

**UNIVERSITE DE SAAD DAHLEB DE BLIDA**

**FACULTE DES SCIENCES AGRONOMIQUES ET VETERINAIRES**  
Département des Sciences Agronomiques

**MEMOIRE DE MAGISTER**

Spécialité : Amélioration des productions végétales

**EFFET DU STRESS SALIN SUR LES PARAMETRES  
MORPHOLOGIQUES ET PHYSIOLOGIQUES  
D'*Artémisia herba alba* Asso  
EN CULTURE IN VITRO**

Par

**TORCHIT NADIR**

Devant le jury composé de

M. BENMOUSSA	Professeur, U.de Blida	Président
SA.SNOUSSI	Professeur, U.de Blida	Examinatrice
M.S.ABDULHUSSAIN	Maitre de conférences,U de Blida	Examinatrice
F.Z.BENREBIHA	Maitre de conférences,U de Blida	Promotrice

Blida, Novembre 2009

## Résumé

La tolérance à la salinité a été examinée chez *Artémisia herba alba* Asso, une chaméphyte des régions steppiques de notre pays, en conditions contrôlées de laboratoire «in vitro», afin de déterminer la limite de tolérance à la salinité et dégager d'éventuels critères morphologiques et physiologiques d'évaluation de la tolérance de cette espèce à la contrainte saline.

Nos résultats montrent que la tolérance d'*Artémisia herba alba* Asso au NaCl est estimée à 10g/l. Le test de germination a montré un effet remarquable de NaCl sur le taux des graines germées, avec un taux de germination élevés de 66% pour le traitement témoin T1 (0g/l) et des taux relativement faible pour les traitements T2 (5g/l) et T3 (10g/l) estimés de 22% et 9% respectivement

L'effet du stress salin était significative sur la totalité des traits morpho-physiologiques analysés.

L'action dépressif du sel se manifeste par une réduction de la croissance caulinaire et racinaire des vitroplants au fur et à mesure que la concentration en sel augmente. Cette action se fait d'avantage sentir au niveau des parties aériennes qu'à celle des parties racinaires, tout en remarquant une nette amélioration de la croissance des racines chez le traitement T2 (5g/l).

L'application d'un stress salin sévère T2 (5g/l) et T3 (10g/l), induit chez cette espèce une diminution de nombre de feuilles et par conséquent une réduction de la biomasse, les meilleurs résultats sont obtenus chez les plants non contraintes.

Concernant les variations notées sur les paramètres liés à la physiologie de la plante, on a enregistré une baisse graduelle dans la teneur en chlorophylle des feuilles pour atteindre des valeurs minimales au stress le plus sévère (5g/l) et (10g/l). Cet abaissement est suivi d'une accumulation importante de solutés (sucres solubles, proline), cette dernière s'accroît au fur et à mesure que le traitement devient plus sévère. toute fois, nous avons constaté qu'au niveau des traitements (5g/l) et (10g/l) de NaCl, cette accumulation des solutés serait due dans la majeure partie à une osmorégulation active, signifiant la probable mise en place des phénomènes de tolérance à la salinité tels que l'ajustement osmotique. Parallèlement à cette augmentation des solutés, nous avons noté une augmentation de la perméabilité membranaire, qui a été plus marquée chez les traitements T2 et T3, pour se réduire au niveau du traitement témoin.

**Mots clé** ; *Artémisia herba alba* Asso, stress salin, ajustement osmotique, teneur en chlorophylle, sucres solubles, proline, perméabilité membranaire.

## ملخص

مقاومة الملوحة درست عند نبات الشيح، و هو نبات المناطق السهبية لبلدنا، في ظروف تجريبية متحكم فيها في المخبر وذلك لتحديد مقاومة هذا النبات للملوحة، و استخلاص المؤشرات المرفولوجية و الفيزيولوجية المتدخلة في قابلية النبات في مقاومة العجز الملحي.

نتائجنا تبين بان مقاومة نبات الشيح للملوحة قدرت ب: 10 غ/ل. اختبارات الإنتاش المحققة أظهرت تأثير ملحوظ للملوحة على نسبة الإنتاش البذور، مع نسبة انتاش مرتفعة تقدر ب: 66%، عند مستوى الشاهد و نسب ضئيلة عند المستوى الثاني (5 غ/ل) و المستوى الثالث (10 غ/ل) للعجز و المقدر ب: 22% و 9% على الترتيب. تأثير العجز الملحي كان جد معنوي على كل المعايير المرفوفيزيولوجية المدروسة. التأثير المحبط للملح يظهر في انخفاض نمو الساق و الجذور كلما ارتفع تركيز الملح، هذا التأثير هو أكثر وضوح على منطقة الساق من منطقة الجذور مع تحسن لنمو الجذور عند مستوى الثاني للعجز (5 غ/ل). استخدام عجز ملحي حاد، المستوى الثاني (5 غ/ل) و المستوى الثالث (10 غ/ل) يحدث انخفاضا في عدد الأوراق و بالتالي في كتلة الكلية للنبات، أفضل النتائج قد تم تسجيلها على مستوى الشاهد

فيما يخص التغيرات الملحوظة المتعلقة بالمعايير الفيزيولوجية للنبات، سجلنا انخفاض تدريجي في كمية اليخضور في الأوراق ليصل إلى أدنى قيمها عند مستويات العجز الحاد (5 غ/ل، 10 غ/ل) و هذا الإنخفاض كان متبوع بتراكم بعض المركبات ( السكريات المذابة، البرولين)، هذا التراكم يزداد كلما كان مستوى العجز أكثر حدة. كما أن التراكم المعتبر لهذه المركبات عند مستوى العجز الثاني و الثالث كان نتيجة لعملية تنظيم أسموزي فعال ناتج عن ظاهرة التعديل الأسموزي، و توازيا مع هذا التراكم لاحظنا ارتفاع في نفوذية الغشاء و كان أكثر تأثير عند مستوى العجز الثاني و مستوى العجز الثالث لينخفض عند مستوى الشاهد.

**الكلمات المفتاحية:** نبات الشيح، العجز الملحي، التنظيم الأسموزي، كمية اليخضور، البرولين، السكريات المذابة، نفوذية الغشاء.

## Abstract

The salt tolerance are examined in *Artemisia herba alba*. Asso chamephyte of regions steppique of our country, in controlled conditions of laboratory "In vitro" in order to determine the limit of salt tolerance and try to free of eventual morpho-physiological criterion of evaluation of the tolerance of this species to salt constraint.

Our results show that the tolerance of *Artémisia herba alba* Asso to the NaCl is estimated to 10g/l. The test of germination to shown an effect remarkable of NaCl on the rate of the seeds germinated, with a rate of ligh germination of 66% for the control T1(0g/l) and rates relatively weak for the treatments T2(5g/l) and T3 (10g/l) valued of 22% and 9% respectively.

The effect of salt stress was highly significant on the totality of morpho-physiological traits analysed.

The depressive action of salt appears by a reduction of the growth of stem and root of in vitroplants as the concentration in salt increases. This action makes itself of advantage to feel to the level of the aerial parts that the one of the root parts all notice a clean improvement of the growth of the roots at the treatment T2(5g/l). The application of a sever salt stress T2(5g/l) and T3(10g/l), induced at this species a reduction of number of leaves and by consequence a reduction of the biomass, the best results are gotten at the no constraint plants. Concerning the variations noted on the parameters bound to the physiology of the plant, one recorded a gradual decrease in the content in chlorophyll of the leaves to reach minimal values to sever stress T2 (5g/l) and T3 (10g/l). This lowering is followed by an important accumulation of solutions (glucose and proline). This accumulation becomes more pronounced as the treatment becomes sever. all time, we noted at level of the treatments T2(5g/l) and T3(10g/l) of NaCl, this accumulation of solutions will be fitting in its major part to an active osmoregulation meaning the probable placing the phenomenon of the tolerance to the saltiness like the osmotic adjustment.

Parallel to this augmentation of solutions, we remarked an augmentation of the membrane permeability, which was marked for the level of salt stress 5g/l and 10g/l of NaCl, to decrease at control treatment.

**Keywords:** *Artémisia herba alba* Asso, salt stress, osmotic adjustment, chlorophyll content, soluble sugars, proline, membrane permeability.

## LISTE DES ILLUSTRATIONS, GRAPHIQUES ET TABLEAUX

Figure 1.1	: une touffe d'armoise dans une steppe à Djelfa	9
Figure 1.2	une plante d'armoise régénérée naturellement	9
. Figure 1.3	délimitation des steppes algérienne	10
Tableau 2.1	répartition des sols salés dans le monde	12
Tableau 3.1	rôle des solutés organiques durant le stress salin	19
Figure 3.1	Réponse au stress salin chez les plantes	20
Tableau 4.1	Macro et Micro-élément de milieux Murashig et Skoog	25
Tableau 4.2	Composition de la solution du Fer-EDTA	25
Tableau 4.3	Composition de la solution de vitamines de Morel	25
Figure 4.1	dosage de la proline des feuilles d'Artémisia herba alba Asso	26
Figure 4.2	dosage des sucres solubles des feuilles d'Artémisia herba alba Asso	26
Figure 5.1	les vitroplants d'Artémisia herba alba Asso pour les concentrations 0g/l ; 5g/l ; 10g/l ; 15g/l de NaCl	29
Figure 5.2	les vitroplants d'Artémisia herba alba Asso après 2 mois de traitements	29
Figure 5.3	Effet du NaCl sur le taux de germination des graines	31
Tableau 5.1	Moyennes et groupes homogènes pour la variable taux de Germination	32
Figure 5.4	Effet du NaCl sur la longueur des racines des vitroplants	34
Tableau 5.2	Moyennes et groupes homogènes pour la variable longueur de la racine	35
Figure 5.5	Effet du NaCl sur la longueur de la tige des vitroplants	36
Tableau 5.3	Moyennes et groupes homogènes pour la variable longueur de la tige	37
Figure 5.6	Effet du NaCl sur le nombre de feuille des vitroplants	39

Tableau 5.4	Moyennes et groupes homogènes pour la variable nombre de feuilles	40
Figure 5.7	Effet du NaCl sur la teneur en proline des feuilles des vitroplants	42
Tableau 5.5	Moyennes et groupes homogènes pour la variable teneur en proline des feuilles	43
Figure 5.8	Effet du NaCl sur la teneur en chlorophylle des feuilles des vitroplants	45
Tableau 5.6	Moyennes et groupes homogènes pour la variable teneur en chlorophylle des feuilles	46
Figure 5.9	Effet du NaCl sur la teneur en sucres totaux des feuilles des Vitroplants	47
Tableau 5.7	Moyennes et groupes homogènes pour la variable teneur en sucres des feuilles	48
Figure 5.10	Effet du NaCl sur la perméabilité membranaire des feuilles des Vitroplants	50
Tableau 5.8	Moyennes et groupes homogènes pour la variable perméabilité membranaire des feuilles	51



## TABLES DES MATIERES

<b>Résumé</b> .....	
<b>Remerciements</b> .....	
<b>Tables des matières</b> .....	
<b>Listes des illustrations graphiques et tableaux</b> .....	
<b>Introduction</b> .....	1
<b>CHAPITRE 1 : DESCRIPTION DE L'ESPECE</b> .....	3
1-1-Classification.....	3
1-2-Description botanique.....	3
1-3- Répartition géographique.....	4
1-4-Les exigences pédoclimatiques de l'espèce.....	5
1-5-Adaptation de l'espèce.....	5
1-6-Importances thérapeutiques, alimentaires et fourragères.....	7
<b>CHAPITRE 2 : LA SALINITE DES SOLS</b> .....	11
2-1-La salinité dans le monde.....	11
2-2-La genèse des sols salins.....	12
2-3-Les conséquences de la salinisation des sols.....	13
<b>CHAPITRE 3 : LE STRESS SALIN</b> .....	15
3-1-Le stress chez les plantes.....	15
3-2- l'effet du stress salin sur les végétaux.....	16
3-3-Les plantes face au stress salin.....	18
3-3-1-L'homéostasie ionique.....	19
3-3-2-L'homéostasie osmotique.....	20
<b>CHAPITRE 4 : MATERIEL ET METHODES</b> .....	23
4-1-Matériel végétal.....	23
4-2-Essai de germination.....	23
4-3-Essai in vitro.....	24
4-3-1-Le repiquage.....	25
4-4-Les paramètres étudiés.....	25
4-5-Analyse statistique.....	26
<b>CHAPITRE 5 : RESULTATS ET DISCUSSIONS</b> .....	29
5- Effet du stress salin sur les paramètres morphologiques et physiologiques	30

5-1-L'effet du stress salin sur le taux de germination.....	30
5-1-1- Résultats.....	30
5-1-2- Discussions.....	32
5-2- L'effet du stress salin sur la longueur de la racine.....	33
5-2-1- Résultats.....	33
5-2-2- Discussions.....	35
5-3-L'effet du stress salin sur la longueur de la tige.....	36
5-3-1-Résultats.....	36
5-3-2-Discussions.....	37
5-4- L'effet du stress salin sur le nombre de feuilles.....	38
5-4-1-Résultats.....	38
5 4-2- Discussions.....	40
5-5- L'effet du stress salin sur la teneur en proline des feuilles.....	41
5-5-1- Résultats.....	41
5-5-2-Discussions.....	43
5-6-L'effet du stress salin sur la teneur en chlorophylle des feuilles.....	44
5-6-1- Résultats.....	44
5-6-2- Discussions.....	46
5-7- l'effet du stress salin sur la teneur en sucres des feuilles.....	47
5-7-1- Résultats.....	47
5-7-2-Discussions.....	49
5-8- L'effet du stress salin sur la perméabilité membranaire.....	50
5-8-1- Résultats.....	50
5-8-2-Discussions.....	51
<b>Conclusion</b> .....	53
Références bibliographiques.....	55
Annexe.....	67

## INTRODUCTION

Dans les zones arides et semi arides, la forte charge saline des eaux et des sols due en majeure partie à une forte évaporation ainsi qu'aux faibles précipitations et drainage, présente une contrainte pour le développement de la plupart des espèces végétales.

Pour limiter l'ampleur prise par la salinisation des terres et des eaux la recherche des espèces adaptées à la salinité à potentialités économiques et/ou écologiques, est un enjeu fondamental pour l'exploration des écosystèmes salins.

La capacité d'évaluer les performances des plantes cultivées ou spontanées subissant un stress salin est très importante au niveau des programmes de recherche qui visent la réhabilitation et l'amélioration de la production en région semi-aride et aride. De nombreux chercheurs travaillent sur la réponse des plantes à la salinité afin de produire le maximum de biomasse ou de graines en condition de stress salin.

L'identification et la diversification des espèces qui présentent de nombreuses possibilités d'utilisation (médicinale, fourragère, matériaux à haute valeur économique, source de substances bioactives, dessalement des sols et phytoremédiation) adaptées aux conditions contraignantes de ces milieux (salinité) passent par la compréhension des mécanismes physiologiques et morphologiques impliqués dans leur tolérance à la salinité.

En réponse au stress salin les plantes simulent des changements significatifs que se soit sur le plan morphologique ou physiologique.

Parmi ces espèces *Artémisia herba alba* Asoo, (Armoise blanche) qui est une chaméphyte spécifique des hautes plaines steppiques algériennes. C'est une espèce à valeurs pastorales, fourragères, alimentaires, aromatiques et médicinales. Ces dernières font d'elle une espèce particulièrement intéressante pour la réhabilitation des zones fortement affectées par la salinité et l'intensification de la production végétale dans les régions arides et semi-arides.

Très peu de données sont disponibles sur le comportement de l'armoise blanche vis-à-vis du stress salin. Dans le cadre de cette approche et afin d'explorer les

potentialités de la réponse au sel chez *Artémisia herba alba* Asso, nous avons envisagé l'utilisation de la technique de culture in vitro. En effet, celle-ci constitue un moyen rapide et sensible permettant d'évaluer et de caractériser le comportement de la plante face à un stress salin au cours duquel les autres facteurs (nutritifs, éclairage, température...) sont maintenus constants et contrôlés de manière optimale.

Ainsi, la culture in vitro va constituer un test précoce et rapide pour évaluer la tolérance au NaCl chez les vitroplants d'*Artémisia herba alba* Asso. En outre, cette technique peut servir d'outil précieux pour améliorer la tolérance des plantes à la salinité.

Au cours de la présente expérimentation, nous avons étudié la réaction des vitroplants d'armoise blanche à un stress salin. Pour cela nous avons utilisé différents niveaux de salinité, qui vont de 0g/l de NaCl jusqu'à 35g/l ce choix a été réalisé pour déterminer les limites de résistance de cette espèce à la salinité.

Le but étant de rechercher les paramètres morphologiques et physiologiques liés à la résistance à la salinité. Le comportement des vitroplants sous la contrainte saline est analysé en se basant sur les paramètres de croissance tel que : le nombre de feuilles, la longueur caulinaire et racinaire et sur les paramètres physiologiques à savoir la teneur en proline, la teneur en chlorophylle, la teneur en sucres solubles, la perméabilité membranaire des feuilles.

## CHAPITRE 1 DESCRIPTION DE L'ESPECE

### 1-1- Classification

L'armoise blanche fut découverte pour la première fois en Algérie par le botaniste IGNATIO JORDAN DE ASSO [1].

Selon Judd et al [2], l'armoise blanche est classée systématiquement au :

Règne : Plantae

Sous règne : Tracheobionta

Division : Magnoliopsida

Sous classe : Astéridae

Ordre : Astérales

Famille : Astéraceae

Genre : Artémisia

Espèce : Artémisia herba alba

Cette famille compte 1317 genres et 14000 espèces [3].

Selon Guenin [4], cette famille compte 20000 espèces.

En Algérie les espèces rencontrées selon Le Houerou [5] sont :

*Artémisia herba alba* Asso., *Artémisia campestris*., *Artémisia judaica*.,  
*Artémisia arboréscens* L., *Artémisia absinthum* L., *Artémisia atlantica* Coss et  
Dur., *Artémisia alba Turra*. ssp *kabylica*. *Artémisia verlotorum* Lamott.,  
*Artémisia vulgaris* L., *Artémisia monosperma* L.

### 1-2- Description botanique

*Artémisia herba alba* Asso est une chaméphyte ligneuse qui se développe en touffe bien individualisée dès la base [6].

La touffe d'armoise mesure en moyenne entre 10 à 20 cm [7] ; alors que Aidoud [6] note que la touffe est d'une hauteur d'environ 25 à 30 cm et d'un diamètre de 30 à 40 cm, est peut atteindre les 50 cm de diamètre lorsque le sol est profond.

Les feuilles des astéracées son alternées, ou disposées en rosette à la base de la tige et quelque fois opposées, elles peuvent être entières, légèrement découpées, ou très finement divisées [8].

Aidoud [6], mentionne que les feuilles d'*Artémisia herba alba* Asso sont polymorphes. Les premières qui se développent (en hiver) sont grandes et découpées, les suivantes sont de taille de plus en plus réduite et sont de moins en moins découpées.

Les fleurs sont groupées en grappes à capitules très petites (ne dépassent pas 7mm de longueur) toutes en tube ; celles du rang extérieur ont la corolle à 3 dents et sont pistillées ; les autres ont la corolle à 5 dents et sont stamino- pistillées soit stériles [9].

Les fruits sont des akènes munis d'un Pappus (ensemble de soies plus ou moins dures) qui assurent l'anémochorie [10].

### 1-3- Répartition géographique

*Artémisia herba alba* Asso se distingue par une large aire de répartition. C'est la plante la plus répandue sur tous les étages arides et semi arides [8].

Elle est répandue depuis les îles canaries et sud de l'Espagne jusqu'au steppes d'Asie centrale (Iran, Turkménistan, Ozbékistan) et à travers l'Afrique du nord et le proche orient, C'est une espèce saharo arabe et méditerranéen [11].

En Algérie l'armoise blanche pousse dans la steppe, zone délimitée par les isohyètes de 100 à 400 mm /an (figure 1) ; et qui couvre de grandes étendues, évaluées à 4 millions d'hectares [12].

Elle est assez rare dans le tell algérien et dans le Sahara septentrional, rencontrée dans les sahels et les plaines du littoral et dans le massif du Sahara central, très répandu à Oran, Chlef, Sig et dans le Hoggar. On la retrouve aussi à Tamanrasset et sur les hamadas et les regs [8].

Au sud elle occupe une superficie de 250 000 hectares [13].

#### 1-4-Les exigences pédoclimatiques de l'espèce

Sur le plan climatique l'armoise blanche présente une élasticité relativement grande, elle est citée dans la tranche de 20 à 600 mm de pluviosité annuelle moyenne [14]. Elle peut ainsi appartenir à l'intervalle bioclimatique (au sens d'Emberger) allant de l'étage semi-aride supérieur à l'étage per-aride (saharien) inférieur avec des hivers chauds a froids.

L'espèce trouve son optimum dans l'étage bioclimatique aride (avec une pluviosité moyenne de 200 à 300 mm) à hiver frais ou froid [15].

Sur le plan édaphique, cette espèce est indicatrice d'une terre meuble, sablonneuse et limoneuse de 40 cm d'épaisseur [12].

Selon Pouget [16], la texture la plus répandue de l'armoise blanche est plutôt limono sableuse. Cette texture se trouve dans les sols superficiels (inférieur à 20 cm de profondeur) avec un taux très faible d'éléments grossiers en surface et une salure très faible a nulle.

#### 1-5-Adaptation de l'espèce

Dans les steppes, comme dans toute les zones arides et semi-arides les rigueurs climatiques obligent les espèces végétales à des adaptations nécessaires à leur survie.

Les variations phénologiques observées sur l'armoise blanche (croissance des pousses vertes et des feuilles, floraison, fructification et germination) montrent une adaptation très poussée de l'espèce vis-à-vis du milieu et en particulier la sécheresse du climat :

- le dimorphisme saisonnier de son feuillage lui permet de réduire la surface transpirante et d'éviter ainsi les pertes d'eau [17].

- Une réduction de 73% de la taille des feuilles à été observé entre le printemps et l'été toute fois cette réduction est proportionnelle à l'aridité [18].
- La floraison qui s'effectue entre le mois d'octobre et novembre fructifie et dissémine ses graines en décembre. Cette floraison d'automne constitue également une stratégie adaptative adoptée par beaucoup d'espèce des régions arides.
- Les graines d'armoïse ne puissent pas germent immédiatement car elles subissent une dormance obligatoire presque une année avant de germer, cette dormance permettent au graines d'échapper à la prédation estivales et que les conditions favorables se réunissent : température fraîche dont l'optimum se situe entre 10 et 12<sup>0</sup>c et une humidité élevée qui se coïncide à l'automne [19].
- La division de la touffe en sous individus autonomes pour l'alimentation hydrique, lui permet de supporter la mort d'une partie de la touffe sans que l'individu disparaisse [17].
- Un système racinaire intensif avec un réseau très dense de racines et de radicelles atteignant 30 à 50 centimètres de profondeur pour un diamètre d'environ un mètre est capable de valoriser toute humidité superficielle occasionnée par des petites pluies [20].
- Cette espèce est également capable d'exploiter l'humidité du sol jusqu'à 50cm de profondeur [21].
- Le rapport biomasse racinaire/biomasse aérienne chez les communautés d'armoïses est de 2.06 à Ksar –Echellala et de 0.61 dans le sud oranais, C'est une caractéristique des espèces des zones arides [15].

### 1-6-Importances thérapeutiques, alimentaires et fourragères

Le pouvoir antiseptique, antibactérien, antifongique et antiparasitaire et de ses huiles lui confère des applications dans de nombreux domaines.

Signalée en médecine populaire pour ses emplois aussi fréquents que multiple, l'armoise blanche est une véritable panacée. Ses principaux constituants sont les hydrocarbures monoterpéniques et sesquiterpéniques, les dérivés oxygénés (alcools, aldéhydes, cétone), les dérivés provenant des glucides.

Une molécule active, l'Artémisinine, a été isolée à partir de cette plante. C'est une lactone sesquiterpénique dont la structure possède un groupe peroxyde nécessaire à l'activité antimalarique [22]

L'extrait de cette plante a été testé sur des personnes diabétiques, le taux de glycémie a considérablement diminué sans effets secondaires sur les patients traités [23].

Cette espèce est recommandée dans les troubles gastriques, dans le cas de ballonnement intestinaux, de pyrosis et d'aérophagie, et aussi pour traiter la constipation [24].

L'huile essentielle d'armoise blanche possède des propriétés répulsives vis-à-vis des insectes [25].

Les racines d'Artemisia sont particulièrement riches en lignans (phytomolécule synergique de pesticide) et contiennent, en particulier la diasésartemine et l'epiyangambine. Les études sur la capacité toxique et synergique de ces deux composés révèlent une action toxique chronique plutôt qu'aigüe qui se traduit par un ralentissement de la croissance larvaire d'Ostriana nubilalis [26].

L'huile essentielle de l'armoise blanche manifeste une activité antibactérienne grâce à la présence de la santoline alcool [27].

L'armoise blanche sert comme épice, elle permet de parfumer les viandes grasses, agrémente aussi les sauces, les plats à base de poissons [25].

Toute fois son utilisation en industrie alimentaire reste limitée à cause de la toxicité de la  $\beta$ -thuyone, le taux de la  $\beta$ -thuyone ne doit pas dépasser 5mg/kg dans les aliments et les boissons [28].

Les steppes à armoise sont considérées comme les meilleurs parcours utilisés pendant toute l'année et en particuliers en mauvaises saisons, en été et en hiver ou elle constitue des réserves importantes.

La phytomasse d'une steppes à armoise, en bonne état de conservation est de l'ordre de 900 à 1100 kg/ha, ayant une valeur fourragère moyenne de 0.65 UF/kg de MS [29].

La valeur énergétique de l'armoise blanche est très faible en hiver (0.92 UF à 0.4 UF/kg de MS), augmente rapidement au printemps (0.92UF/kg de MS) pour diminuer de nouveau en été (0.60 UF/kg de MS) [30]

L'inflorescence est très recherchés par les ovins, ces organes produisent entre 5 à 10 % de la phytomasse aérienne et ont une forte valeur énergétique de l'ordre de 60 UF/kg de MS due à sa forte teneur en azote protéique [31].



Figure 1.1 : une touffe d'armoise dans une steppe à Djelfa



Figure 1.2 : une plante d'armoise régénérée naturellement  
dans la steppe à Djelfa

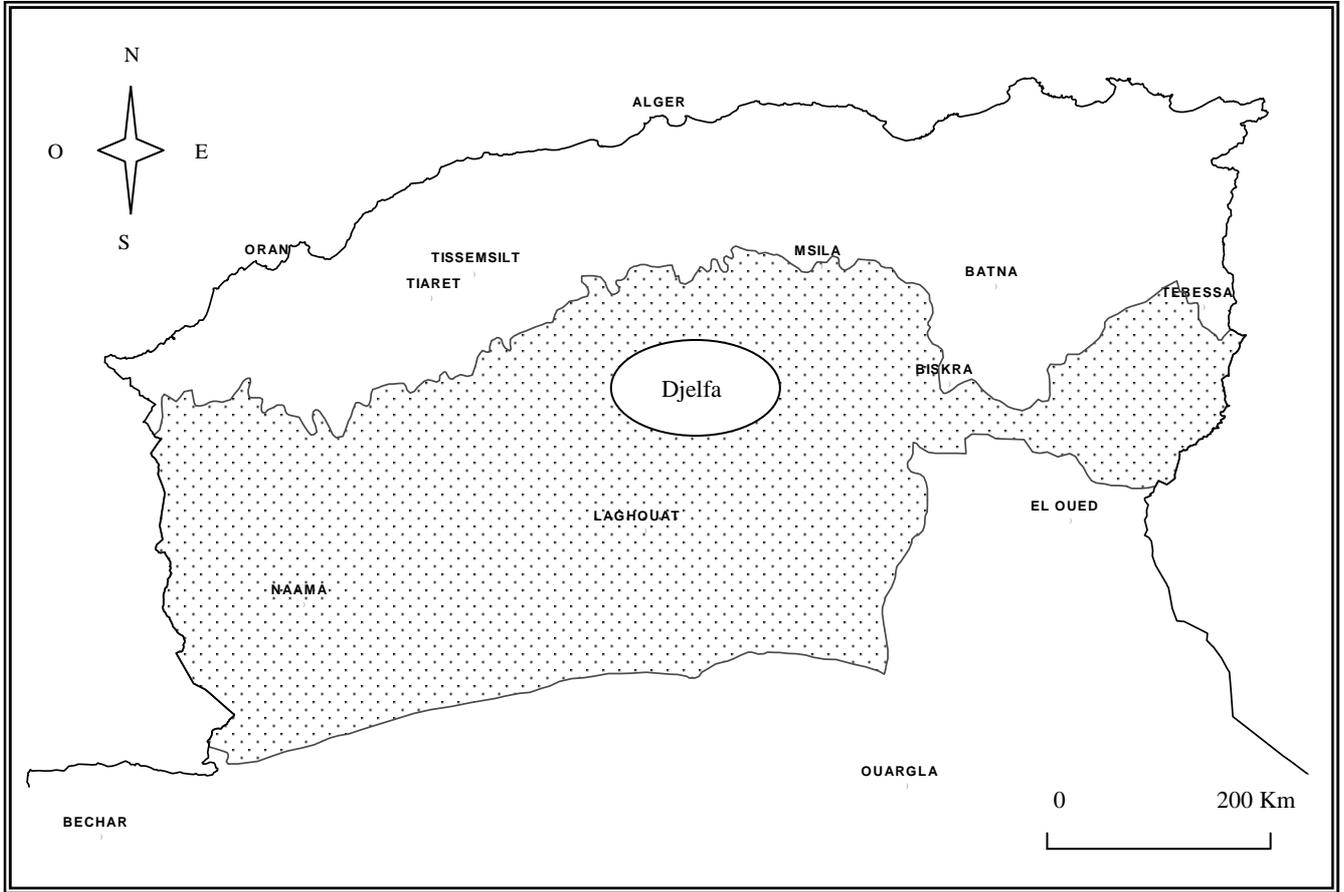


Figure 1.3 : délimitation des steppes algérienne

## **CHAPITRE 2**

### **LA SALINITE DES SOLS**

#### 2-1-La salinité dans le monde

Dans les régions arides et semi-arides, la disponibilité des eaux leur salinité et celle des sols sont parmi les principaux facteurs limitant la productivité végétale.

Les sols salés occupent une superficie de 950 millions d'hectares et 76.7 millions d'hectares de périmètres irrigués sont affectés par le sel [32].

Ce phénomène de salinisation des sols touche d'abord les régions arides. L'évapotranspiration y est en effet beaucoup plus forte que les précipitations pendant une bonne partie de l'année ; les eaux du sol remontent par capillarité et déposent dans la partie superficielle des sols les sels [34].

Les sols salés sont présents sous toutes les latitudes et à toutes les altitudes, mais la surface qu'ils occupent est importante dans les bas fonds et dans les régions arides, semi-arides ou semi humides où les sels des solutions du sol vont pouvoir se concentrer rapidement [35].

Les plus vastes étendues des sols affectés par l'excès de sel se trouvent en Australie avec 357 millions d'hectares devant l'Asie du nord et du centre et de l'Amérique du sud [36].

Figure 2.1 : répartition des sols salés dans le monde [36]

Sols affectés par les sels dans différents continents et sous continents (10 <sup>3</sup> hectares)	
Amérique du nord	15 755
Mexique et Amérique centrale	1 965
Amérique du sud	129 163
Afrique	80 608
Asie du sud	87 608
Asie du nord et du centre	211 686
Asie sud-est	19 983
Australie	357 330
Europe	50 804
Total	954 902

En Algérie plus d'un million d'hectares des sols sont affectés par la salinité essentiellement localisée le long de la frontière Algéro-marocaine ainsi dans les plaines et vallées d'Oranie, la vallée de la Mina, près de Relizane, sur les hautes plaines au sud de Sétif et de Constantine, aux bords de certains chotts comme le chott Melhir. Ils ont aussi une grande extension dans les régions sahariennes au sud de Biskra jusqu'à Touggourt, Ouargla et au-delà [37].

### 2-2-La genèse des sols salins

Duchaufour [38] signale que la formation d'un sol salin résulte généralement de l'accumulation de sels dans les horizons de surface. Ce processus dépend essentiellement de deux conditions :

- a. une condition climatique où la demande évaporative est grande conduisant ainsi à des concentrations d'ions souvent très élevées. Elles interviennent

dans la pédogenèse par la formation de minéraux résultant de l'évaporation et de cristallisation des sels dissous.

- b. Une condition de station : concernant la présence obligatoire d'une source de sel. Les sels les plus fréquemment présents dans la solution du sol des sols salés correspondent aux cations : sodium ( $\text{Na}^+$ ), potassium ( $\text{K}^+$ ), calcium ( $\text{Ca}^{2+}$ ), Magnésium ( $\text{Mg}^{2+}$ ), et aux anions : carbonates ( $\text{CO}_3^{2-}$ ), sulfates ( $\text{SO}_4^{2-}$ ), chlorure ( $\text{Cl}^-$ ), nitrates ( $\text{NO}_3^-$ ).

Les sels présents dans la solution du sol ont trois origines principales [39]:

- a. l'altération des minéraux est la source naturelle dominante
- b. le transport dans le sol d'eaux chargées en sels minéraux est une source (nappe salée) ainsi que l'intrusion d'eaux marines dans les zones côtières.
- c. Des apports parfois importants sont aussi le résultat de mauvaises pratiques d'irrigation avec des eaux saumâtres et d'épandages de divers déchets liquides d'origine agro-industrielle.

Selon l'origine de ces sels on peut distinguer une salinisation naturelle, que l'on peut dénommer primaire, et une salinisation anthropique, généralement liée à l'irrigation que l'on appellera secondaire [35].

### 2-3-Les conséquences de la salinisation des sols

L'excès de sel modifie principalement les propriétés physico-chimique et biologiques dans le sol.

Les effets chimiques sont liés à la concentration des solutions et à la valeur du pH. Selon Stengel et Gelin [34], il existe deux cas spectaculaires du changement du pH du sol qui peuvent survenir au phénomène de la salinisation :

- a. le premier est celui de forte augmentation du pH lorsque les sels qui s'accumulent sont des bicarbonates ou carbonates de sodium (processus d'alcalinisation), dans ce cas la matière organique du sol est solubilisée, la fertilité est alors très réduite car de nombreux éléments indispensables à la plante sont totalement insolubilisés.

- b. C'est le cas inverse c'est celui des sols acides ex : sols sulfatés acides, dont le pH peut descendre de 2 à 4 à cause de l'accumulation des sulfures à faible profondeur.

La dégradation physique des sols peut intervenir pour de très faibles teneurs en sels alors que la dégradation chimique et les effets biologiques sont encore quasi nuls [35].

Dans le cas des sols riche en sodium, les effets sur les propriétés physiques deviennent prépondérants et s'expliquent par le rôle spécifique de cet élément sur les argiles.

D'après Donahue [40], le sodium présent en solution va s'échanger sur les sites externes des feuillets, par son effet sur la couche diffuse des argiles ; l'argile aussi bien que la matière organique est dispersée, ce qui provoque un tassage serré des particules de sol. Ce tassage des particules réduit le volume et le nombre des espaces poreux, et de ce fait, l'eau et l'air ne peuvent se mouvoir rapidement dans le sol.

Les densités des populations microbiennes dans les sols salés relativement plus faibles que dans les sols sains [41].

Dommergue [42] ; mentionne que la baisse de la microflore totale ne s'observe qu'a des niveaux de salinité relativement élevés

Les minéralisations, primaire et secondaire sont peu actives en sols salés, la primaire peut être relativement active lorsque la matière organique apportée est facilement biodégradable. L'humification en milieu salé aboutit à des composés peu polycondensés hydrosolubles ou pseudosolubles, ce qui défavorise la stabilité structurale et l'alimentation des cultures [43].

## **CHAPITRE 3**

### **LE STRESS SALIN**

#### 3-1-Le stress chez les plantes :

Les plantes se trouvent rarement dans des conditions environnementales optimales, elles rencontrent souvent des conditions inhabituelles ou extrêmes de potentiel hydrique, de température, de salinité ainsi que d'autres facteurs qui limitent leurs croissances.

Lorsque les paramètres environnementaux atteignent des valeurs extrêmes et peuvent exercer des impacts important sur la physiologie, le développement et la survie des plantes ont dit qu'elles génèrent des stress.

Claude Bernard fut le premier à dégager une notion physiologique du stress en 1868. Selon lui, les réactions déclenchées par le stress visaient à maintenir l'équilibre de notre organisme.

L'ensemble de ces réactions internes à été nommée homéostasie par le physiologiste américain C.W. Bradford (1915), à partir du grec stasis (état, position) et homoios (égal, semblable à).

Levitt [44], définis le stress comme une contrainte qui peut se résumer à une ou plusieurs forces de déformation appliquées à un corps. Cette contrainte modifie les dimensions et la forme du corps exposé traduisant sa tension intérieure.

La définition physiologique du stress peut être simplement considérée comme un ensemble de conditions engendrant des changements aberrant dans le processus physiologiques qui se résulte finalement par des lésions [45].

Les organismes sont généralement soumis à deux types de stress : les stress biotiques (dus à une agression par autre organisme) et les stress abiotiques (qui sont principalement dus à des facteurs environnementaux).

Les stress abiotiques sont responsables d'une perte de rendement estimée à 50% pour les cultures les plus répandue [46].

Le stress environnemental, le plus important étant le stress salin ou/et hydrique, est une contrainte persistante qui affecte d'une manière significative la productivité des plantes [47].

### 3-2- l'effet du stress salin sur les végétaux :

L'action de la salinité se manifeste en particulier sur tous les aspects de la physiologie et du métabolisme de la plante [48].

Le stress salin contrôle en effet les processus physiologiques et les conditions déterminant la quantité et la qualité de la croissance des plantes [49]

La réponse à la salinité se manifeste généralement chez la plupart des plantes cultivées par un effet dépressif sur la croissance et le développement [50], [51].

Cette réponse varie considérablement en fonction du genre, de l'espèce et même de la variété [52],[53], [54].

Munns [55], a défini un modèle bi-phasique pour décrire l'impact du stress salin sur les plantes :

1- Dominance du stress osmotique, la concentration en sel augmente et donc le potentiel osmotique de la solution du sol diminue. Dans cette phase, le stress physiologique est causé par l'excès d'ions à l'extérieur de la plante, ce qui est similaire à un stress hydrique. Ce stress hyperosmotique entraîne une réduction de la pression de turgescence et de façon subséquente de la croissance. (Stress osmotique=effet non spécifique).

2- Dominance du stress ionique, pour résorber la sécheresse physiologique et réaliser un ajustement osmotique, la plante accumule éventuellement les osmolytes en excès ( $\text{Na}^+$  pour un stress sodique). Dans ses tissus l'effet du stress est alors essentiellement dû aux ions à l'intérieur des tissus lorsqu'ils atteignent des concentrations toxiques pour le métabolisme (stress ionique= effet spécifique).

Le stress salin exerce sur la plante trois types d'effets [56]:

- un stress hydrique ; lorsque l'ajustement osmotique n'est pas suffisant, l'eau a tendance à quitter les cellules, ce qui provoque un déficit hydrique et la perte de la turgescence.
- Un stress ionique : en dépit d'un ajustement osmotique correct, la toxicité ionique survient lorsque l'accumulation des sels dans les tissus perturbe l'activité métabolique.
- Un stress nutritionnel : des concentrations salines trop fortes dans le milieu provoquent une altération de la nutrition minérale.

L'état hydrique de la feuille du végétal correspond à l'équilibre du flux d'entrée et de sortie de l'eau. Cet état peut être perturbé par la présence des sels minéraux à fortes concentrations dans la solution nutritive alors que les potentiels hydrique et osmotique sont baissés [57].

La présence de sel dans la solution du sol induit une baisse de son potentiel osmotique, ce qui traduit au niveau de la plante par un état de sécheresse physiologique [58].

La diminution de la croissance est une réponse à la déshydratation ; elle contribue à la conservation des ressources en eau, ce qui permet la survie de la plante [59].

La réduction de la croissance chez les glycophytes, soumises à un stress salin semble être due au fait que ces plantes sont incapables de séparer les réponses spécifiques au stress hydrique de celles relatives au stress salin [60]

Les halophytes n'utilisent pas la diminution de croissance comme un moyen de survie dans les conditions salines, mais continuent de puiser l'eau dans le sol, et

les ions absorbés sont, soit éliminés par excrétion [61], soit dilués au niveau de la plante au cours de la croissance [62].

La baisse de la transpiration en milieu salé peut être due à la réduction de la surface foliaire chez les plantes sensibles [63]

Selon Lu et Vonshak [64], le stress salin affecte l'activité du photosystème II.

Le sel agit sur l'alimentation minérale des végétaux, d'une façon indirecte, par la pression osmotique qu'il crée dans la rhizosphère et qui limite l'absorption de l'eau et des ions dissous et d'une façon directe parce que les ions en excès entre en compétition avec les autres éléments nécessaire à la nutrition des cultures [65]

Le  $\text{Na}^+$  entre en compétition vis-à-vis des transporteurs ioniques cellulaires avec le  $\text{K}^+$ ,  $\text{Ca}^{2+}$ , et le  $\text{Cl}^-$  avec  $\text{NO}_3^-$ ,  $\text{PO}_4^{2-}$ , et le  $\text{SO}_4^{2-}$  [56].

Les ions  $\text{Na}^+$ , interagissent avec les autres cations tel que  $\text{K}^+$ ,  $\text{Ca}^{2+}$ ,  $\text{Mg}^+$  ont limitant l'absorption racinaire de ces éléments [66].

Bernstein et al [67], ont signalé la difficulté de l'absorption de  $\text{K}^+$  et de  $\text{Ca}^{2+}$  lorsque le  $\text{Na}^+$  est en excès chez le sorgho.

Le  $\text{Na}^+$  inhibe l'activité de beaucoup d'enzymes lorsqu'il atteint des concentrations élevée dans le cytoplasme [68]

### 3-3-Les plantes face au stress salin :

En condition de stress, les plantes mettent un système de réponse complexe, impliquant plusieurs étapes, plus ou moins spécifiques du type de stress.

La première difficulté d'une plante en milieu salin est d'assurer son apport en eau. Pour cela, il faut que la plante puisse ajuster la pression de ses tissus par rapport à la pression osmotique du sol

La deuxième difficulté c'est faire face aux changements de concentration ionique intracellulaire.

Les mécanismes de réponses au stress salin sont de deux ordres, une réponse au stress ionique pour exclure le sel et maintenir les balances ioniques intracellulaires [69]. Et une réponse au stress osmotique pour maintenir l'hydratation, la turgescence des tissus et/ou protéger contre la réduction d'hydratation cellulaire [70].

### 3-3-1-L'homéostasie ionique :

L'homéostasie ionique est assurée par le maintien du rapport  $K^+/Na^+$  qui doit être élevé, car le  $Na^+$  entre en compétition avec le  $K^+$  pour entrer dans la cellule à travers des transporteurs  $Na^+-K^+$  et qui peut bloquer des transporteurs spécifiques de  $K^+$  lors de stress salin [71].

Pour prévenir toute intoxication par l'accumulation de  $Na^+$  dans le cytosol, la plante exclut le sodium par différentes voies.

L'entrée de  $Na^+$  par des canaux non spécifiques induit un flux de calcium dans le cytoplasme.

Les oscillations de  $Ca^{2+}$  activent une cascade de protéines SOS (Salt Overly Sensitive). Le processus impliquant les SOS débute par la fixation de calcium sur la protéine SOS3

Les modifications conformationnelles provoquées par la liaison de  $Ca^+$  à SOS3 vont permettre la fixation de ce dernier sur une autre protéine la SOS2. La cible du complexe SOS3/SOS2 est SOS1, un antiport  $Na^+/H^+$  situé dans la membrane plasmique, qui serait activé suite à la phosphorylation catalysée par la kinase du complexe SOS3/SOS2 et qui exportent les ions sodium hors de la cellule ou les stockent dans la vacuole.

### 3-3-2-L'homéostasie osmotique :

Le maintien de la pression osmotique cellulaire est assuré par divers métabolites. Ce processus se fait en modifiant les concentrations de solutés compatibles dans les tissus de façons à maintenir une concentration ionique plus élevée (hypertonique) dans le protoplasme que dans le milieu extérieur (hypotonique) [72].

Cette stratégie favorise la protection des structures et du métabolisme pendant l'assèchement de l'environnement intracellulaires [73].

Ces composés sont qualifiés de compatibles lorsqu'ils n'interfèrent pas avec le métabolisme d'un organisme [74].

Ces éléments ont une fonction osmoprotectrice et/ou osmorégulatrice ; on trouve parmi eux :

- des acides aminés ; tel que la proline, glycine [75].
- Des composés quaternaires : glycinebétaine,  $\beta$ -alaninebétaine, proline bétaines [76], [77].
- Des polyamines : putrescine, spermidine, spermine [78].
- Des sucres solubles : Tréhalose [79].
- Des polyols : Mannitol, Sorbitol, Glycerol [80].

Tableau 3.1 : rôle des solutés organiques durant le stress salin

solutés organiques	Rôle durant le stress salin	référence
Proline	<p>régularise l'utilisation de l'azote.</p> <p>contribue à la stabilité des membranes.</p> <p>atténuation des effets de NaCl sur les membranes endommagées.</p>	<p>Ashraf [81].</p> <p>Gadallah [82]</p> <p>Mansour [83]</p>
Glycinebétaine	<p>ce composé est surtout localisé dans les chloroplastes joue un rôle vital dans l'ajustement chloroplastique préserve l'intégrité des membranes de thylakoides et maintenir le rendement photosynthétique.</p> <p>protège le complexe photosystème II.</p>	<p>Genard et al [84]</p> <p>Robinson et Jones, [85].</p> <p>Murata et al [86]</p>
Sucres solubles	<p>stabilité des protéines et des membranes de la cellule exposée au stress salin à cause du dessèchement intracellulaire.</p> <p>limiter l'agrégation des protéines dénaturées.</p>	<p>Garcia et al [87]</p> <p>Singer [88]</p>

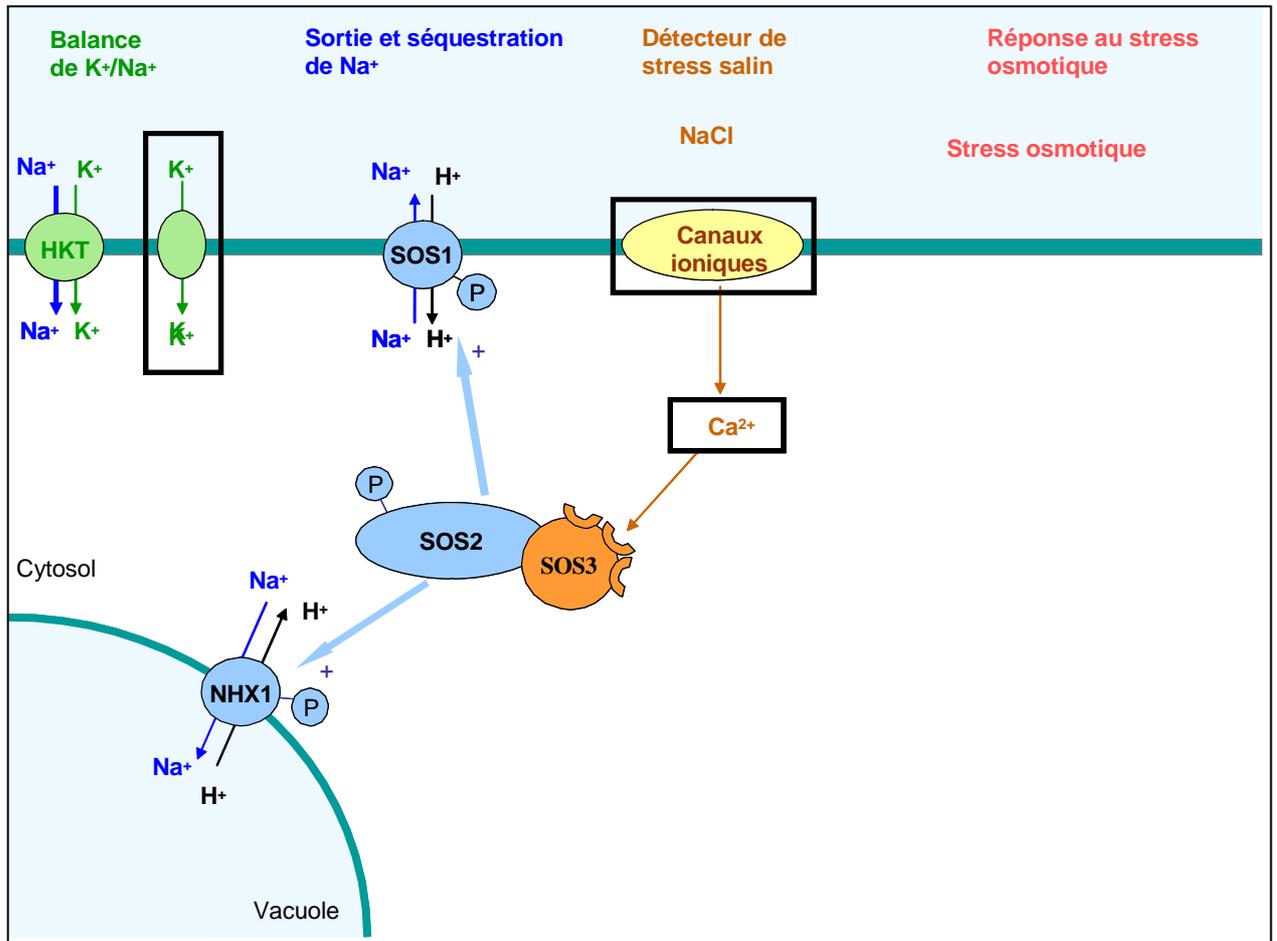


Figure 3.1 : Réponse au stress salin chez les plantes [71].

## CHAPITRE 4 MATERIEL ET METHODES

L'objectif de cette expérimentation est de déterminer le comportement des vitroplants d'armoise blanche *Artémisia herba alba* Asso soumises à différents niveaux de salinité, ainsi le seuil de tolérance au type de sel utilisé (Chlorure de sodium) en se référant à certains paramètres morphologiques et physiologiques et ceux-ci dans des conditions bien contrôlées : In vitro.

### 4-1-Matériel végétal

Notre matériel végétal provient de la région de Djelfa, une région qui se caractérise par une période sèche correspond à l'été où la moyenne des maxima est de 36°C. L'été est long de 6 à 7 mois les précipitations sont concentrées sur une courte période de 3 à 4 mois au maximum.

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

Le choix du type de sel utilisé dans notre expérimentation est basé sur le sel le plus prédominant dans nos sols affectés par le problème de salinité qui est le chlorure de sodium (NaCl).

Les niveaux de salinité choisis vont de  $T_1=0\text{g/l}$  (témoin) jusqu'à  $T_8= 35\text{g/l}$  (NaCl), dont l'incrément est de 5g/l. Ces traitements sont : 0, 5, 10, 15, 20, 25, 30, 35 g/l de NaCl.

### 4-2-Essai de germination :

Au laboratoire, il a été procédé à des essais concernant l'effet du chlorure de sodium (NaCl) sur le taux de germination des graines d'*Artémisia herba alba* Asso.

Les graines sont lavées à l'eau distillée, désinfectées par un trempage dans l'hypochlorite de sodium à 8% pendant 20 minutes, puis rincées à l'eau distillée. Elles sont placées à raison de 25 graines dans des boîtes de pétri de 9 cm de diamètre contenant du coton recouvert de papier filtre stérilisé imbibé avec, soit 20 ml de chaque solution saline, à 4 répétitions pour chaque traitement.

Ces traitements peuvent être résumés comme suit :

T<sub>1</sub> = 1 litre d'eau distillée

T<sub>2</sub> = 1 litre d'eau distillée + 5 g de NaCl.

T<sub>3</sub> = 1 litre d'eau distillée + 10 g de NaCl.

T<sub>4</sub> = 1 litre d'eau distillée + 15 g de NaCl.

T<sub>5</sub> = 1 litre d'eau distillée + 20 g de NaCl.

T<sub>6</sub> = 1 litre d'eau distillée + 25 g de NaCl.

T<sub>7</sub> = 1 litre d'eau distillée + 30 g de NaCl.

T<sub>8</sub> = 1 litre d'eau distillée + 35 g de NaCl.

Elles sont ensuite placées dans l'étuve à une température de 15°C pendant 10 jours.

Le comptage des graines germées se fait quotidiennement, le critère de germination est l'apparition d'une radicule de 1 mm.

#### 4-3-Essai in vitro

Le milieu de culture choisi est celui de Murashig et Skoog [89] (tableau 4.1), la source de carbone est apportée sous forme de saccharose (C<sub>12</sub>H<sub>22</sub>O<sub>11</sub>) à une concentration de 20 g/l. Le fer est ajouté sous forme de chélate de fer FeNa<sub>2</sub>-EDTA, (tableau 4.2) les vitamines sont celles de Morel et Wetmore [90]. (Tableau 4.3).

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 8 g/l.

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

Les traitements sont représentés comme suit :

T<sub>1</sub>= milieu MS (témoin).

T<sub>2</sub>= milieu MS+ 5g/l de NaCl.

T<sub>3</sub>= milieu MS+ 10g/l de NaCl

T<sub>4</sub>= milieu MS+ 15g/l de NaCl

T<sub>5</sub>= milieu MS+ 20g/l de NaCl

T<sub>6</sub>= milieu MS+ 25g/l de NaCl

T<sub>7</sub>= milieu MS+ 30g/l de NaCl

T<sub>8</sub>= milieu MS+ 35g/l de NaCl

#### 4-3-1-Le repiquage

Après décortication ; les graines sont désinfectées par un trempage dans l'alcool à 70% pendant 10 minutes, puis par un deuxième trempage dans l'hypochlorite de sodium à 8% pendant 20 minutes. Elles sont ensuite rincées plusieurs fois avec de l'eau distillée stérile.

Les graines sont repiquées dans des tubes a essai « pyrex », contenant le milieu de culture et la dose de chlorure de sodium qui correspond à chaque traitement.

Les tubes a essai sont placées dans la chambre de culture a une température de 25<sup>0</sup>C, avec une photopériode de 16 heures de lumière de 25000 lux et 8 heures d'obscurité.

#### 4-4-Les paramètres étudiés

Les mesures des paramètres sont effectuées après deux mois de culture et portent sur :

##### a- 14 plants de chaque traitement pour

- ❖ Longueur de la tige
- ❖ Longueur de la racine principale
- ❖ Le nombre de feuille
- ❖ Poids frais de la partie aérienne et souterraine.

b- 05 plants de chaque traitements pour

- ❖ La teneur en chlorophylle.
- ❖ La teneur en sucres solubles.
- ❖ La teneur en proline.
- ❖ La perméabilité membranaire.

4-5-Analyse statistique

Les résultats obtenus sont soumis à une analyse statistique d'après un dispositif expérimental en randomisation totale avec 24 répétitions pour chaque traitement. Les moyennes sont comparées selon le test de Newman et Keuls au seuil de 5%, chaque moyenne est affectée d'une lettre, les moyennes suivies d'une même lettre n'étant pas significativement différentes.

Tableau 4.1 : Macro et Micro-élément de milieux Murashig et Skoog

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

Tableau 4.2 : Composition de la solution du Fer-EDTA

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

Tableau 4.3 : Composition de la solution de vitamines de Morel

Produits	Concentration en mg/l
Méso-inositol	5000
Pantothinate de calcium	50
Acide nicotinique	50
Pyridoxine (Vitamine B <sub>6</sub> )	50
Thiamine (Vitamine B <sub>1</sub> )	50
Biotine	0.5



Figure 4.1 : dosage de la proline des feuilles  
d'Artémisia herba alba Asso

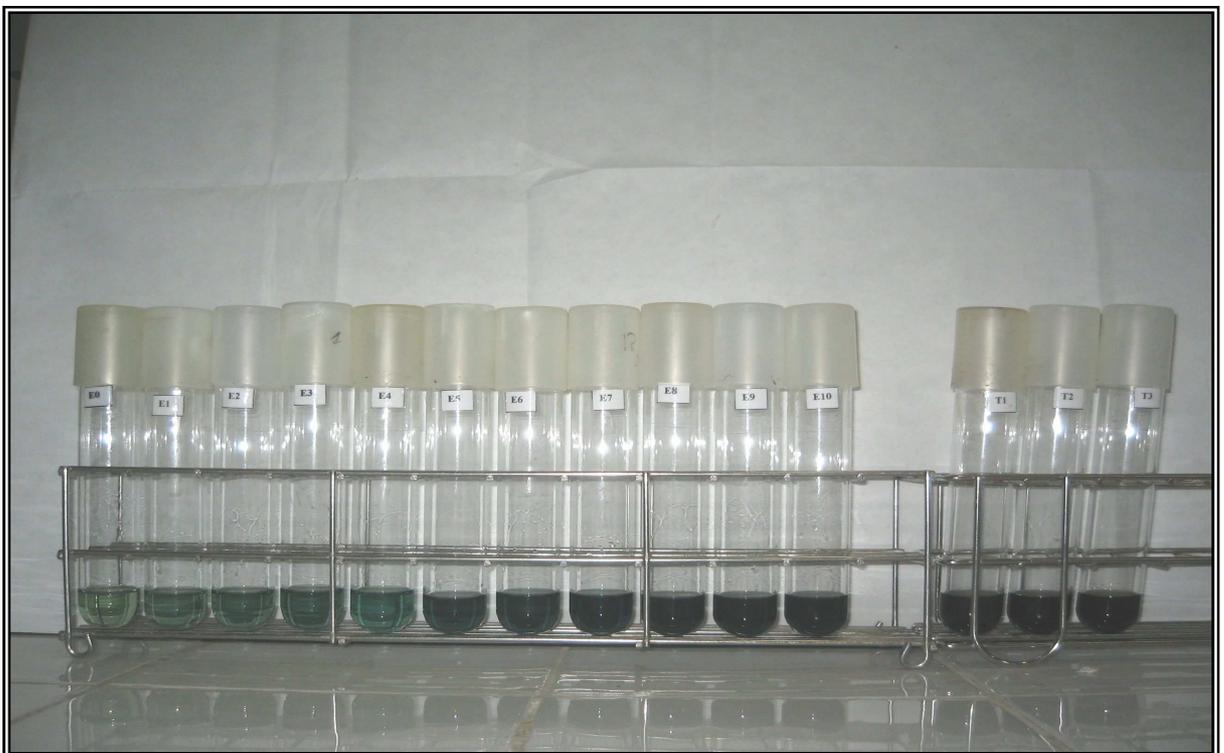


Figure 4.2 : dosage des sucres solubles des feuilles  
d'Artémisia herba alba Asso





Figure 5.1 : les vitroplants d'Artémisia herba alba Asso pour les concentrations 0g/l ; 5g/l ; 10g/l ; 15g/l de NaCl



Figure 5.2 : les vitroplants d'Artémisia herba alba Asso après 2 mois de traitement

## CHAPITRE 5

### RESULTATS ET DISCUSSIONS

#### 5- Effet du stress salin sur les paramètres morphologiques et physiologiques d'*Artémisia herba alba* Asso.

Les vitroplants d'*Artémisia herba alba* Asso ont été soumises à un stress salin durant 02mois. Les plants témoins ont été cultivés sur un milieu sans NaCl.

#### 5-1-L'effet du stress salin sur le taux de germination :

##### 5-1-1- Résultats :

L'effet des concentrations en NaCl sur le pourcentage de germination des graines d'*Artémisia herba alba* Asso sont représentés dans le tableau 5.1 et illustrés par la figure 5.1

Le taux de germination est inversement proportionnel avec le niveau de salinité

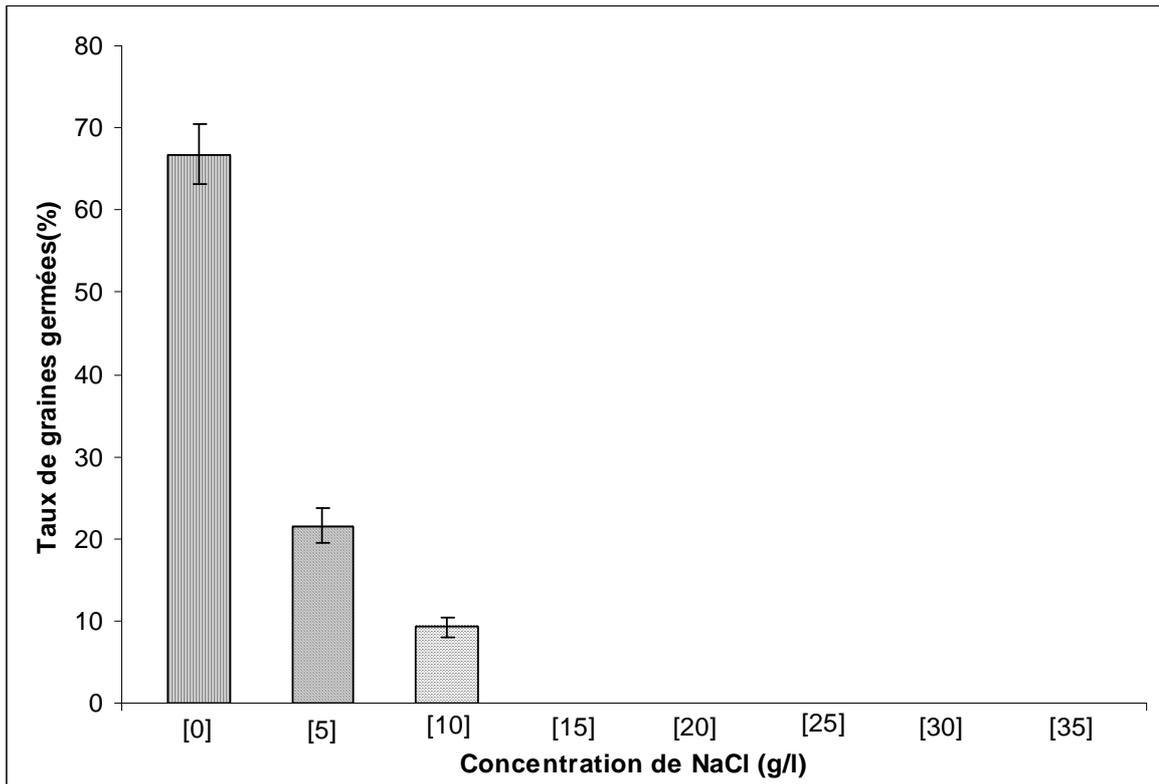


Figure 5.3 : Effet du NaCl sur le taux de germination des graines.

L'analyse de la variance révèle une différence significative pour le taux de germination des graines (Annexe 1).

Le facteur salinité a exercé un effet remarquable sur la germination des grains d'*Artémisia herba alba* Asso.

Selon les moyennes représentées dans le tableau 5.1, nous remarquons que le taux de germination des graines non contraintes (témoin) est supérieur à celui des graines stressées.

La capacité germinative des graines issus du traitement témoins est de l'ordre de 67%. (groupe A). Elle chute à 22% pour les graines formés sur NaCl à 5g/l (T2), cette diminution est de 66% par rapport au témoin (groupe B).

Lorsque la concentration saline est de 10g/l (T3) le pourcentage de germination devient plus faible de l'ordre de 9% avec une diminution de 86% (groupe C), cette germination s'annule à partir de la concentration 15g/l (T4).

Les traitements T4, T5 T6, T7, T8 se trouvent en bas d'échelle (groupe D) pour des valeurs nulles.

Tableau 5.1 : Moyennes et groupes homogènes pour la variable taux de germination

	MOYENNE	GROUPES HOMOGENES
T1	66.80	A
T2	21.60	B
T3	9.20	C
T4	0.00	D
T5	0.00	D
T6	0.00	D
T7	0.00	D
T8	0.00	D

#### 5-1-2- Discussions :

La salinité agit sur la germination des graines en ralentissant sa vitesse, ce qui expose les semences aux risques de NaCl, en diminuant plus au moins fortement son taux, ainsi il réduit l'utilisation des réserves nutritives des graines [91].

Selon Yapsanis et al [92]; la salinité intervient sur la germination des graines par deux effets :

- a- l'effet osmotique se traduit par la difficulté que trouve l'embryon à absorber une quantité d'eau suffisante pour déclencher les processus métaboliques de la germination.
- b- L'effet toxique résulte de l'envahissement de l'embryon par  $\text{Na}^+$  et  $\text{Cl}^-$ .

La salinité affecte la germination par une faible hydratation des réserves nutritives [93], une diminution de l'activité des enzymes impliqués dans la germination des graines [94].

Plusieurs études ont indiqué que les semences des glycophytes et des halophytes répondent de la même manière au stress salin, en réduisant le

nombre total des graines germées et en accusant un retard dans l'initiation du processus de la germination [95]

Il ne semble pas qu'il existe une bonne corrélation entre la sensibilité ou la tolérance à la salinité de la germination et celles des plantes en culture, la légumineuse *Cajanus cajan* qui est une glycophyte cultivée au Cameroun, a une germination plus tolérante au NaCl que *Phaseolus adenanthus* qui se développe sur les sables littoraux salés [96].

La betterave à sucre est sensible au sel pendant la germination alors qu'elle est tolérante en culture [97].

## 5-2- L'effet du stress salin sur la longueur de la racine :

### 5-2-1- Résultats

Les valeurs exprimant les résultats de la longueur des racines des vitroplants d'*Artémisia herba alba* Asso sont représentées dans le tableau 5.2 et illustrées par la figure 5.2 Ils révèlent un comportement particulier des vitroplants sous stress salin

Le traitement T2 présente la longueur racinaire la plus élevée par rapport au traitement témoin T0 et au traitement T3

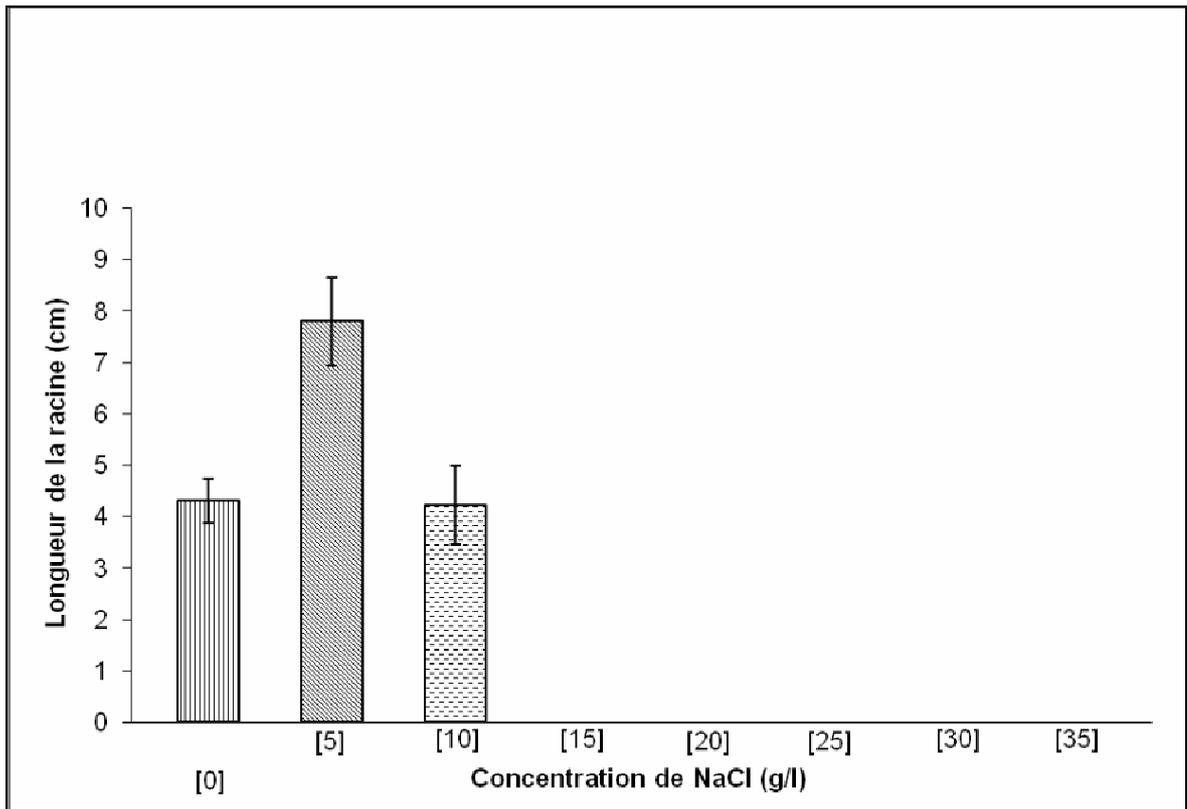


Figure 5.4: Effet du NaCl sur la longueur des racines des vitroplants

Les résultats de l'analyse de variance pour le variable longueur de la racine, obtenus montrent une différence significative du facteur stress salin avec une probabilité inférieure à 1% (Annexe 1).

Le test de Newman-Keuls classe les différents traitements en 4 groupes homogènes, car le traitement T2 présente les racines les plus longues, suivies du traitement témoin qui se classe dans le groupe B, puis le traitement T3 dans le groupe C. Les traitements T4 T5, T6, T7, T8 présentent des valeurs nuls (groupe D).

Une concentration en sel de 5g/l a amélioré de façon significative la croissance racinaire des vitroplants d'*Artémisia herba alba*. Cette augmentation est estimée à 81 %, néanmoins chez le traitement T3 (10g/l) on remarque une légère diminution de la croissance racinaire qui est de 2% par rapport au témoin T1 (0g/l).

Tableau 5.2 : Moyennes et groupes homogènes pour la variable longueur de la racine.

	MOYENNE	GROUPES HOMOGENES
T2	7.79	A
T1	4.31	B
T3	4.22	C
T4	0.00	D
T5	0.00	D
T6	0.00	D
T7	0.00	D
T8	0.00	D

### 5-2-2- Discussions

La stimulation de la croissance des racines par le NaCl a été décrite chez plusieurs espèces particulièrement résistant au sel tel que le triticale [98]

Les racines sont directement en contact avec la salinité du sol et elles constituent la première ligne de défense contre le stress salin, des plantes ayant un système racinaire long sont capables d'absorbées plus d'eau et s'échapper aux zones salines.

Un système racinaire profond et dense joue un rôle clé dans l'ajustement osmotique sous les conditions salines [99].

La diminution du potentiel hydrique provoqué par la salinité stimule le développement des racines en profondeur et ce a la recherche de l'eau, ce qui implique le développement de la partie racinaire en dépit de la partie aérienne [100].

Divers auteurs mentionnent que c'est la capacité de Succion développée par les racines qui conditionne le maintien d'un bon potentiel hydrique au niveau des feuilles chez les plantes soumises à un stress hydrique ou salin [101]

Cette adaptabilité racinaire, serait une forme de tolérance au sel.

### 5-3-L'effet du stress salin sur la longueur de la tige

#### 5-3-1-Résultats

La mesure de la hauteur des plantes, en centimètres, est déterminée à l'aide d'une règle graduée du collet de la plante à l'apex, après 2 mois de traitement. Les résultats de l'étude de la croissance en hauteur des plants sous la contrainte saline est représentée dans le tableau 5.3 et illustrées par la figure 5.3. On remarque qu'il y a un effet dépressif de la salinité sur la hauteur des vitroplants d'armoise blanche

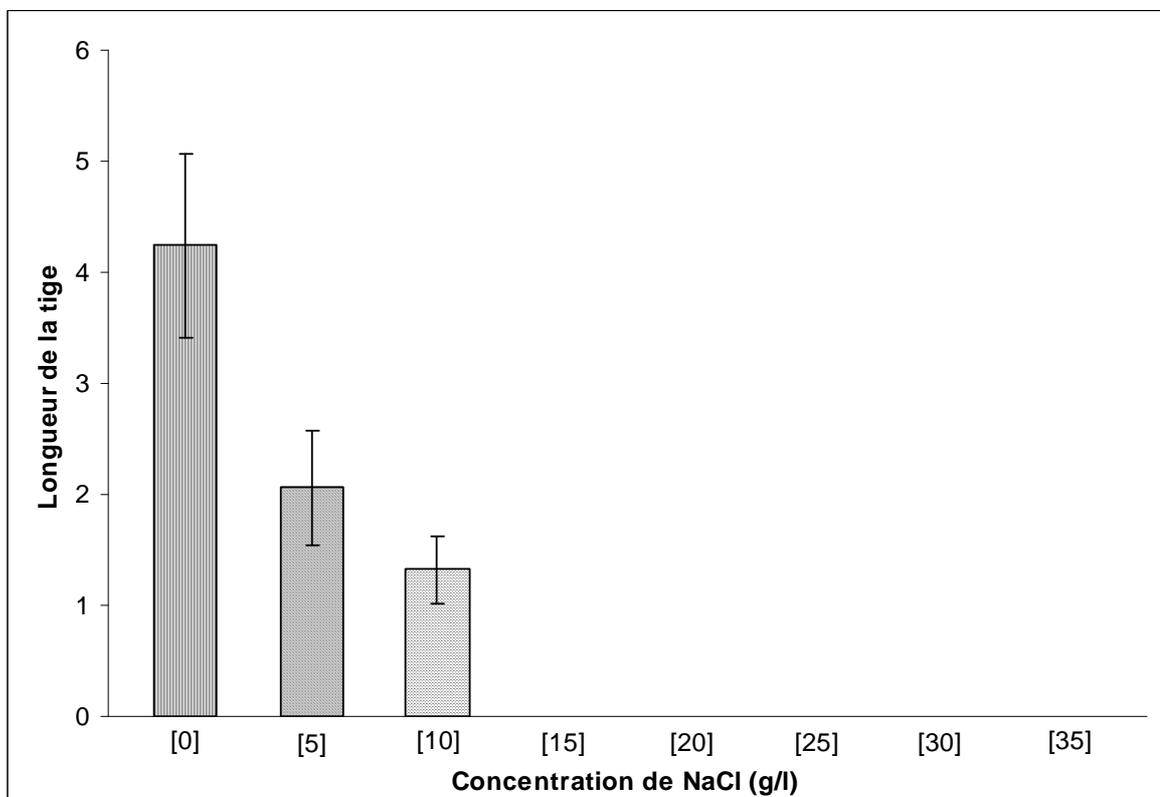


Figure 5.5 : Effet du NaCl sur la longueur de la tige des vitroplants.

L'analyse de la variance pour la hauteur des tiges montre une différence significative entre les traitements salins, on remarque que la croissance caulinaire diminue en passant du traitement témoin (T1) au traitement (T3). (Annexe 1).

En observant les moyennes de la hauteur des tiges, nous remarquons que l'effet traitement est très défavorable sur la croissance en hauteur des plants au cours des deux mois d'essai. Les valeurs minimales sont enregistrées au niveau du traitement T3 (10g/l) avec une hauteur moyenne de 1,32cm. Le traitement T2 (5g/l) manifeste une croissance plus élevée pour une hauteur de 2,06cm. La croissance maximale est enregistrée au niveau du traitement témoin T1 (0g/l).

Le test de Newman et Keuls à 5% fait ressortir 4 groupes, où les valeurs maximales du traitement T1 (0g/l) sont affectées au groupe A, le traitement T2 (5g/l) se classe dans le groupe B avec un taux de diminution de 51%. Toutefois le traitement T3 (10g/l) où la croissance a été fortement réduite est affecté au groupe C pour un taux de diminution de 69%, les traitements T4, T5, T6, T7, T8, sont en dernier groupe le groupe D avec des valeurs nulles.

Tableau 5.3 : Moyennes et groupes homogènes pour la variable longueur de la tige.

	MOYENNE	GROUPES HOMOGENES
T1	4.24	A
T2	2.06	B
T3	1.32	C
T4	0.00	D
T5	0.00	D
T6	0.00	D
T7	0.00	D
T8	0.00	D

### 5-3-2-Discussions

L'effet le plus commun des stress abiotiques sur la physiologie des plantes est ainsi la réduction de la croissance [102].

L'effet de la salinité sur les végétaux se situe principalement au niveau de la croissance cellulaire et se traduit par une réduction des dimensions de la plantes [103]

La réduction de la croissance est une capacité adaptative nécessaire à la survie d'une plante exposée à un stress abiotique [104].

L'effet dépressif de la salinité sur la croissance des plantes peut avoir deux causes principales, non exclusives: les difficultés d'alimentation en eau et en nutriments et la toxicité des ions accumulés en excès dans la plante [105]

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

La réduction de croissance résulte de la dépense de ressources dans les stratégies d'adaptation

#### 5-4- L'effet du stress salin sur le nombre de feuilles

##### 5-4-1-Résultats

Les résultats relatifs au nombre de feuilles des plants d'armoise blanche sous stress salin est représenté dans le tableau 5.4 et illustré par la figure 5.4

Nous constatons qu'il y a un effet remarquable de la salinité sur le nombre de feuilles par plant pour les différents traitements

Il est observé que le traitement T1 (témoin) représente le nombre des feuilles le plus élevé à celui des traitements T2 et T3, les plants du traitement T3 produisent le nombre des feuilles le plus faible.

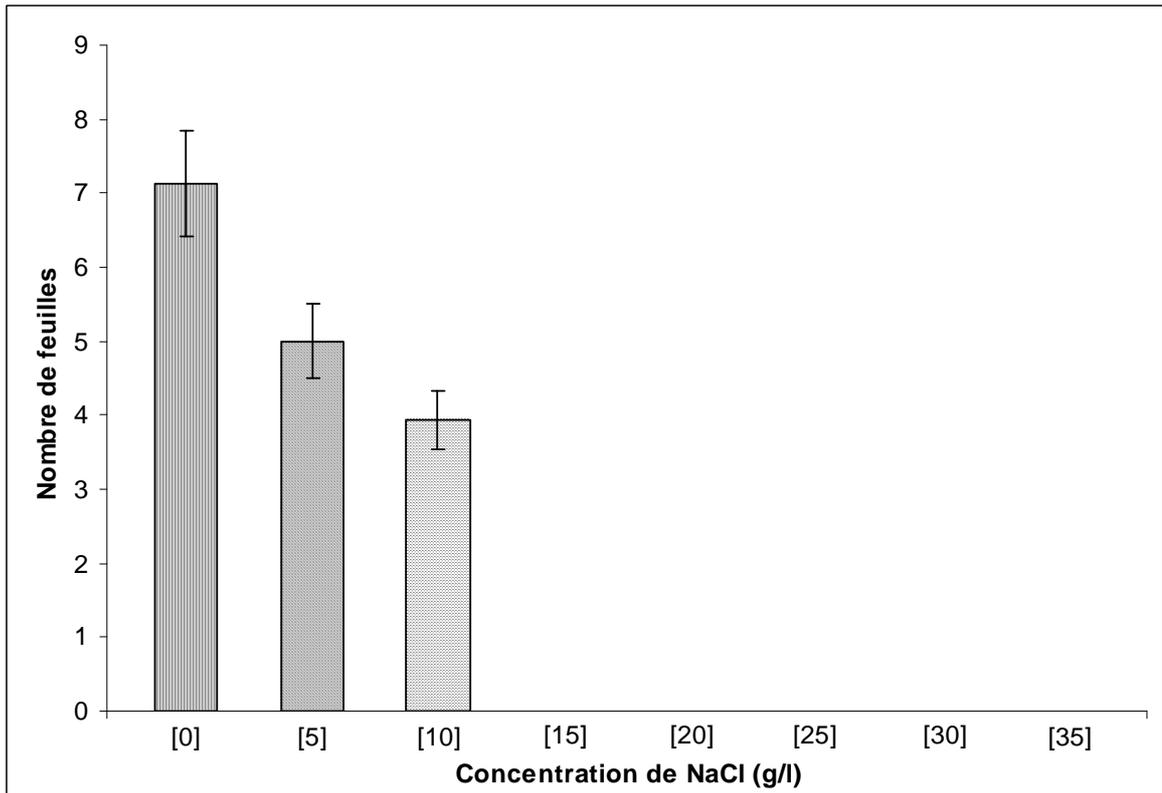


Figure 5.6 : Effet du NaCl sur le nombre de feuille des vitroplants

En observant le tableau l'analyse de la variance (Annexe 1), nous constatons une différence significative du facteur salinité sur le paramètre nombre de feuilles par plants.

On remarque d'après les moyennes que le nombre de feuilles chez le traitement T3 est faible avec une valeur moyenne de 4 feuilles par plant, les plantes issues du traitement T2 présentent un feuillage légèrement élevé avec un nombre de feuilles en moyenne de 5 feuilles par plant. Le nombre de feuilles le plus élevé est enregistré au niveau du traitement témoin T1.

Ces résultats sont vérifiés par le biais du test de Newman et Keuls au seuil de 5% faisons ressortit 4 groupes distincts, où on note que le nombre de feuilles le plus élevé est relevé au niveau du traitement témoin T1(0g/l) qui se classe en groupe A , en suite viennent les jeunes plantes du traitement T2 (5g/l) ayant un nombre de feuilles moins important dans le groupe B. les plantes du traitement T3 (15g/l)qui possèdent le plus faible nombre de feuilles se classent

dans le groupe C, les traitements T4, T5, T6, T7, T8 se trouvent dans le dernier groupe avec des valeurs nulles, groupe D.

Tableau 5.4 : Moyennes et groupes homogènes pour la variable nombre de feuilles

	MOYENNE	GROUPES HOMOGENES
T1	7.14	A
T2	5.00	B
T3	3.93	C
T4	0.00	D
T5	0.00	D
T6	0.00	D
T7	0.00	D
T8	0.00	D

#### 5 4-2- Discussions

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 [106]

Parmi les manifestations morphologiques des plantes au stress salin citons:

- Une faible ramification des tiges et des racines constatés chez la tomate [107]
- Une réduction du nombre de feuilles et de la surface foliaire chez le haricot [108]

La diminution du nombre de paires de feuilles chez le haricot en condition de salinité, est causée par les dommages importants au niveau des structures microscopiques des chloroplastes et d'autres organites cellulaires [109]

Gouny et Cornillon [110], expliquent l'effet du sel sur les plants, par une dégradation des conditions internes s'introduisant par un arrêt de la croissance et des accidents végétatifs variés

Le stress salin provoque une réduction de nombre de feuilles émises et une diminution de la durée de la phase productive des plantes chez le cocotier [111]

Munns [112], considère que l'assimilation du carbone par les plantes serait affectée par la salinité à cause de la réduction de l'indice foliaire plutôt que du taux de photosynthèse

Le nombre réduit des feuilles en présence de la contrainte saline confirment les résultats de Satti et al. [113], ou l'émission d'un nombre réduit de feuilles est l'une des réponses des plantes sensibles en milieu salin.

#### 5-5- L'effet du stress salin sur la teneur en proline des feuilles

##### 5-5-1- Résultats

La teneur en proline foliaire est mesurés après 2 mois de culture, les résultats sont exposés dans le tableau 5.5 et illustrés dans la figure 5.5

Nous constatons que les plantes expriment une aptitude à synthétiser de la proline quel que soit le traitement à la salinité, sa teneur varie selon la salinité du milieu.

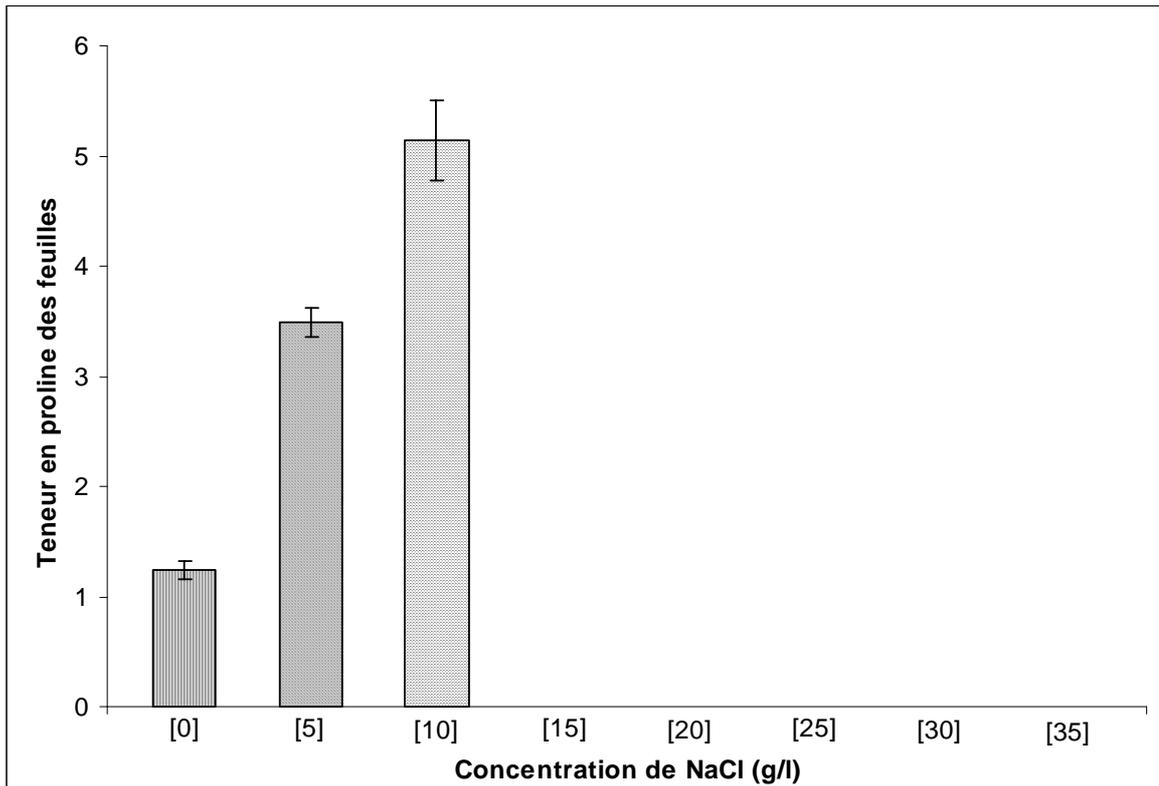


Figure 5.7 : Effet du NaCl sur la teneur en proline des feuilles des vitroplants.

L'analyse de la variance (Annexe 2), pour la teneur en proline des feuilles, révèle une différence significative du facteur stress sur la teneur des feuilles en proline.

Le sel affecte sensiblement l'accumulation de la proline dans les feuilles.

Les niveaux de stress salin appliqués ont induit une augmentation notable des teneurs en proline dans les feuilles des plantes traitées. En effet plus le niveau de la contrainte saline appliquée augmente, plus les teneurs en proline deviennent plus marquées.

On constate que les teneurs les plus élevées sont enregistrées chez le traitement T3 (10 g/l) avec une moyenne de 5,14µg/mg de MF, des valeurs moyennes sont relevées chez les plantes évoluant sur le milieu 5g/l de NaCl (T2), les plus faibles valeurs sont enregistrées au niveau des plantes non contraintes T1 (0g/l) pour une teneur moyenne de 1,24 µg/mg de MF.

La comparaison des moyennes réalisée par le test de Newman-Keuls à 5%, nous dégage 4 groupes distincts, l'affectation du traitement T3 (10g/l) au premier groupe (groupe A), le traitement T2 (5g/l) se trouve dans le groupe B, le traitement T1 (0g/l) enregistrant les plus faibles teneurs dans le groupe C. On trouve les traitements T4, T5, T6, T7, T8 dans le dernier groupe (groupe D).

Tableau 5.5 : Moyennes et groupes homogènes pour la variable teneur en proline des feuilles

	MOYENNE	GROUPES HOMOGENES
T3	5.14	A
T2	3.49	B
T1	1.24	C
T7	0.00	D
T8	0.00	D
T6	0.00	D
T4	0.00	D
T5	0.00	D

#### 5-5-2-Discussions

L'augmentation de la concentration des acides aminés, en particulier la proline a été observée chez plusieurs espèces de plantes soumises à un stress salin [114]

Ashraf et Foolad [115] notent qu'il y a une forte corrélation entre la tolérance à la salinité et l'accumulation de proline des plantes soumises à un stress salin, cependant cette règle n'est pas applicable pour toutes les espèces.

Lone et al [116], notent que l'application exogène de la proline en condition saline induit une diminution de l'accumulation de Na<sup>+</sup> et Cl<sup>-</sup> au niveau de la tige, et une amélioration dans la croissance des plantes chez l'orge.

Ahmed et al [117] mentionnent que chez *Agrostis stolonifera* l'écotype tolérant accumule plus de proline en réponse à la salinité que l'écotype sensible. Alors que le comportement du riz à l'accumulation de proline est contradictoire par

une forte concentration en proline des feuilles des cultivars sensible à celui des cultivars résistant [118].

Cette augmentation induit le maintien d'une pression osmotique interne élevée [119]

En effet la proline semble jouer un rôle important dans la réponse des plantes à la salinité.

La proline peut intervenir en régulant par l'augmentation de sa concentration la pression osmotique interne, mais aussi en inhibant les mécanismes d'auxésis, elle constitue un stock d'azote utilisable par la plante à la période de stress [120]

Le rôle de l'accumulation de la proline reste encore mal connu : s'agit il d'un simple symptôme de souffrance [121] ou d'un véritable mécanisme de tolérance [122]

## 5-6-L'effet du stress salin sur la teneur en chlorophylle des feuilles

### 5-6-1- Résultats

Le dosage de la chlorophylle a été réalisé sur les feuilles des vitroplants issues de chaque traitement. Les résultats sont exposés dans le tableau 5.6 et illustrés par la figure 5.6

D'une manière générale les plantes soumises à une contrainte saline présentent un taux de chlorophylle plus bas par rapport aux plantes non stressées.

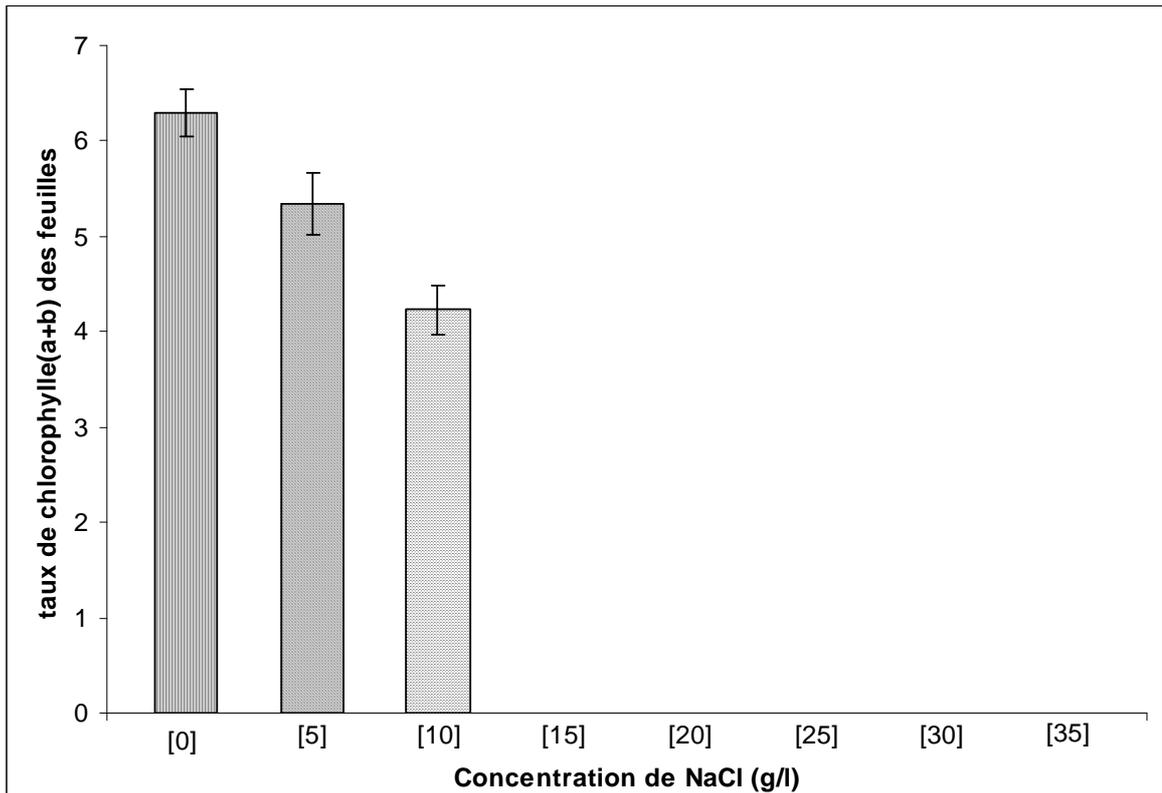


Figure 5.8 : Effet du NaCl sur la teneur en chlorophylle des feuilles des vitroplants

L'analyse de variance montre une différence significative du facteur stress sur le taux de chlorophylle des feuilles (Annexe 2).

La quantité de chlorophylle produite diminue au fur et à mesure que le traitement devient sévère.

Selon les moyennes du tableau 5.6, nous constatons que les plantes du traitement T3 (10g/l) présentent le taux le plus faible en chlorophylle par rapport aux plantes témoin, elle appartient au groupe C, tandis que le traitement T2 se retrouve en position intermédiaire (groupe B).

Les plantes témoins présentent la teneur en chlorophylle la plus élevée, elle se classe dans le groupe A. Les autres traitements T4, T5, T6, T7, T8 appartient au dernier groupe (Groupe D).

On remarque que la diminution du taux de chlorophylle est 15% pour le traitement T2, est de 33% pour le traitement T3 on les comparons au témoin.

Tableau 5.6 : Moyennes et groupes homogènes pour la variable teneur en chlorophylle des feuilles

	MOYENNE	GROUPES HOMOGENES
T1	6.29	A
T2	5.34	B
T3	4.23	C
T4	0.00	D
T5	0.00	D
T6	0.00	D
T7	0.00	D
T8	0.00	D

#### 5-6-2- Discussions

Les niveaux de stress salin appliqués ont induit une baisse de la teneur en chlorophylle des feuilles des vitroplants d'armoise blanche. Un comportement semblable a été observé chez un nombre de plantes : la framboise [123], le tournesol [124], et chez une halophyte *Plantago coronopus* L [125].

La diminution de l'activité photosynthétique chez des plantes sous stress salin est citée par plusieurs auteurs comme étant l'une des causes majeures de la réduction de la croissance et de la productivité végétale [126], [127]

Bethke et Drew [128] notent que la baisse de la teneur en chlorophylle des plantes en condition de salinité serait la conséquence de la réduction de l'ouverture des stomates, visant à limiter les pertes en eau par évaporation et par la même l'augmentation de la résistance à l'entrée du  $\text{CO}_2$  atmosphérique nécessaire à la photosynthèse.

La baisse de la teneur en chlorophylle durant la période de stress serait la conséquence de l'effet dépressif des sels sur l'absorption de certains éléments indispensables tel que Fe et Mg qui sont impliqués dans la synthèse de la chlorophylle [129].

Feierabend et al [130], rapportent que le  $\text{Cl}^-$  à des concentrations élevées peut causer un blocage dans le transport d'électrons dans le photosystème II.

En effet, le sel peut exercer un effet inhibiteur sur les divers processus biochimiques impliqués dans la photosynthèse, de même qu'il peut induire une fermeture des stomates limitant ainsi la concentration interne en CO<sub>2</sub> [131]

L'action de la salinité sur la photosynthèse est attribuée à la diminution de l'efficacité de l'activité chlorophyllienne, peut être due aux dégâts au niveau de l'appareil photosynthétique plutôt qu'à des facteurs liés à la fermeture des stomates. [132]

### 5-7- l'effet du stress salin sur la teneur en sucres des feuilles

#### 5-7-1- Résultats

Les résultats de la teneur en sucres totaux des feuilles sous l'effet de NaCl sont exprimés dans le tableau 5.7 et illustré par la figure 5.7

Les plantes contraintes présentent une moyenne en sucres totaux supérieurs aux autres traitements

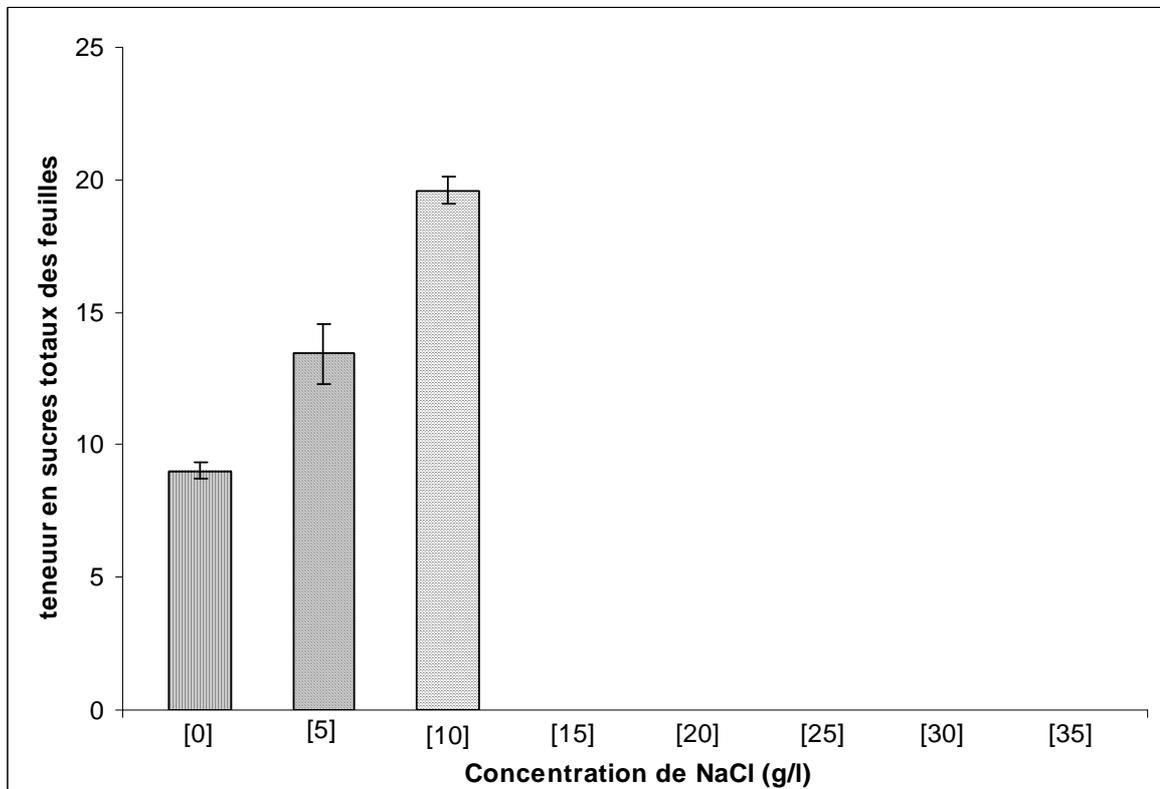


Figure 5.9 : Effet du NaCl sur la teneur en sucres totaux des feuilles des vitroplants.

L'analyse de la variance (Annexe 2). nous montre qu'il existe une différence significative entre les traitements pour la teneur en sucres totaux.

La contrainte saline dans sa globalité a induit une augmentation des teneurs en sucres solubles, sur les vitroplants stressés. En effet, au fur et à mesure que le stress salin devient sévère, les jeunes plantes enregistrent des teneurs en sucres élevées. De ce fait les teneurs les plus élevées sont enregistrées pour le traitement T3 (10g/l), avec une teneur en moyenne de 19,60  $\mu\text{g}/\text{mg}$  de MF. Par contre la plus faible est relevée pour le traitement témoin T1 (0g/l) avec une teneur estimée à 9,0  $\mu\text{g}/\text{mg}$  de MF des valeurs moyennes sont relevées pour les jeunes plantes évoluant sur le traitement T2 (5g/l) pour une valeur de 13,44  $\mu\text{g}/\text{mg}$  de MF.

Les comparaisons de moyennes réalisées par le biais du test Newman-Keuls au seuil de 5%, nous isolent 4 groupes distincts affectés respectivement au groupe A pour le traitement T3 enregistrant des maximales, suivi par le traitement T2 en groupe B. le traitement témoin T1 est affecté au groupe C enregistrant la valeur la plus faible, les traitements T4 T5 T6 T7 T8 se placent en dernière position dans le groupe D.

Tableau 5.7: Moyennes et groupes homogènes pour la variable teneur en sucres des feuilles

	MOYENNE	GROUPES HOMOGENES
T3	19.60	A
T2	13.44	B
T1	9.01	C
T7	0.00	D
T8	0.00	D
T6	0.00	D
T4	0.00	D
T5	0.00	D

### 5-7-2-Discussions :

Depuis longtemps, il est connu que le taux des sucres augmente considérablement chez les plantes soumises aux différents types de stress [133]. en effet cela a été vérifié pour le stress salin chez le celeri [134], l'orge [135], chez *Zygophyllum album* [136]

Les variétés présumées plus tolérantes sembleraient accumuler des quantités plus élevées que les variétés sensibles.

Ashraf et Tufail [137], ont déterminés la quantité totales des sucres solubles chez cinq variétés de tournesol, leur résultats montrent que les lignés résistantes accumulent plus de sucres que les lignés sensible

Ainsi que des résultats analogues ont été obtenus chez le tabac [138].

Les sucres solubles contribuent jusqu'à 50% de l'ajustement osmotique chez les glycophytes en conditions salines [139].

Les sucres solubles accumulés sous stress sont considérés comme des osmorégulateurs et des osmoprotecteurs [140].

Plusieurs fonctions de protection ont été identifiées, parmi lesquelles la stabilisation des membranes et des protéines en cas de déshydratations, limiter l'agrégation des protéines dénaturées.

L'accumulation des sucres solubles en réponse à la salinité se fait en dépit de la diminution de la fixation de CO<sub>2</sub> des feuilles [141]

Lors d'un stress les réserves amylacées sont progressivement utilisées suit à leur conversion rapide en saccharose, qui pourrait être associé à une inhibition de la synthèse de l'amidon [142].

## 5-8- L'effet du stress salin sur la perméabilité membranaire

### 5-8-1- Résultats

La perméabilité membranaire est mesurée sur les feuilles de chaque traitement, elle est exprimée en pourcentage de fuite d'électrolyte, les résultats sont exposés dans le tableau 5.8 et illustrés par la figure 5.8

On note que la salinité induit une forte variation dans la perméabilité membranaire des feuilles en fonction de la concentration saline.

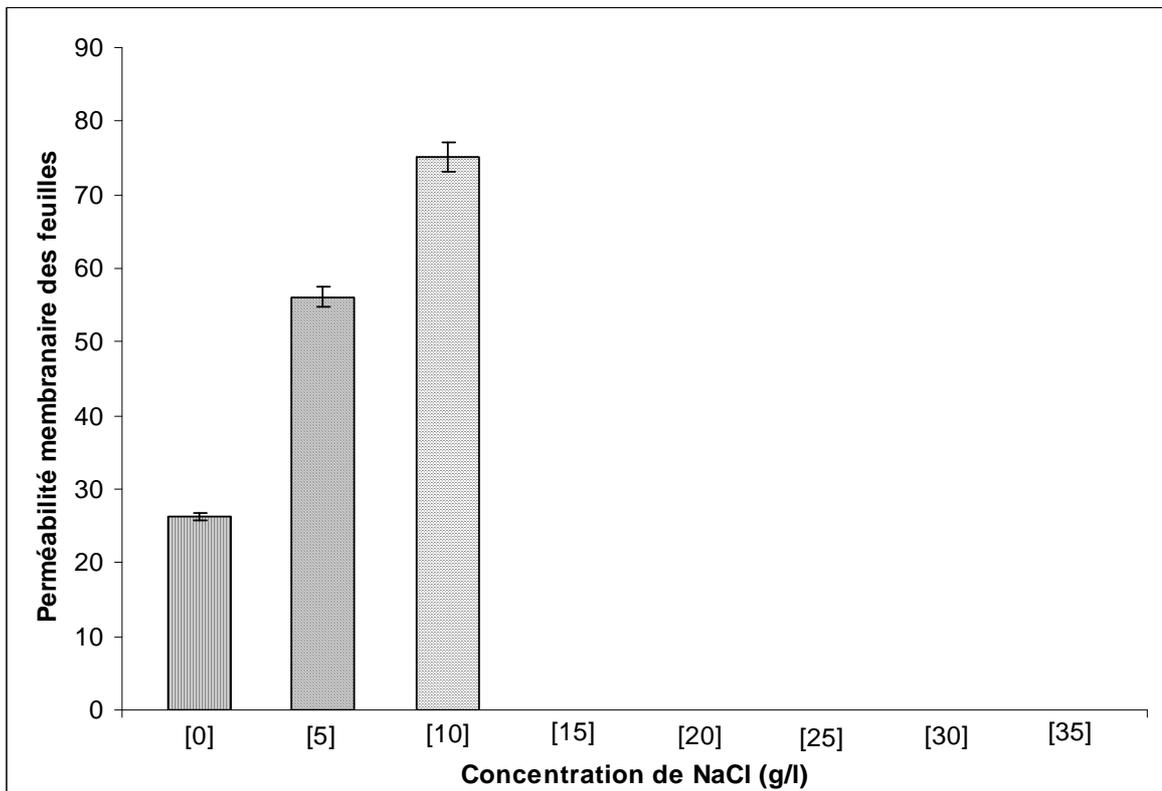


Figure 5.10 : Effet du NaCl sur la perméabilité membranaire des feuilles des vitroplants.

L'analyse de variance révèle une différence significative du facteur salinité sur la perméabilité membranaire des feuilles des vitroplants d'*Artémisia herba alba* (Annexe 2)

Le pourcentage de fuite en électrolyte des feuilles augmente au fur et à mesure que le stress salin s'accroît, en effet le pourcentage le plus élevé est enregistré chez les plantes du traitement T3 (10g/l) avec une valeur de 75,16%, contrairement aux vitroplants du traitement T1 (0g/l) où on note des

valeurs faible de l'ordre de 26,32% cependant les plantes évoluant sur le traitement T2 (5g/l) présentent des valeurs intermédiaire et qui est estimée a une moyenne de 56,14%. Les traitements T4, T5, T6, T7, T8 représentent des valeurs nulles

Ces résultats trouvent leur confirmation dans le test de Newman et Keuls à 5%, en isolant 4 groupes distincts, où effectivement les valeurs de la perméabilité membranaire les plus élevées sont enregistrées au niveau du traitement T3, qui ont été affectés au groupe A. on position intermédiaire les valeurs du traitement T2 qui se classent dans le groupe B, en suite viennent les valeurs du traitement témoin T1 affectés au groupe C, on trouve les traitements T4, T5, T6, T7, T8, en dernier groupe ; le groupe D.

Tableau 5.8: Moyennes et groupes homogènes pour la variable perméabilité membranaire des feuilles.

	MOYENNE	GROUPES HOMOGENES
T3	75.16	A
T2	56.14	B
T1	26.32	C
T7	0.00	D
T8	0.00	D
T6	0.00	D
T4	0.00	D
T5	0.00	D

#### 5-8-2-Discussions :

Les fortes variations de la perméabilité membranaire des feuilles constatées chez les vitroplants d'armoise blanche s'expliquent par une fuite importante d'électrolytes, traduisent une rupture probable de la structure normale des membranes cellulaires qui peut entraîner le déplacement des protéines membranaires contribuant ainsi à une perte de sélectivité des membranes, un accroissement dans la cellule de la concentration en électrolytes.

En conditions de stress salin, les lipides membranaires, voient leurs teneurs diminuent et leur composition est altérée [143]

Shi et Yin [144], rapportent que le stress salin augmente la fuite en électrolytes des cellules en raison de la perte de la sélectivité membranaire.

La perméabilité sélective des cellules des racines chez le sorgho change significativement durant le stress salin par un rapport d'absorption de  $K^+/Na^+$  de 3,5 chez le témoin pour diminuer à 1,5 chez les plantes sous stress [145]

Mansour et Salama [146], notent que chez les espèces sensibles la perméabilité membranaire est modifiée d'une façon remarquable alors que chez les espèces tolérantes ces modifications sont minimales. La modification de la perméabilité membranaire en réponse à la salinité est due à une altération de la fraction lipidique des membranes [147].

Kuiper [148] note qu'il y a une forte corrélation entre la teneur en stérols libres des membranes plasmiques et la tolérance à la salinité, car ces stérols jouent un rôle clé dans l'exclusion des ions, sur la fluidité des membranes et leur perméabilité

L'effet commun de la salinité sur les espèces sensibles et les espèces tolérantes c'est l'augmentation du degré de saturation des acides gras et la diminution de la fluidité des membranes [149].

## Conclusion

Ce travail met en évidence, l'influence du facteur salinité sur les paramètres morpho physiologiques des vitroplants d'Artémisia herba alba. Asso dans le but de :

- 1- déterminer la limite de tolérance de cette espèce à la salinité
- 2- de dégager d'éventuels critères morphologiques et physiologiques lié a la tolérance au contrainte saline.

Pour la germination des graines d'Artémisia herba alba Asso sous l'effet de la salinité, on a obtenu un taux de germination de élevés chez les gaines non contraintes (témoin), ces taux sont beaucoup plus faible chez les traitements les plus sévères T2 (5g/l) et T3 (10g/l) ; puis elle s'annule à partir du traitement T4 (15g/l).

Pour l'ensemble des résultats concernant les paramètres morphologiques et physiologiques, l'effet de niveau du stress salin été significative pour toutes les variables analysées.

Nos résultats montrent que le meilleur résultat obtenu pour la croissance caulinaire et le nombre de feuilles est noté chez les vitroplants évoluant sur le traitement témoin. Par contre l'application d'un stress salin sévère à partir de 5g/l de NaC induit chez cette espèce une réduction de la longueur de la tige et sur le nombre de feuilles, pour la croissance radiculaire celle-ci a montré un comportement par une nette amélioration de la longueur de la racine chez les vitroplants du traitement 5g/l de NaCl et une légère différence entre les vitroplants non contraintes et celle du traitement 10g/l De NaCl. Ceci peut être expliqué comme étant un critère de résistance a la sécheresse physiologique causé par le sel, car une racine plus profonde permettrait une meilleur utilisation de l'eau qui devient plus accessible a la plante.

Concernant les variations notées sur les paramètres physiologiques, on a enregistré chez les plantes subissent une salinité de 5g/l et 10g/l de NaCl, une

aptitude à l'osmorégulation active des solutés ; avec une augmentation des sucres solubles des feuilles notamment chez les traitements les plus sévère, celle-ci peut être attribuée à une dégradation des réserves amylacées ou peut être à une inhibition de la synthèse de l'amidon.

L'accumulation de la proline dans les conditions de salinité chez les vitroplants de *Artémisia herba alba* Asso à été remarquablement manifesté, car il existe une forte corrélation entre l'accumulation de proline et la résistance a la salinité chez certaines espèces

Quant à la teneur en chlorophylle des feuilles, nous avons noté une diminution qui devient de plus en plus importante pour des niveaux de stress sévère contrairement aux plantes non contraintes qui représente le taux de chlorophylle le plus élevé.

En effet, pour la perméabilité membranaire nous avons remarqué que les vitroplants subissant une forte salinité manifeste une fuite en électrolyte importante ceci serait due a des changements morphologiques et de transports des ions (perte de sélectivité) à travers la membrane plasmique durant le stress.

Selon Heller et al [150], aux alentours de 3g/l de sel, les plantes dites sensibles voient leurs rendements diminués de près de 20% .ces auteurs considèrent que les plantes sont assez résistantes lorsqu'elles tolèrent 3à5g/l et résistantes jusqu'à 10g/l de sel

En fin, nous avons constaté que l'armoise blanche (*Artémisia herba alba* .Asso) manifeste des traits d'adaptation morpho-physiologiques en condition de salinité avec un bon comportement en conditions de stress salin

Dans le cadre d'un travail future il est souhaitable :

- d'expérimenter la technique in vitro pour une amélioration de la capacité de tolérance de l'armoise en blanche aux sels, tel que l'embryogénèse somatique a partir des cals obtenus sur des milieux salin au delà de 10g/l suivie d'une micro propagation des individus obtenus

- de travailler sur une collection plus importante d'écotype d'*Artémisia herba alba* Asso afin de sélectionner le meilleurs écotype on se basant sur les fines analyses des réponses morphologiques, physiologiques et biochimiques a la salinité.

## REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. Nabli M.A., 1989 -Essai de synthèse sur la végétation et la phyto-écologie tunisienne. Programme flore et végétations tunisiennes, volume 4 A 6.193 p
2. Judd WS., Campbell C.S., Kellogg E.A., Stevens P., 2002 -Botanique systématique une perspective phylogénétique.Ed. De boeck université 398-400pp
3. Erhardi A.,1997 -35000 plantes. Ed. Evgen Ulmer.pp217-233
4. Guenin A., 1988 -La botanique appliquée à l'horticulture.Ed. lavoisier.3<sup>ème</sup> édition.pp207-229
5. Le Houerou HN ., 1969- La végétation de la tunisie stéppique. Ann.Inst.Nati. Rech.Agronom. (INRA).Tunisie. 42(5). 624p
6. Aidoud A ., 1984- Contribution à l'étude des écosystèmes steppiques du Sud Oranais. Thèse 3eme cycle, USTHB, Alger, 255p
7. Arrachi Y.,1991- Caractérisation des sols et étude de la phytomasse des pâturages stéppiques application aux stations expérimentales de Djelfa. Mémoire d'ing.USTB.Blida. 80p
8. Ozenda P., 1983- Flore de Sahara. Ed. Centre national de recherche scientifique.2<sup>ème</sup> édition.Paris. 662p
9. Gaston B., 1990- La grande Flore de Gaston Bonnier.France,Suisse,Belgique et pays voisins.Ed.Belin Paris,volume 3. pp 539.
10. Ozenda P., 2000- Les végétaux .Organisation et diversité biologique.Ed.Dunod 2<sup>ème</sup> édition.Paris. pp 434-437.
11. Ozenda P., 1977- Flore du Sahara. Ed. Centre national de la recherche scientifique.Paris. 622 p
12. Boukli-hacene., 2002- Gestion des nappes Alfatières.Ed.Office des publications universitaires. 60p
13. Maire R.,1933- Etudes sur la flore et la végétation du Sahara central. Ed la typ.lytho.mémoires de la société d'histoire naturelle de l'Afrique du nord . 3.Mission du Hoggar II. 310p
14. Le Houerou HN .,1969- La végétation de la tunisie stéppique. Ann.Inst.Nati. Rech.Agronom. (INRA).Tunisie. 42(5). 624p

15. Aidoud A.,1988- Les écosystèmes à armoise blanche(*Artemisia herba-alba* Asso). I: caractères généraux. *Biocénoses*. 3 :1-15
16. Pouget M.,1980- Les relations sol-végétation dans les steppes sud-algéroise Trav.Doc.ORSTOM
17. Ourcival JM.,1992- Réponse de deux chamaephytes de la Tunisie présaharienne à différentes contraintes et perturbations. Thèse Doc. USTL, Montpellier.167 p.
18. Oppnheimer HR.,1961-L'adaptation à la sécheresse: le xérophytisme. In : Echange hydrique des plantes en milieux arides.pp.115-153. UNESCO.Paris.
19. Pourrat Y.,1974- Propriétés écophysologiques associées à l'adaptation d'*Artémisia herba alba* Asso. Plante désertique d'intérêt pastorale au milieu désertique.Thèse.Doc. 3<sup>ème</sup>cycle.Univ.ParisVI.135p
20. Le Floch E.,1989- Biologie et écologie des principaux taxons in " Essai de synthèse sur la végétation et la phyto-écologie tunisienne: I. Eléments de botanique et de phyto-écologie. 193 p
21. Floret CH.,Pontannier R.,1982- L'aridité en Tunisie présaharienne.Climat, Sol,Végétation et aménagement.Trav.Doc.ORSTOM. 544p
22. Girre L., 2006- Les plantes et les médicaments. L'origine végétale de nos médicaments. Ed.Nathalie Rachline. pp118-119
23. El-kazradj SM., Al-shamaony LA., Twajj HA ., 1993- Hypoglycaemic effect of *Artemisia herba alba*. I. effect of different parts and influence of solvent on hypoglycaemic activity.Journal Ethnopharmacology. 40.163-166
24. Boukef MK, 1986- Les plantes dans la médecine traditionnelle tunisienne.Ed. Agence de cooperation culturelle et technique. pp.94-96
25. Eberhard T., Anton R., Lobstein A., 2005- Plantes aromatiques Epices, aromates, condiments et huiles essentielles. Ed. tec & doc. pp.121-125.
26. Regnault-roger C.,Bernard Philogene JR.,Charles V.,2002 - Biopesticides d'origine végétales.Ed. tec & doc.Paris. pp67-75.
27. Yashephe J.,Feuerstein I.,Barel S.,Segal R.,1979- Antibacterial activity of *Artémisia herba alba*. J.Pharm.Sci.Jul; 68(7): 924-929.
28. Benjlali B.,Sarris J.,Richard H.,1984- Science des aliments.Ed.Riv-Ital. pp 515-527.
29. Aidoud A.,1989- Les écosystèmes à armoise blanche (*Artemisia herba-alba* Asso).II: Phytomasse et productivité primaire. *Biocénoses*. 4 :70-90.

30. Nedjraoui D.,1981- Teneurs en éléments biogènes et valeurs énergétiques dans trois principaux faciès de végétation dans les Hautes Plaines steppique de la wilaya de Saida. Thèse .Doct. 3<sup>ème</sup> cycle.USTHB.Alger.156p
31. jebaili S.,1987-Rapport phytoécologiques et pastoraux de la wilaya de Djelfa.Unit.rech.ressou.Bioterrest.159p
32. Epstein E.,1985-Salt tolerant crops: origins, development and prospects of the concept.Plant Soil .89:187–198.
33. FAO – Food and Agriculture Organization of the United Nations, 2006. Extent and Causes of Salt-affected Soils in Participating Countries.
34. Stengel P., Gelin S., 1998- Sol interface fragile.Ed.INRA.Paris. pp109-127.
35. Robert M.,1996- Le sol interface dans l'environnement ressource pour le développement.Ed.Msson.Paris. pp96-101.
36. Szablocs I.,1994- Prospects of soil salinity for the 21<sup>st</sup> century.15<sup>th</sup> World Congress of Soil Science, Acapolo(Mexique),July 1994.Volume 1:Inaugural state of the art conferences. pp123-141.
37. Aubert G.,1983- Les sols sodiques en Afrique du Nord. Trav.Doc. ORSTOM. pp185-196.
38. Duchaufour Ph.,1983- Pédologie.Pédogénèse et classification.ed.Masson. pp468-481.
39. Clavet R.,2003- Le sol,propriétés et fonctions.Phénomènes physiques et chimiques, Applications agronomiques et environnementales. Tome2.Ed.France agricole. pp 287-291.
- 40, Donahue L.,1958- Nature des sols et croissance végétale. Ed.Intercontinental Inc.NewYor. pp281-286.
41. Chaussod R.,Nicolardo B.,Gatroux G.,1986- Mesure en routine de la biomasse microbienne des sols par la méthode de fumigation au chloroforme.Sci.Soil. 2 : 201-211
42. Dommergue Y.,1962- Contribution à l'étude de la dynamique de simulation application aux sols salés du Tchad.Sci.Soil. 46.177p
43. Mallouhi N., Jacquin f.,1986- Influence des ions sodium sur les mécanismes d'humification.Sci.Soil. 26 : 215-222
44. Levitt J.,1980- Responses of Plants to Environmental Stresses, Water, Radiation, Salt and Other Stresses, second ed., vol. II.Academic Press.New York.
45. Erik T.N., Orcutt D.M., 1996- Physiology of plants under stress abiotic factors. Ed.John Wiley and Sons,Inc.689p.

46. Bray E.A., Bailey-Serres J., Weretilnyk E., 2000- Responses to abiotic stresses. In: Buchana, B.B., Gruissem, W., Jones, R.L. (Eds.), *Biochemistry and Molecular Biology of Plants*. ASPP. Rockville. pp1158–1203.
47. Adam P., Thomas J.C., Vernon D.M., Bohnert H.J., Jensen R.G., 1992- distinct cellular and organic responses to salt stress. *Plant Cell Physiol.* 33(8):1215-1223.
48. Blits K.C., Callagher J.L., 1990- Salinity tolerance of *Kosteletz kya virginica*. II. root growth, lipid content ion and water relation. *Plant. Cell. and. environment.* 9: 727-733
49. Rao P., Agarwal K., 1984- Diurnal variation in leaf water potential stomatal conductance, and irradiance of winter crop under different moisture levels. *Biol. plantarum* .26:1-4
50. Munns R., Termaat A., 1986- Whole-plant responses to salinity, *Aust. J. Plant. Physiol.* 3:143–160.
51. Munns R., Schachtman D.P., Condon A.G., 1995- The significance of a two-phase growth response to salinity in wheat and barley, *Aust. J. Plant Physiol.* (22) :561–569
52. Cramer G.R., Alberico G.J., Schmidt C., 1994- Leaf expansion limits dry matter accumulation of salt-stressed maize, *Aust. J. Plant Physiol.* (21): 663–674.
53. Mass E.V., 1986- Salt tolerance of plants, *Appl. Agric. Res.* 1. 12–26.
54. Epstein E., Norlyn J.D., Ruch D.W., Kinsbury R.W., Cunningham A.F., Wrona A.F., 1980- Saline culture of crops: a genetic approach, *Science* (2310) 399–404.
55. Munns, R., 2002. Comparative physiology of salt and water stress. *Plant Cell Environ.* 25 : 239–250.
56. Levigneron A., Lopez F., Vaswy G., Berthomieu P., Foureroy P., Cassdelbart F., 1995- Les plantes face au stress salin. *Cahier d'agriculture.* 4. pp263-273.
57. Immamulhaq S.M., Larher F., 1984- Effect of maintaining a content Na;Ca ratio on the growth, ion balance and organic solute status of NaCl treated cowpea (*Vigna sinensis*.L). *Z. Planz. Phy.* (113). 163-176
58. Strogonov B.P., 1964- Physiological basis of salt tolerance of plants (as affected by various types of salinity), *Israel program for scientific translation*, Jerusalem, 1964, 279 p.

59. Sing N.K; Larosa P.C., Nelson D., Iraki N., Caprita N.C., Hasegawa P.M., Bressan R.A., 1989- Reduced growth rate and change in cell-wall protein of plant cell adapted to NaCl, in: J. Cherry (Ed.), Biochemical and physiological mechanism associated with environmental stress tolerance in plant, Springer Verlag, Berlin
60. Bressan R.A., Singh N.K., Handa A.K., Konowicz A., Hasegawa P.M.,1985- Stable and unstable tolerance to NaCl in cultured tobacco cells, in: M. Freeling (Ed.), UCLA Symposium on plant genetics, A.R.Liss.New York, pp.755–779.
61. Binet P.,1982- Production primaire et accumulation des bio-éléments au niveau d'une population pure d'*Atriplex hastata* L. des rives de l'estuaire de la seine, Oecol.Plant .317 :219–230
62. Levitt J.,1972- Response of plants to environmental stress, Academic Press, New York and London.
63. Hamza M.,1977- Action de différents regime d'apport du chlorure de sodium sur la physiologie de deux légumineuses: *Phaseolus vulgaris* et *Hedysarum carnosum*.Realations hydriques et relations ioniques:Thés docto.d'état.Paris. 252p.
64. Lu C., Vonshak A., 2002- Characterization of PSII photochemistry in saltadapted cells of cyanobacterium *Spirulina platensis*, New Phytol. (141) 231–239.
65. Salama F., 2004- La salinité et la production végétale .Centre de publication universitaire.Tunis.163p.
66. Lazof D.B.,Bernstein N.,1999- Effects of salinization on nutrient transport to lettuce leaves : consideration of leaf developmental stage.New phytol.(144).85-94
67. Bernstein N.,Silk W.K.,Lauchli A.,1995- Growth and development of Sorghum leaves under conditions of NaCl stress; possible role of some mineral elements in growth inhibition.Planta.196:699-705
68. Hasegawa P.M ; Bressan R.A, Zhu, J.-K., Bohnert, H.J .,2000- Plant cellular and molecular responses to high salinity. Ann. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol. 51:463–499.
69. Blumwald E., Glenn E., Brown JJ.,1999- Salt-tolerant mechanism and crop potential of halophytes. *Crit Rev Plant Sci*.18:227-255.

70. Bohnert H.J., Shen B., 1999- Transformation and compatible solutes. *Sci. Hortic.* 78:237–260.
71. Chinnusamy I, Jagendorf A., Zhu JK., 2005- Understanding and improving salt tolerance in plants. *Crop Science.* 45: 437-448.
72. Bohnert HJ., Thomas JC., Sepahi M., Arendall B., 1995- Enhancement seed germination in high salinity by engineering mannitol of expression in *Arabidopsis thaliana*. *Plant Cell Environ.* 18: 801-806.
73. Hare P.D., Cress W.A., Van Stade J., 1998- Dissecting the roles of osmolyte accumulation during stress. *Plant Cell Environ.* 21:535–553
74. Girija C., Smith B.N., Swamy P.M., 2002- Interactive effects of NaCl and CaCl<sub>2</sub> on the accumulation of proline and glycine betaine in peanut (*Arachis hypogaea* L.). *Environmental and Experimental Botany.* 47: 1–10.
75. Abraham E., Rigo G., Szekely G., Nagy R., Koncz C., Szabados L., 2003- Light-dependent induction of proline biosynthesis by abscisic acid and salt stress is inhibited by brassinosteroid in *Arabidopsis*, *Plant Mol. Biol.* 51: 363–372.
76. Rhodes D., Hanson A.D., 1993- Quaternary ammonium and tertiary sulfonium compounds in higher plants, *Annu. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol.* 44:357–384.
77. Mansour M.M.F, 2000- Nitrogen containing compounds and adaptation of plants to salinity stress, *Biol. Plant.* 43: 491–500
78. Friedman R., Altman A., Levin N., 1989- The effect of salt stress on polyamine biosynthesis and content in mung bean plants and in halophytes, *Physiol. Plant.* 76: 295–302.
79. Murakeozy E.P., Nagy Z., Duhaze C., Bouchereau A., Tuba Z., 2003- Seasonal changes in the levels of compatible osmolytes in three halophytic species of inland saline vegetation in Hungary, *J. Plant Physiol.* 160:395–401
80. Smirnoff N., Cumbes Q.J, 1989 :Hydroxyl radical scavenging of compatible solutes, *Phytochemistry.* 28:1057–1060.
81. Ashraf M., 1994: Breeding for salinity tolerance in plants, *Crit. Rev. Plant Sci.* 13:17–42.
82. Gadallah M.A.A., 1999- Effects of proline and glycinebetaine on *Vicia faba* responses to salt stress, *Biol. Plant.* 42: 249–257.

83. Mansour M.M.F, 2000- Nitrogen containing compounds and adaptation of plants to salinity stress, *Biol.Plant.* 43: 491–500
84. Genard H., Le Saos J., Hillard J., Tremolieres A., Boucaud J.,1991- Effect of salinity on lipid composition, glycinebetaine content and photosynthetic activity in chloroplasts of *Suaeda maritima*, *Plant Physiol. Biochem.* 29: 421–427.
85. Robinson S.P., Jones J.P.1986- Accumulation of glycinebetaine in chloroplasts provides osmotic adjustment during salt stress, *Aust. J. Plant Physiol.*13: 659–668
86. Murata N., Mohanty P.S.,Hayashi H.,Papageorgiou G.C.,1992- Glycinebetaine stabilizes the association of extrinsic proteins with the photosynthetic oxygen-evolving complex, *FEBS Lett.* 296.187–189
87. Garcia A.B., Almeida-Engler J., Lyer S., Gerats T., Van Montagu M., Caplan A.B., 1997-Effects of osmoprotectants upon NaCl stress in rice *Plant Physiol.* 115:159–169.
88. Singer M.A.,Lindquist S.,1998: Multiple effects of trehalose on protein folding in vitro and in vivo, *Molec.Cell.*1:639–648
89. Murashig T., Skoog F.,1962-A revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco tissues culture.*Physiol.Plant.*15: 473-497
90. Morel G., Wetmore R.H.,1951-Ferm callus tissue culture *Am.S.Bot.*,38, pp. 141-143
91. Ahmad J.,Bano M.,1992: The effect of sodium chloride on the physiology of cotyledons and mobilization of reserve food in *Cicer arietinum*. *Pak. J. Bot.* 24: 40–48.
92. Yupsanis T.,Moustakas M.,Domiandou K.,1994: Protein phosphorylation–dephosphorylation in alfalfa seeds germination under salt stress. *Journal of Plant Physiology.*143:234–240
- 93, Mondal T.K.,Bal A.R.,Pal S.,1988- Effect of salinity on germination and seedling growth of different rice (*Oryza sativa* L.) cultivars.*J. Indian Soc.Coast. Agric Res.*6.91–97.
94. Dubey R.S.,Rani M.,1995: Influence of NaCl salinity on the behaviour of protease, aminopeptidase and carboxyl-peptidase in rice seedlings in relation to salt tolerance. *Australian Journal of Plant Physiology.*17:215–224
95. Ismail, A.M.A., 1990. Germination ecophysiology in populations of *Zygophyllum qatarense*.Hadidi from contrasting habitats. Effect of temperature,

salinity and growth regulators with special reference to fuscococcin. Journal of arid environments, (18) : 185-194.

96. Tsoata E.,1995: effet du sel NaCl sur la germination des graines de légumineuses cahier.Agri.86.pp.231-240.

97. Lessani, H., Marschner H.,1978- Relation between salt tolerance and long distance transport of sodium and chloride in various crop species. Aust.J. Plant Physiol.5 :27–37

98. Bizid E., Zid E., Grignon C., 1988- Tolérance à NaCl et sélectivité K<sup>+</sup>/Na<sup>+</sup> chez les Triticales, Agronomie 8(1) :23–27

99. Khanzada B.,Ashraf M.Y.,Ala S.A.,Alam S.M.,Shirazi M.U.,Ansari S.,2001- water relations in different guar (*Cyanopsis tetragonoloba* L.Taub.) genotypes under water stress, Pakistan J.Bot.33 :279-287

100. Creelman R.A., Mason H.S., Bensen R.J., Boyer J.S., Mullet J.E., 1990- Water deficit and abscisic acid cause differential inhibition of shoot versus root growth in soybean seedlings. Plant Physiol.92:205–214

101. Steduto P., Albrizio R., Giorio P., Sorrentino G., 2000- Gas exchange response and stomatal and non-stomatal limitations to carbon assimilation of sunflower under salinity.144 (3)243–255.

102. Zhu J-K.,2001- Plant salt tolerance.Trends Plant Sci.6: 66–71

103. Hamza M., 1982- adaptations physiologiques à la salinité des plantes cultivées Bull.Soc.Ecophysiolo.7-2. 169-184

104. Yeo A.R., 1983- Salinity resistance: physiologies and prices. Physiol. Plant 58:214–222.

105. .Xiong L., Zhu J.K., 2002- Salt torerance, in: The Arabidopsis Book, American Society of Plant Biologists.pp.1–22.

106. Troncoso A., Matte C., Cantos M., Lavee S., 1999- Evaluation of salt tolerance of in vitro-grown grapevine rootstock varieties, Vitis 38: 55–60.

107. Papadopoulos I.,Rending.,V.V.,1983-Tomato plant response to soil salinity Agronomy.J. 75:696-700

108. Meiri A.,Poljakoff-Mayber A.,1970- effect of variuos salinity regime on growth ; leaf expansion and transpiration rate of bean. Plants soil Sci.109:26-34

109. Heller R.,1977- Physiologie végétale nutrition Ed.Masson.332p

110. Gouny P., Cornillon P., 1973- la salinité. Aspect théorique et pratique. Mode de contrôle. P.H.M.142.79-85

111. Diep .H.,1994- Influence des contraintes édaphiques sur la nutrition minérale, le développement et la production du cocotier (*Cocos nucifera*.L.) dans les sols sulfatés acides salés ou non salés du delta du Mékong: effet améliorant d'un apport de phosphate naturel. Thèse de Doctorat de l'Université Paris XII Val de Marne, 443 p

112, Munns R., 1993- physiological processes limiting plant growth in saline soil :some dogmas and hypotheses.Plant Cell Environ.16:15-24

113, Satti S.M.E.,Lopez M., Fahd.A.A.,1994- Salinity induced changes in vegetative and reproductive growth in tomato commun.Soil.Sci.Plant. Annal.(25)501-510

114. Stewart C.R.,Larher F.,1980- Accumulation of amino acids and related compounds in relation to environmental stress, The Biochemistry of Plants.5:609–630.

115. Ashraf M.,Foolad M.R.,2007- Roles of glycine betaine and proline in improving plant abiotic stress resistance. Environ. Exp. Bot.59:207–216

116, Lone M.I.,Kueh J.S.H., Wyn Jones R.G., Bright S.W.J.,1987- Influence of proline and glycinebetaine on salt tolerance of cultured barley embryos, J. Exp. Bot.38:479–490.

117. Ahmad I.,Wainwright S.J., Stewart G.R.,1981- The solute and water relations of *Agrostis stolonifera* ecotypes differing in their salt tolerance. New Phytol. 87:615–629.

118. Lutts S.,Kinet J.M.,Bouharmont J.,1996- Effects of salt stress on growth, mineral nutrition and proline accumulation in relation to osmotic adjustment in rice (*Oryza sativa* L.) cultivars differing in salinity tolerance, Plant Growth Regul.19.:207–218

119. Voetberg G.S.,Sharp R.E.,1991- Growth of the maize primary root at low water potentials. Part III. Role of increased proline deposition in osmotic adjustment, Plant Physiol.96:1125–1130

120. Ashraf M., 1994: Breeding for salinity tolerance in plants, Crit. Rev. Plant Sci. 13:17–42.

121. Singh T.N.,Paleg L.G.,Aspinal D.,1973- Stress metabolism. Variations in response to water deficit in the barley plant. *Aust. J. Biol. Sci.* 26:65-75
122. Hubac C.,Guerrier D., 1972- Etude de la composition d'acides aminés de deux *Carex setifolia* Godion, peu résistants. Effet d'un apport exogène. *Oecol. Plant.*7 (2).147–155.
123. Damianos N.,Miltidis V.,2007- Effects of NaCl stress on red raspberry(*Rubus idaeus* L. 'Autumn Bliss') *Scientia Horticulturae.*112 :282–289
124. Santos v c., 2004- Regulation of chlorophyll biosynthesis and degradation by salt stress in sunflower leaves *Scientia Horticulturae.*103:93–99
125. Koyoro H-W.,2006- Effect of salinity on growth, photosynthesis, water relations and solute composition of the potential cash crop halophyte *Plantago coronopus* (L.) *Environmental and Experimental Botany.*56:136–146
126. Ball M.C.,Chow W.S.,Anderson J.M.,1987- Salinity-induced potassium deficiency causes loss of fonctional photosysteme II in leaves of the grey mangrove, *Avicennia marina*, through depletion of atrazine-binding polypeptide, *Aust. J. Plant Physiol.*14:351–361
127. Wang L.W.,Showalter A.M.,Ungar I.A.,1997- Effect of salinity on growth, ion content, and cell wall in *Atriplex prostrata* (*Chenopodiaceae*), *Am. J. Bot.*84.47–1255
128. Bethke P.C.,Drew M.C.,1992- Somatal and non-stomatal components to inhibition of photosynthesis in leaves of *Capsicum annum* during progressive exposure to NaCl salinity. *Plant Physiol.* 99 : 219–226
129. Hanafy A.H.,Gad-Mervat M.A.,Hassam H.M., Amin-Mona A.,2002- Improving growth and chemical composition of *Myrtus communis* grown under soil salinity conditions by polyamine foliar application. *Proc. Minia- Egypt J. Agric. Res. Dev.* 22:1697–1720
130. Feieraband J.,Schaan C.,Hertwig B.,1992- Photoinactivation of catalase occurs under both high- and low-temperature stress conditions and accompanies photoinhibition of photosystem II. *Plant Physiol.*22:1554–1561.
131. Jeschke W.D., Wolf O., Hartung W., 1992- Effect of NaCl salinity on flows and partitioning of C, N and mineral ions in whole plants of white lupin, *Lupinus alba* L., *J. Exp. Bot.*43:777–788

132. Sivstev M.V.,Ponamareva S.V., Kuzmetsova E.A.,1973- Effect of salinization and herbicide on chlorophyllase activity in tomato leaves. Fiziol Biokhim Kult Rast. 20-62.
133. Murakeozy E.P.,Nagy Z.,Duhaze C.,Bouchereau A.,Tuba Z.,2003- Seasonal changes in the levels of compatible osmolytes in three halophytic species of inland saline vegetation in Hungary, J. Plant Physiol.160:395–401
134. Noiraud N.,Delrot S.,Lemoine R.,2000- the sucrose transporter of celery identification and expression during salt stress. J. Plant Physiol.122:1447-1456
135. Gauch H.G.,Eaton F.M.,1942- Effect of saline substrate on levels of carbohydrates and inorganic constituents of barley plants, Plant Physiol.17:347–365.
136. El-Shourbagy M.N.,Koshk H.T.,1975- Sodium chloride effects on the sugar metabolism of several plants, Phytochemistry.17.101–108.
137. Ashraf M.,Tufail M.1995- Variation in salinity tolerance in sunflower(*Helianthus annuus* L.), J. Agron. Soil Sci.174:351–362.
138. Ruiz J.M.,Rio J.J.,Rosales .M.A.,Rivero R.M.,Romero L.,2006- Grafting between tobacco plants to enhance salinity tolerance ,J. Plant Physiol.163:1229-1237
139. Cram W.J.,1976- Negative feedback regulation of transport in cells. The maintenance of turgor, volume and nutrient supply, in: U. Luttge, M.G. Pitman (Eds.), Encyclopaedia of Plant Physiology, New Series, vol. 2, Springer-Verlag, Berlin,pp. 284–316
140. Hounsa C.G.,Brandt E.V.,Thevelein J.,Hohmann S.,Prior B.A.,1998- Role of trehalose in survival of *Saccharomyces cerevisiae* under osmotic stress, Microbiology.144:671–680.
141. Murakeozy E.P.,Nagy Z.,Duhaze C.,Bouchereau A.,Tuba Z.,2003- Seasonal changes in the levels of compatible osmolytes in three halophytic species of inland saline vegetation in Hungary, J. Plant Physiol.160:395–401
142. Geigenberger P.,Reimholz R.,Geiger M.,Merlo L.,Canale V.,Stitt M.,1997- Regulation of sucrose and starch metabolism in potato tubers in response to short-term water deficit.Planta.201:502-518.
143. Wu J.,Seliskar D.M.,Gallagher J.L.,1998- Stress tolerance in the march plant *Spartina patens*: impact of NaCl on growth and root plasma membrane lipid composition. Physiol. Plant.102:307–317

- 144, Shi D C.,Yin L J.,1993- The difference between salt (NaCl) and alkaline (Na<sub>2</sub>CO<sub>3</sub>,) stresses on puccinellia tenuifloar (Griseb.) Scribn.et Merr. plants. *Acta Botanica Sinica*.35:144- 139
145. Pei Z.M.,Tang Z.C., 1995- Effect of salt stress on ion channel selective permeability of plasmalemma in sorghum roots. *Acta Botanica Sinica*.37:41-47.
- 146, Mansour M.M.F.,Salama K.H.A.,1996- Comparative responses to salinity in wheat genotypes differing in salt tolerance. 2. Cell permeability, osmotic potential and cytoplasmic viscosity Egypt. J. Physiol. 20:17–32
147. Kerkeb L.,Donaire J.P., Venema K., Fodriguez-Rosales M.P.,2001- Tolerance to NaCl induces changes in plasma membrane lipid composition, fluidity and H<sup>+</sup>-ATPase activity of tomato calli. *Physiol. Plant*.113:217–224
148. Kuiper P.J.C.,1984- Functioning of plant cell membrane under saline conditions: membrane lipid composition and ATPase. In: Staples, R.C., Toenniessen, G.H. (Eds.), *Salinity Tolerance in Plants*. Wiley, New York, pp.77–91.
149. Surjus A.,Durand M.,1996- Lipid changes in soybean root membranes in response to salt treatment.*J. Exp. Bot.*47:17–23
150. Heller R.,Esnault R.,Lance C.,1993- *Physiologie végétale.Nutrition*. Ed.Masson 5<sup>ème</sup> Edition.Paris 324p

Annexe 1 :

Analyse de la 1<sup>ère</sup> variable : le taux de germination des graines

Analyse de la variance :

	SCE	DDL	CAR MOY	TEST F	PROB	E T	CV
VAR TOT	19191.79	39	492.10				
VAR FACT	19112.99	7	2730.43	1108.79	0.0000		
VAR RESDI	78.80	32	2.46			1.57	12.9%

Analyse de la 2<sup>ème</sup> variable : longueur de la racine

Analyse de la variance :

	SCE	DDL	CAR MOY	TEST F	PROB	E T	CV
VAR TOT	931.32	111	839				
VAR FACT	892.25	7	127.46	339.23	0.0000		
VAR RESDI	39.08	104	0.38			1.57	30.0%

Analyse de la 3<sup>ème</sup> variable : longueur de la tige

Analyse de la variance :

	SCE	DDL	CAR MOY	TEST F	PROB	E T	CV
VAR TOT	246.87	111	2.22				
VAR FACT	233.28	7	33.33	255.03	0.0000		
VAR RESDI	13.59	104	0.13			0.36	38.0%

Analyse de la 4<sup>ème</sup> variable : le nombre de feuille

Analyse de la variance :

	SCE	DDL	CAR MOY	TEST F	PROB	E T	CV
VAR TOT	856.71	111	7.72				
VAR FACT	828.07	7	118.30	429.52	0.0000		
VAR RESDI	28.64	104	0.28			0.52	26.1%

Annexe 2 :

Analyse de la 5<sup>ème</sup> variable : la teneur en proline

Analyse de la variance :

	SCE	DDL	CAR MOY	TEST F	PROB	E T	CV
VAR TOT	140.18	39	3.59				
VAR FACT	139.57	7	19.94	1049.40	0.0000		
VAR RESDI	0.61	32	0.02			0.14	11.2 %

Analyse de la 6<sup>ème</sup> variable : la teneur en chlorophylle

Analyse de la variance :

	SCE	DDL	CAR MOY	TEST F	PROB	E T	CV
VAR TOT	273.35	39	7.01				
VAR FACT	272.39	7	38.91	6101.19	0.0000		
VAR RESDI	0.95	32	0.03			0.17	8.7 %

Analyse de la 7<sup>ème</sup> variable : la teneur en sucres solubles

Analyse de la variance :

	SCE	DDL	CAR MOY	TEST F	PROB	E T	CV
VAR TOT	2132.12	39	54.67				
VAR FACT	2125.31	7	303.62	1426.26	0.0000		
VAR RESDI	6.81	32	0.21			0.46	8.8 %

Analyse de la 8<sup>ème</sup> variable : la perméabilité membranaire

Analyse de la variance :

	SCE	DDL	CAR MOY	TEST F	PROB	E T	CV
VAR TOT	31963.92	39	819.59				
VAR FACT	31939.99	7	4562.86	6101.19	0.0000		
VAR RESDI	23.93	32	0.75			0.86	4.4 %

Annexe 3 :

Tableau 1: l'écart type et la moyenne du taux de germination des graines d'*Artémisia herba alba* Asso

	Moyennes	Ecart type
T1	66.80	3.70
T2	21.60	2.07
T3	9.20	1.30
T4	0.00	0.00
T5	0.00	0.00
T6	0.00	0.00
T7	0.00	0.00
T8	0.00	0.00

Tableau2: l'écart type et la moyenne de la longueur racinaire des vitroplants d'*Artémisia herba alba* Asso

	Moyennes	Ecart type
T1	4.31	0.90
T2	7.79	1.27
T3	4.22	0.77
T4	0.00	0.00
T5	0.00	0.00
T6	0.00	0.00
T7	0.00	0.00
T8	0.00	0.00

Tableau 3 : l'écart type et la moyenne de la longueur de la tige des vitroplants d'*Artémisia herba alba* Asso

	Moyennes	Ecart type
T1	4.24	0.83
T2	2.06	0.52
T3	1.32	0.30
T4	0.00	0.00
T5	0.00	0.00
T6	0.00	0.00
T7	0.00	0.00
T8	0.00	0.00

Annexe 4 :

Tableau 4 : l'écart type et la moyenne du nombre de feuilles des vitroplants d'*Artémisia herba alba* Asso

	Moyennes	Ecart type
T1	7.14	0.77
T2	5.00	1.04
T3	3.93	0.73
T4	0.00	0.00
T5	0.00	0.00
T6	0.00	0.00
T7	0.00	0.00
T8	0.00	0.00

Tableau 5 : l'écart type et la moyenne de la teneur en proline des feuilles des Vitroplants d'*Artémisia herba alba* Asso

	Moyennes	Ecart type
T1	1.24	0.09
T2	3.49	0.13
T3	5.14	0.36
T4	0.00	0.00
T5	0.00	0.00
T6	0.00	0.00
T7	0.00	0.00
T8	0.00	0.00

Tableau 6 : l'écart type et la moyenne de la teneur en chlorophylle des feuilles des Vitroplants d'*Artémisia herba alba* Asso

	Moyennes	Ecart type
T1	6.29	0.25
T2	5.34	0.33
T3	4.23	0.26
T4	0.00	0.00
T5	0.00	0.00
T6	0.00	0.00
T7	0.00	0.00
T8	0.00	0.00

Annexe 5 :

Tableau 7 : l'écart type et la moyenne de la teneur en sucres totaux des feuilles des vitroplants d'*Artémisia herba alba* Asso

	Moyennes	Ecart type
T1	19.60	0.53
T2	13.44	1.15
T3	9.01	0.31
T4	0.00	0.00
T5	0.00	0.00
T6	0.00	0.00
T7	0.00	0.00
T8	0.00	0.00

Tableau 8 : l'écart type et la moyenne de la perméabilité membranaire des feuilles des vitroplants d'*Artémisia herba alba* Asso

	Moyennes	Ecart type
T1	26.32	0.56
T2	56.14	1.37
T3	75.16	1.95
T4	0.00	0.00
T5	0.00	0.00
T6	0.00	0.00
T7	0.00	0.00
T8	0.00	0.00

## Protocole expérimental du dosage de la proline

La proline est dosée par la méthode de TROLL ET LINDSLEY(1954),simplifié et mise au point par DRIER et GORING (1974). Cette méthode se base sur la coloration rouge produite par l'interaction de la proline avec de la ninhydrine dans un tampon acide.

### Extraction

100mg de matériel végétal, est prélevé puis mis dans de tube à essai auquel on ajoute 2ml de méthanol à 40%, le tout est ensuite porté au bain marie à 85°C pendant une heure.

Les extraits peuvent être conservés dans les piluliers en plastique au congélateur.

### Préparation de la solution mère de proline S<sub>1</sub>

20mg de proline sont mis dans une fiole jaugée de 100ml sur lequel on verse du méthanol à 40% jusqu'à atteindre 100ml.

### Préparation de la solution mère de proline S<sub>2</sub>

-10ml de la solution mère S<sub>1</sub> est porté dans une nouvelle fiole jaugée de 100ml, on ajuste à 100ml avec du méthanol 40%, on obtient une solution S<sub>2</sub> de 20µg/ml de proline.

-10 fioles jaugées de capacité 10ml sont prises et numérotées de 1 à10.

-On porte dans chacune d'elle 1à10ml de la solution S<sub>2</sub>, puis chacune est ajustée à10ml avec du méthanol 40%.

- ensuite 11 tubes à essai sont numérotés de T0à T10 dont chacun contiendra :  
T0=1ml du méthanol qui servira à faire le zéro à la lecture de la DO

T1= 1ml prélevé de la fiole n°1, soit 2µg de proline

T2= 1ml prélevé de la fiole n°2, soit 4µg de proline

T3= 1ml prélevé de la fiole n°3, soit 6µg de proline

T4= 1ml prélevé de la fiole n°4, soit 8µg de proline

T5= 1ml prélevé de la fiole n°5, soit 10µg de proline

T6= 1ml prélevé de la fiole n°6, soit 12µg de proline

T7= 1ml prélevé de la fiole n°7, soit 14µg de proline

T8= 1ml prélevé de la fiole n°8, soit 16µg de proline

T9= 1ml prélevé de la fiole n°9, soit 18µg de proline

T10= 1ml prélevé de la fiole n°10, soit 20µg de proline

### Préparation du Réactif

On mélange dans une bouteille en verre :

300ml d'acide acétique  
 80ml d'acide ortho phosphorique D=1,7  
 120ml de H<sub>2</sub>O stérile

} solution A

Soit n le nombre de tube à dosé (extraits et étalons)

On met dans un bécher

(n+4)25mg de ninhydrine  
 (n+4) ml de la solution A  
 (n+4) ml d'acide acétique

} solution B → Agiter

### Dosage

Porté le bain marie à 100°C

Prendre 1ml de l'extrait

Mettre 2ml de la solution

Ces tubes sont mis au bain marie pour une demi-heure

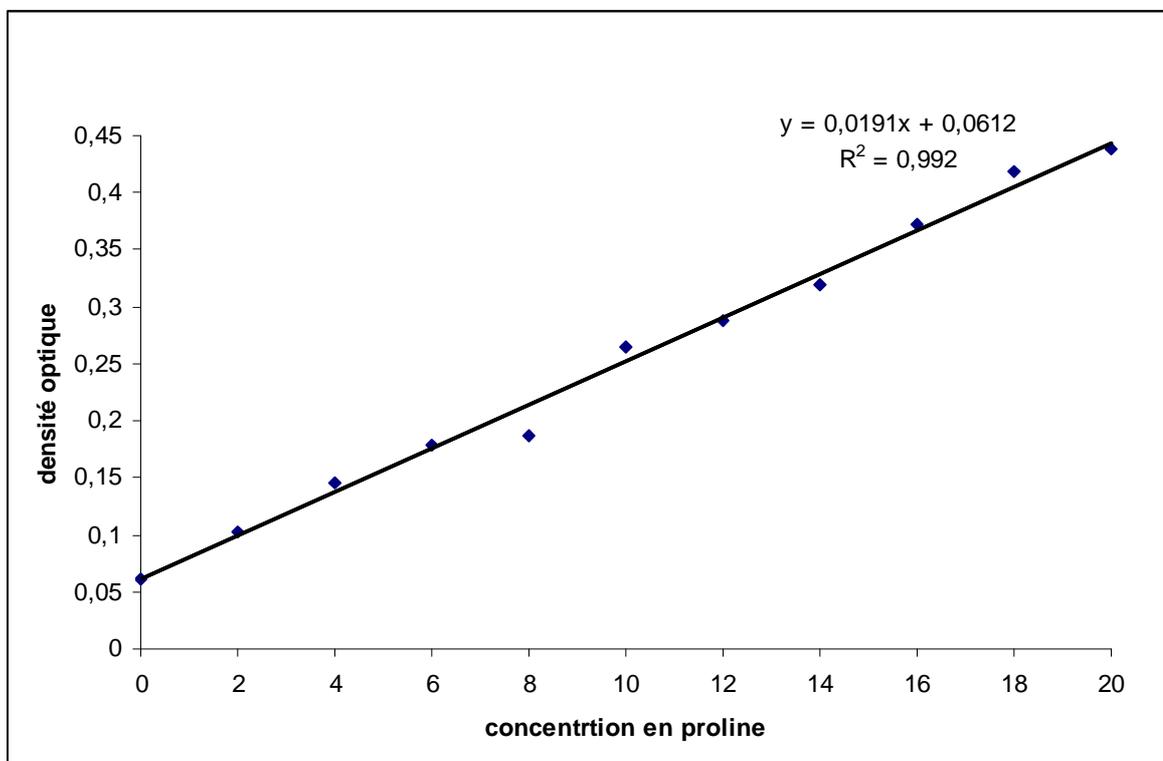
On obtient une coloration rose

Laisser refroidir

Puis additionner 5ml de benzène à chaque tube

Deux phases se distinguent : une supérieure et une inférieure, on agite les tubes

Finalement on pipete la phase organique qu'on dépose dans des tubes propres contenant chacun une spatule de Na<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> (une pincée). La lecture de la densité optique se fait à 528nm.



La courbe étalon du dosage de la proline

La teneur en proline est donnée par l'équation

$$Y = \frac{2 * 1000 * X}{MF * 115.13}$$

Y= teneur en proline

115.13= masse molaire de la proline

MF= masse de matière fraîche

### **Protocole expérimental du dosage des sucres solubles**

Les sucres solubles sont dosés par la méthode de DREYWOOD(1946) 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, qui très concentré, transforme à chaud les glucides en dérivés sulfuriques se colorant en Bleu-vert avec l'authrone.

100mgde la matière fraîche sont placés dans un tube a essai ajouter 3ml d'éthanol à 80% et laisser l'extrait 48h à une température ambiante.

#### **Préparation du Réactif**

Il est préparé 4 heures avant le dosage et se garde au frais

Il est constitué de 0.2g d'anthrone pure dissout dans un 1 litre de H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>.

#### **Préparation la courbe étalon**

Une première solution S<sub>1</sub> est préparée de la manière suivante :

100mg de glucose sont porté dans une fiole jaugée de 100ml compléter à 100ml avec de l'éthanol 80% c'est la solution S<sub>1</sub>

Ensuite en prélève 10ml de la solution S<sub>1</sub> qu'on porte dans une fiole jaugée compléter à 100ml avec de l'éthanol 80%, on obtient une solution mère S<sub>2</sub> de concentration en glucose égale à 100mg/ml

10fioles jaugées de capacité 10ml sont prises et numérotées de 1à10, dans les quelles on met respectivement de 1ml à 10ml (à l'aide d'une pipette de 10ml) puis ajustées à 10ml avec de l'éthanol 80%

11 tubes a essais sont pris et numérotés de T0 à T10

T0 contient 2ml éthanol 80% qui servira à faire le zéro lors de la lecture des densités optiques

T1= 2ml prélevé de la fiole n°1, soit 10µg de gluco se

T2= 2ml prélevé de la fiole n°2, soit 20µg de gluco se

T3= 2ml prélevé de la fiole n°3, soit 30µg de gluco se

T4= 2ml prélevé de la fiole n°4, soit 40µg de gluco se

T5= 2ml prélevé de la fiole n°5, soit 50µg de gluco se

T6= 2ml prélevé de la fiole n°6, soit 60µg de gluco se

T7= 2ml prélevé de la fiole n°7, soit 70µg de gluco se

T8= 2ml prélevé de la fiole n°8, soit 80µg de gluco se

T9= 2ml prélevé de la fiole n°9, soit 90µg de gluco se

T10= 2ml prélevé de la fiole n°10, soit 100µg de glucose

### Dosage

On allume le bain marie à 92°C

-2ml d'extrait sont prélevés et mis dans des tubes à essai baignant dans la glace fondante

-4ml de réactif est ajoutée dans les tubes (dans les extraits et les étalons)

-les tubes sont portés au bain-marie pendant 8minutes à 92°C, une coloration bleu-vert apparaît

-on retire les tubes pour les placer directement dans la glace fondante afin d'arrêter la réaction

-puis ils sont mis à l'obscurité au froid durant 30minutes.

- la lecture de la DO se fait à une longueur d'onde de 585nm

$Y = aX + b$

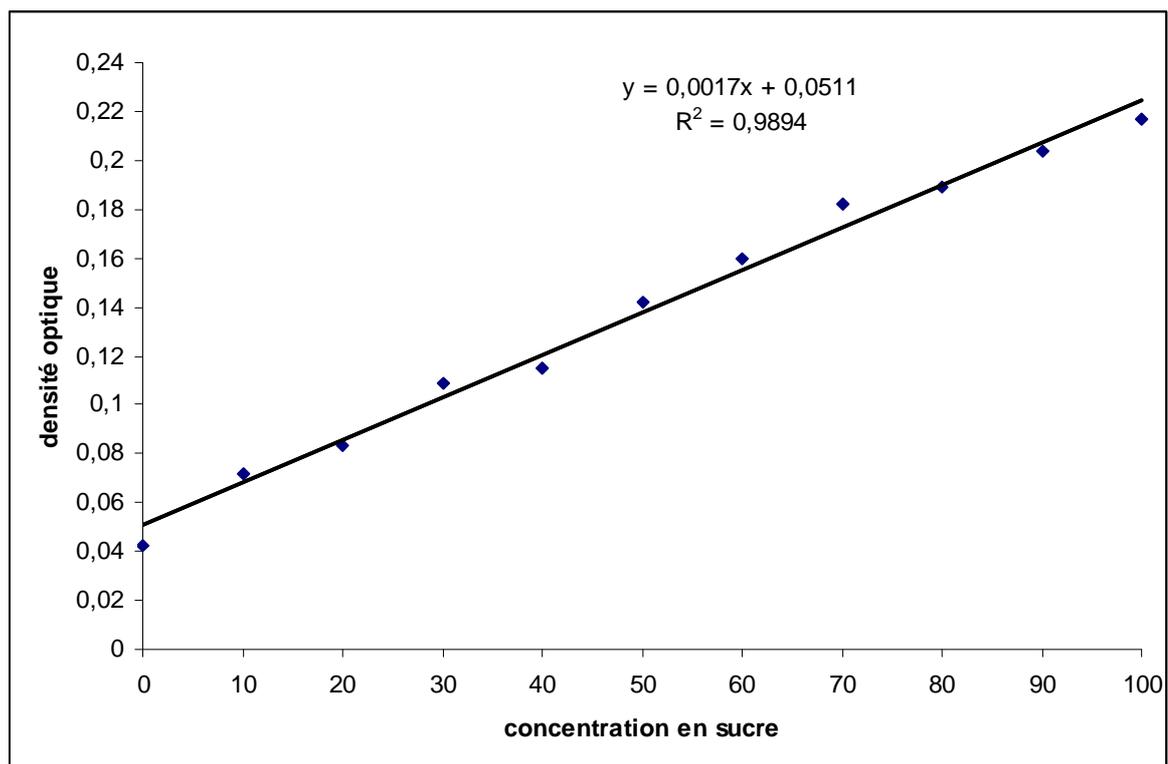
Y=Densité optique

X= quantité de glucose

MF= masse de la matière fraîche

Y= teneur en sucres

180.16= masse molaire de glucose.



La courbe étalon du dosage des sucres totaux

La teneur en sucre est donnée par la relation suivante

$$Y = \frac{X * 3 * 1000}{MF * 180.16} \mu\text{g}/100\text{mg de MF}$$

### **Protocole expérimental du dosage de la chlorophylle :**

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

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

$$Ch_a = 12 DO_{633} - 2.67 DO_{645}$$

$$Ch_b = 22.5 DO_{645} - 4.68 DO_{663}$$

### **Protocole expérimental de mesure de la perméabilité membranaire :**

Cinq disques sont prélevés dans une feuille grâce à un emporte-pièce et sont rincés dans une boîte de Petri contenant de l'eau distillée. Les disques sont ensuite placés dans un tube contenant 10 ml d'eau distillée. La conductivité de la solution est alors mesurée (C1) pour une première fois avec un conductimètre préalablement étalonné. L'échantillon est mis ensuite au bain-marie bouillant pendant 20 min puis refroidi à la température ambiante. La conductivité est mesurée une seconde fois (C2).

Le pourcentage de fuite d'électrolytes est calculé suivant la formule (Bin Yan et al., 1996 ; Qiuji Dai et al., 1997) :

$$PM (\%) = C1.100/C2.$$