia campestris*

Discussion

En présence de sels, les plantes absorbent des quantités importantes de sodium, de potassium, de chlore ou de calcium (Shennan *et al.*, 1987).

L'analyse minérale des plantes soumises à la contrainte saline montre que ces plantes sont fortement envahies par les ions Na⁺ dont les teneurs augmentent en fonction de la concentration du sel. La teneur en sodium (Na⁺) dans les parties aériennes et racinaires augmente en fonction des différentes doses croissantes de sel.

Belkheiri et Mulas (2013), ont enregistré une accumulation croissante en Na⁺ en fonction de la salinité dans les parties aériennes et racinaires d'*Atriplex halimus* et *Atriplex nummularia*. La même tendance a été observée chez *Lactuca sativa* (Ouhibi *et al.*, 2014) et *Capsicum annuum* (R'him *et al.*, 2013).

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 Na^+ et 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.

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 et *al.*, 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 salin (Levigneron et *al.*, 1995).

VI.2.2-Effet de la salinité sur la teneur en potassium des feuilles des plantes

Les tableaux 20, 21 et 22 rassemblent les différents résultats de la teneur en potassium des feuilles chez les deux espèces analysées. Ceux-ci sont ensuite illustrés par diagramme figure 20. L'analyse du test global (analyse de la variance) a confirmé l'influence, aussi bien des effets simples (salinité et espèces), que de l'effet interaction entre ces deux facteurs, sur la teneur en potassium.

La teneur en potassium des feuilles diminue au fur et à mesure que le stress s'accroît, les teneurs en potassium les plus élevées sont notées chez les traitements sans contrainte saline, avec des teneurs maximales de 1,56 et 1,80 $\mu\text{g/g}$ de MS pour *A. herba alba* et *A. campestris* respectivement. Par opposition les teneurs les plus faibles sont enregistrées chez *A. herba alba* pour les traitements les plus chargés en NaCl (T₄ et T₅) avec une teneur minimale de 0,10 $\mu\text{g/g}$ de MS.

Pour le même niveau de stress *A. campestris* affiche des teneurs plus élevées en potassium par rapport à celles affichées par *A. herba alba*, avec des taux de diminution plus marqués estimés à 93% par rapport au témoin chez *A. herba alba*, tandis que chez *A. campestris* ce taux est évalué à 37% seulement.

Tableau 20 : effet de la salinité sur la teneur en potassium des feuilles (effet interaction)

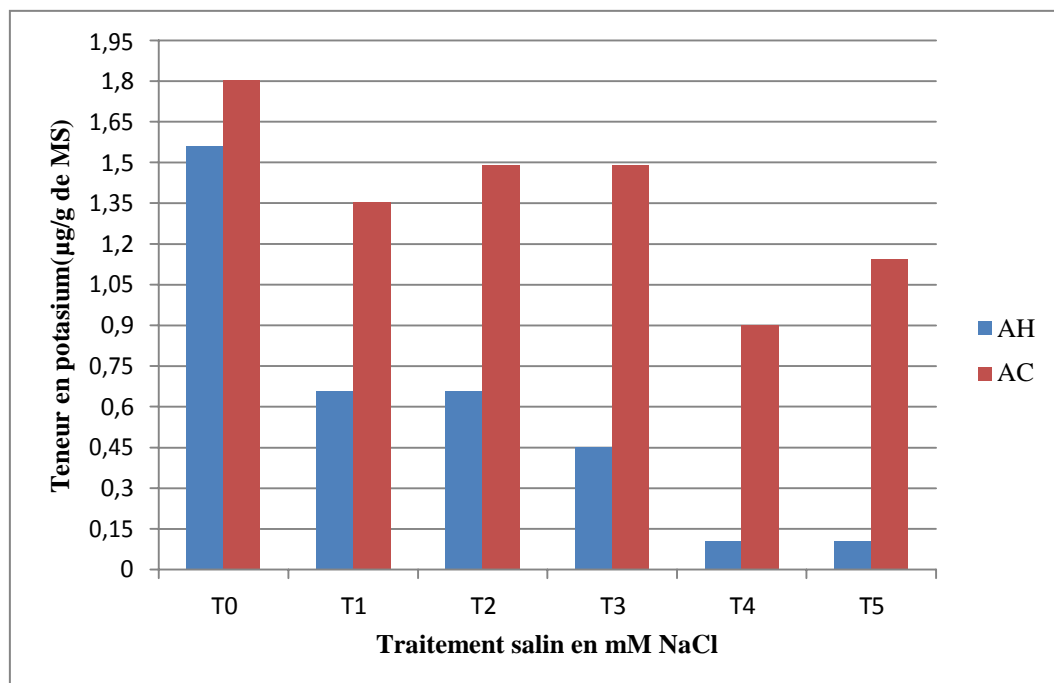
	T0	T1	T2	T3	T4	T5	P _{values}
AH	1,56 ± 0,00 B	0,65 ± 0,06 F	0,65 ± 0,06 F	0,45 ± 0,06 G	0,10 ± 0,00 H	0,10 ± 0,00 H	0,00
AC	1,80 ± 0,06 A	1,35 ± 0,00 C	1,49 ± 0,06 B	1,49 ± 0,06 B	0,90 ± 0,06 E	1,14 ± 0,00 D	

Tableau 21 : effet de la salinité sur la teneur en potassium des feuilles (effet salinité)

Traitement	T0	T1	T2	T3	T4	T5	P _{values}
	1,68 ± 0,03 A	1,00 ± 0,03 C	1,07 ± 0,05 B	0,97 ± 0,05 C	0,50 ± 0,03 E	0,62 ± 0,00 D	0,00

Tableau 22: effet de la salinité sur la teneur en potassium des feuilles (effet espèce)

Espèce	AH	AC	P _{values}
	0,59 ± 0,036 B	1,36 ± 0,041 A	0,00

Figure 20: effet de la salinité sur la teneur en potassium des feuilles d'*Artemisia herba alba* et d'*Artemisia campestris*

Discussion

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. En effet, en présence de NaCl , la plante absorbe le Na^+ et réduit l'absorption de K^+ (Nguyen-Queyrens et *al.*, 1995). 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 (Haouala et *al.*, 2007). En effet, de nombreux auteurs ont montré que le Na^+ augmente de teneur dans les plantes stressées alors que le K^+ diminue (Mezni et *al.*, 2002; Achour, 2005 ; Benaldj, 2006).

Selon Boutella et *al.*, (1997), le mécanisme d'absorption des cations comme les ions K^+ et Ca^{++} est perturbé par la présence du Na^+ . 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). 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).

VI.2.3-Effet de la salinité sur la teneur en sucres totaux des feuilles des plantes

Les résultats caractérisant ce paramètre sont groupés dans les tableaux 23, 24 et 25 et illustrés par diagramme figure 21.

D'après l'analyse de la variance, les moyennes des différents traitements sont significativement différentes pour l'effet espèce (probabilité 0.00). Par contre, la différence est très hautement significative (probabilité=0.000) pour l'effet salinité quant à l'interaction de ces deux facteurs la différence est non significative. Le corollaire de ceci est que la teneur en sucres n'est pas influencée par l'effet interaction. Cependant, ce paramètre se trouve fortement conditionné par l'effet simple des deux facteurs : espèce et salinité. La teneur des feuilles en sucres diminue au fur et mesure que la contrainte salines'accentue.

En effet, les valeurs les plus élevées sont notées chez les vitroplants cultivés sur les milieux 0 mM, 17 et 34 mM NaCl avec des teneurs respectivement de 1,15 ; 1,13 et 1,09 μ g/100mg de MF, contrairement aux vitroplants évoluant sur les milieux à concentrations élevées en chlorure de sodium (68 et 85mM en NaCl) où en relève des teneurs plus faibles de l'ordre de 0,77 et 0,50 μ g /100mg de MF au niveau T₄ et T₅ respectivement. Il faut souligner que l'*Artemisia herba alba* exprime des teneurs en sucres plus importantes que celles enregistrées chez *Artemisia campestris*.

Tableau 23 : effet de la salinité sur la teneur en sucres des feuilles (effet interaction)

	T0	T1	T2	T3	T4	T5	P _{values}
AH	1,25 ± 0,13	1,42 ± 0,14	1,10 ± 0,19	0,93 ± 0,05	0,85 ± 0,13	0,56 ± 0,11	0,1420
AC	1,04 ± 0,09	0,83 ± 0,07	1,08 ± 0,49	0,82 ± 0,13	0,70 ± 0,06	0,446 ± 0,05	

Tableau 24 : effet de la salinité sur la teneur en sucres totaux des feuilles (effet salinité)

Traitement	T0	T1	T2	T3	T4	T5	P _{values}
	1,15 ± 0,10 A	1,13 ± 0,09 A	1,09 ± 0,33 A	0,87 ± 0,09 AB	0,77 ± 0,09 B	0,50 ± 0,08 C	0,00

Tableau 25 : effet de la salinité sur la teneur en sucres totaux des feuilles (effet espèce)

Espèce	AH	AC	P _{values}
	1,02 ± 0,11 A	0,82 ± 0,18 B	0,003

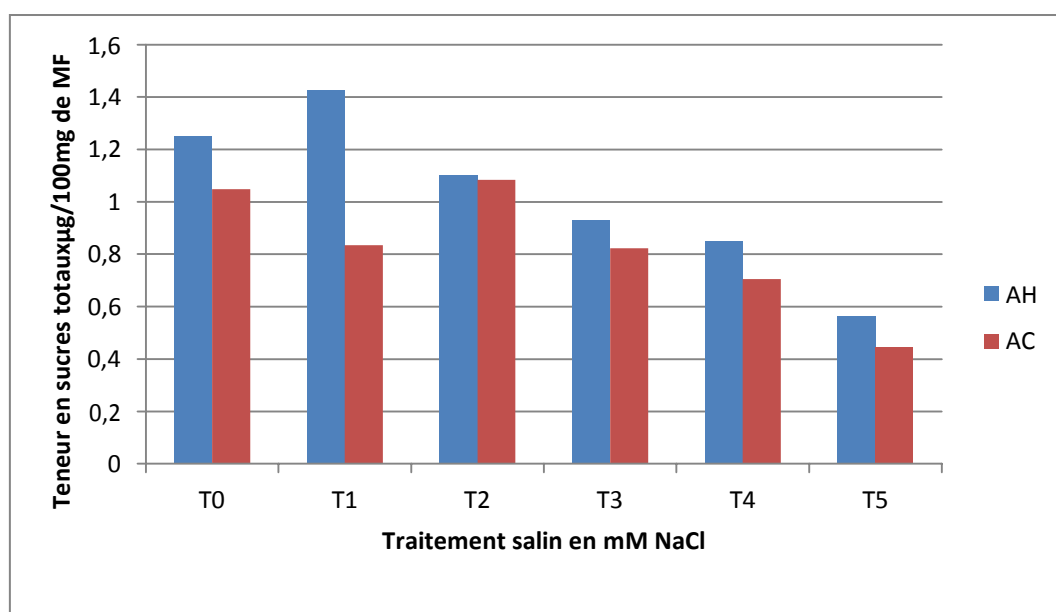


Figure 21: effet de la salinité sur la teneur en sucres totaux des feuilles d'*Artemisia herba alba* et d'*Artemisia campestris*

Discussion

Gadallah (1999), a trouvé que le sel entraîne une diminution de sucres solubles chez la fève (*Vicia faba*). Il a été aussi trouvé que les fortes concentrations salines induisent une chute brutale de la teneur en sucres solubles chez la tomate (Perez Alfocea, 1996). Nos résultats sont en parfait accord avec ces études.

De nombreuses études ont trouvé que le stress salin provoque une augmentation de la teneur en sucres solubles chez la plupart des plantes, tel que : le blé tendre (Datta *et al.*, 2009), l'orge (Hassani *et al.*, 2008).

Les sucres solubles sont considérés comme bio indicateurs du degré de tolérance à la salinité chez plusieurs espèces (Rathert, 1984 ; Misra et Dwivedi, 1995). En effet, ils jouent un rôle essentiel dans la protection des membranes contre la déshydratation (Schwab et Gaff, 1986).

Les sucres solubles ont un double rôle chez les plantes, ils participent aux événements métaboliques et agissent comme signaux moléculaires pour la régulation des différents gènes, en particulier ceux qui sont impliqués dans la photosynthèse, le métabolisme du saccharose et de la synthèse d'osmolytes (Rosa *et al.*, 2009). Les sucres solubles jouent un rôle déterminant dans l'ajustement osmotique, ainsi qu'au niveau de la stabilisation de certaines protéines. L'accumulation des sucres semble induire la gélification du contenu cellulaire en saturant le milieu intracellulaire, ce phénomène permettant d'éviter la cristallisation des molécules contenues dans la cellule, et donc limite les dommages au niveau des structures cellulaires (Dubos, 2001).

Les sucres pourraient agir en tant qu'osmoticum, protéger des macromolécules spécifiques (enzymes) et contribuer à la stabilité des structures membranaires (Chen et Murata 2002 ; Bartels et Sunkar, 2005).

VI.3-Paramètres oxydatifs

VI.3.1-Effet de la salinité sur la teneur en polyphénols des feuilles des plantes

Tous les résultats exprimant la teneur des feuilles en polyphénols sont compris dans les tableaux 26, 27 et 28 et illustrés par diagramme figure 22.

L'analyse de la variance a révélée, que tous les traitements sont hautement significativement différents pour l'interaction et l'effet espèces (probabilité inférieure à 0.01). Quant à l'effet salinité la différence est plutôt non significative.

Sur l'ensemble des résultats obtenus la teneur en phénols des feuilles diminue avec la sévérité du stress, chez l'*Artemisia campestris* dès que le NaCl est présent dans le milieu de culture la teneur en phénols des feuilles chute de 0,21 à 0,16, avec un taux de diminution estimé à 24%, puis cette teneur se stabilise au tour de 0,17, cependant chez l'*Artemisia herba alba* aucun changement n'a été enregistré chez les vitroplants sous l'effet des premiers niveaux de salinité à savoir 0 ;17 et 34Mm en NaCl pour une teneur de 0,07 ; puis une légère augmentation se manifeste chez le traitement 51mM pour une valeur de 0,11 ; puis on note une diminution notable chez les traitements les plus contraignants pour une teneur plus faible estimée à 0,05 .Pour le même niveau de salinité l' *Artemisia campestris* affiche des teneurs plus élevées que celles enregistrées par *Artemisia herba alba*

Tableau 26 : effet de la salinité sur la teneur en polyphénols (effet interaction)

	T0	T1	T2	T3	T4	T5	P _{values}
AH	0,07 ± 0,002 CD	0,08 ± 0,01 CD	0,07 ± 0,014 CD	0,11 ± 0,032 C	0,08 ± 0,019 CD	0,05 ± 0,003 D	0,007
AC	0,21 ± 0,025 A	0,16 ± 0,028 AB	0,17 ± 0,009 AB	0,17 ± 0,005 AB	0,15 ± 0,005 B	0,17 ± 0,033 AB	

Tableau 27 : effet de la salinité sur la teneur en polyphénols des feuilles (effetsalinité)

Traitement	T0	T1	T2	T3	T4	T5	P _{values}
	0,14 4 ± 0,01 6	1,12 4 ± 0,01 9	0,12 3 ± 0,01 1	0,14 3 ± 0,02	0,12 ± 0,01 3	0,11 ± 0,02 1	0,05

Tableau 28 : effet de la salinité sur la teneur en polyphénols des feuilles (effetespèce)

Espèce	AH	AC	P _{values}
	0,081 ± 0,014 B	0,175 ± 0,018 A	0,003

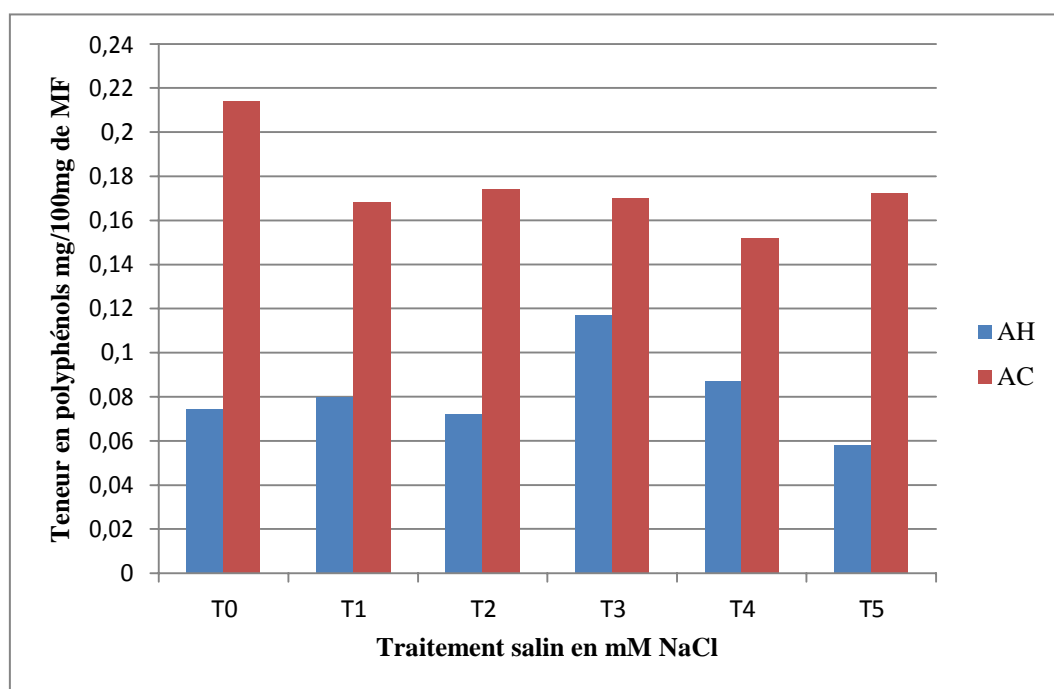


Figure 22: effet de la salinité sur la teneur en polyphénols des feuilles d'*Artemisia herba alba* et d'*Artemisia campestris*

Discussion

L'augmentation des polyphenols face à la salinité a été signalée dans plusieurs études et chez diverses espèces de plantes. Cela témoigne de l'effet antioxydant de ces métabolites dans la lutte contre le stress oxydant généré par la salinité des sols et des eaux.

Noreen et *al.*, (2009), ont étudié l'effet de la salinité sur des cultivars de pois (*Pisum sativum*) cultivés sur sable et soumis à des niveaux de NaCl de 0, 40, 80 et 120 mM. Ces auteurs ont trouvé que les polyphénols totaux ont augmenté avec l'accroissement du niveau de sel.

Mahmoudi et *al.*, (2010), ont de leur côté trouvé une augmentation des phénols dans une étude sur la laitue romaine (*Lactuca sativa*) soumise au stress salin pendant 12 jours. Plusieurs autres auteurs ont constaté cette augmentation des composés phénoliques totaux avec le degré du stress salin.

Une hausse en polyphénols suite à l'augmentation de la salinité est signalé chez plusieurs plantes (Muthukumarasamy et *al.*, 2000), chez l'orge (Ali et Abbas, 2003), les feuilles de *Cakile maritima*, et le piment rouge (Navarro et *al.*, 2006 ; Ksouri et *al.*, 2007), l'artichaut (Rezazadeh et *al.*, 2012), *Anethum graveolens* L. (Mehr et *al.*, 2012) et *Vetiveria zizanioides* (L.) Nash (Mane et *al.*, 2011).

Selon Zhu (2000), le sel peut induire le déclenchement de stress oxydatif, en effet les polyphénols participent à la défense contre les espèces réactives à l'oxygène (ROS) produites sous les conditions de stress.

Singh (2004), a trouvé que les génotypes tolérants de pois chiche (*Cicer arietinum*) ont une teneur élevée en polyphénols. Selon Duh (1999), une corrélation entre la teneur en phénols et l'activité antioxydante a été observée, puisque les teneurs phénoliques contribuent directement dans l'activité antioxydante.

VI.3.2-Effet de la salinité sur la capacité antioxydante des feuilles des plantes

Les résultats relatifs à la capacité antioxydante des vitroplants sont représentés dans les tableaux 29, 30 et 31 et sont illustrées par diagramme figure 23.

L'analyse de la variance a révélé une différence très hautement significative entre les deux espèces testées. Cependant, un effet hautement significatif a été montré pour le facteur salinité, l'interaction entre salinité et espèces est non significative. Cela nous conduit donc à épargner l'effet interaction et à considérer seulement les effets simples.

Selon les résultats des tableaux (29, 30 et 31), on remarque que la capacité antioxydante ne s'accroît qu'au niveau du traitement (T₂) à savoir 34mM avec un taux d'augmentation de 8% seulement par rapport au témoin, puis cette capacité diminue légèrement pour atteindre une valeur de 1,36 chez le traitement le plus sévère (85mM de NaCl). Il faut noter que l'*Artemisia herba alba* exprime une capacité antioxydante plus marquée que celle enregistrée chez *Artemisia campestris* avec un taux de 19%.

Tableau 29 : effet de la salinité sur la capacité antioxydante des feuilles (effet interaction)

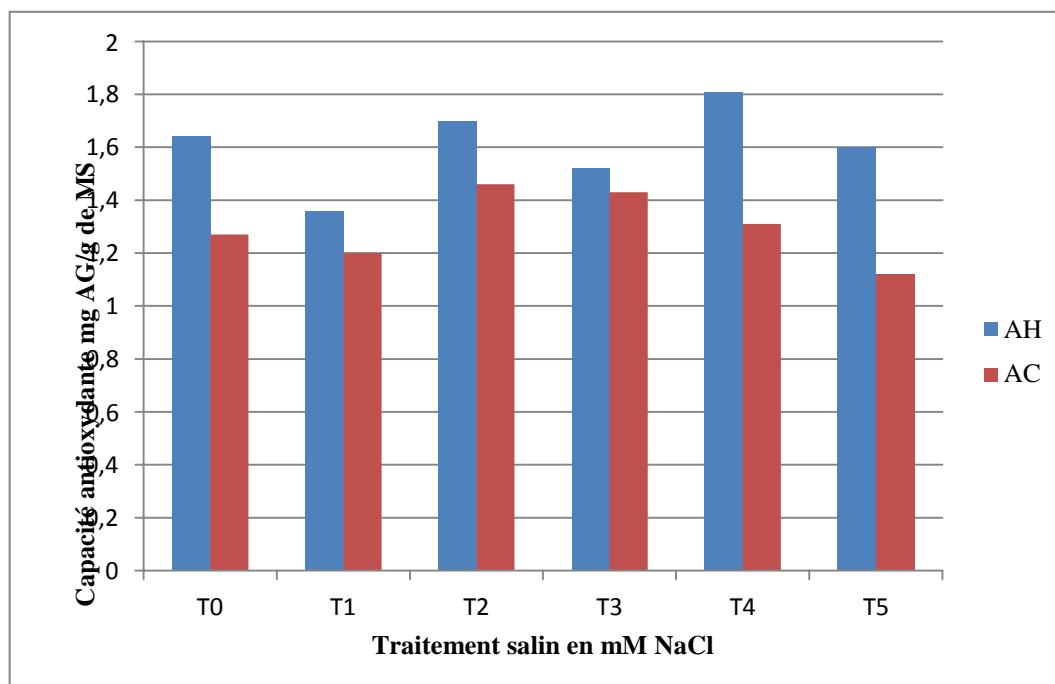
	T0	T1	T2	T3	T4	T5	P _{values}
AH	1,64 ± 0,014	1,36 ± 0,12	1,7 ± 0,14	1,52 ± 0,075	1,81 ± 0,197	1,60 ± 0,181	0,007
AC	1,27 ± 0,125	1,20 ± 0,048	1,46 ± 0,158	1,43 ± 0,126	1,31 ± 0,214	1,12 ± 0,43	

Tableau 30 : effet de la salinité sur la capacité antioxydante des feuilles (effet salinité)

Traitement	T0	T1	T2	T3	T4	T5	P _{values}
	1,46 ± 0,08	1,28 ± 0,08	1,58 ± 0,13	1,48 ± 0,093	1,56 ± 0,18	1,36 ± 0,11	0,0061
	AB	B	A	AB	A	AB	

Tableau 31: effet de la salinité sur la capacité anti oxydante des feuilles (effet espèce)

Espèce	AH	AC	P _{values}
	1,60 ± 0,116 A	1,30 ± 0,112 B	0,000

Figure 23: effet de la salinité sur la capacité anti oxydante des feuilles d'*Artemisia herba alba* et d'*Artemisia campestris*

Discussion

La tolérance au stress salin dépend des piègeurs des espèces actives de l'oxygène ROS (les molécules anti oxydantes tels que l'ascorbate, la vitamine E et les caroténoïdes, et les enzymes de détoxification telles que la superoxyde dismutase SOD, l'ascorbate peroxydase APX...). Afin de limiter les dommages causés par l'accumulation des ROS, il est nécessaire d'avoir une régulation de l'expression de ces piègeurs pour une réponse adaptée. Les espèces actives de l'oxygène (ROS) sont très dommageables à forte dose pour la cellule, mais à faible dose, ils jouent le rôle de seconds messagers dans la signalisation du stress (Zhu, 2002).

Afin d'éliminer ces formes actives d'oxygène, les plantes possèdent des antioxydants (de nature non enzymatique) de faible masse moléculaire, tels que les composés phénoliques, les flavonoïdes, les anthocyanes, et l'acide ascorbique (Ashraf

2008). Les plantes emploient aussi une vaste panoplie d'enzymes, telles que la superoxyde dismutase (SOD), la catalase (CAT), l'ascorbate peroxydase (APX), la glutathion S-transférase (GST) et la glutathion peroxydase (GPX) (Ksouri et *al.*, 2010).

Ainsi chez le tabac transgénique la surexpression de la glutathion S-transférase (GST) et de la glutathion peroxydase (GPX) améliore la germination et la croissance en condition de salinité (Roxas et *al.*, 2000). En condition de stress salin, la tomate sauvage *Lycopersicon pennellii* exprime une activité plus intense de la glutathion S-transférase et la glutathion peroxydase par rapport à la tomate cultivée. Il existe d'autres composés ayant une activité anti oxydante tels que les alcaloïdes ; les polyphénols, et les acides aminés, mais leur fonction exacte au niveau du mécanisme de détoxification cellulaire est encore mal définie (Ashraf, 2008)

Conclusion

Au terme de cette présente étude sur le comportement de deux espèces d'*Artemisia* (*Artemisia herba alba* et d'*Artemisia campestris*) sous l'effet de la contrainte saline, les résultats obtenus nous ont conduits à montrer que le stress salin a modifié les paramètres de croissance, de métabolismes et de stress oxydatif

L'étude de la variation de la capacité germinative des deux espèces analysées a permis de révéler une réduction du taux de germination chez les deux espèces, cependant un comportement meilleur a été enregistré chez *A. herb alba* par rapport à l'espèce *A. campestris* avec un taux de diminution du traitement le plus sévère par rapport au témoin estimés à 35% chez *A. herb alba* et de 77% chez *A. campestris*

L'analyse des paramètres de croissance a montré que la partie racinaire n'a subi aucune modification quel que soit le niveau de la salinité appliqué, cela est valable pour les deux espèces, néanmoins le poids frais et la longueur de la partie aérienne ont été remarquablement affectés, en effet nous avons constaté que le meilleur résultat obtenu sur le poids frais est noté chez les vitroplants subissant des niveaux de stress plus faibles (T_0 et T_1), par contre l'application d'un stress trop sévère induit une diminution considérable estimée à 68% par rapport au témoin. Quant à la longueur de la partie aérienne nous avons noté une diminution qui devient de plus en plus importante pour des niveaux de stress sévère pour atteindre les plus faibles valeurs évaluées à 0,56cm, pour ce paramètre l'*A. herba alba*, a présenté une meilleure croissance aérienne en condition de stress par rapport à *A. campestris*.

Concernant la teneur en sucres solubles des feuilles on a constaté une relation inversement proportionnelle avec le niveau du stress appliqué, plus le stress est élevé plus les feuilles se chargent moins en sucres totaux, il faut souligner que cette teneur ne diminue qu'à partir du niveau 51mM en NaCl, néanmoins pour le sodium sa teneur s'accroît en fonction de la concentration du milieu en NaCl, l'*A. campestris* manifeste des teneurs en sodium plus marquées que celles enregistrées chez l'*A. herba alba*. Le rythme du potassium ne suit pas celui du sodium, ce rythme diminue avec l'amplification du stress pour atteindre les plus faibles valeurs chez le T_5 évaluées à 0,10 $\mu\text{g/g}$ de MS et 1,14 $\mu\text{g/g}$ de MS chez l'*A. herba alba* et *A. campestris* respectivement ; sous la contrainte saline les feuilles l'*A. campestris* contiennent d'avantage de potassium que l'*A. herba alba*.

Sous l'effet de la salinité, le contenu en polyphénols des feuilles augmente, cette augmentation est d'autant plus importante que la concentration en sel du milieu est élevée, des teneurs plus remarquables sont enregistrées chez l'*A. herba alba* mais l'inverse les teneurs en polyphénols chez l'*A. campestris* est diminuée, car pour le même niveau de salinité les teneurs en polyphénols chez l'*A. campestris* ont pratiquement doublé.

L'accommodation à la contrainte saline s'est traduite par une augmentation moins remarquable de la capacité antioxydante chez les deux espèces, avec une capacité antioxydante plus prononcée de l'*A. herba alba* par rapport à l'*A. campestris*

Dans la perspective de mieux connaître le comportement des deux espèces d'*Artemisia* (*Artemisia herba alba* et d'*Artemisia campestris*) à de la salinité il est souhaitable d'élargir notre étude sur d'autres méthodes d'analyses (analyses quantitative et qualitatives des protéines, l'implication des métabolites secondaires.....etc.), ainsi que l'analyse des marqueurs du stress oxydatif (dosage des malondialdéhydes, des peroxydases, glutathion reductase).

Annexes

✓ **Le dosage en Na⁺,K⁺**

Sécher le matériel végétal (racines et feuilles) dans l'étuve à 70⁰ pendant 4 heures, Préparation l'extrait végétal à partir de (100mg) matériel végétal avec (10ml) d'acide nitrique 0.5mM,

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

✓ **Dosage des sucres solubles**

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'antrone.

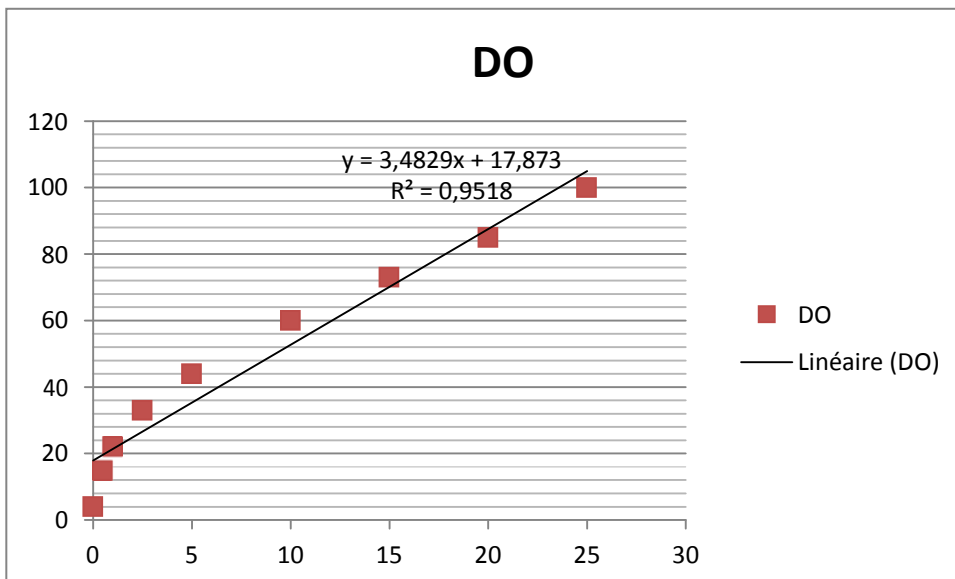
Préparation l'extrait végétal à partir de (100mg) matériel fraîche a essai ajouter 3ml d'éthanol à 80% et laisser l'extrait 48h à température ambiante. Procéder à la lecture au spectrophotomètre à la longueur d'onde de 585 nm.

✓ **Dosage des phénols**

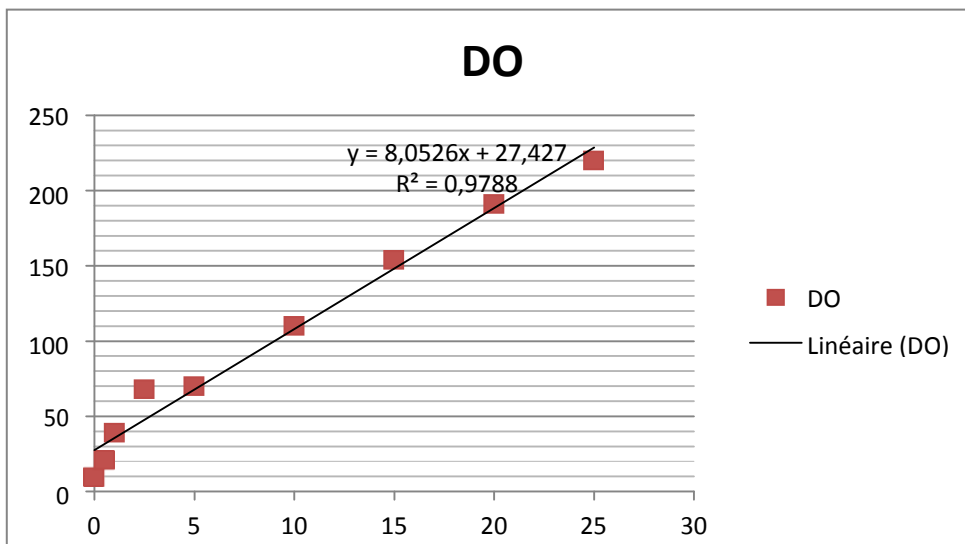
Les polyphénols ont été déterminés par spectrophotométrie selon la méthode de Folin-Ciocalteu (Singleton et al, 1999): ce réactif de couleur jaune est constitué par un mélange d'acide phosphotungstique et d'acide phosphomolybdique. Lorsque les polyphénols sont oxydés, ils réduisent le réactif Folin-Ciocalteu en un complexe ayant une couleur bleue constitué d'oxyde de tungstène et de molybdène. L'intensité de la couleur est proportionnelle aux taux des composés phénoliques oxydés (Boizot et charpentier, 2006).

✓ **la capacité antioxydante**

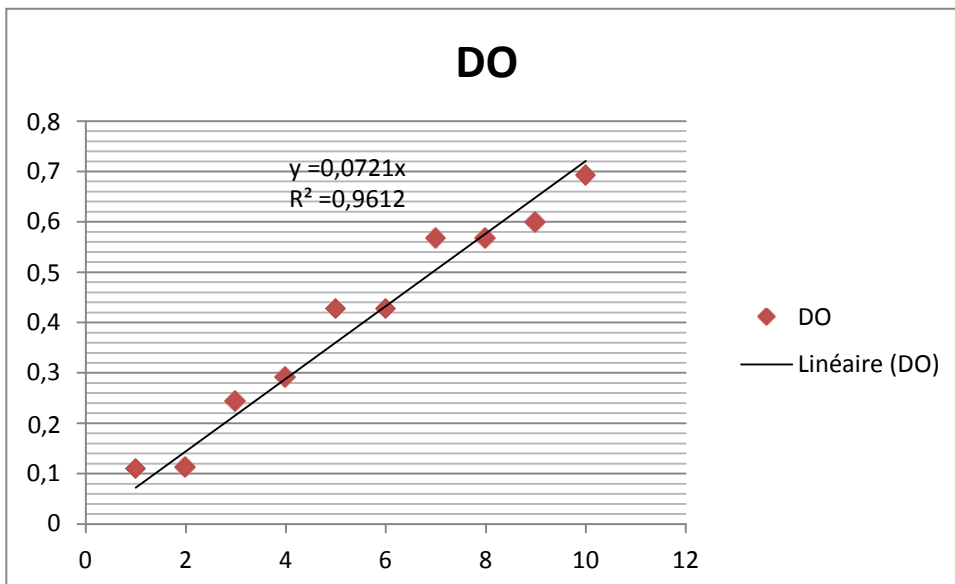
L'activité réductrice des extraits a été évaluée par la méthode de phosphomolybdène de (Prieto et al, 1999). 0,1 ml de chaque extrait ont été ajoutés à 1 ml du réactif réactionnel en mélangeant 33,3 g d'acide sulfurique [H₂SO₄], 4,6 g de phosphate de sodium [Na₃PO₄] et 0,784 g de molybdate d'ammonium[(NH₄)₂MoO₄]. Les tubes ont été incubés à 95°C pendant 90 min. Après refroidissement à température ambiante, l'absorbance des solutions est mesurée à 695nm contre un témoin qui contient 0,1 ml du solvant utilisé (l'éthanol) + 1ml du réactif réactionnel.



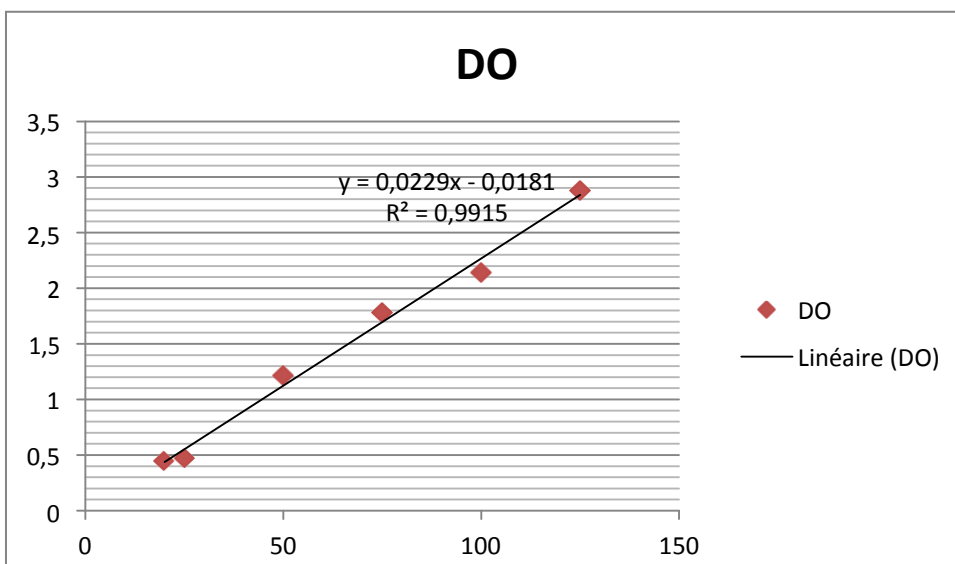
Courbe 01 : le courbe étalon du dosage des ions Na⁺



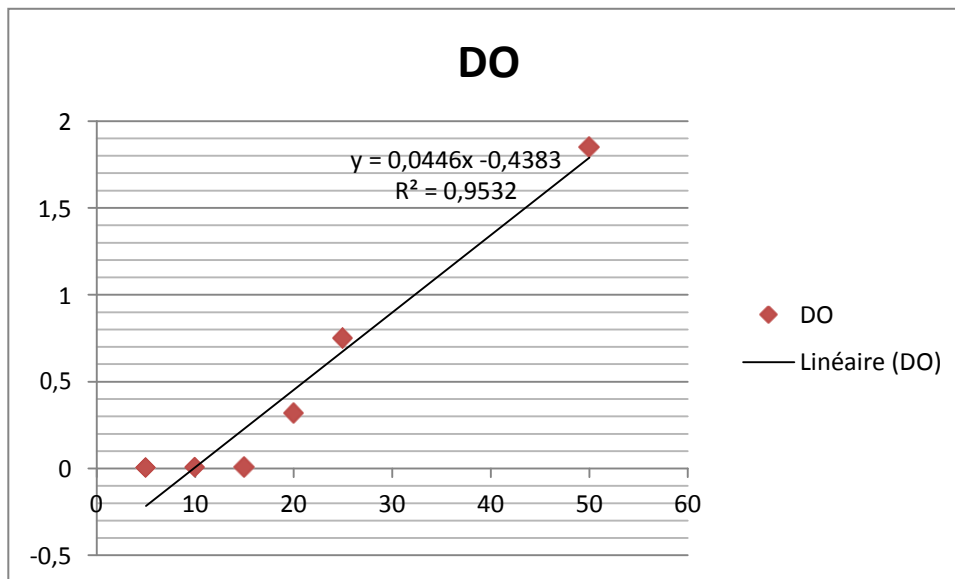
Courbe 02 : le courbe étalon du dosage des ions K⁺



Courbe 03 : le courbe étalon du dosage des sucres totaux



Courbe 04 : le courbe étalon du dosage des phénols 2



Courbe 05 : le courbe étalon du dosage des phénols 1

Tableau 01 : Le dispositif expérimental en randomisation total à deux facteurs adopté (germination)

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

Tableau 02 : Le dispositif expérimental en randomisation total à deux facteurs adopté (In vitro)

T4 AH r13	T1 AH r11	T1 AH r4	T3 AH r5	T1 AC r18	T3 AH r8	T3 AC r6	T0 AC r7	T0 AH r13	T2 AH r5	T4 AC r16	T4 AH r12
T4 AH r3	T1 AH r17	T4 AH r18	T0 AC r6	T1 AH r12	T3 AH r12	T0 AH r7	T0 AH r5	T2 AC r7	T0 AH r8	T2 AH r15	T0 AC r8
T4 AC r4	T2 AC r14	T0 AC r5	T3 AH r4	T5 AH r13	T0 AH r18	T3 AC r12	T3 AH r18	T1 AC r3	T2 AC r10	T2 AH r13	T5 AC r4
T3 AC r10	T0 AH r6	T3 AH r14	T1 AH r7	T2 AH r2	T4 AC r11	T5 AC r8	T2 AH r11	T4 AH r17	T2 AC r17	T1 AH r2	T4 AC r5
T4 AC r1	T1 AC r14	T2 AC r2	T3 AC r13	T1 AH r10	T1 AH r16	T5 AC r5	T5 AH r8	T4 AC r7	T5 AH r18	T0 AC r18	T3 AH r13
T3 AH r10	T4 AC r18	T3 AC r1	T3 AH r17	T3 AC r14	T5 AH r17	T2 AC r16	T3 AH r11	T2 AC r13	T0 AC r9	T4 AC r14	T2 AC r11
T5 AH r16	T3 AC r9	T4 AC r15	T3 AC r11	T2 AH r4	T3 AC r17	T5 AC r18	T3 AH r3	T1 AC r17	T5 AC r11	T1 AC r6	T2 AC r9
T3 AC r5	T1 AC r8	T4 AH r15	T1 AH r18	T4 AH r6	T0 AH r11	T3 AC r2	T2 AH r14	T5 AH r4	T4 AC r8	T4 AC r3	T1 AC r16
T4 AH r7	T5 AC r12	T5 AH r5	T1 AH r15	T2 AH r7	T5 AC r2	T0 AC r4	T5 AH r10	T2 AH r12	T5 AH r9	T0 AH r15	T2 AC r6
T5 AH r2	T0 AH r4	T5 AC r9	T0 AC r17	T1 AH r5	T2 AH r8	T1 AC r13	T2 AC r15	T3 AH r1	T4 AH r14	T1 AC r4	T0 AH r2
T0 AH r9	T3 AC r16	T1 AC r9	T3 AC r3	T5 AC r17	T0 AH r14	T3 AH r6	T3 AC r18	T5 AC r1	T0 AC r15	T5 AC r7	T4 AH r10
T1 AH r8	T1 AH r9	T0 AC r2	T2 AH r18	T3 AC r15	T0 AH r10	T0 AC r16	T2 AC r4	T4 AH r8	T4 AC r2	T2 AC r8	T2 AC r12
T5 AH r15	T5 AH r7	T3 AC r8	T5 AH r3	T2 AH r10	T4 AH r9	T3 AH r7	T3 AH r2	T2 AH r3	T4 AH r1	T1 AC r1	T0 AH r16
T4 AH r16	T0 AC r13	T1 AC r10	T0 AC r1	T1 AC r7	T5 AC r16	T0 AH r12	T2 AH r6	T1 AC r5	T5 AC r13	T3 AH r15	T1 AC r2
T0 AC r14	T4 AH r2	T2 AH r1	T4 AC r10	T3 AH r9	T3 AC r7	T2 AH r16	T1 AH r1	T5 AH r14	T2 AH r9	T5 AH r12	T4 AH r4
T5 AC r6	T5 AC r15	T5 AC r3	T3 AH r16	T0 AC r11	T1 AH r3	T1 AC r12	T2 AC r18	T5 AC r10	T2 AC r1	T4 AC r9	T0 AC r12
T0 AH r3	T4 AC r6	T1 AH r6	T0 AH r1	T1 AH r14	T1 AC r15	T2 AC r3	T2 AH r17	T3 AC r4	T1 AC r11	T5 AH r11	T4 AC r12
T5 AH r6	T4 AC r13	T5 AC r14	T0 AC r3	T4 AH r5	T2 AC r5	T4 AH r11	T1 AH r13	T4 AC r17	T0 AH r17	T5 AH r1	T0 AC r10

Les analyses de variances pour le stress salin

Analyse de la variance : Effet de la salinité sur le taux de germination

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	1532	47	32.596				
VAR.FACTEUR 1	394	5	78.8	8.893	0.00002		
VAR.FACTEUR 2	736.334	1	736.334	83.097	0		
VAR.INTER F1*2	82.667	5	16.533	1.866	0.12401		
VAR.RESIDUELLE 1	319	36	8.861			2.977	23.81%

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	5,328	35	0,152				
VAR.FACTEUR 1	3,469	5	0,694	11,564	0,00001		
VAR.FACTEUR 2	0,38	1	0,38	6,338	0,01809		
VAR.INTER F1*2	0,038	5	0,008	0,127	0,98284		
VAR.RESIDUELLE 1	1,44	24	0,06			0,245	24,70%

Analyse de variance : Effet de la salinité sur la longueur des racines.

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	8.088	35	0.231				
VAR.FACTEUR 1	2.113	5	0.423	2.136	0.09505		
VAR.FACTEUR 2	0.514	1	0.514	2.597	0.11647		
VAR.INTER F1*2	0.715	5	0.143	0.723	0.61473		
VAR.RESIDUELLE 1	4.747	24	0.198			0.445	27.09 %

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	0.005	35	0				
VAR.FACTEUR 1	0.004	5	0.001	20.531	0		
VAR.FACTEUR 2	0	1	0	0.616	0.44581		
VAR.INTER F1*2	0	5	0	1.615	0.19346		
VAR.RESIDUELLE 1	0.001	24	0			0.006	21.01%

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	4.143	35	0.118				
VAR.FACTEUR 1	1.904	5	0.381	277.68	0		
VAR.FACTEUR 2	1.981	1	1.981	1444.315	0		
VAR.INTER F1*2	0.225	5	0.045	32.803	0		
VAR.RESIDUELLE 1	0.033	24	0.001			0.037	3.37%

Analyse de 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	11.246	35	0.321				
VAR.FACTEUR 1	5.142	5	1.028	488.445	0		
VAR.FACTEUR 2	5.401	1	5.401	2565.218	0		
VAR.INTER F1*2	0.652	5	0.13	61.947	0		
VAR.RESIDUELLE E 1	0.051	24	0.002			0.046	4.70%

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	3.381	35	0.097				
VAR.FACTEUR 1	1.924	5	0.385	11.536	0.00001		
VAR.FACTEUR 2	0.349	1	0.349	10.465	0.00356		
VAR.INTER F1*2	0.307	5	0.061	1.841	0.14202		
VAR.RESIDUELLE 1	0.801	24	0.033			0.183	19.81%

Analyse de la variance : Effet de la salinité sur la tenue des phénols

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	0,1	35	0,003				
VAR.FACTEUR 1	0,005	5	0,001	2,586	0,05204		
VAR.FACTEUR 2	0,079	1	0,079	215,277	0		
VAR.INTER F1*2	0,008	5	0,002	4,193	0,00709		
VAR.RESIDUELLE 1	0,009	24	0			0,019	14,91%

Analyse de la variance : Effet de la salinité sur la capacité anti oxydante

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	1.874	35	0.054				
VAR.FACTEUR 1	0.396	5	0.079	4.313	0.00617		
VAR.FACTEUR 2	0.823	1	0.823	44.779	0		
VAR.INTER F1*2	0.213	5	0.043	2.322	0.07395		
VAR.RESIDUELL E 1	0.441	24	0.018			0.136	9.31%

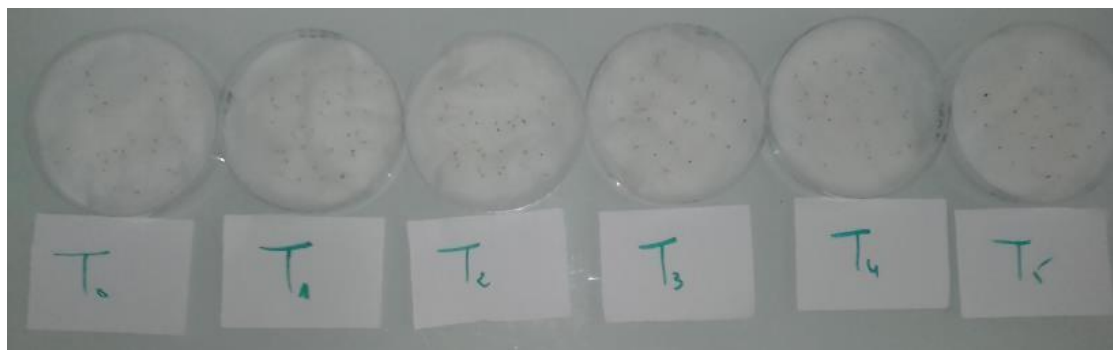


Figure 01 : Conduite de l'essai de germination



Figure02 : vitroplante de (Artemisia campestris et Artemisia herba alba)



Figure 04: *Artemisia campestris*

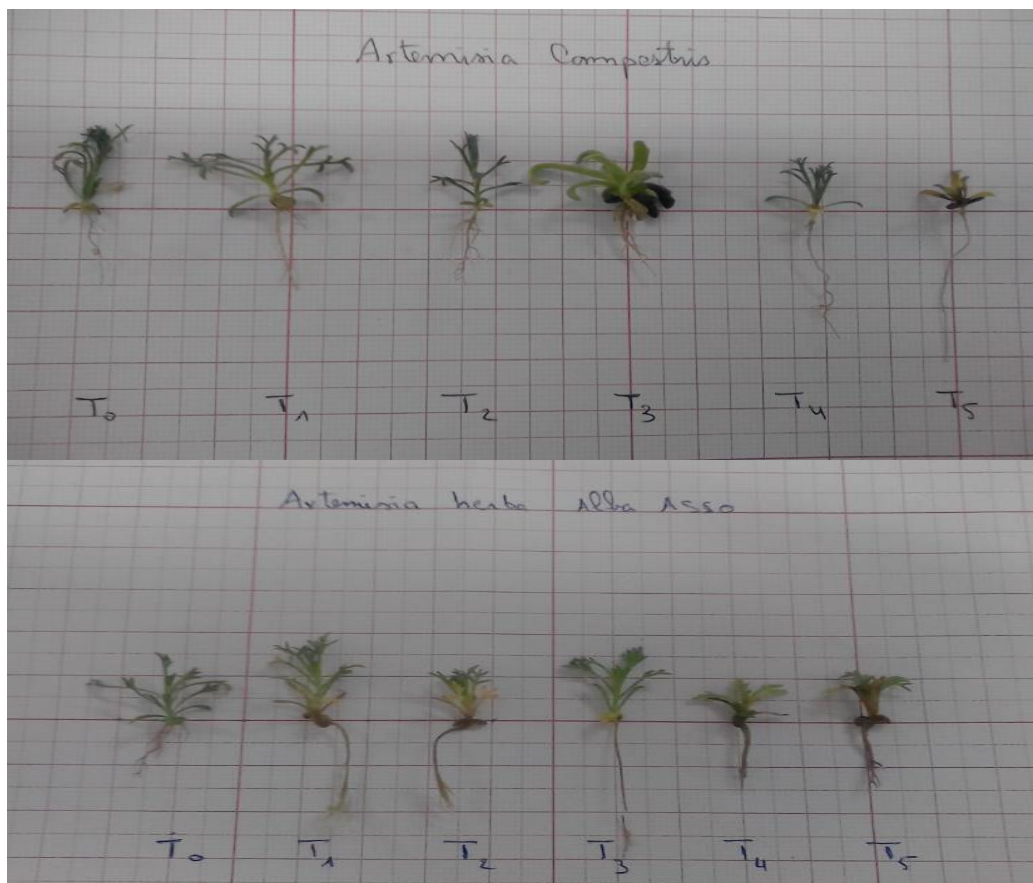


Figure 05 : La séparation des deux parties (feuille et racine) pour faire la mesure de la longueur.



Figure 06 : Photo des étalons pour le dosage du phénol.



Figure 07 : Photo de centrifugeuse



Figure 08 : Photo de SPECTROPHOTOMETRE-UV-VISIBLE

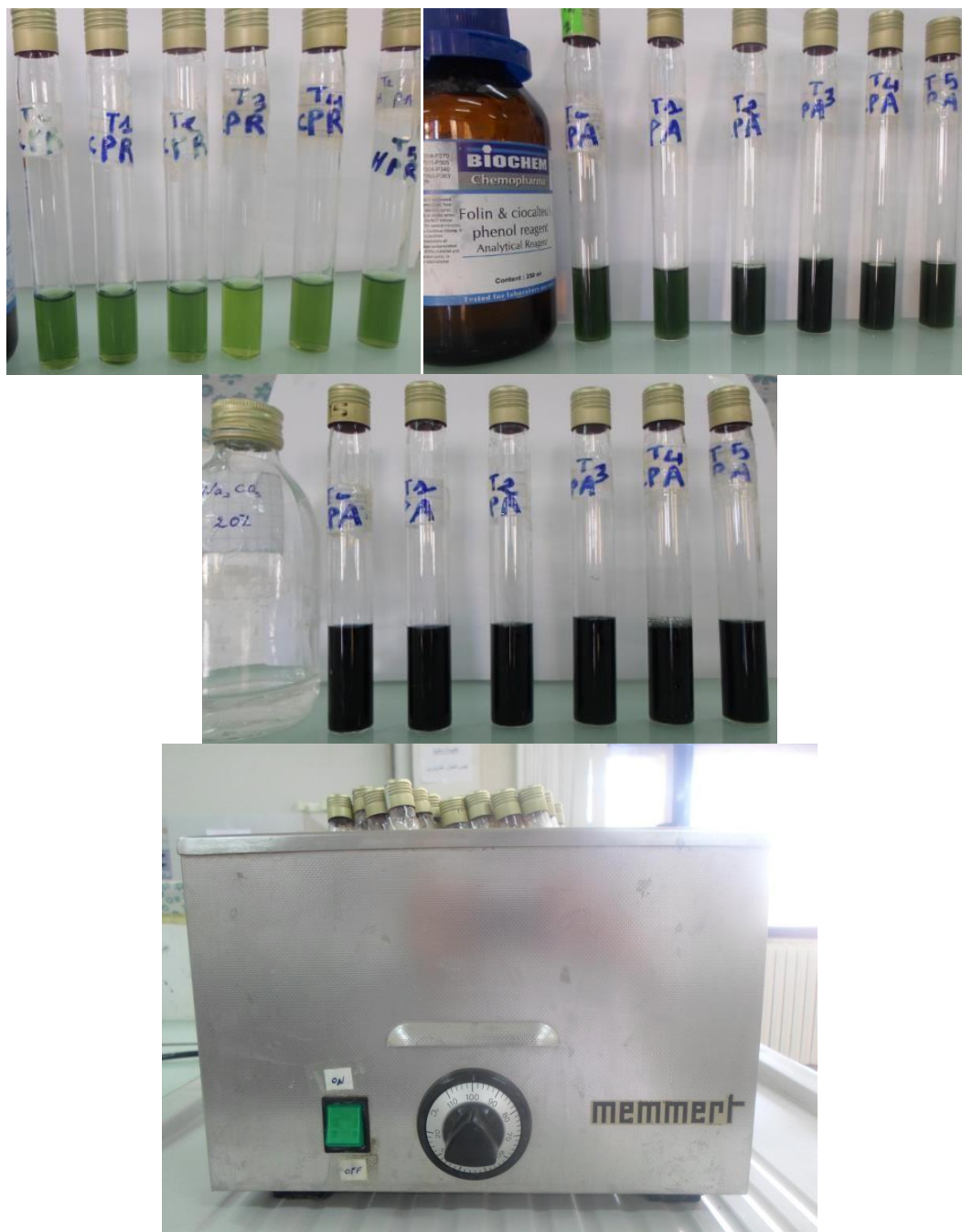


Figure 09 : la méthode colorimétrique de Folin-Ciocalteu.



Figure 10: Photo de témoin pour le dosage des capacités anti oxydante

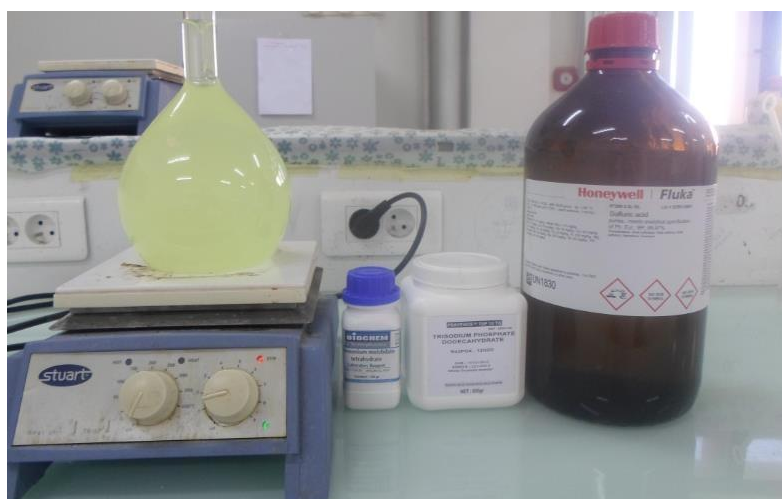
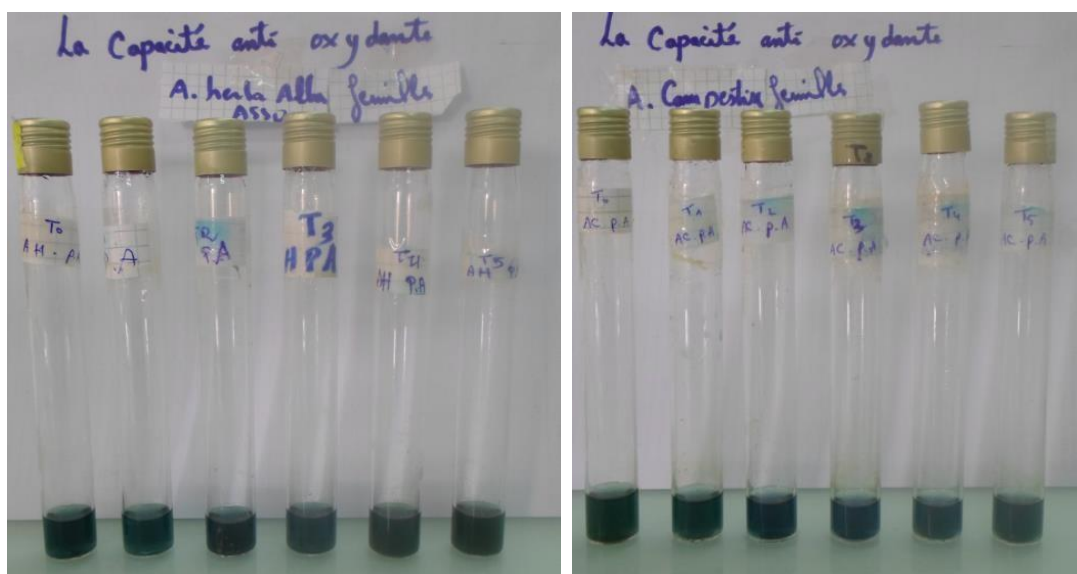


Figure 11: dosage de capacité anti oxydante

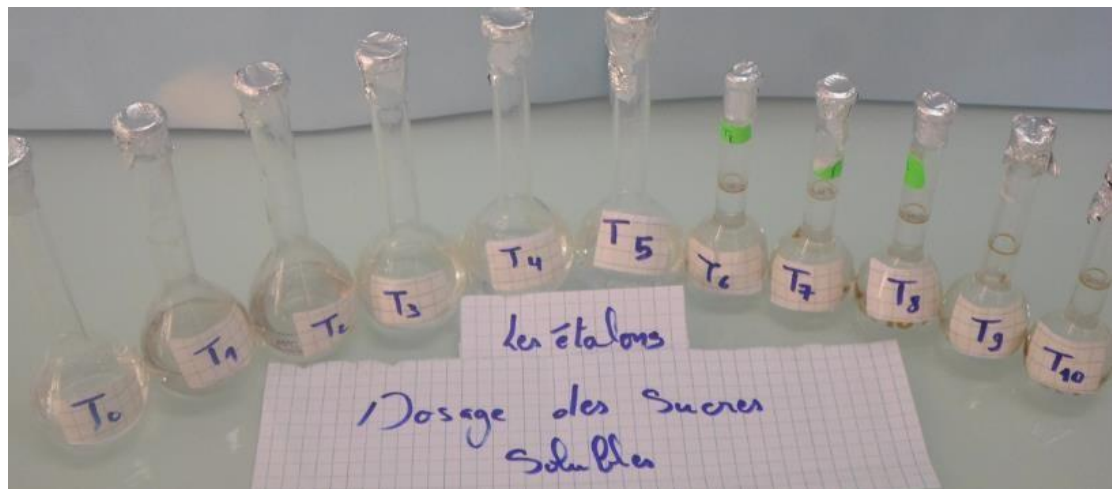
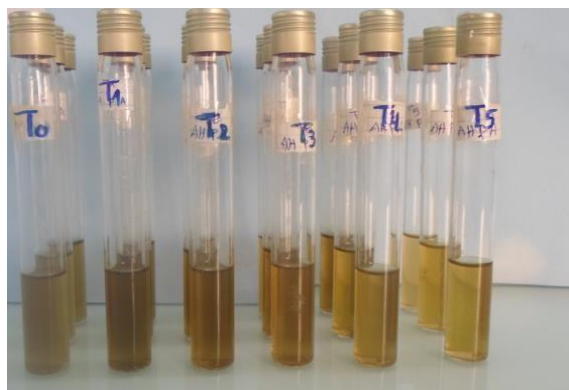
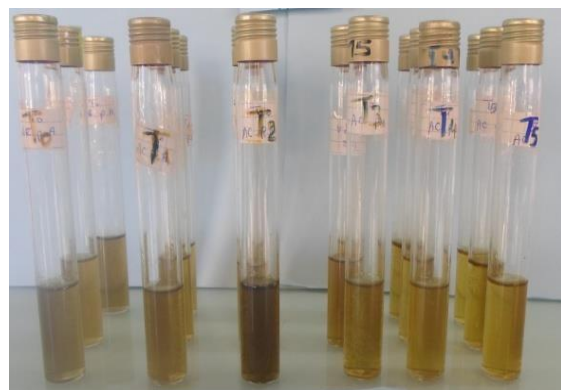


Figure 12 : Photo des étalons pour le dosage des sucres solubles



AH



AC



Figure 13 : Les extraits des feuilles pour le dosage des sucres solubles de l'AH et AC

Références:

(A)

- Abdel Latef AA (2010)** Changes of antioxidative enzymes in salinity tolerance among different wheat cultivars. *Cereal Res. Comm* 38: 43-55.
- Abu awwad A.M and Akasheh O.Z., 1997-** Irrigation and soil surface management in arid soils with the surface crust. *Journal of arid environments*. Vol 37, N°2 : p.243-250.
- Ackerson R.C. and Herbert R.R., 1981** Osmoregulation in cotton in response to actinorhizes. Université de Nancy I, *Resp. Scient* : P. GADAL, F. LETACON.
- Achour A., 2005-** Bilan minéral et caractérisation des pectines chez l' *Atriplex halimus*. L stressée à la salinité. Thèse de Magister. Labo d'écophysiologie végétale. Université Es-sénia. Oran.
- A. Javier, I. Houard and A. maibach.** *Dermatology Botany*. (2001)46.
- Ahmad, I., and 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.
- Aidoud A., 1983.-** Contribution à l'étude des écosystèmes steppiques du Sud Oranais. Thèse 3eme cycle, USTHB, Alger, 255p
- Amrhein C., Strong J.E and Mosher P.A., 1992-** Effect of dieing salts on metal and organic matter mobilization in road- side soils. *Environmental Sci and Technology* 26: p.703-709.
- Antipolis s., 2003 :** Les menaces sur les sols dans les pays Méditerranéens. Les cahiers du plan bleu, Vol.2 :44-49.
- Agastian, P., S.J. Kingsley & M. Vivekanandan -2000-** Effect of salinity on photosynthesis and biochemical characteristics in mulberry genotypes. *Photosynthetica* 38 : 287–290.
- Akrouf A., Chemli R.C., Chrief., and Hammami M.(2001).** Analysis of the essential oil of *Artemisia campestris* L. *J. Flavour Fragr.* 16: 337–339.

- Apse, M.P., ET Blumwald, E. 2007.** Na⁺ transport in plants. FEBS Lett. 581(12) : 2247–2254. doi:10.1016/j.febslet.2007.04.014.PMID:17459382.
- Arahou M., 1986.** Contribution à l'étude de l'interaction kinétine-NaCl sur certains aspects-physiologiques chez la tomate: *Lycopersicon esculentum* (Mil!). D.E.S., Université Mohammed V, 107p
- AshrafM (2004).** Some important physiological selection criteria for salt tolerance in plants. Flora, 199:361-376.
- Ashraf, M., and 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. and M.A. Foolad. 2007.** Improving plant abiotic stress resistance by exogenous application of osmoprotectants glycine betaine and proline. Environ. Exp. Bot., 59: 206-216.
- Ashraf, M. 2008** Biotechnological approach of improving plant salt tolerance using antioxidants as markers. Biotechnol. Adv. 27(1) :84–93. doi:10.1016/j.biotechadv.2008.09.003. PMID:18950697.
- Ayad, N., B. Hellal, T. Hellal, A. Rahmani & Z. Bensmira, 2014.** Qualités nutritionnelles de l'armoise blanche des parcours steppiques du sud de la préfecture de Tlemcen. Ecologie-Environnement., 10: 71-74
- AUBERT.G., 1980 :** Observations sur les caractéristiques, la dénomination et la classification des sols dits (salés) ou salsodiques. Cahier d. ORSTOM, série. Pédologie, XX, 1, pp. 73-78
- AUBERT G., 1975.** Les sols sodiques en Afrique du nord. Annal de l'INA ; Algerie. PP 185-195.

(B)

- Bartels, D., and Sunkar, R. 2005.** Drought and salt tolerance in plants. *Crit. Rev. Plant Sci.* 24(1) : 23–58. doi:10.1080/07352680590910410.
- Belkheiri O, Mulas M (2013)** The effects of salt stress on growth, water relation and ion accumulation in two halophyte *Atriplex* species. *Environmental and Experimentation Botany* 86:17-28.
- Belkhodja M et Bidai Y., 2004.** Réponse des graines d'*Atriplex halimus* L. à la salinité au stade de la germination. *Sécheresse*, 4(15):331-334.
- Benaldj A.,2006–** Bilan minéral chez une halophyte (*Atriplex halimus* L.) stressé à la salinité. Thèse de Magister. Laboratoire de physiologie végétale, Faculté des sciences, Univ Sénia, 31 Oran,Algérie.
- Benjlali b., Tantaoui- Elaraki A., Ayadi A. et Ihlal M., 1984.**Methodto study antimicrobial effects of essenteil oils : Application to the antifungal activity of sise Moroccan essences. *J. Food Protection.* 47, pages : 748-752.
- Benmahioul B., Daguin F., 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(8), 752-758.
- 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(ccl4), magister en sciences agronomiques, alimentation et nutrition, Ecole nationale supérieur Agronomique El-Harach-Alger,148p..
- Berthomieu, P., Conejero, 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⁺ recirculation by the phloem is crucial for salt tolerance. *EMBO J.* 22(9) : 2004–2014. doi:10.1093/ emboj/cdg207. PMID:12727868.

- Blaha L, Pazderu K (2013).** Influence of the Root and Seed Traits on Tolerance to Abiotic Stress. *Agricultural Chemistry*. Edited by Margarita Stoytcheva and Roumen Zlatev. Published by InTech. 5.1-89.
- Blumwald, E. 2000.** Sodium transport and salt tolerance in plants. *Curr. Opin. Cell Biol.* 12(4) : 431–434. doi:10.1016/S0955-0674(00)00112-5. PMID:10873827.
- Blumwald, E., AHARON, G.S., ET APSE, M.P. 2000.** Sodium transport in plant cells. *Biochim. Biophys. Acta*,1465(1–2) : 140–151. doi:10. 1016/S0005-2736(00)00135-8. PMID:10748251.
- 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.
- Bouraoui N., Lafi B. ,** Mémoire de fin d'études supérieures section nutrition humaine, (2003) Tunis.
- Booth WA, Beardall J (1991).** Effect of salinity on inorganic carbon utilization and carbonic anhydrase activity in the halotolerant algae *Dunaliella salina* (Chlorophyta). *Phycologia*, 30:220-225.
- BotellaM.A.,MartinezV.,PardinesJ.,CerdáA.,1997-**Salinityinduced potassium deficiency in maize plants. *Jour of Plant Physiology*, 150,p.200-205.
- Bourrsier P., Lauchli A. :** Mechanism of chloride partitioning in the 58egeta of it stressed sorghum bicolor L plant physiol; 1989; 7 :537-544.
- Bouزيد S, 2010,** Étude de l'effet de la salinité et de la présence du molybdène sur le comportement écophysioologique de deux variétés de plantes de l'espèce *Phaseolus vulgaris*L,diplôme de magistère, Ecophysioologie et Biotechnologie Végétale, Université Mentouri Constantine, 124P.
- Brumos, J., Colmenero-Flores, J.M., Conesa, A., Izquierdo, P., Sanchez, G., Iglesias, D.J., LOPEZ-Climent, M.F.,Gomez-Cadenas,A., et Talon, M. 2009.** Membrane transporters and carbon metabolism implicated in chloride homeostasis differentiate salt stress responses in tolerant and sensitive Citrus rootstocks. *Funct.Integr. Genomics*, 9(3) : 293–309. doi:10.1007/s10142-008-0107-6. PMID:19190944.

- **Bartels D, Sunkar R. 2005.** Drought and salt tolerance in plants. *Crit. Rev. Plant Sci.* **24**(1):23-58.

- Baba Aissa F., 2000-** Encyclopedie des plantes utiles. Ed. Librairie moderne, Rouiba, 368 p.83.

- Bartels,D., And Sunkar, R. 2005.** Drought and salt tolerance in plants. *Crit. Rev. Plant Sci.* **24**(1) : 23–58. doi:10.1080/ 07352680590910410.

- Bohnert et Jensen, 1996** in Parida et Das, 2005- Sollt tolerance and salinity effects in plants: a review ecotoxicology and environment safety.

- Botineau M., 2010:** Botanique systématique et appliquée des plantes à fleurs. Edition Tec&Doc Lavoisier. Pp. 1143-1193.

- Boudjourf M.,2011.** Etude de l'activité antioxydante et antimicrobienne d'extraits d'Artemisia campestris L. *Men. Mag. Bio., Université de Sétif*, 99p.

- Bourbouze A. & F. Donadieu, 1987.-** L'élevage sur parcours en régions méditerranéennes. Options médii., Serie B: Etudes et recherches, Ed. CIHEAM, 104 p.

- Battandier J., 1900.-** Plantes médicinales. Ed. Girald, Alger, 61 p.

- Ben Fattoum M.** Evaluation de la tolérance au stress salin de certains porte-greffes de citrus. Mémoire de diplôme des études approfondies de l'INAT, Tunis. (2003), 85 p.

- BENNACEUR M., RAHMOUNE C., MEDDAH M.L et SELMI M., 2001-** Effet du stress salin sur la germination, la croissance et la production en grains de quelques variétés Maghrébines de blé ; *Science et changements planétaires, Sécheresse*, Vol 12, N° 3 : p.167-174.

- Ben Sassi A., Harzallah-Skhiri F., and Aouni M.(2007).** Investigation of some medicinal plants from Tunisia for antimicrobial activities. *J. Pharmaco. Bio.* **45** (5):421– 428.

- Benarba, B., Belabid, L., Righi, K., Amine Bekkar, A., Elouissi, M., Khaldi, A., Hamimed, A., 2015.** Ethnobotanical study of medicinal plants used by traditional healers in Mascara (North West of Algeria). *J. Ethnopharmacol.* **175**, 626-637.

- Benmahioul B, Daguin F, Kaid-harche M (2009)** Effet du stress salin sur la germination et la croissance in vitro du pistachier (*Pistacia vera L.*). *Comptes Rendus*

Biologies 332 (8) : 752-758.

-Berkat O., 1986. Population structure, dynamics and regeneration of *Artemisia herba-alba* Asso. Thèse de doctorat Es-Sciences Agronomiques. I.A.V. Hassan II. Rabat.

-Bohnert, H. J. ET B. Shen. 1999. Transformation and compatible solutes. *Scientia Horticulturae*, 78: 237- 260. Belakhdar J., 1997.- La pharmacopée marocaine traditionnelle. Médecine arabe ancienne et savoirs populaires. Ed. Ibis press, Rabat, 764 p.

-Bouraoui N., Lafi B. , Mémoire de fin d'études supérieures section nutrition humaine,

-Bohnert, H.J., and Jensen, R.G. 1996. Metabolic engineering for increased salt tolerance — the next step. *Aust. J. Plant Physiol.* 23 (5) : 661–667.
doi:10.1071/PP9960661.

-Bouzi N., 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.

-Bresson L.M., Valentin C., 1994- Soil surface creest formation : contribution of micromorphology. *Developpment in soil Scie*22 : p.737-762.

-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 (CCl₄), magister en sciences agronomiques, alimentation et nutrition, Ecole nationale supérieur Agronomique El-Harach-Alger, 148p.

(C)

-Calvet R. 2003 «*Le sol, propriété et fonction, phénomènes physiques et chimiques*» Tome 2. Ed. France. Agricole, 511 p.

-Chen C, M.B. Dickman, Proline suppresses apoptosis in the fungal pathogen *Colletotrichum trifolii*, *PNAS* 102 (2005)3459e3464

-Chen L.I.J., Wang S., Huttermann A., Altman A., 2001- Salt, nutrient uptake and transport and ABA of *Populus euphratica*, a hybrid in response to increasing soil NaCl. *Tree-Struct. Funct*, vol. 15, p.186-194.

-Chen, T.H., and Murata, N. 2002. Enhancement of tolerance of abiotic stress by metabolic engineering of betaines and other compatible solutes. *Curr. Opin. Plant Biol.* 5(3) : 250–257. doi:10.1016/S1369-5266(02)00255-8. PMID:11960744.

-Cushman, J.C. 2001. Osmoregulation in plants: Implication for agriculture. *Am. Zool.* 41(4) : 758–769. doi:10.1668/0003-1569(2001)041[0758:OIPIFA]2.0.CO;2.

- Caratini R. (1971).** Bordasencyclopedie.Ed Bodas.Belgique.23: 137-195.
- Cariñanos, P., DE La guardia, C.D., Algarra, J.A., DE Linares, C., Irurita, J.M., 2013.** The pollen counts as bioindicator of meteorological trends and tool for assessing the status of endangered species: the case of Artemisia in Sierra Nevada (Spain). *Clim. Change* 119(3-4), 799-813.
- CHAVES. M., PEREIRA. J. S., 2003:**Understanding plant responses to drought-from genes to the whole. *Funct. Plant. Biol*, 30: 239 -264.
- Chaouia C ,Elkredim H ,BenrebihaF /Z ,Saide F , Snoussi S.A ,Bouchnak F, Baghlal K .et Moussi H,** Département de Biologie,Université de blida .*Revue Agrobiologia* 2012 ;N°3 ;54-63.
- Chen TH, Murata N. 2002.** Enhancement of tolerance of abiotic stress by metabolic engineering of betaines and other compatible solutes. *Curr. Opin. Plant Biol.* 5(3): 250-25
- Chourey, K., S. Ramani & S.K. Apte -2003-** Accumulation of LEA proteins in salt (NaCl) stressed young seedlings of rice (*Oryza sativa* L.) cv Bura Rata and their degradation during recovery from salinity stress. *Journal of Plant Physiology* 160: 1165-1174.
- (D)**
- Datta J., Nag S., Banerjee A. ET Mondal N., 2009.** Impact of salt stress on five varieties of wheat (*Triticum durum*) cultivars under laboratory condition. *Journal of Applied Sciences & Environmental Management*, 13. 3:93-97.
- Debez A ; Chaibi W ET Bouzid S ; 2001-**Effet du NaCl et de régulateurs de croissance sur la germination d'Atriplex halimus L. *Cah Agric* 2001 ; 10 : 135-8.
- Dure L, Chlan C.** Developmental Biochemistry of Cottonseed Embryogenesis and Germination : XII. PURIFICATION AND PROPERTIES OF PRINCIPAL STORAGE PROTEINS. *Plant Physiol.* 1981 Jul;**68**(1):180–186
- David A., Herve M. (1994).** Flore de la suisse. Ed Du Griffon Neuchâtel. Suisse. 428p.
- DE-Lacerda, C.F., Cambraia, J., Oliva, M.A., Ruiz, H.A., and Prisco, J.T. 2003.** Solute accumulation and distribution during shoot and leaf development in two sorghum genotypes under salt stress. *Environ. Exp. Bot.* 49(2) : 107–120. doi:10.1016/S0098- 8472(02)00064-3.
- Daoud Y et Halitim A., 1994 :** Irrigation et Salinisation au Sahara Algérien.

Sécheresse. 3 (5), pp : 151- 160.

-Djebaili S, 1987.- Rapport phyto-écologique et pastoral (Wilaya de Djelfa).

Unité de recherche sur les ressources biologiques terrestres, 159 p.

-Djili k, Daoud Y, Gaouar A, Beljoudi Z, (2003) « La salinisation secondaire des sols au Sahara. Conséquences sur la durabilité de l'agriculture dans les nouveaux périmètres de mise en valeur ». Sécheresse. Volume 14. Numéro 4. 241-6

-Dob T., Dahmane D., Berramdanet., and Chelghoum C. (2005). Chemical

Composition of the Essential Oil of *Artemisia campestris* L. from Algeria. J. Pharm. Bio. 43(6): 512–514.

-Durand J.H., 1983. «*Les sols irrigables* » Agence de coopération culturelle et technique. P.U. France, 190 p.

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

-Duh PD, Tu YY, Yen GC (1999) .Antioxidant activity of aqueous extract of harn jyr (*Chrysanthemum morifolium* Ramat). *Lebensmittel-Wissenschaft und Technologie* 32 :269-277.

(E)

-E. le floch'h, Contribution à une étude ethnobotanique de la Flore Tunisienne,

Imprimerie Officielle de la République Tunisienne, Tunisia, 1983.

-EL Hendawy, S. E. S. (2004): Salinity tolerance in Egyptian Spring Wheat: thèse de Doctorat d'Etat. Université München, Allemagne, pp.1-13.

(F)

-Feinbrun-Dothan Naomi. 1978. Flora Palaestina. Part Three: Text - Ericaceae to Compositae / Jerusalem : Israel Academy of Sciences and Humanities,. — 481p.

-Farissi, M., Faghire, M., Bouizgaren, A., Bargaz, A., Makoudi, B., Ghoulam, C. Growth, nutrients concentrations and enzymes involved in plants nutrition of alfalfa populations under saline conditions. *J. Agr. Sci. Tech.* 2014b; 16:301-314.

- Francis Joannes, 2001. Dictionnaire de la civilisation mésopotamienne. Ed Robert Laffont ISBN2-221-09207-4.

- Freitas JBS, Chagas RM, Almeida IMR, Cavalcanti fr, Silveira JAG (2001). Expression of physiological traits related to salt tolerance in two contrasting cowpea cultivars. *Documentos Embrapa MeioNorte*, 56: 115-118.

- **Friedman. J, Yaniz. Z, Dagni. A, Pale Witch. D, 1986.** Preliminary classification of the healing potential and medicinal plants, based on a rational analysis of an ethnopharmacological fields.
- **Faghire M., Bargaz A., Farissi M., Palma F., Mandri B., Lluch C., Tejera Garcia NA., Farinde A., Owolarafe O., Ogungbemi I., 2011-** An overview of production, processing, marketing and utilisation of okra in egbedore local government area of Osun State, Nigeria. *Agricultural Engineering*, vol. 4, p. 1–17.
- **FAO., 1984-** Mise en valeur et amélioration des terres; Traitements physiques, chimiques et organiques, amendements chimiques et organique.
- **FAO., 2006.** Conférence électronique sur la salinisation. Extension de la salinisation et stratégies de réhabilitation. Organisée et coordonnée par Programme International pour la Technologie et la Recherche en Irrigation et Drainage, du 6 février au 6 Mars 2006. 12p.
- **FRANKLIN J.A., et ZWIAZEK J.J., (2004).** Ion uptake in pinus banksiana treated with sodium chloride and sodium sulfate. *Physiologia Plantarum* 120/482-490.
- **Foyer CH and G Noctor (2005A).** "Oxidant and antioxidant signalling in plants: a re-evaluation of the concept of oxidative stress in a physiological context." *Plant, Cell and Environment* 28: 1056-1071.
- (G)**
- **Gadallah, M A., 1999.** Effects of proline and glycine betaine on *Vicia fabae* responses to salt stress. *Biol plant*, 42,249-257.
- **Garg B.K., Vyas S.P., Kathju U. S., Lahiri A.N., Mali P.C et Sharma P.C., 1993.** « Salinity-fertility interaction on growth, mineral composition and nitrogen metabolism of Indian mustard » *J. Plant Nut* 16(9): 1637-1650.
- **Gallardo K, Job C, Groot SPC, Puype M, Demol H, VANDEKERCKHOVE J, JOB D (2001).** Proteomic analysis of *Arabidopsis* seed germination and priming. *Plant Physiol.* 126: 835-848.
- **Gaxiola, R.A., Fink, G.R., et Hirsch I, K.D. 2002.** Genetic manipulation of vacuolar proton pumps and transporters. *Plant Physiol.* 129 (3) : 967–973. doi:10.1104/pp.020009.PMID:12114553.
- **Geigenberger P., Reimholz R., Geiger M., Merlo L., Canale V. & Stitt M. 1997.** Resolution of sucrose and starch metabolism in potato tubers in response to short-term water deficit. *Planta.* 201: 502 -518 p.
- **Gilmour, S.J., Sebolt, A.M., Salazar, M.P., Everard, J.D., and Thomashow, M.F. 2000.** Overexpression of the *Arabidopsis* CBF3 transcriptional activator mimics multiple

- biochemical changes associated with cold acclimation. *Plant Physiol.* 124(4) : 1854–1865. doi:10.1104/pp.124.4.1854. PMID:11115899.
- **Glenn, E., J. J. Brown et E. Blumwald. 1999.** Salt tolerance and crop potential of halophytes. *Crit. Rev. Plant Sci.*, 18: 227-255.
- **Gomezcadenas A., Arbona V., Jacas J., Primomillo E., Talon M., 2002-** Abscissic acid reduces leaf abscission and increases salt tolerance in citrus plants. *J. Plant Growth Regul.*, vol. 21, p. 234-240.
- **Gopa R, Dube BK (2003).** Influence of variable potassium on barley metabolism. *Ann. Agric. Res.* 24: 73-77.
- Goris. A:** Manuel de botanique, édition Vigot Frères, 1967.
- Gossett, D.R., Banks, S.W., Millhollon, E.P., and Lucas, M.C. 1996.** Antioxidant response to NaCl stress in a control and a NaCl-tolerant cotton line grown in the presence of paraquat, buthionine sulfoxime, and exogenous glutathione. *Plant Physiol.* 112(2) : 803–809. PMID:12226422.
- Gouia, H, Ghorbal MH, Touraine B.** Effects of NaCl on flows of N and mineral ions and on NO₃ reduction rate within whole plants of salt sensitive bean and salt-tolerant cotton. *Plant Physiol* 1994; 105:1409-1418.
- Grobei, M.A., E. Qeli., E. Brunner., H. Rehrauer., R. Zhang., B. Roschitzki., K. Basler., C.H Ahrens & U. Grossniklaus -2009-** Deterministic protein inference for shotgun proteomics data provides new insights into Arabidopsis pollen development and function. *Genome Research* 19:1786-1800.
- Guerrier G., 1983-**Capacité germinative des semences en fonction des doses graduelles en NaCl. Importance des transferts sur milieux sodés ou témoin, *Rev. Gén.Bot.*90 :p.3-21.
- Grachev v.A., Lycebimova I and Ralvov A., 1997-** Threshold indices of sodium peptization capacity in soils *Pochvovedinie* 8: p.966-972.
- **Gupta, R.K et Abrol, I.P, 1990.** Salt-affected soil: Their reclamation and management for crop production. *Advances in Soil Science Volume 11 Soil degradation* ed. Lal, R., Stewart, B.A. Springer-Verlag, New York.
- Guignard J.L., 1998:** Abrégés botanique. 11^e édition. Edition Masson. Pp.49-205.
- Ghassemi. F., Jake man A.J and NIX. H.A., 1995 :** Stalinization of land and water

resources. Human causes, extent, management and case studies Australia – Center for resources and Environmental studies. 520p.

(H)

- Halliwell Bet Whiteman M (2004)**. Measuring reactive species and oxidative damage *in vivo* and *in cell* culture : How should you do it and what do the results mean? British J Pharmaco. 142:31-32.
- Halitim a., 1985**- Contribution à l'étude des sols des zones arides (hautes plaines steppiques de l'Algérie) thèse de Doc, Uni de Renne : 384p.

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

- Hamza M., 1982**-adaptations physiolo-giques à la salinité des plantes cultivées Bull.Soc.Ecophysiolo.7-2.169-184.

- **HananaM,HamrouniL,Olivier Cagnac et Eduardo Blumwald. 2011**. Mécanismes et stratégies cellulaires de tolérance à la salinité (NaCl) chez les plantes Dossiers environ.19: 121–140 (2011) doi:10.1139/A11-003.

- **Hanana, M., Cagnac, O., Zarrouk, M., et Blumwald, E. 2009**.Rôles biologiques des antiports vacuolaires NHX : acquis et perspectives d'amélioration génétique des plantes. Botany,87(11) : 1023–1035. doi:10.1139/B09-073.

- HasegawaPM, Bressan RA ,Zhu JK ,Bohnert HJ (2000)** .Plantcellularand molecular response to high salinity. Ann. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol. 51: 463-499.
- Hasegawa,P.M.,Bressan,R.A.,Zhu,J.K.,and 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 (HordeumVulgare L.). European Journal of scientific Research Vol.23n°.1. PP. 61-69.

- Hernandez et al., 2000** in Parida A.K., Das A.B., (2005): Salt tolerance and salinity effect on plants: review. Ecotoxicology and Environmental Safety. Vol.60, p 349.

- **HopkinW.G., 2003** – Physiologie végétale – traduction de la 2ed.américane par serge rambour révision scientifique de Charles-Marie Evradr Boeck univ. Bruxelles .p445-460.

- **Hsiao T.C., 1973.**- Plant responses to water stress. *Ann. Rev. Plant Physiol.*, 24,519-570.
- HuberW., 1974**- Influence of NaCl and abscisic acid treatment on proline metabolism and some further enzymes of aminoacid metabolism in seedlings of *Pennisetum typhoides*. *Planta*, 121,379-394. (335e343).
- H. Falleh, R. Ksouri, W. Megdiche, N. Trabelsi, M. Boulaaba, C.**
- Abdell Y**, Effect of salinity on growth, leaf phenolics content and radical scavenging activity in *Cynara cardunculus*L. *Biosaline Agric. Salinity Tolerance Plants* (2008) Abdelly,C., Ashraf, M., Öztürk, M., Grignon, C. Published by Birkhäuser VerlagAG
- 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.
- Hamilton III, E. W. et S. A. Heckathorn. 2001.** Mitochondrial adaptations to NaCl. Complex I is protected by antioxidants and small heat shock proteins, whereas complex II is protected by proline and betaine. *Plant Physiol.* **126**: 1266- 1274
- Halitim A, 1973** « *Etude expérimentale de l'amélioration des sols sodiques d'Algérie* ». Thèse Doc, U.E.R des sciences biologiques.
- Halfaoui J. 1988.** La fertilisation en Algérie, en particulier la fertilisation phosphaté par le phosphate nature de Chélif 20 à 22 mars.
- Haouala f et al ., 2007** : Effet de la salinité sur la répartition des cations (Na⁺, K⁺ et Ca²⁺) et du chlore (Cl⁻) dans les parties aériennes et les racines du ray-grass anglais et du chiendent. *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.* Vol. 11, n°3, pp. 235-244.
- Hayashi, H., Alia, L. Mustady, P. Deshniem, M. Ida et N. Murata. 1997.** Transformation of *Arabidopsis thaliana* with the *codA* gene for choline oxidase, accumulation of glycine betaine and enhanced tolerance to salt and cold stress. *Plant. J.* **12**: 133-142.
- Hasegawa, P. M., R. A. Bressan, J. K. Zhu et H. J. Bohnert. 2000.** Plant cellular and molecular responses to high salinity. *Ann. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol.*, 51: 463- 499 .

- Hong, Z., Lakkineni, K., Zhang, Z., and 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.
- Hubac C., D. Guerrier & J. Ferran, 1977.-** Résultats préliminaires sur le métabolisme de la proline en relation avec la résistance à la sécheresse. *C.R. Acad. Sci. Paris*, 284, 1397-1400
- Horie T., Sugawara M., Okada T., Taira K., Kaothien-Nakayama P., Katsuhara and ShinmyoA., NAKAYAMA H., 2011-**Ricesodium- insensitive potassium transporter, OsHAK5, confers increased salt tolerance in tobacco BY2 cells . *Journal of Bioscience and Bioengineering*, vol. 111 (3), p.346-356.
- Hauser, F., and Horie, T. 2010.** A conserved primary salt tolerance mechanism mediated by HKT transporters: a mechanism for sodium exclusion and maintenance of high K⁺/Na⁺ ratio in leaves during salinity stress. *Plant Cell Environ.* 33(4) : 552–565. doi:10.1111/j.1365-3040.2009.02056.x. PMID:19895406.
- Hand SC, Menze MA, Toner M, Boswell L, Moore D (2011)** LEA proteins during water stress: not just for plants anymore. *Annu Rev Physiol* 73: 115-134.

(I)

- Ibriz M, Thami Alami I, Zenasni L, Alfaiz C, Benbella M.** Production des luzernes des régions pré-sahariennes du Maroc en conditions salines. *Fourrages* 2004; 180: 527-540.
- Ingram, J. & D. Bartels -1996-** The molecular basis of dehydration tolerance in plants. *Annual Review Plant Molecular Biology* 47: 377–403.
- INSID., 2008.** Caractérisation de l'état actuel de la salinité dans le périmètre irrigué de la Mina.
- Itai, C. 1999.** Role of phytohormones in plant responses to stresses. In: Lerner H.R. (ed). *Plant response to environmental stresses, from phytohormones to genome reorganization.* Marcel Dekker Inc., Basel, NY, USA, pp 287-301.
- Iptrid. (2006):** conférence électronique sur la salinisation. Extension de la salinisation et stratégie de prévention et réhabilitation. p2, 11.

- **Iyengar E.R.R. and Reddy, M.P., 1996** - Photosynthesis in highly salttolerant plants. In: Pesserkali, M. (Ed.), Handbook of photosynthesis. Marshal Dekar, Baten Rose, USA, p. 897-909.

(J)

- **Jeschke W D., 1984**: K⁺, Na⁺ 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: 37- 66.

- **Jian-Kang Zhu,2003** Regulation of ion homeostasis under salt stress. Curr.Opin. Plant Biol.6(5) ,441–445

- **Jouve P., Corbier-Barthaux C et Cornet A., 2002**- Lutte contre la désertification dans les projets de développement. Un regard scientifique sur l'expérience de l'AFD en Afrique Sub-Saharienne et au Maghreb :p.13-20.

(K)

- **Khadar Fatima ,Zitouni Fatima, 2017**-Variation du comportement physiologique et biochimique chez deux espèces du genre *Artemisia* (*Artemisia herba alba* et *Artemisia campestris*) sous la contrainte saline. Mémoire présenté pour l'obtention Du diplôme de Master Académique, DEPARTEMENT DES SCIENCES AGRONOMIQUES de M'sila. 87p.

- **Karimi G,Ghorbanli M, Heidari H, Khavarinejad RA, Assareh MH (2005).**

The effects of NaCl on growth, water relations, osmolytes and ion content in *Kochia prostrate*. Biol. Plant. 49: 301-304.

- **Katembew. J. ; Ungar I. A. and Mitchell J. P., 1998** – Genetically engineered enhancement of salt tolerance in higher plants. In: Sato K., MURATA N. Ed., stress response of photosynthetic organisme: Molecular Mechanismes Regulation.Elsevier. Amsterdam, p. 133-148.

- **Ksouri r., Megdiche W., Debez A., Falleh H., Grignon C.,AbdellYC., 2007**- Salinity effects on polyphenol content and antioxidant activities in leaves of the halophyte *Cakile maritima*. Plant Physiol. Biochem, vol. 45, p.244–249.

- **Ksouri R., Megdiche W., FallehH., Trabelsi N., Boulaaba M.,Smaoui A. & Abdelly C., 2008**. Influence of biological, environmental and technical factors on phenolic content and antioxidant activities of tunisian halophytes. comptes rendus BIOLOGIES (331), pp.865-873.

- Kalemba EM, Pukacka S (2007).** Possible roles of LEA proteins and sHSPs in seed protection. *Biollett.* 44 (1):3-16.
- Kao, G., and Sundaram, M., 2001-**Protein Phosphatase 2A is a positive regulator of the Ras pathway presented in International C. elegans Meeting. Unpublished information; cite only with author permission.
- Khan mg, Silberbush m, Lips SH.** Physiological studies on salinity and nitrogen interaction in alfalfa plants: nitrate reductase activity. *J Plant Nutr* 1995; 18: 2495-2500.
- Khales A et Baaziz M., 2006:** Etude des peroxydases d'écotypes d'*Opuntia Ficus indica* L en relation avec le développement dans les conditions de stress Salin. Congrès international de Biochimie, Agadir: pp. 133-136.
- Kreitschitz, Agnieszka et Vallès, Joan.** Achene morphology and slime structure in some taxa of *Artemisia* L. and *Neopallasia* L. (Asteraceae). *Flora -Morphology, Distribution, Functional Ecology of Plants*, 2007, vol. 202, no 7, p. 570-580.
- Kyeong w.Y., Anwar M., and Jong h.K. (2007).** Effects of the Aqueous Extract from *Artemisia campestris* ssp. *caudata* on Mycorrhizal Fungi Colonization and Growth of Sand Dune Grasses. *J.Plant. Biology.* 50 (3):358-361.

(L)

- Lapeyrounie.A, 1982-**Techniques agricoles et productions méditerranéennes : les productions Fourragères Méditerranéennes. Tome I : généralités Caractères Botaniques et Biologiques, Edition G.P. Maisonneuve et Larose (Paris).
- Le Bissonais Y., Bruand A et Jamagne M., 1989-** Etude expérimentale sous pluie simulée de la formation des croûtes superficielle – apport a la notion d'érodibilité des sols. *Cah ORSTOM Ser. Pédol.* Vol 27 N°1-2 : p.31-40.
- Leclerc J.C., 1999 –** Ecophysiologie végétale – publications univ. Saint Etienne p 188-235.
- Lee, K.-S., Choi, W.-Y., Ko, J.-C., Kim, T.-S., and Gregoria, G.B.2003.** Salinity tolerance of japonica and indica rice (*Oryza sativa* L.) at the seedling stage. *Planta*, 216(6) : 1043–1046. PMID:12687373.

- **Le floch'he.** Contribution à une étude ethnobotanique de la flore tunisienne. Edition ministère de l'enseignement supérieur et de la recherche scientifique .Tunisie (1983) 193.
- **Legros J. P.,** 2009. La salinisation des terres dans le monde. Académie des Sciences et Lettres de Montpellier conférence n° 4069, Bull. n° 40, pp. 257-269.
- Legoupil. JS., 1974** :Evolution de la salure de sol sous irrigation, résultat expérimentale station INRA.
- **Le houero h.N., 1992** – The role of salt bushes (*Atriplex* spp) in arid land rehabilitation in the Mediterranean basin : a review. Agroforestry Systems : p. 107- 148.
- **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 Plant to Environmental Stress Chilling, Freezing and High.
- **Lutts S., Lefevre I., Delpere´e C., Kivits S., Dechamps C., Robledo Aand Correal E., 2004-** Heavy metal accumulation in the halophyte species Mediterranean saltbush. Journal of Environmental Quality 33: p. 1271–1279.
- **Lutts, S., Majerus, V., and Kinet, J.-M. 1999.** NaCl effects on proline metabolism in rice (*Oryza sativa*) seedlings. Physiol. Plant. 105(3) : 450–458. doi:10.1034/j.1399-3054.1999.105309.x.PMID:9003320
- Loiseau P. et Sebillotte M., 1971.** Etude et cartographie des Pâturages du Maroc Oriental. Tome 1: Problèmes généraux

(M)

- **Mahajan, S., Pandey, G.K., and Tuteja, N. 2008.** Calcium- and salt-stress signaling in plants: Shedding light on SOS pathway. Arch.Biochem. Biophys. 471(2) : 146– 158. doi:10.1016/j.abb.2008.01.010.PMID:18241665.
- **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 AGROCAMBUS OUEST de Rennes (France) ,236 P.
- **Mansour M.M.F. & Salama K.H.A. (2004).** Cellular basis of salinity tolerance in plants. Environmental and Experimental Botany 52:113-122.

- **Martin P.K. & Koebner r.M.K. (1995).** Sodium and chloride ions contribute synergistically to salt toxicity in wheat. *Biologia Plantarum* 37:265-271.

- **Marlet.S et Job.J, 2006,**Processus et gestion de la salinité des sols. In : Tiercelin JeanRobert (ed.), Vidal Alain (ed.).*Traité d'irrigation.* Paris : Lavoisier Tec et Doc, 02p

- **Mezni M; Albouchi A ;Bizid E; Hamza M.,2002-** Effet de la salinité des eaux d'irrigation sur la nutrition minérale chez trois variétés de luzerne pérenne (*Medicago sativa*).Laboratoire de Production Fourragère, INRAT. Laboratoire des Brise-vent et Plantations Rurales, INRGREF.Ariana, Tunisie.

- **Mezni M, Albouchi A, Bizid E, Hamza M.** Minerals uptake, organic osmotica contents and water balance inalfalfa under salt stress. *J Phytol* 2010;01–12.

- **Mühling KM, Läuchli A (2002).** Effect of salt stress on growth and cation compartmentation in leaves of two plant species differing in salt tolerance. *J. Plant Physiol.* 159: 137-146

- **Munns R (2005).** Genes and salt tolerance: bringing them together. *New Phytol.* 167: 645- 663.

- **Munns R, 2002-** Comparative physiology of salt and water stress plant, cell and Environment, 25: p.239-250.

- **Munns R., Schachtman D. P. et Condon A. G., 1995.** The significance of a two-phase growth response to salinity in wheat and barley. *Aust. J. Plant Physiol.* 22,561569.

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

- **Munns et James, 2003 Munns, R., and James, R.A. 2003.**Screening methods for salinitytolerance: a case study with tetraploid wheat. *Plant Soil*, 253(1) : 201–218. doi:10.1023/A:1024553303144.

- M,O.LY,D.Kumar,M.Diouf,S.NautiyalandT.Diop,2014.**“Effet de la salinité sur la croissance et la production de biomasse de deux provenances de *Jatropha curcas* L. cultivés en serre,” International Journal of Biological and Chemical Sciences,vol.8, no.1, pp. 46-56.
- 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.
- Meloni. D.A., Oliva. M.A., Ruiz. H.A., Martinez. C.A., 2001 :** Contribution of proline and inorganic solutes to osmotic adjustment in cotton under salt stress. J. Plant Nutr. 24, 599-612.
- Misra N., Dwivedi U.N., 1995.**Carbohydrate metabolism during seed germination and growth in green gram under saline stress. J. Plant Physiol, 33. 1:33-38.
- Munns R. and Termatt A., 1986,** Whole plant responses to salinity. Aust. J. Plant Physiol., 13: 143–160
- Munns. R., James. R. A., LauchII. R., 2006:** Approaches to increasing the salt tolerance of wheat and other cereals. Journal of Experimental Botany; 57 (5):1025-1043.
- Muthukumarasamy M, Gupta S D, Pannerselvam R. 2000.**Enhancement of peroxidase, polyphenol oxidase and superoxide dismutase activities by triadimefon in NaCl stressed *Raphanus sativus* L. Biol Plant. 43 :317–320.
- Muccairelli M, Caramiello R and Maffei M. (1995).** Essential Oils from Some Artemisia Species Growing Spontaneously in North-West Italy. Flavour Journal. Vol.10 : 25-32.
- **Mehr Z.S., H. Khajeh, S. E. Bahabadi1, S . K. Sabbagh, 2012.** Changes on proline, phenolic compounds and activity of antioxidant enzymes in *Anethum graveolens* L. under salt stress. International journal of Agronomy and Plant Production. Vol., 3(S), 710-715.

-**Mane A., Saratale G.D., Karadge B. & Samant J., 2011b.** Studies on the effects of salinity on growth, polyphenol content and photosynthetic response in *Vetiveria zizanioides* (L.) Nash. *Emir. J. Food Agric.*, 23(1), pp. 59-70.

(N)

- **N'grade G., 1989.** Evolution saisonnière de la phytomasse et de la démographie des pousses de l'armoise blanche (*Artemisia herba-alba* Asso.) sous différents niveaux de charges. Mémoire de 3^{ème} cycle. I.A.V. Hassan II. Rabat.

-**Nabli. MA. 1989.** Essai de synthèse sur la végétation et la phyto-écologie tunisiennes. Tome 1. Ed MAB (faculté des sciences de Tunis) : 186-188 p. 4- Euro plus Med.

-**Naidu, B.P. 2003.** Production of betaine from Australian *Melanleuca* spp. for use in agriculture to reduce plant stress. *Aust. J. Exp. Agric.* 43(9) : 1163–1170. doi:10.1071/EA02223.

-**Nasri Souhila., 2014,** effet du stress salin sur la germination et la croissance de quelques provenances algériennes d'arganier (*Argania spinosa* L.), mémoire en vue d'obtention du diplôme de magister en forestry, université abou bker belkaid-tlemcen.

-**Navas P, Villalba JM, CORDOBA F.1994.** Ascorbate function at the plasma membrane. *Biochimica et Biophysica Acta* 1197,1–13.

- **Navarro J.M., Flores P., Garrido C., Martinez V., 2006-**Changes in the contents of antioxidant compounds in pepper fruits at ripening stages, as affected by salinity. *Food Chem*, vol. 96, p. 66–73.

- **Nguyen-Queyrens, N Derré, A Lamant, P Seillac.** Tolérance au chlorure de sodium et sélectivité Na/K chez 3 races géographiques de pin maritime (*Pinus pinaster* Ait). *Annales des sciences forestières, INRA/EDP Sciences*, 1995, 52 (5), pp.465-475. fhal-00883014f

-**Nobis, M., Ebel, A.L., Nowak, A., Turginov, O.T., Kupriyanov, A.N.,**

Nobis, A., Olonova, M.V., Paszko, B., Piwowarczyk, R., Chen, W.-L., Gudkova, P.D., Klichowska, E., Nowak, S. Pujadas-salva, A.J., 2014. Contribution to the flora of Asian and European countries: new national and regional vascular plant records, 2. *Acta Bot. Gall.* 161(2), 209-221.

-**Noctor G, Arisi ACM, Jouanin L, Kunert KJ, Rennenberg H, Foyer CH.**

Glutathione: biosynthesis, metabolism and relationship to stress tolerance explored in transformed plants. *J Exp Bot.* 1998;49:623–647.

- **Noreen Z. & Ashraf M., 2009.** Assessment of variation in antioxidative defense system in salt-treated pea (*Pisum sativum*) cultivars and its putative use as salinity tolerance markers. (Elsevier, Éd.) *Journal of plant physiology* (166), pp.1764-1774.

(O)

-**Olmos E, Hellin E. 1996a.** Cellular adaptation from a salttolerant cell line of *Pisum sativum*. *Journal of Plant Physiology* 148, 727-34.

- **Ouhibi C, Attia H, Rebah F, Msilini N, Chebbi M, Aarouf J, UrbanL,**

-**Ozanda.**« *Flore du Sahara* ». Edition du centre national de la recherche scientifique. Paris. 1977.

-**Ozenda P.(1983).** Flore du Sahara Ed : éditions du centre nationale de la recherche scientifique -Paris- 441p.

(P)

- **Parida A.K., Das A.B. (2005):** Salt tolerance and salinity effect on plants: review. *Ecotoxicology and Environmental Safety.* Vol.60, pp.324-349.

- **Parida AK, Das AB (2004)** Effects of NaCl stress on nitrogen and phosphorous metabolism in a true mangrove *Bruguiera parviflora* grown under hydroponic culture. *J Plant Physiol* 161: 921-928

- **Perez, S.C.J.G.A. and Tambelini, M., 1995.**Efeito back Estressessalinos e hydric edoenvelhecimentoprecociousnagerminaçãoof algarobeira.*PesquisaAgropecuáriaBrasileira* , Brasília 11:1289-1295.

- **Perez A . Tambelini C (1995)** Effect of saline and water stress and carly aging on the''Algerroba'' seed germination.pesq Agropec Bras 30 :1289-1295

- **Phillips, J.R., Oliver, M.J., et Bartels, D. 2002.** Molecular genetics of desiccation and tolerant systems. Dans *Desiccation and survival in plants: Drying without dying.* Sous la direction de M. Black et H. Pritchard. CAB International, Mol. Gen. Genet. p. 319–341. [[auteur : veuillez indiquer le numéro de la

revue.physiologiques chez la tomate: *Lycopersicon esculentum* (Mil!). D.E.S., Université Mohammed.

- **Pottier.** *Artemisia herba halba*. Flore de la Tunisie, angiosperme dicotylédone gamopétale. Ed Dunod. France. (1981)1012.
- **Pouget. M.** Les relations sol-végétation dans les steppes. Trav. Doct. De orstom, 1989, 556p.
- **Pocard, J. A., T. Bernard et D. Le Rudulier. 1991.** Translocation and metabolism of glycine betaine in nodulated alfalfa plants subjected to salt stress. *Physiol. Plant.*, **81**: 95- 102.
- **Pourrat.Y:** Propriétés éco-physiologiques associées à l'adaptation d'*artémisia herba alba*, plante d'intérêt pastoral au milieu désertique, thèse du 3ème cycle à l'université de Paris, 1974.
- **Prado, F.E., C. Boero., M. Gallardo& J.A. Gonzales -2000-** Effect of NaCl on germination, growth and soluble sugar content in *Chenopodium quinoa* Willd. Seeds. *Botanical Bulletin of Academia Sinica* 41: 27-34.

Price GD, Yu J-W, von Caemmerer S, Evans JR, Chow WS, Anderson JM, Hurry V, Badger MR (1995) Chloroplast cytochrome b6/f and ATP synthase complexes in tobacco: transformation with antisense RNA against nuclear-encoded transcripts for the Rieske FeS and ATPd polypeptides. *Aust J Plant Physiol* 22:285–297.

(Q)

- **Quezel P. & S. Santa, 1962.**- Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales. C. N. R. S., Paris,1165p
- **Quezel P. et Santa S., 1963.**Nouvelle flore d'Algérie et des régions désertiques méridionales, Tome I. C.N.R.S. Ed., France.
- **Qiu, Q.S., Guo, Y., Quintero, F.J., Pardo, J.M., Schumaker, K., andZhu, J.K. 2004.** Regulation of vacuolar Na⁺/H⁺ exchange in *Arabidopsis thaliana* by the salt-overly-sensitive (SOS) pathway. *J.Biol. Chem.* 279(1) : 207–215. doi:10.1074/jbc.M307982200.PMID:14570921.

(R)

- **Rather G. 1984.** Sucrose and starch content of plant parts as possible indicators for salt tolerance. *Aust. J. Plant Physiol.* 11, 491-495.
- **Rezazadeh A., Ghasemnezhad A., Barani M. et Telmadarrehei T., 2012.** Effect of salinity on phenolic composition and antioxidant activity on Artichoke (*Cynara scolymus* L.) leaves. *Res. J. Med. Plant*, 6 :245-252.
- **R'him T, Tlili I, Hnan I, Ilahy R, Benali A, Jebari H (2013)** Effet du stress salin sur le comportement physiologique et métabolique de piment. *Journal of Applied Biosciences* 66:5060-5069.
- **Rhodes, D. ET A. D. Hanson. 1993.** Quaternary ammonium and tertiary sulfonium compounds in higher plants. *Annu. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol.*, 44: 357–384.
- **Roxas, V.P., Lodhi, S.A., Garret, D.K., Mahan, J.R., and Allen, R.D. 2000.** Stress tolerance in transgenic tobacco seedlings that overexpress glutathione S-transferase/glutathione peroxidase. *Plant Cell Rep.* 41 : 1229–1234.
- **Rus, A., Yokoi, S., Sharkhuu, A., Reddy, M., Lee, B.H., Matsumoto, T.K., Koiwa, H., Zhu, J.K., Bressan, R.A., et Hasegawa, P.M. 2001.** AtHKT1 is a salt tolerance determinant that controls Na⁺ entry into plant roots. *Proc. Natl. Acad. Sci. U.S.A.* 98(24) :14150–14155. doi:10.1073/pnas.241501798. PMID:11698666.
- **RUSH D.W et EPSTEIN E., 1981.** Breeding and selection for salt-tolerance by incorporation of wild germplasm into a domestic tomato. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* (106): 699-704.

(S)

- **Saidi W, Mechri M, Melki M, Mehouchi T. (2014).** Réponses de deux écotypes de topinambour (*Hélianthus Tuberosus*) aux différentes doses de NaCl. *International Conference on Green Energy and Environmental Engineering*, ISSN, pp: 2356- 5608.
- **Sairam, R.K., and Tyagi, A. 2004.** Physiology and molecular biology of salinity stress tolerance in plants. *Curr. Sci.* 86 :407–421.

- Salah S. M., Jager A. K. (2005).** Screening of traditionally used Lebanese herbs for neuroiological activities *Journal of Ethnopharmacology* 97, 145-149.

- Salehi m. and Arzani A., 2014-** Evaluation of triticale genotypes for salt tolerance using physiological traits,"*Emir. J. Food Agric*, vol.26, no.3, pp. 277-283.

- **Salido S., Valenzuela L. R., Altarejos J., Noguerras M., Sanchez A. ET CANO E. (2004).** Composition and infraspecific variability of *Artemisia herba-alba* from southern Spain. *Biochem. Syst. Ecol.*, 32, 265-277.

- Sakamoto, A. et N. Murata. 2002.** The role of glycine betaine in the protection of plants from stress: clues from transgenic plants. *Plant. Cell. Environ.* **25**: 163-171.

- **Schachtman D.P. and Munns R., 1992.** Sodium accumulation in leaves of *Triticum* species

- **Schwab k.B., Gaff D.F., 1986.** Sugar and ion content in leaf tissue of several droughts tolerant plants under water stress. *J. Plant Physiol.*, 125:257-265.

- Schützendübel A, Polle A (2002)** Plant responses to abiotic stresses: heavy metal-induced oxidative stress and protection by mycorrhization. *J Exp Bot* 53: 1351–1365

- **Sefi m., Fetoui H., Maknim., and Najiba Zeghal N. (2010).** Mitigating effects of antioxidant properties of *Artemisia campestris* leaf extract on hyperlipidemia, advanced glycation end products and oxidative stress in alloxan-induced diabetic rats. *J. Food.*

- **Shennan C.; Hunt R.; Macrobbe E.A.A., 1987-**Salt tolerance in *Aster tripolium* L. I. The effect of salinity on growth. *Plant Cell Environ* . Vol.10:59-65.

- **Shi, H., Ishitan I, M., Kim, C., ET Zhu, J.K. 2000.** The *Arabidopsis thaliana* salt tolerance gene *SOS1* encodes a putative Na⁺/H⁺-antiporter. *Proc. Natl. Acad. Sci. U.S.A.* 97(12) : 6896–6901. doi:10.1073/pnas.120170197. PMID:10823923.

- **Shilpim M, Narendra T (2005)** Cold, salinity and drought stresses: an overview. *Arch Biochem Biophys* 444: 139- 158

- **Storey, R., et Walker, R.R. 1998.** Citrus and salinity. *Sci. Hortic.(Amsterdam)*, 78(1–4) : 39–81. doi:10.1016/S0304-4238(98)00190-3.

- Silva-ortega,C.O., Ochoa-alfaro,A.E.,Reyes-aguero,J.A., Aguado-santacruz, G.A., and Jimenez-bremont, J.F. 2008.** Saltstress 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.
- Singh NK., Larosa PC., Handa AK., Hasegawa PM and Bressan RA., 1987-**Hormonal regulation of protein synthesis associated with salt tolerance in plant cells. *ProcNatlAcadSci USA* 84: p.739-743.
- Slama F, 2004-** La salinité et la production végétale: p. 5-23 sodium. *Physiol. Vég.* 18 (3),p. 505–515 sunflower under salinity 144 (3) (2000) 243–255. *Temperature Stresses*, 2 nd edn. Levitt, J. (ed.). Academic Press, New York, NY.transport: using physiological processes in global predictions, *Trends Plant.*
- Streeter, J.G., Lohnes, D.G., and Fioritto, R.J. 2001.** Pattern of pinitol accumulation in soybean plants and relationships to drought tolerance. *Plant Cell Environ.* 24(4) : 429–438. doi:10.1046/j. 1365-3040.2001.00690.x.
- Su, J., Chen, P.L., and Wu, R. 1999.** Transgene expression of mannitol-1-phosphate dehydrogenase enhanced the salt stress tolerance of the transgenic rice seedlings. *Sci. Agric. Sin.* 32 : 101–103.
- Subally, D., Quezel, P., 2002.** Glacial or interglacial: *Artemisia*, a plant indicator with dual responses. *Rev. Palaeobot. Palynol.* 120(1–2), 123-130.
- Szabolcs, 1979** «The limitation of potential yield by salinity and alkalinity of soils with particular reference to the mediterranean regions» In. «soils in Mediterranean type climates and their yield potential» *Proceedings IPI. Spain.* 121 – 123
- (T)**
- Taffouo, V.D., J.K. Kouamou, L.M.T. Ngalangue, B.A.N. Ndjedji and A. Akoa. 2009.** Effects of salinity stress on growth, ions partitioning and yield of some cowpea (*Vigna unguiculata* L.) cultivars. *Int. J. Bot., ISSN.* 1811-970.

- **Taji, T., Ohsumi, C., Iuchi, S., Seki, M., Kasuga, M., Kobayashi, M., Yamaguchi-Shinozaki, K., and Shinozaki, K. 2002.** Important roles of drought- and cold inducible genes for galactinol synthase in stress tolerance in *Arabidopsis thaliana*. *Plant J.* 29(4) : 417– 426. doi:10.1046/j.0960-7412.2001.01227.x. PMID:11846875.
- **Tester M, Davenport R (2003).** Na⁺ tolerance and Na⁺ transport in higher plants. *Ann. Bot.* 91:503-507.
- **Tessier D., (1984)** - Etude expérimentale de l'organisation des matériaux argileux. Hydratation, gonflement et saturation au cours de la dessiccation et de la réhumectation. Thèse Doctorat. ès-Sciences, Université de Paris, VII, 361 p
- **Troncoso A., Matte C., Cantes M., Lavee S., 1999**-Evaluation of salt tolerance of in vitro-grown grapevine rootstock varieties, *Vitis* 38: 55-60.
- **Tolte D, Hinch DK, Macherel D (2010).** A mitochondrial late embryogenesis abundant protein stabilizes model membranes in the dry state. *BBA Biomembranes.* 1798: 1926-33 tomato. Responses of callus Tissue of *Lycopersicon esculentum*, *L. peruvianum* and *Soianum*
- **Turhan E., Eris A. 2007.** Growth and stomatal behaviour of two strawberry cultivars under long-term salinity stress. *TURK. J. AGRIC. FOR.* 31: 55-61.
- **Turesson, G., 1925.** The plant species in relation to habitat and climate contributions to the knowledge of geneecological units. *Hereditas* 6(2), 147-236.
- **Troncoso, A. ; Villegas, A ; Mazuelos, C . ; Cantos, M. ; 1990** : Growth and mineral composition of grape-vine rootstock cultured in vitro with different levels of ammonium nitrate . In: VAN BEUSCHEN (Ed .) : *Plant Nutrition, Physiology and Applications*, 653-654 Kluwer Academic Publishers, The Netherlands

(U)

- **Ungar a., 1991.** *Ecophysiology of vascular halophytes.* Boca Raton (Florida): CRC Press.

(V)

- **Vaidyanathan R., Kuruvilla S., Thomas G. T., 1999**- Characterization and expression pattern of an abscisic acid and osmotic stress responsive gene from rice. *Plant Sci*, vol. 140, p.21-30.

- **Vernin G., Merad O., Vernin G.M.F., Zamkotsian R.M. and Parkanyi C. (1995).** GC-MS analysis of *Artemisia herba-alba* Asso essential oils from Algeria. *Dev. Food Sci.* 37A: 147-205.
- **Vernon, D.M., Tarczynski, M.C., Jensen, R.G., and Bohnert, H.J. 1993.** Cyclitol production in transgenic tobacco. *Plant J.* 4(1) : 199–205. doi:10.1046/j.1365-313X.1993.04010199.x.

(W)

- **Wang et al., (2004),** sitèn(Abdi et Zitouni.,(2014). Dosage de l'acide abscissique en conditions de stress hydrique et thermique et étude des mécanismes de tolérances chez quelques variétés du blé dur (*Triticum durum* Desf.). Mémoire. Université Mentouri, Constantine Faculté de biologie Département de Biologie Végétale et Écologie. P :62-63.

(Y)

- **Yancey, P.H., Clark, M.E., Hand, S.C., Bowlus, R.D., and Somero, G. N. 1982.** Living with water stress: evolution of osmolyte systems. *Science*, 217(4566) : 1214– 1222. doi:10.1126/science.7112124. PMID: 7112124.
- **Yeo A. (1998).** Molecular biology of salt tolerance in the context of whole-plant physiology. *Journal of Experimental Botany* 49:915-929.)
- **Yamaguchi, T., and Blumwald, E. 2006.** Developing salt-tolerant crop plants: challenges and opportunities. *Trends Plant Sci.* 10(12) :615–620. doi:10.1016/j.tplants.2005.10.002. PMID: 16280254.
- **Yeo A.R., 1983.** Salinity resistance: physiologies and prices. *Physiologia Plantarum* 58: 214-222.

(Z)

- **Zahran H., Sprent I., 1986.** Effet of sodium chloride and polyethylene glycol on root-hair infection and nodulation of *vicia faba* L. plant by *Rhizobium leguminosarum*. *Planta*. 167: 303-309.

- Zahid A, 2010**, Mécanismes cellulaires et moléculaires régissant le métabolisme des semences de céréales : Rôle du réseau rédoxines- Système antioxydant dans la prédiction de la qualité germinative. Thèse doctorat. Université. toulouse.40- 41 p.
- Zhu J K.,2001**- Plant salt tolerance. Trends in Plant Science6:p.66-71.
- Zahow m.F and Amrhein C., 1992**- reclamation of a salinsodic soil using synthetic polymers and gypsum. Soil Scie society. American journal 56: p.1257-1260.
- Zhu J-K., 2002**.Salt and drought stress signal transduction in plants. An. Rev. Of Plant Biol. 53:247-73.
- Zhu, J.K. 2003**. Regulation of ion homeostasis under salt stress. Curr.Opin. PlantBiol.6(5): 441–445. doi:10.1016/S1369-5266(03) 00085-2. PMID:12972044.

Résumé

L'objectif de cette étude est de comparer le comportement de deux espèces d'*Artemisia* (*Artemisia herba alba* et *Artemisia campestris*) vis-à-vis de la salinité. L'étude de la variation de la capacité germinative a révélée une réduction du taux de germination avec un comportement meilleur de l'*A. herb alba* par rapport à l'*A. campestris*. L'analyse des paramètres de croissance a montré que la partie racinaire n'a subie aucune modification, pour les deux espèces testées, néanmoins le poids frais et la longueur de la partie aérienne ont été remarquablement affectés ; sous la contrainte saline la teneur en sucres a été inversement proportionnelle avec le niveau du stress appliqué, pour le sodium sa teneur s'accroît en fonction de la concentration du milieu en NaCl, avec des teneurs plus marquées chez l'*A. campestris*. Le rythme du potassium diminue avec l'amplification du stress, les feuilles l'*A. campestris* contiennent d'avantage de potassium que l'*A. herba alba*. Le contenu en polyphénols des feuilles augmente sous stress salin et qui a été plus prononcé chez l'*A. campestris*. Une augmentation moins prononcée de l'activité antioxydante a été observée chez les deux espèces, avec une activité plus intense chez l'*A. herba alba* par rapport à l'*A. campestris*.

Mots clefs : salinité, croissance, *Artemisia*, sodium, potassium, polyphénols, capacité antioxydante

المخلص:

تهدف هذه الدراسة الى مقارنة سلوك نوعين من جنس الارتميزيا (الشيح والدققت) اتجاه ملوحة التربة. دراسة القدرة الانتاشية بينت تناقص نسبة الانتاش ، مع سلوك احسن لنبات الشيح مقارنة بنبات التقفنت . تحليل معايير النمو بينت ان طول الجذور لم يتأثر بوجود الملوحة ولاكن الوزن الحي وطول الجزء الهوائي قد تأثرا بشكل ملحوظ ،تراكم السكريات كان عكسي مع مستوى الاجهاد المطبق اما محتوى الصوديوم فقد ازداد مع ازدياد تركيز كلوريل الصوديوم في الوسط ، محتوى البوتاسيوم تناقص مع ازدياد شدة الاجهاد الملحي . كمية الفينول في الاوراق ازدادت تحت تأثير الملوحة والتي كانت أكثر تراكما عند نبات الدققت ،ازدياد أقل وضوح لنشاط مضادات التأكسد قد لوحظت عند النوعين مع نشاط أكثر شدة لنبات الشيح

الكلمات المفتاحية: ملوحة ،النمو،ارتميزيا ،الصوديوم،البوتاسيوم،فينول ،ونشاط مضادات الأكسدة

summary

The objective of this study is to compare the behavior of two species of *Artemisia* (*Artemisia herba alba* and *Artemisia campestris*) vis-à-vis salinity. The study of the variation of the germinative capacity revealed a reduction of the germination rate with a better behavior of *A. herb alba* compared to *A. campestris*. The analysis of the growth parameters showed that the root part did not undergo any modification, for both species tested, nevertheless the fresh weight and the length of the aerial part were remarkably affected; under salt stress the sugar content was inversely proportional to the level of stress applied, for sodium its content increases with the concentration of the medium in NaCl, with higher levels in the *A. campestris*. The rhythm of potassium decreases with the amplification of stress, leaves *A. campestris* contain more potassium than *A. herba alba*. The polyphenol content of the leaves increases under salt stress and has been more pronounced in *A. campestris*. A less pronounced increase in antioxidant activity was observed in both species, with more intense activity in *A. herba alba* compared to *A. campestris*.

Key words: salinity, growth, *Artemisia*, sodium, potassium, polyphenols, antioxidant capacity