

République Algérienne Démocratique et Populaire

Université Kasdi MERBAH Ouargla



Faculté des Sciences et Sciences de l'Ingénieur

Département De Biologie

MEMOIRE DE FIN D'ETUDE

En vue de l'obtention du Diplôme d'Etudes Supérieures en Biologie
Option : Biochimie

THEME

**Contribution à l'étude de l'effet de la salinité sur
la chlorophylle foliaire chez *Atriplex halimus* L.
et *Atriplex canescens* (Pursh) Nutt.**

Soutenu le: 16/12/2007

Présenté par :

BOUZAIDA Yamina
DEBBAKH Zaket

Devant le jury :

Présidente :	Mme BISSATI S.	M. C. (Univ. Ouargla)
Promotrice :	Mme DJERROUDI O.	M. A. C.C. (Univ. Ouargla)
Examineur :	Mr EDDOUD A.	M. A. C.C. (Univ. Ouargla)

Année Universitaire : 2006/2007

Remerciements

En premier lieu et avant tout, louange à dieu, le tout puissant qui a aidé à réaliser ce travail.

Notre grand respect et reconnaissance vont tout particulièrement à notre directeur de thèse M^{me} DJERROUDI OUIZA chargée de cours à l'institut de biologie à l'université de KASDI MERBEH de Ouargla, pour avoir bien voulu diriger ce travail pour son soutien ses orientations et ses conseils.

Nos sincères remerciements vont également à madame la présidente et à tous les membres du jury pour avoir accepté de juger ce travail.

Nous remercions très vivement M^{me} BISSATI SAMIA chef de département de biologie de l'université de Ouargla, M^{er} EDDOUD maître de conférences à l'institut de biologie et l'agronomie saharienne à l'université de Ouargla.

Et nous remercions également M^{er} HLLIAT MOHAMED TAHER maître de conférences et chef de département d'Agronomie saharienne de l'université de Ouargla, pour son soutien, ses orientations et ses conseils.

Nos remerciements; s'adressent également à tout nos enseignants de l'université de Ouargla et plus particulièrement M^{er} MAMANOU ABDELATIF, M^{er} GUEZZOUL et M^{er} CHAABENA, pour leurs soutien moral et leurs aide précieuse.

Nous tenons à remercier M^{er} ALAICHE chef de laboratoire de l'université de Ouargla, et M^{er} SALAH pour leur accueils chaleureux dans leur laboratoire et Mr D. CHERIF et Mr B. ISHAK pour leur aide efficace.

A nos collègues et nos amies pour leurs soutient moral; qu'ils trouvent dans ces pages un modeste témoignage de notre vie gratitude.

Nous remercions très vivement M^{er} AZZAOUI OMAR maître de conférences à l'institut de gestion à l'université de Ouargla, grâce à lui on continue ce travail qu'il trouve ici, l'expression de notre respectueuse gratitude et de notre profonde admiration.

Enfin nous tenons à exprimer toute notre reconnaissance et remerciement à toute personne ayant contribué de près ou de loin à l'élaboration de ce travail.

Yamina et Zaket

Liste des abréviations

ABPG	: Acide biphosphoglycérique
ADN	: Adénosine dinucléotide
ADP	: Adénosine diphosphate
Ald.PG	: Glyceraldehyde 3- phosphate.
APG	: Acide phospho-glycérique
ATP	: Adénosine triphosphate
CaCl₂	: Chlorure de calcium
CAM	: Crassulacean acid metabolism
C.E	: Conductivité électrique
Chl a	: Chlorophylle a
Chl ab	: Chlorophylle ab
Chl b	: Chlorophylle b
CO₂	: Désoxyde carbone
EM	: Eau de mer
meq	: Milliéquivalente
Mm	: Manganèse
NaCl	: Chlorure de sodium
NADP	: Nicotinamide -Adénine- Dinucléotide- Phosphate.
PGA	: Phospho-glycer-aldehyde
pH	: Puissance d'hydrogène
PPM	: Partie par million.
PS I	: Système photorécepteur 1
PS II	: Système photorécepteur 2
RUBP	: Ribulose 1-5-biphosphate

Liste des Tableaux

N°	Titre	Page
01	Caractéristiques d'absorptions des différents pigments assimilateurs (MAZLIAK, 1978).	13
02	Composition de la solution nutritive de HOAGLAND, (1938)	34
03	Composition de la solution saline	35
04	Teneur en chlorophylle foliaire (a) en mg/g PF chez l' <i>Atriplex halimus</i>	39
05	Teneur en chlorophylle b (mg/g PF) des feuilles chez l' <i>Atriplex halimus</i>	40
06	Teneur en chlorophylle moyenne ab (mg/g PF) des feuilles chez l' <i>Atriplex halimus</i>	42

Liste des Figures

N°	Titre	Page
01	Structure d'un chloroplaste (encarta 2005)	11
02	Structure chimique de la chlorophylle a. (HELLER et al., 1998)	15
03	Cycle de Calvin (MEYER, 2004)	19
04	Caractéristiques morphologiques d' <i>Atriplex halimus</i> L. (BENRBIHA, 1987)	26
05	Caractéristiques morphologiques d' <i>Atriplex canescens pursh</i> (BENREBIHA, 1987)	27
06	La teneur en chlorophylle a exprimé en mg/g PF chez l' <i>Atriplex halimus</i> L. âgées de quatre mois de repiquage en fonction du stress salin	38
07	La teneur en chlorophylle b exprimé en mg/g PF chez l' <i>Atriplex halimus</i> L. âgées de quatre mois de repiquage en fonction du stress salin	39
08	La teneur en chlorophylle a b exprimé en mg/g PF chez l' <i>Atriplex halimus</i> L. âgées de quatre mois de repiquage en fonction du stress salin	41

Liste des photos

N°	Titre	Page
01	Plant d' <i>Atriplex halimus</i> L.	26
02	Plant <i>Atriplex canescens</i> Pursh.	27
03	Plantules d' <i>Atriplex canescens</i> Pursh en alvéole âgées de 20 jours	32
04	Plantules d' <i>Atriplex halimus</i> L. en alvéole âgées de 30 jours.	32
05	Plantes d' <i>Atriplex canescens</i> Pursh un mois après le repiquage	33
06	Plante d' <i>Atriplex halimus</i> L. un mois après le repiquage	33
07	Plantes adultes d' <i>Atriplex halimus</i> L. (avant le stress) âgées de 4 mois de repiquage	35
08	Plantes adultes d' <i>Atriplex halimus</i> L. (après le stress) âgées de 4 mois de repiquage	35
09	Plantes adultes d' <i>Atriplex canescens</i> Pursh avant le stress âgées de 4 mois de repiquage	36
10	Plante adulte d' <i>Atriplex canescens</i> Pursh après le stress (desséché) âgées de 4 mois de repiquage	36

Liste des annexes

N°	Titre	Page
01	Calcul de la capacité de rétention	52
02	Analyse statistique des résultats	53
03	Photos d' <i>Atriplex</i>	55

Sommaire

Introduction.....	1
Chapitre I- Données bibliographiques	
I- Stress abiotiques et la plante.....	3
1-Stress.....	3
1-1-Stress salin.....	3
1-2- Stress hydrique	4
1-3-Le stress ionique.....	5
1-4-Stress thermique	5
II - Les mécanismes d'adaptation.....	6
1-Adaptation à la sécheresse.....	6
2-Adaptation à la salinité.....	6
2-1-Synthèse des osmotocums.....	7
2-2-Absorption et répartition des ions.....	8
2-3-Effet de la salinité sur les végétaux...	8
2-3-1- Effet de la salinité sur la germination	9
2-3-2- Effet de la salinité sur la croissance et le développement	9
III- La photosynthèse.....	10
1-Historique	10
2-Définition de la photosynthèse	10
3-Site de la photosynthèse	11
4-Pigments photosynthétiques.....	12
5- Structure de la chlorophylle	14
6- Déroulement de la photosynthèse.....	16
a- Phase lumineuse ou claire	16
b- Phase obscure ou sombre	17
7- Types métaboliques photosynthétiques	18
7-1- Photosynthèse en C3	19
7-2-Photosynthèse en C4	20
7-3-Plantes dites "CAM".....	20
IV- Halophytes	21
1-Classification des halophytes.....	21
V- Besoin des plantes en éléments nutritifs	21
1-Composition minérale des végétaux.....	21
2-Rôle de quelques éléments minéraux.....	22
VI- <i>Atriplex</i>	25
1-Présentation de l' <i>Atriplex halimus</i> L.....	25
1-1-Systématique de l'espèce	25
1-2-Description.....	26
2- Présentation de l' <i>Atriplex canescens</i> Pursh	27
3- Propriétés écologiques de l' <i>Atriplex</i>	28
4-Valeurs écologique et économique de l' <i>Atriplex</i>	28
Chapitre II - Matériel et méthodes d'études	
1-Objectif	30
2-Matériel.....	30
2-1- Matériel végétale.....	30

2-2- Caractéristiques de la zone de prélèvement des grains (Djelfa).....	30
3-Méthodes.....	30
3-1- Dispositif expérimental	30
3-2- Préparation du substrat de culture.....	31
3-3- Production des plants	31
3-4- Préparation des pots	32
4- Préparation des différentes solutions.....	33
4-1- La solution nutritive.....	33
4-2- Solutions salins	34
4-2-1-Eau de mer.....	34
4-2-2- (Na Cl+CaCl ₂)	34
5- Application du stress salin	35
5-1- Prélèvement des échantillons foliaires; extraction des chloroplastes.....	36
Chapitre III – Résultats obtenus	
1- Effet du stress salin sur la teneur en chlorophylle a.....	38
2- Effet du stress salin sur la teneur en chlorophylle b.....	39
3- Effet du stress salin sur la teneur en chlorophylle ab.....	41
Chapitre IV- Discussion générale	
-Discussion générale.	43
Conclusion	45
Références bibliographiques	47
Annexes	52

Introduction

Introduction

Les sols salés occupent 400 à 950 millions d'hectares de la superficie de la terre (MASSOUD, 1974), la majeure partie se trouve dans les régions semi- arides et arides ou de surcroît, les facteurs naturels (température, sécheresse et pauvreté de sols) accentuent le phénomène. Et même dans le cas où l'eau est disponible; elle reste de mauvaise qualité et son utilisation anarchique (techniques d'irrigation non adaptés, déficience du drainage et certaines pratiques culturales) contribue largement à concentrer les sels dans le profil (OSMAN, 1982). Ainsi sur les 230 millions d'hectares qui sont irrigués à la surface du globe; environ un tiers est excessivement salé (ECKHOLME, 1975). De même que des eaux relativement salines sont de plus en plus utilisées dans l'agriculture (ALEM *et al.*, 2002).

Le bassin méditerranéen représente 16 millions d'hectares avec 3.2 millions en Algérie qui est un pays aride à semi- aride (AUBERT, 1975). La surface aride occupe environ 95% de terres (moins de 400 mm/an) dont 80% sont hyper- arides (moins de 100mm/an) (HALITIM, 1988).

En Algérie, la production agricole dépend pour une part très importante de l'irrigation (DURAND, 1983) pourtant la presque totalité des zones irriguées du pays souffre des phénomènes d'engorgement de salinité et de l'alcalinité qui constituent des obstacles pour mener à bien des irrigations, ceci est accentué d'une part par la sécheresse (augmentation du taux d'évaporation) et d'autre part par le problème du drainage insuffisant.

L'Algérie est l'un des pays le plus marqué par la sécheresse due à de faibles et irrégulières précipitations et par une pédogenèse halomorphe, Cette holomorphie est toute indicatrice des sols de zones arides et semi arides (HALITIM, 1985 et DAOUD, 1993). Des surfaces cultivables très importantes dans ces zones sont exposées à une désertification continue (HAMDY, 1999), d'où une menace pour l'équilibre alimentaire de ces régions. (KINET *et al.*, 1998).

En outre, les changements climatiques et édaphiques observés ces dernières années ont créé des réactions nouvelles dans la physiologie des plantes aussi bien spontanées que cultivées, dans ce cas de nombreuses espèces expriment une incapacité à poursuivre leur cycle

et donc disparaissent (**CHAMARD, 1993**), par contre d'autres espèces déclenchent des mécanismes de résistances et/ou de tolérance aux contraintes environnementaux (**UNGAR, 1987**).

La réponse à la salinité se manifeste généralement chez la plupart des plantes cultivées par un effet dépressif sur la croissance et le développement (**ALEM et al., 2002**). Mais cette réponse varie considérablement en fonction du genre, de l'espèce et même de la variété. (**KINGSBURY et al., 1984 et MASS, 1986**). Or, Aujourd'hui il est très important d'augmenter la productivité des plantes dans le monde, mais la stabilité de leurs rendements menacent meure par fois leur existence.

Deux approches peuvent être envisagées pour atténuer ces effets de stress:

- Soit modifier le génotype des plantes afin d'adapter celles-ci à l'environnement.
- Soit modifier les conditions de l'environnement afin de diminuer les effets de stress du milieu.

D'un point de vue écophysiologie, la mise en place d'espèces végétales résistantes à la salinité s'impose pour réhabiliter les zones affectées par ce facteur.

C'est pourquoi, l'introduction des halophytes comme les espèces d'*Atriplex* ouvrent une voie intéressante en raison des multiples avantages que présentent ces plants d'un point de vue écologique, fourrage, fixation des dunes.

L'objectif visé dans ce travail est l'étude de l'influence de la salinité sur une espèce considérée comme halophyte qui est *Atriplex halimus* et *Atriplex canescens*. Pour connaître la réponse des plantes à la salinité nous sommes intéressés à l'étude de l'action des régimes croissant de sels composés de chlorure de sodium et de calcium et l'eau de mer à travers l'un des paramètres physiologiques tel que la photosynthèse en analysant la teneur en chlorophylle dans les feuilles de ces plantes.

Très peu de données sont disponibles sur l'*Atriplex halimus* par contre sur le *canescens* nous n'avons pas du tout de données. Pour cela, nous avons commencé par une partie bibliographique comprenant le stress abiotique, la photosynthèse, les halophytes et les *Atriplex* suivis de la partie matériel et méthodes, des résultats obtenus et enfin d'une conclusion.

Chapitre I

Données bibliographiques

Chapitre I : Données bibliographiques

I- Stress abiotiques et la plante

1-Stress

Les stress environnementaux ou abiotiques, comme la sécheresse, la salinité et les basses températures sont des conditions de stress qui affectent la croissance et le rendement des plantes. Contrairement aux animaux qui peuvent se déplacer lorsque les conditions de vie ne sont plus favorables; les plantes ont développé des stratégies d'adaptation pour répondre aux changements environnementaux en contrôlant et en ajustant leurs systèmes métaboliques (**ACHOUR, 2005**).

On peut considérer que la notion de stress implique, d'une part, une déviation plus ou moins brusque par rapport aux conditions normales de la plante ou de l'animale; et d'autre part une réaction sensible de l'individu dans les différents aspects de sa physiologie change sensiblement, avec soit adaptations à la nouvelle situation, soit à la limite dégradation menant à une issue fatale (**LECLERC, 1999**). Pour survivre, la plante doit échapper ou éviter le stress.

L'échappement ou l'évitement peut être spatial, comme chez les géophytes et les hémicryptophytes en hiver, grâce à leurs parties souterraines ou très proches du sol : ou peut être temporaire exemple des thérophytes printanières qui évitent de pousser pendant la saison froide et la saison chaude (**LECLERC, 1999**).

Il existe des différents types de stress :

1-1-Stress salin

Le stress salin est dû à la présence de quantités importantes de sels potentiels hydriques, et réduit fortement la disponibilité de l'eau pour les plantes, on parle alors de milieu « physiologiquement sec » (**TREMBUN, 2000**). Donc la salinité est définie par la présence de concentrations variées de Na Cl de 0 à 450 ml/l (**KINET et al., 1998**).

La salinité des terres agricoles est un problème mondial qui ne fait que s'accroître, 15 millions d'hectares de ces terres sont affectées par une salinisation croissante des sols au Maghreb et au Moyen-Orient (**LE HOUEROU, 1966**). Aucune substance toxique ne joue un rôle aussi important que le sel (**ZID, 1982**).

Dans les zones irriguées, les ions sodium de l'eau s'accumulent dans les sols à des fortes concentrations ce qui engendre un problème osmotique en raison d'une concentration en sel particulièrement importante et l'environnement à un potentiel hydrique très négatif. Pour tirer de l'eau d'un tel environnement, les plantes qui y vivent doivent avoir un potentiel hydrique encore plus négatif que celui des plantes vivantes dans les environnements non salins, sinon les plantes perdraient de l'eau et se faneraient.

D'après (**HAMZA, 1980**), les plantes qui s'adaptent à la salinité se manifestent par des formes comme :

- Un faible allongement des organes et de leurs ramifications.
- Un raccourcissement des entre-nœuds.
- Une diminution de la surface foliaire.

1-2-Stress hydrique

Le manque d'eau est un élément déterminant pour la croissance des plantes, particulièrement en régions arides et semi-arides. Il induit, chez les plantes stressées une diminution du contenu relatif en eau et une réduction significative de la production de biomasse totale (**KRAMER, 1980; ALBOUCHI et al., 2000**) concomitante à une réduction de la croissance en diamètre et en hauteur des tiges (**VANHEES, 1997**).

Le terme déficit ou stress hydrique se rapporte à l'état physiologique de la plante lorsque les conditions d'eau sont défavorables à la croissance optimum. Une même modification hydrique présente des effets différents selon les espèces, variétés et même les divers stades de développement d'une plante (**HOWEL et HIALER, 1975**).

Le déficit hydrique des plantes est le résultat d'une combinaison complexe entre les facteurs du sol, de la plante et de l'atmosphère contrôlant le taux d'absorption de l'eau et les pertes d'eau par transpiration (**KOSLOWSKI, 1968**).

D'après **BOUSMAHA et BOULEBENE (1991)**, il y a stress hydrique lorsque la quantité d'eau perdue par transpiration est supérieure à celle que la plante est capable d'incorporer par ces racines.

1-3-Le stress ionique

La toxicité ionique survient lorsque l'accumulation des sels dans les tissus perturbe l'activité métabolique (**LEVIGNERON et al., 1995**). Ce type de stress est lié à la composition en éléments minéraux du sol et les carences en certains ions (**MONNEVEUX et THIS, 1997**). L'entrée massive dans la plante de certains ions tels que le sodium et le chlore, exerce une action toxique qui se manifeste par des lésions sur les feuilles (**MEKKAOU, 1990**).

Les sels présents dans le sol peuvent limiter l'alimentation de la plante en cations majeurs tels que K^+ , Ca^{++} et réduisent aussi l'alimentation en anion tel NO_3^- (**OULD BABANA, 1999**); la forte concentration de sel dans le milieu provoque une altération de la nutrition minérale et une perturbation des activités métaboliques s'exprimant par :

- La synthèse des protéines et des acides nucléiques.
- Le taux de respiration.
- L'accumulation de soluté organique.
- La photosynthèse et leur interaction (**ALAM, 1994 ; LEVIGNERON et al., 1995**).

1-4-Stress thermique

Les dégagements gazeux des activités humaines accroît les concentrations des gaz à effet de serre dans l'atmosphère comme le dioxyde de carbone (CO_2) et le méthane (CH_4). Ces accroissements de gaz à effet de serre augmentent la température moyenne mondiale (**ABROL et INGRAM, 1997**). Le stress thermique correspond à une élévation de la température approximativement de $10^\circ C$ au dessus de la température normale de croissance (**SCHOFFL et al., 1986**).

Au niveau cellulaire, les parois et les membranes des organes jouent un rôle vital dans le fonctionnement des cellules. Tout effet négatif ou néfaste du stress thermique sur les membranes conduit à la rupture de l'activité cellulaire, ou à la mort (**CHAISSOM, PONGPAN et al., 1990, in CHAHROUR, 2002**).

L'élévation de la température provoque une dénaturation des protéines membranaires, par la fonte des lipides membranaires qui conduit à la rupture des membranes et à la perte du contenu cellulaire (**AHRENS et INGRAM 1988 in CHAHROUR, 2002**). La baisse des

températures entraînent des ralentissements de la croissance, voir même une destruction des végétaux exposés (BELHASSEN *et al.*, 1995).

II - Les mécanismes d'adaptation

1 -Adaptation à la sécheresse

Les mécanismes de résistance à la sécheresse sont très complexes; ils peuvent impliquer des facteurs morphologiques, physiologiques et biochimiques à différents niveaux.

Selon MAY *et al.*, (1962) et LEYIT (1972) in CHAHROUR 2002, deux types de mécanismes d'adaptation à la sécheresse sont envisagés: les mécanismes d'évitement et le mécanisme de tolérance. Aucune de ces caractéristiques ne peut être utilisée à elle seule dans la sélection pour la résistance à un stress, c'est plutôt leur combinaison qui semble conférer à la plante son aptitude à tolérer un tel état (BOUZOUBA et EL MOURID, 1999). Selon HSIAO (1973) et TURNER (1976), les processus en relation avec la croissance et le développement des plantes sont influencés par le manque d'eau et la salinité.

Il y'a sécheresse soit dès qu'il se produit dans la masse des tissus un déficit hydrique amenant à une baisse de rendement. Où chaque fois que le déficit en eau provoque des réactions de défenses de la plante se traduisant par des modifications de l'état du feuillage qui caractérisent le flétrissement (HININ, 1976).

Il existe différents types de sécheresse (WHITE et O'MEAGHER, 1995) .

- La sécheresse climatologique essentiellement liée au déficit pluviométrique.
- La sécheresse agronomique qui fait appel au déficit de la réserve hydrique du sol et à l'état d'avancement de la végétation.
- La sécheresse édaphique liée aux conditions pédologiques.

2-Adaptation à la salinité

Selon TAL (1984), les conditions stressantes d'un milieu ont un effet lorsque les facteurs de l'environnement créent chez une espèce végétale une réduction de la croissance des individus, ou une augmentation du taux de mortalité de la population.

Selon, CHRETIEN (1992), le stress peut avoir diverses origines caractérisées par une perturbation chimique ,ou une contrainte physique, de manière réversible ou permanente selon

que les altérations provoquées dans ces conditions disparaissent ou non après retour à des conditions de croissance normales.

La présence de fortes concentrations de sels dans un milieu crée une pression osmotique élevée autour des racines, provoquant une réduction dans la disponibilité de l'eau du sol pour la plante. A ce déficit hydrique est associé un stress ionique dont l'ampleur dépend du niveau de perméabilité des membranes végétale par rapport au contenu ionique et du seuil de leur toxicité pour l'espèce végétale considérée (**HAMZA, 1980**).

Selon **CHRETIEN (1992)**, le métabolisme de la plante dans les milieux fortement salés est lié :

- A une résistance de la plante à la déshydratation.
- A une adaptation de son potentiel osmotique afin de rétablir les relations hydriques.
- Une alimentation en eau convenable.
- A un contrôle efficace des flux ioniques intra tissulaires et intracellulaires.

La classification des végétaux selon leur résistance et/ou leur tolérance s'établit en tenant compte du taux de croissance ou de mortalité des plantes en fonction du degré de salinité du milieu de culture.

Cette classification permet de regrouper les espèces végétales en halophytes et en glycophytes:

- Ainsi, la croissance des glycophytes, regroupant la grande majorité des espèces végétales, est ralentie quand la salinité du milieu externe dépasse 100mM pour devenir létale à partir de 300mM (**GREENWAY et MUNNS, 1980**).
- Les halophytes, supportant des teneurs en sel jusqu'à 7 fois plus élevées, et dont la croissance est stimulée par des concentrations salines entre 200 et 500mM (**FLOWERS et al., 1977**); les halophytes sont des indicateurs à la limite supérieure des capacités adaptatives des organismes végétaux à la salinité.

2-1-Synthèse des osmotocums

Pour surmonter le stress, les plantes développent d'autres mécanismes, complexes qui contribuent à l'adaptation aux contraintes de l'environnement (**YEO, 1983**). Ces mécanismes incluent l'ajustement osmotique faisant suite à l'intervention d'ions inorganiques et aussi

l'accumulation des solutés compatibles comme les osmoprotecteurs (STEWART, 1981; RHODES et HANDA, 1989).

Les osmoprotecteurs sont des petites molécules électriquement neutres, non toxiques, en concentrations molaires qui stabilisent les protéines et les membranes contre les effets dénaturant des hautes concentrations en sel et autres solutés nocifs (MUNNS, 2002).

2-2-Absorption et répartition des ions

Les halophytes accumulent les ions jusqu'à 800mM alors que les glycophytes le font entre 300 et 600 mM, selon leur degré de résistance (GREENWAY et MUNUS, 1980).

Chez ces halophytes, les ions toxiques sont exportés vers les feuilles et compartimentés efficacement dans les vacuoles ou excrétés par des glandes (ZID ET GRINGNON, 1991).

En conditions salines, le contrôle de la sélectivité K^+/Na^+ est un facteur important pour limiter la montée de Na^+ et assurer une alimentation adéquate des organes aériens en K^+ ainsi la plante doit capter le K^+ et exclure le Na^+ , ceci est réalisée par un transport sélectif à travers la membrane plasmique (WHITE, 1999).

2-3- Effet de la salinité sur les végétaux

La salinité est l'un des facteurs limitant pour la croissance des plantes. Les effets de la salinité sont multiples: l'arrêt de croissance, le dépérissement des tissus sous forme de nécroses marginales, suivi par une perte de turgescence, et une chute des feuilles et finalement par la mort de la plante (ZID, 1982). La salinité provoque aussi le plus souvent un retard dans le développement (EL-MAKKAOUI, 1990 et BOUKACHABIA, 1993).

La croissance foliaire est généralement plus affectée par le sel que la croissance racinaire comme chez l'orge (EL-MAKKAOUI, 1990).

D'une façon générale la tolérance au sel n'est pas constante pour une même espèce ou variété. Elle peut changer en fonction de l'âge physiologique ou du stade de développement de la plante (MAAS et HOFFMAN, 1977).

2-3-1- Effet de la salinité sur la germination

Des substances très diverses sont capables d'inhiber totalement ou retarder la germination comme la salinité. Selon **ZID (1977)**, la salinité des sols constituées un facteurs limitant en l'agriculture, car elle inhibe la germination et le développement de la plante, c'est le cas de la luzerne qui voit sa germination inhibé par des fortes concentrations de sel ; alors que ces mêmes concentrations n'entraînent qu'un simple retard de germination chez l'*Atriplex*.

La survie des plantes dans un milieu donné, dépend en grande partie de leur réaction au stade germination. Le chlorure de sodium présent dans le sol retarde la germination des grains des glycophytes et des halophytes (**ROSEMA, 1996 in BENNABI, 2005**). L'orge, l'avoine et le blé par exemple sont particulièrement résistants à la salinité après la germination (**EL-MAKKAOUI, 1990**).

Généralement, les graines d'halophytes demeurent viables après avoir été soumises à de fortes concentrations en sel et peuvent germé lorsque le stress salin est levé, ce type constitue une stratégie de survie en milieu salé (**KEIFFER et al., 1995**).

2-3-2- Effet de la salinité sur la croissance et le développement

D'après **BEKKOUCHE, (1992)** plusieurs auteurs montrent que le stress salin entraîne des modifications morphologiques, mais c'est le poids de la matière végétale sèche et la longueur des tiges qui rendent compte du milieu de la tolérance ou de sensibilité des plantes au sel.

Un retard de croissance important est signalé chez la plupart des glycophytes dès 50 mM.l⁻¹ de NaCl (3 g/l) dans la solution du sol. Par contre chez les halophytes, la croissance ne semble diminuer que pour des concentrations beaucoup plus élevées ; comme par exemple l'*Atriplex halimus L.*, qui voit sa production diminuer à partir de 480mM.l⁻¹ de NaCl (30g/l) (**BRUN, 1980**).

Parmi les manifestations morphologiques des plantes au stress salin, on peut constater:

- Une faible ramification des plants de tomate ainsi qu'une diminution de la longueur du diamètre, du poids frais, du poids sec des tiges et des racines ainsi qu'un raccourcissement des entre-nœuds (**RENTSCH et al., 1996**).
- Une réduction du nombre de feuilles et de la surface foliaire chez le haricot avec un taux de diminution de 20% à 40% (**LARHER et al, 1987**).

La diversité des végétaux selon leur comportement vis-à-vis du sel est différente tant sur le plan physiologique (croissance) et écologique (survie) que sur le plan agronomique (rendement) (**IRAKI et al., 1989**).

III- Photosynthèse

1-Historique

Bien que le phénomène essentiel de la photosynthèse soit l'assimilation du CO₂, c'est le rejet concomitant d'oxygène qui fut le premier découvert (**HELLER et al., 1998**).

PRIESTLY (1771-1773), montra qu'une plante mise sous cloche, peut vivre de longs mois sans renouvellement d'air ; contrairement à l'animale, elle peut régénérer l'air vicié par la combustion d'une bougie, et permettre à une souris de demeurer avec elle sous une cloche sans être asphyxié. Mais, **PRIESTLY** ne comprit pas le rôle que jouait la lumière dans le phénomène.

C'est **INGEN-HOUSZ (1779)** physicien Hollandais, qui démontra que l'émission d'oxygène n'est produite que par les organes verts et à la lumière.

SENEBIER (1782-1783), montra que du gaz carbonique était absorbé en même temps que de l'oxygène émis.

Beaucoup plus tard, en 1845 et après que le phénomène eut été précisé par différents chercheurs, le physicien **MAYER** suggère que la lumière agit en tant que source d'énergie.

Enfin **SACHS** en (**1864**), montra que les chloroplastes à la lumière synthétisent des grains d'amidon (**HELLER et al., 1998**).

2-Définition de la photosynthèse

La photosynthèse est le phénomène pivot du monde appelée aussi assimilation chlorophyllienne, est la fonction par laquelle les plantes vertes exposées à la lumière, synthétisent leurs substances organiques et particulièrement leurs glucides à partir du gaz carbonique de l'air (ou dissous dans l'eau) et de l'eau absorbée par les racines (d'après **CAMEFORT**).

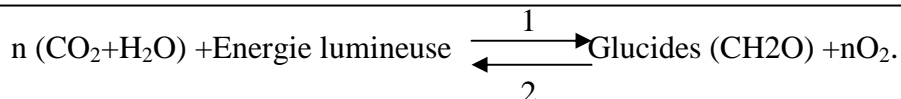
Autrement dit, la photosynthèse est le processus biochimique qui permet aux plantes vertes, grâce à la présence de la chlorophylle de:

- capter l'énergie lumineuse;
- transformer le carbone atmosphérique minéral; CO₂ en carbone organique.
- restituer de l'oxygène à l'atmosphère.

Sachant que la matière vivante est composée principalement de C, H, O, N atomes combinés en molécules organiques, la photosynthèse est le mécanisme qui permet d'incorporer dans ces molécules, le carbone C et l'oxygène O tous deux du CO_2 , l'hydrogène H venant de l'eau H_2O . Quand à l'oxygène O_2 venant de la "cassure" de l'eau, il retourne à l'atmosphère qu'il enrichit:

$\text{CO}_2 + \text{H}_2\text{O} + \text{Energie (lumineuse)} \rightarrow \text{substances organiques à base de C, H, O} + \text{O}_2$.

Ou plus précisément:



Dans le sens (1), cette réaction globale est la photosynthèse.

Dans le sens (2), c'est la combustion (respiration ou combustion vive), dégagement de l'énergie (lumineuse ou pas) et libérant de la vapeur d'eau et du gaz carbonique (**SOLTNER et al., 2001**).

3-Site de la photosynthèse

Les événements initiaux de la photosynthèse s'effectuent dans les membranes thylacoïdes des chloroplastes (figure 1).

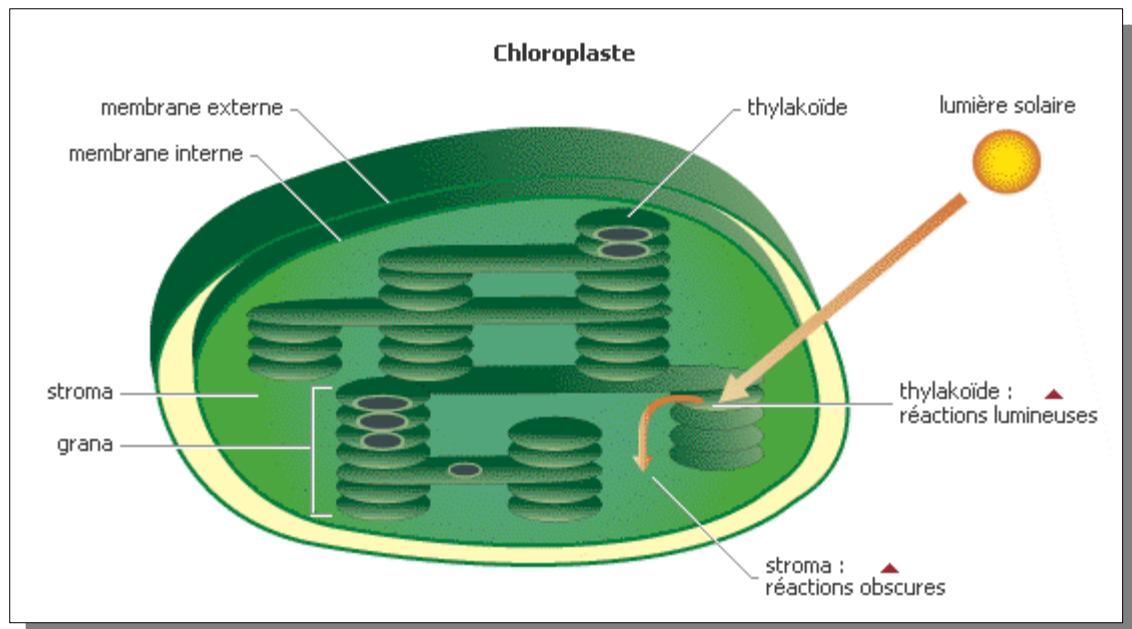


Figure 1 : Structure d'un chloroplaste (Encarta 2005)

Ces derniers sont des organites de la photosynthèse représentés chez les végétaux supérieurs sous forme discoïde dont le diamètre est compris entre 3 et 10 μm qui se présente un coupe transversale sous une forme lenticulaire. Il possède une membrane externe et une membrane interne, avec un espace inter membranaire.

La membrane interne entoure un stroma contenant tout les enzymes responsables de la réduction photosynthétique du carbone ainsi que d'autres enzymes qui interviennent dans d'autres voies métaboliques, et des structures membranaires appelées thylacoïdes, qui sont des sacs aplatis. L'empilement de ces sacs est appelé granum. Les thylacoïdes sont issus d'invagination de la membrane interne de l'enveloppe.

Les chloroplastes contiennent leur propre ADN et l'ARN et toute la machinerie nécessaire à sa réplication et son expression. Cependant les chloroplastes ne sont pas autonomes, ils contiennent aussi des protéines codées par le ADN nucléaire (STRWER, 1999).

4-Pigments photosynthétiques

Un pigment est une substance qui absorbe la lumière visible. La notion de pigment est donc liée à la vision humaine. Les plantes contiennent une variété de pigments qui sont des composés physiologiques importants et constituent une particularité marquante commune à pratiquement toutes les plantes. Le pigment possède la couleur des radiations qu'il n'absorbe pas (tableau 1).

Tableau.1 : Caractéristiques d'absorptions des différents pigments assimilateurs
(MAZLIAK, 1978).

Type de pigment		Maximums d'absorption (en nm) (dans les solvants organiques)	Espèces contenant le pigment
Chlorophylles	Chlorophylle a	420,600	Toutes les plantes supérieures et les algues.
	Chlorophylle b	435,643	Toutes les plantes supérieures et les algues vertes.
	Chlorophylle c	445,625	Diatomées et algues brunes.
	Chlorophylle d	450,690	Algues rouges.
Caroténoïdes	B carotène...	425, 450,480	Plantes supérieures et la plupart des algues.
	α carotène...	420, 440,490	La plupart des plantes et quelques algues.
	Lutéol...	425, 445,475	Algues vertes, algues rouges et plantes supérieures.
	Violaxanthol.	425, 450,475	Plantes supérieures.
	Fucoxanthol.	425, 450,475	Diatomées et algues brunes.
Phycobilines	Phycoérythrines.	490, 546,576	Algues rouges et certaines algues bleu-vert.
	Phycocianines.	618	Algues bleu-vert et certaines algues rouges.

La chlorophylle nous apparaît verte sous un éclairage solaire blanc (mélange de jaune, de bleu et de rouge) parce qu'elle absorbe les radiations complémentaires du vert, c'est-à-dire essentiellement le rouge.

Les pigments considérés dans ce tableau sont les seuls pigments responsables de la capture de l'énergie lumineuse utilisable lors de la photosynthèse.

Ces pigments sont essentiellement les chlorophylles a et b présentent dans tous les végétaux verts terrestres et chez certaines algues vertes. Ces chlorophylles sont aisément séparées et facilement caractérisées. On trouve la chlorophylle c chez les algues brunes; la chlorophylle d se trouve chez les algues rouges et la chlorophylle e chez le groupe plus toxique des Xanthophycées.

En plus des chlorophylles; les organismes photosynthétiques contiennent un ou plusieurs pigments organiques, capables d'absorber les rayonnements visibles ce sont les caroténoïdes et les phycobilines (MAZLIAK, 1978).

5-Structure de la chlorophylle

Le principal récepteur (photorécepteur) des chloroplastes des plantes vertes est la chlorophylle a qui est un tétra pyrole substitué. Les quatre atomes d'azote des pyrole sont liés par coordinance à l'atome de magnésium (figure 2).

Ainsi la chlorophylle est une porphyrine à magnésium, tandis que l'hème est une porphyrine à fer.

La chlorophylle b diffère de la chlorophylle a par un groupe aldéhyde à la place d'un groupe méthyle sur l'un de ses pyroles.

Les chlorophylles sont des récepteurs très efficaces parce qu'elles contiennent des réseaux de simples et de doubles liaisons alternées. De tels composés sont appelés polyènes. Ils ont des bandes d'absorption très forte dans la région visible du spectre.

Les photons absorbés par de nombreuses chlorophylles sont canalisés vers un centre de réaction.

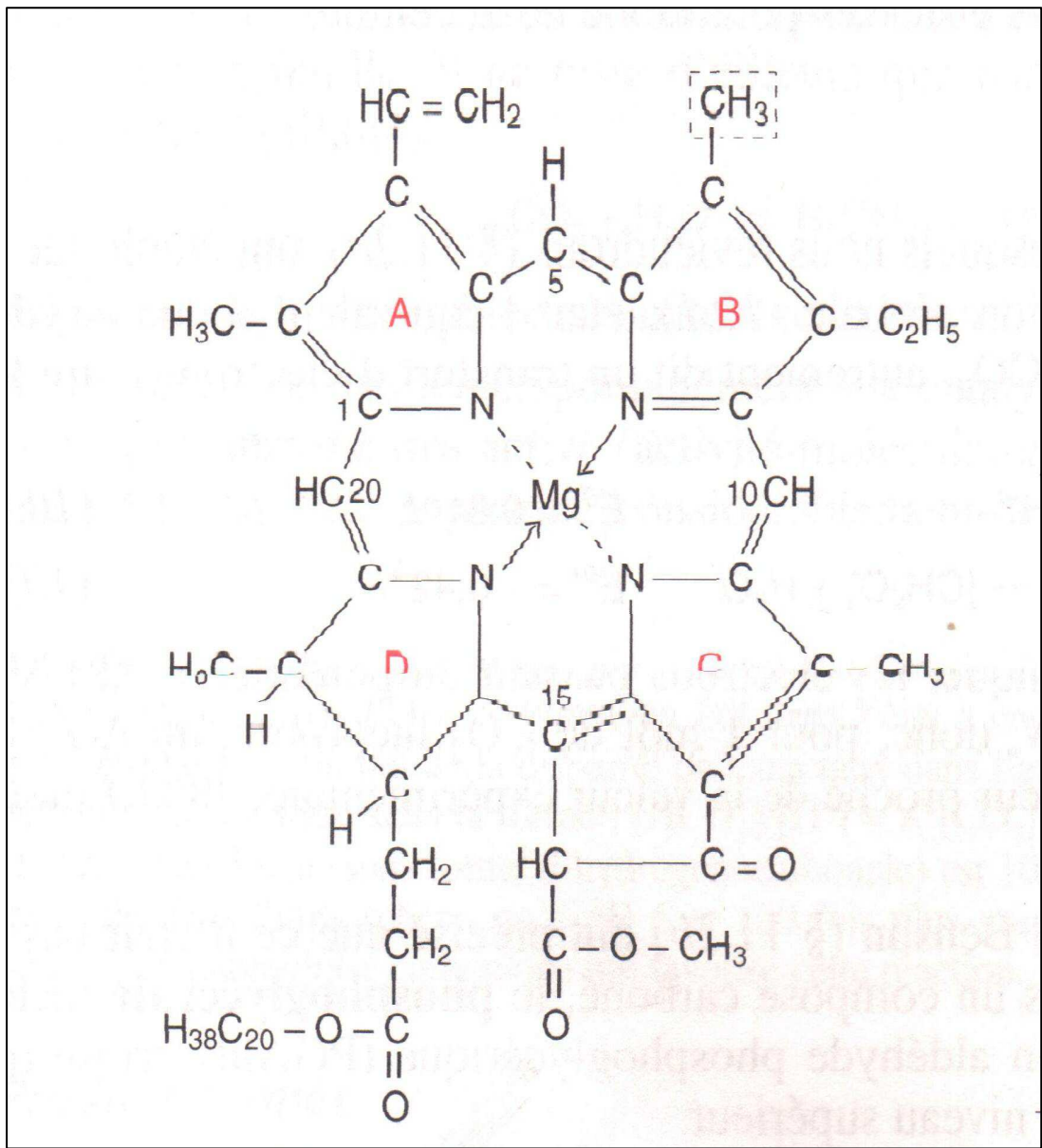


Figure 2: Structure chimique de la chlorophylle a. (HELLER *et al.*, 1998)

La chlorophylle b n'en diffère que par le radical formyle $-CH_3$ encadré, remplacé par un radical méthyle $-CHO$ dans le noyau B.

6- Déroulement de la photosynthèse

Au cours de la journée, les plantes sont soumises à des variations de l'intensité lumineuse incidente ou plus exactement de l'irradiation (SOLTNER, 2001).

Ces variations doivent être supportées sans dommage par l'appareil photosynthétique dont le fonctionnement équilibré est la condition indispensable de la vie sur terre.

Donc plusieurs mécanismes permettent de satisfaire à cette condition. On dit que la photosynthèse se compose environ d'une centaine d'étapes qui sont subdivisées par commodité en deux phases séquentielles.

a- Phase lumineuse ou claire

Phase où a lieu la photolyse de l'eau et la transformation de l'énergie lumineuse en énergie chimique.

C'est à l'intérieur même de la membrane des thylacoïdes que se trouvent les chlorophylles, chlorophylle a, b et autres pigments. Ces grosses molécules enchâssées dans la membrane absorbent la lumière par 2 systèmes photorécepteurs appelés : PS1 et PS2 (selon l'ordre dans le quel ils ont été découverts). Cette absorption de photons conduit à trois processus chimiques:

a-1- Photolyse de l'eau

Excités par les photons lumineux chargés d'énergie, des électrons e^- de certains atomes de chlorophylle s'en éloignent et sont captés par un "accepteur d'électrons" la NADP, nicotinamide –adénine –dinucléotide – phosphate, après circulation à travers toute une chaîne de "transporteurs d'électrons», grosses molécules protéiques insérées comme la chlorophylle dans la membrane du thylacoïde.

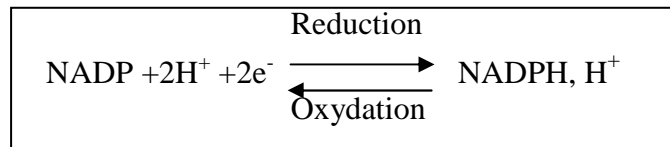
Pour remplacer les électrons perdus, la chlorophylle arrache d'autres à l'eau, la molécule est "cassée", on dit qu'il y a "photolyse", avec libération d'oxygène et d'ion H^+ :



- L'oxygène O_2 passe dans le stroma puis dans la cellule, qu'il quittera pour regagner l'atmosphère ;
- L'hydrogène sous forme d'ions H^+ , on proton, s'accumule dans le thylakoïde.
- Les électrons e^- correspondent à une énergie libre : l'énergie des photons lumineux qui a "existé" les électrons de la chlorophylle.

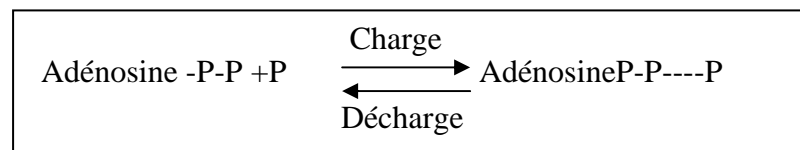
a.2- Réduction de NADP en NADPH₂

La NADP est donc un "accepteur final d'électrons et d'hydrogène ", intervenant en bout de la chaîne des 2 systèmes photorécepteurs. De sa forme "oxydée" NADP, elle passe à la forme "réduite" lorsqu'elle capte H⁺ et e⁻, devenant NADPH₂, encore écrite NADPH, H⁺ :



a.3- Phosphorylation

L'ATP, adénosine triphosphate, est une sorte de mini batteries qui ne cesse de se charger, pour fournir à la cellule la forme d'énergie chimique immédiatement utilisable dont elle a besoin. déchargé, il s'agit de l'adénosine diphosphate ADP: la liaison du troisième phosphate demande de l'énergie, et la rupture de cette liaison libère la même énergie, un peu comme un ressort qui libère brusquement l'énergie que l'on a dépensée pour le tendre.



Finalement, la phase lumineuse aboutit

- A la photolyse de l'eau avec restitution d'oxygène à l'atmosphère ;
- Au transport d'hydrogène qui sera nécessaire par la suite pour la synthèse du glucides ;
- A la conversion d'énergie lumineuse en énergie chimique accumulée dans des "condensés d'énergie" qui vont maintenant agir sans qu'il soit besoins de lumière. (SOLTNER et al., 2001).

b- Phase obscure ou sombre

Phase qui se déroule dans le stroma où , grâce à l'énergie ainsi emmagasinée, le dioxyde de carbone de l'aire est fixée et incorporée ensuite dans les glucides du plant grâce aux enzymes de cycle de Calvin (Figure3).

En présence d'une enzyme spécifique, le gaz carbonique se fixe sur un glucide en C₃, le ribulose diphosphate (ou Ru-di-P), présente en abondance dans le stroma des chloroplastes. Un seul oxygène du CO₂ se fixant sur un carbone, l'oxygène libéré est combiné à l'hydrogène présent dans le stroma pour former de l'eau : c'est la réduction du CO₂.

Le composé en C₆ formé, très éphémère, se scinde en 2 molécules en C₃ d'acide phosphoglycérique ou APG. L'ATP, qui cède son énergie, et la NADPH₂ qui cède son hydrogène (reprenant une forme oxydée NADP), permettent la formation de trios phosphate utilisés par la cellule pour la synthèse du glucose et d'amidon.

C'est le cycle de Calvin (découvert en 1962 par **CALVIN** et **BENSON**), dont la réaction globale s'écrit :



En fait, dès la formation du glucose dans le stroma des chloroplastes, celui-ci se condense en amidon de formule n (C₆H₁₀O₅) qui, au cours de la nuit suivante, quittera le chloroplaste sous forme de glucose.

En définitive, la photosynthèse est une série de réductions. Au sens chimique, cela signifie une perte d'oxygène:

- Réduction de l'eau ; donc rejet de l'oxygène hors de la plante,
- Réduction du CO₂; 2 oxygènes pour un carbone dans le gaz carbonique, un oxygène pour un carbone dans les glucides. L'oxygène n trop s'associe aux ions H⁺ du stroma pour former de l'eau.

7- Types métaboliques photosynthétiques

D'après **SOMERVILLE (1984)**, tous les végétaux ne se comportent pas de la même manière vis-à-vis des facteurs limitant de la photosynthèse. Le Maïs et la Canne à sucre se contentent, pour arriver à un rendement photosynthétique maximal, de faible concentration en CO₂ et leur croissance n'est pas sensiblement améliorée par enrichissement en CO₂. Par rapport à ce facteur, il existe donc deux types des plantes.

Dans les deux cas, le premier composé hydrocarboné produit par les réactions "sombres" de la photosynthèse n'est pas le même: chez la grande majorité des plantes, c'est un composé à trois atomes de carbone, ces espèces sont appelées plantes en C₃, chez d'autres plantes, ce composé a 4 atomes de carbone: ce sont des plantes en C₄ et les plantes CAM (Crassulacean Acid Métabolism).

C'est uniquement une étude biochimique des réactions de la photosynthèse qui permet de connaître les deux types de mécanismes de fixation de CO₂ qui se déroulent dans les deux types de plantes.

7-1- Photosynthèse en C₃

Chez ce type de plantes, le CO₂ entre dans le métabolisme cellulaire en se couplant ; dans les chloroplastes; à un composé à cinq atomes de carbone; le ribulose 1-5-biphosphate (RUBP). C'est pour donner un corps intermédiaire éphémère à six atomes de carbone.

La réaction de couplage ou carboxylation est catalysée par une enzyme spéciale; la ribulose 1-5-biphosphate carboxylase, le composé en C₆ est immédiatement scindé en deux parties identiques grâce à la même enzyme ; les deux molécules de phosphoglycérate qui en résultent sont des composés à 3 atomes de carbones qui ont donné leur nom aux plantes en C₃. Le phosphoglycérate est réduit en triose-phosphate qui est exporté hors de chloroplaste dans le cytoplasme ou il est utilisé pour le métabolisme cellulaire et la synthèse du sucre.

Quant à l'accepteur du CO₂ le RUBP il est continuellement régénéré pour alimenter le cycle grâce au quel le CO₂ est incorporé par les plantes (figure 3).

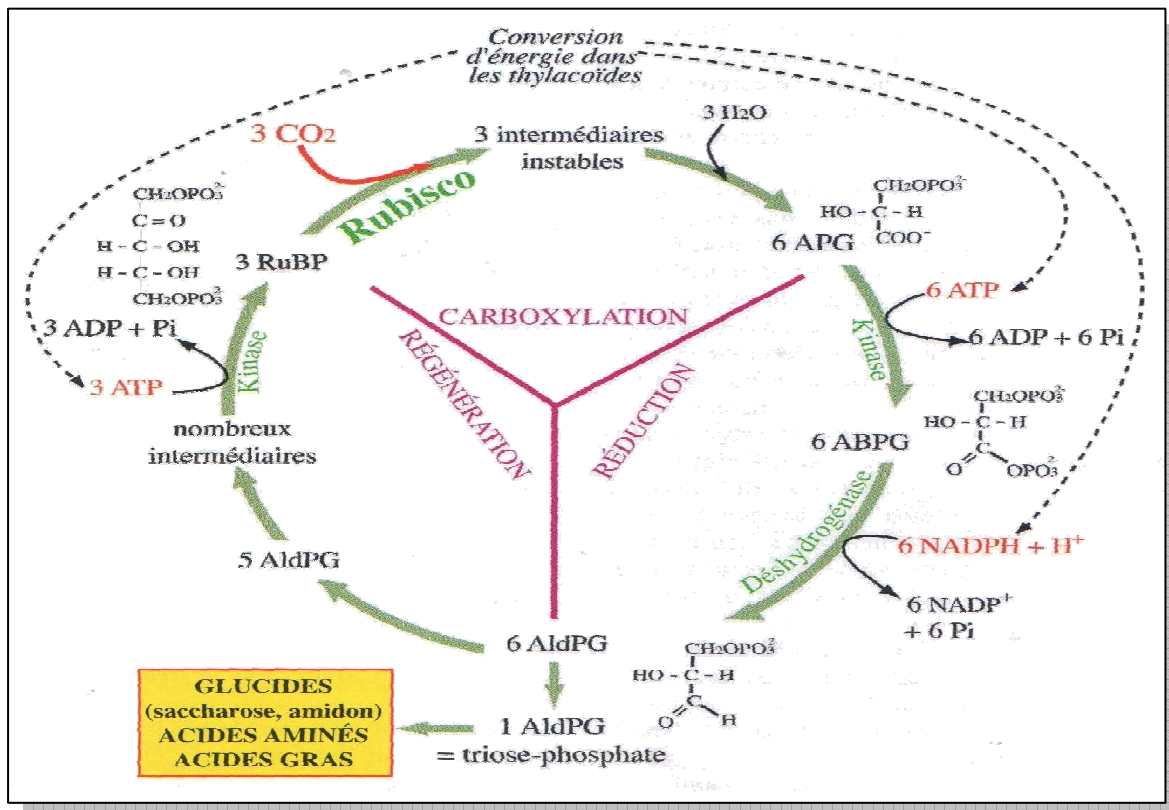


Figure 3 : Cycle de Calvin (MEYER, 2004)

APG, 3-phosphoglycérate (C3) ; ABPG, 1, 3-biphoglycérate (C3) ; AldPG, glyceraldehyde3-phosphate ou triose phosphate (C3) ; RuBp, ribulose 1,5-biophosphate (C5).

7-2-Photosynthèse en C₄

HATCH et SLACK (1960), ont montré par une série d'expériences minutieuses que chez certaines plantes ; la première étape de fixation du gaz carbonique n'est pas le couplage du CO₂ au RUBP mais une autre molécule ; il se forme alors une molécule à quatre atomes d'où le nom de ces plantes "C₄".

Comme une 2^{ème} étape, le composé en C₄ perd une molécule de CO₂ qui est récupérée et couplée à une molécule du RUBP grâce à l'intervention de la rubixo (ribulose 1-5-biophosphate carboxylase oxygénase). Un caractère spécial des plantes en C₄ qui est une meilleure utilisation ou exactement la réduction des pertes d'eau qui est liée à la transpiration.

Les C₄ possèdent un atout supplémentaire pour la vie dans les régions chaudes ou la fourniture d'eau peut devenir un facteur limitant.

7-3-Plantes dites "CAM"

Un autre mécanisme de concentration du CO₂ est appelé métabolisme crassulacéen (CAM) parce qu'il a été d'abord étudié chez des plantes appartenant à la famille de Crassulaceae.

Comme chez la plante en C₄. La plupart des familles; à l'exception des Crassulaceae et des Cactaceae; ne présentent pas un métabolisme de type CAM exclusif. La plupart des familles renferment aussi les 3 types de photosynthèse en C₃, C₄ et CAM.

Les plantes CAM peuvent économiser l'eau d'une façon remarquable; donc ils peuvent s'adapter dans les régions extrêmement secs ou "xeromorphes".

IV- Halophytes

Les halophytes, terme venant du grec halos (sel) et phyton (plante). Les halophytes sont des plantes qui croissent sur des sols très salins (**HOPKINS, 2003**). Les plantes dites halophytes sont naturellement tolérantes au sel et poussent aussi bien voir mieux dans un environnement salin qu'en condition normale (**LEVIGNERON, 1995**).

Les plantes halophiles ou halophytes fréquentent les sols salés ou "halomorphes" c'est-à-dire chargés de chlorure de sodium (et d'autres sels).

Leurs caractères extérieurs rappellent ceux des xérophytes, adaptés à la sécheresse, qu'il s'agisse de plantes succulentes, d'arbustes au feuillage léger et souvent bleuâtre (*Atriplex, Tamarix*), ou d'herbes au port très délié comme le Scirpes et les Joncs (**HELLER et al., 1998**).

1-Classification des halophytes

HELLER et al., (1998) montrent qu'on peut classer les halophytes en quatre catégories

- d'après leur résistance au sel.

Les plantes sensibles: qui commencent à être affectées (baisse de rendement de 20%) pour les concentrations de 2 à 3 g/l) comme chez les haricot, pois, fève, melon, ail, abricotier, noyer....

- Les plantes assez résistantes, qui tolèrent de 3 à 5g/l: luzerne, trèfle d'Alexandrie, carotte, pêcher....
- Les plantes résistantes, qui acceptent jusqu'à 10g/l comme la Tomate, le Mais (sous certains climats), l'Avoine, le Blé, le seigle, l'Orge, le Ray-grass, le Sergho (sensiblement dans l'ordre de résistance croissante).
- Les plantes très résistantes, d'un intérêt spécial pour la culture en sol salé; Epinard, Betterave (deux chénopodiacées, famille particulièrement riche en halophytes *Salicornia, Suaeda, Salsola, Atriplex, etc....*) Chou, Asperge, Riz, Cotonnier, Palmier (jusqu'à 18 g/l).

V- Besoin des plantes en éléments nutritifs

1-Composition minérale des végétaux

La composition minérale d'un tissu se détermine sur le résidu sec, après incinération ou minéralisation par voie humide (mélange oxydant acide). Les trois éléments caractéristiques sont des substances organiques C, H et O qui représentent en masse plus de 90% du résidu sec

(C:de 40 à 50%, O:de 42 à 45%, H:de 6 à 7%). Les plantes les incorporent dans leurs tissus végétal par l'intermédiaire des processus de photosynthèse; les autres éléments, dits "éléments minéraux"(car en générale tirés des minéraux du sol), sont classés selon leur importance pondérale, en deux groupes:

- Les macroéléments, présents à des taux de l'ordre de quelques pour mille à quelques pour cent (de la matière sèche des tissus);
- Les oligoéléments, à des taux inférieurs à 1 pour mille.

Les macroéléments comprennent : l'azote (1à 3% de la matière sèche),le potassium (2à 4% en générale), le calcium (1à 2%), le magnésium (0,1à 0,7%),le soufre (0,1à 0,6%)et le phosphore (0,1 à 0,5%).

On peut y adjoindre Na, Cl et Si, qui se rencontrent à des taux très variables suivant les végétaux.

Les oligoéléments comprennent une vingtaine d'éléments: Fe, Mn de 0,01à1p. Mille de la matière sèche (10 à 1000 PPM), Zn, Cu, B aux environs de 0,01p.mille de la matière sèche (10 PPM); Al, Ni, Co, Mo, I, Br, F à des taux faibles encore 0,001 à 1PPM; et à des taux très variable, mais toujours très faibles (**SOLTNER, 2001**).

2-Rôle de quelques éléments minéraux

a- Chlore

L'ion chlore est présent en grande quantité dans les milieux naturels (sols et eaux). Toutefois, en tant que macroélément, comme le sodium qu'il accompagne souvent il n'est indispensable que pour certaines espèces adaptées au sel ; mais la plupart des plantes le tolèrent très bien. Son abondance et la présence de pompes à Cl⁻ électrogènes très actives font qu'il contribue largement à la création de potentiel électrique négatif à l'intérieure des cellules, favorisant ainsi l'entrée des cations.

Il est, avec le potassium (éventuellement le sodium), l'un des principaux ions responsables de la turgescence cellulaire.

Il est nécessaire à la photosynthèse, à des concentrations très faibles (0,03meq/l), vraisemblablement pour le transfert des électrons de l'eau à la chlorophylle. Certaines espèces (Epinard, Canne à sucre) sont particulièrement sensibles à sa carence (**LAMANT, 1999**).

b-Sodium

Bien que chimiquement très proche du K, le sodium ne peut le remplacer. Il pénètre d'ailleurs assez mal dans les cellules végétales, qui ont tendance à le refouler. La plupart des espèces peuvent s'en passer tout en le tolérant assez bien (jusque vers 10 ou 20meq/l ou plus) et il est l'élément couramment utilisé comme ion d'accompagnement pour introduire un anion dans un engrais ou une solution nutritive.

Cependant il est nécessaire aux algues marines, ne serait-ce que pour maintenir leur pression osmotique interne (qui doit être supérieure à celle de l'eau de mer) et à quelques halophytes (*Atriplex vesicaria*) ; il favorise la croissance d'autres, y compris celle dont l'halophytes est peu marquée, comme la Betterave.

Toutes les plantes C₄ n'exigent pas le sodium tels que le Mais, le Sorgho et la Canne à sucre qui n'a pas besoin. Mais chez la plupart des Chénopodiacées et Cypéracées, en l'absence total de sodium, l'assimilation du CO₂ est déficiente par suit d'une insuffisance de pyruvate dans les chloroplastes (**HELLER et al., 1998**).

c- Calcium

Le calcium est indispensable aux végétaux supérieurs. Contrairement au potassium, le calcium est peu mobile. Ses deux charges (+) en font un élément aisément absorbable par les membranes biologique, généralement chargées négativement. Il a également tendance à former des complexes organométalliques, les chélates. C'est lui qui neutralise les acides pectiques de la lamelle moyenne ; en l'absence de Ca (ou en présence d'ions oxalate qui le précipitent) les tissus ont tendance à se désorganiser.

Le calcium pénètre cependant en partie dans les territoires internes et dans les vacuoles, surtout dans les tissus âgés. Il y neutralise alors les acides organiques en excès notamment les acides oxaliques (précipitation de cristaux d'oxalate), tartrique et citrique, particulièrement abondants dans les tissus âgés (**SO LTNER, 2001**).

d- Fer

Si les besoins en fer sont considérés comme élevées (10 mg/litre, de solutions du sol), c'est qu'il est difficile de maintenir le fer en solution, il a une rôle essentiel dans la formation de la photosynthèse et dans le transport d'oxygène.

C'est un élément de liaison entre certaines protéines et des enzymes. Ce type de liaison est appelé chélation, donc c'est un catalyseur de plusieurs enzymes.

Les carences en fer sont fréquentes, provoquées notamment par des pH trop élevées. La carence en fer est rare sauf chez le fraisier qu'est très sensible au manque de fer. (SO LTNER, 2001).

e- Azote

L'azote est le principale élément plastique donc élément servant à construire les tissus vivants:

- Il est l'un des constituants de l'ADN des noyaux de toutes les cellules;
- Il sert à construire toutes les protéines des cytoplasmes, des membranes, des plastes en particulier les chloroplastes;

Il entre aussi dans la constitution des enzymes, substances protéiques de commande tous les fonctions biologiques. (SO LTNER, 2001).

f- Phosphore

Sous forme de phosphate, c'est un catalyseur pour des nombreuses réactions du cycle de Calvin par lequel le gaz carbonique (CO₂) et l'hydrogène servent à la synthèse du glucose, point de départ de toutes les autres synthèses (glucides lipides, protides). (SO LTNER, 2001).

g- Potassium

Cet élément reste dans la plante sous forme d'ions K⁺; très mobile; dissous dans les liquides intracellulaires notamment dans la vacuole, c'est aussi un élément de résistance des plantes au gel et à la sécheresse, ses rôles sont d'une extrême importance dans toute plante ; en effet, il maintient la pression osmotique, donc la turgescence des vacuoles et assure l'équilibre acido- basique de la cellule. (SO LTNER, 2001).

h- Magnésium

C'est un constituant de la chlorophylle et par conséquent il joue un rôle important sur la photosynthèse. Le magnésium active près de 300 processus enzymatiques et en particulier celui liée au un métabolisme des hydrates de carbones. Il agit sur la stabilité de la membrane cellulaire, sur la régulation de transport ionique interne, favorise la synthèse de protéines, des sucres et des lipides, régularise la réduction des nitrates et influence l'absorption et la translocation des phosphates. (SO LTNER, 2001).

VI- *Atriplex*

Les plantes du genre *Atriplex* sont des halophytes présentes dans la plupart des régions du globe (LE HOUEROU, 1992), elles appartiennent à la famille des Chénopodiacées et se caractérisent par leur grandes diversités. Ce genre comprend environ 417 espèces (FRANCLLET et LE HOUEROU, 1971).

Une cinquantaine d'espèces présentent un intérêt fourrager reconnu, dont une dizaine a fait l'objet d'essais plus en moins suivis, de plantations et d'exploitation en Tunisie et dans les pays voisins (LE HOUEROU et PONTANIER, 1988).

Les espèces d'*Atriplex* qui ont suscité un intérêt particulier sont :

A. halimus L. ; *A. mollis* Desf; *A. semibaccata*; *A. canescens* Nutt; *A. vesicaria* Hew ; *A. portulacoides* L. (LE HOUEROU, 2000).

Le genre *Atriplex* de par sa pérennité et sa résistance aux contraintes du milieu; peut en cas d'exploitation rationnelle constituer un moyen de mise en valeur de zones et de lutte contre la désertification.

1-Présentation de l'*Atriplex halimus*

1-1-Systématique de l'espèce

D'après CHADEFAUT et EMBERGER (1960), la classification de l'espèce *Atriplex halimus* dans le règne végétale est la suivante :

Règne	Végétale
Embranchement	Spermaphytes
S/Embranchement	Angiospermes
Classe	Dicotylédone
S/classe	Apétale
Ordre	Centrospermales
Famille	Chénopodiacées
Genre	<i>Atriplex</i>
Espèce	<i>A. halimus</i>

Nom vernaculaire: Arroche halime ou pourpier de mer

Nom arabe : G'ttaf.

1-2-Description de l'*Atriplex halimus* L.

Les plantes du genre *Atriplex* sont des plantes de terrains salés, vivant surtout sous les climats arides et semi-arides. Le genre *Atriplex* comprend environ 417 espèces (**FRANCLET et LE HOUEROU, 1971**). Une quinzaine d'espèces ont été mise en évidence en Algérie, parmi elles, *Atriplex halimus* L.

Atriplex halimus L. est une plante caractérisée par un important polymorphisme morphologique (herbes ou arbustes) qui se manifeste au niveau de la dimension et la forme des feuilles des arbres fructifères et des graines, ainsi qu'un polymorphisme dans la production de la biomasse (**BEN AHMED et al, 1996**). Le polymorphisme semble être une caractéristique des Chénopodiacées.

La forme adulte d'*Atriplex halimus* est caractérisée par une hauteur pouvant atteindre les 3 mètres (**BEN AHMED et al., 1996**). L'*Atriplex* adulte est très ramifiée, ayant un aspect blanc argenté, à tige dressé, à racine blanchâtre s'orientant horizontalement, pivotante, pouvant atteindre 3 à 5 fois la longueur de la tige. Les feuilles sont alternes, mais nettement pétiolées, le limbe foliaire est entièrement ou légèrement, parfois aigu ou sub-mécroné au sommet, mesurant 0.5 à 1 cm de largeur et 2 à 4 cm de longueur (**BENREBIHA, 1987**) (photo 1 et figure 4).

Les fleurs sont unisexuées, monoïques avec parfois quelques hermaphrodites (**QUEZEL et SANTA, 1962**).



Photo 1: Plant d'*Atriplex halimus* L.

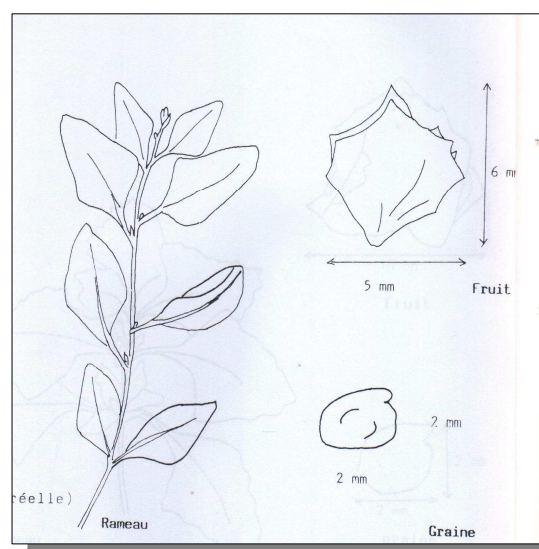


Figure 4 : Caractéristiques morphologiques d'*Atriplex halimus* L. (**BENREBIHA, 1987**)

Les graines d'*Atriplex* sont verticales, lenticulaires, à marge obtuse, mate, lisse, brun noir, à l'extrémité un peu saillante vers le milieu de la graine, la floraison d'*Atriplex* a lieu de Mai à Septembre (MAIRE, 1962) ; selon NEGRE (1961), l'*Atriplex halimus* est une espèce Chaméphyte ou monophanérophyte fleurissant et fructifiant du mois d'Avril jusqu'en Novembre.

2- Présentation de l'*Atriplex canescens* Pursh

L'*Atriplex canescens* est une plante buissonnante de 1 à 3 m de hauteur à port plus ou moins intriqué, formant des touffes de 1 à 3 m de diamètre.

Les rameaux blanchâtres sont étalés, ascendants ou arqués, retombants vers l'extrémité. Les feuilles courtement pétiolées ou subsessiles, sont alternes. Leur limbe linéaire, lancéolé et uninervé sont vert grisâtre; il mesure 3 à 5 cm de longueur et 0,3 à 0,5 cm de largeur. Des feuilles axillaires plus petites (0,5 à 1,5 sur 0,1 à 3 cm) sont aussi présentes le long de l'axe feuillé (photo 2 et figure 5).

Les inflorescences dioïques en épis simples ou panicules sont au sommet des rameaux pour les fleurs mâles et axillaires ou en épis subterminaux pour les fleurs femelles. Les valves fructifères pédonculées, concrescentes sur 3/4 de leur longueur sont munies de chaque côté de deux ailes longitudinales, de 0,8 à 1,5 cm de longueur (BENREBIHA, 1987).

-Description taxonomique

L'*Atriplex canescens* est aussi une chénopodiacée, appartenant au genre des *Atriplex* et espèce *A. canescens*.



Photo 2: Plant *Atriplex canescens* Pursh.

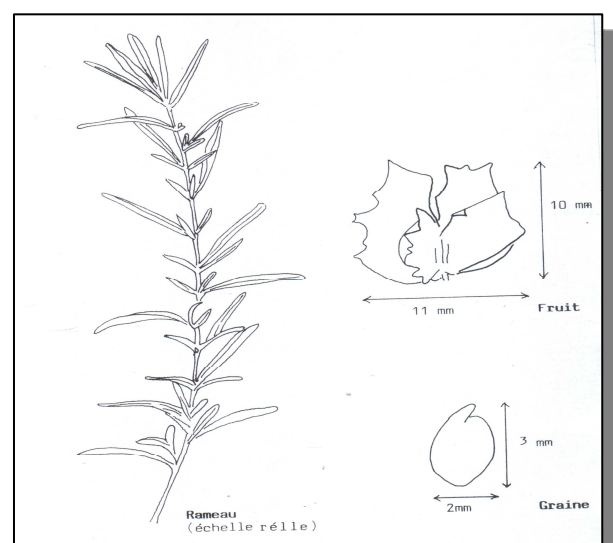


Figure 5: Caractéristiques morphologiques d'*Atriplex canescens* Pursh (BENREBIHA, 1987)

3- Propriétés écologiques de l'*Atriplex*:

Les *Atriplex* poussent aussi bien dans des sols salins que fortement salins, l'*Atriplex halimus* supporte des concentrations de chlorure de sodium (Na Cl) voisines de celles de l'eau de mer (30g/l) (ZID et BOUKHRIS, 1997). Cependant, leurs graines ne sont pas autant tolérantes au sel au stade germination.

L'*Atriplex* support des températures minimales de 5 à 10 C° (FROMENT, 1972).

L'examen de la répartition du genre *Atriplex*, montre que la plupart des espèces se situent dans les régions où les précipitations varient entre 200 et 400 mm /an (FRANCLET et LE HOUEROU, 1971). Selon les mêmes auteurs, cette plante peut pousser sur des sols rocailloux et argileux et des zones d'épandage plus ou moins salées, comme elle peut se développer dans des dépressions à sol profond de texture moyenne. L'*Atriplex* est résistante en saison hivernale.

Selon FROMENT (1972), l'*Atriplex halimus* peut s'adapter à des milieux divers par exemple, en Tunisie sous une pluviométrie de 100 à 500 mm/an.

Les recherches de HAMDY et al., (1997) ont montré que les plantes d'*Atriplex* se comportent mieux dans un sol argileux que dans un sol sableux. Néanmoins, l'addition de terreau à du sable améliore nettement leur croissance.

4-Valeurs écologique et économique de l'*Atriplex*

* Mise en valeur des sols pauvres

Les *Atriplex* sont les arbustes les mieux adaptés aux régions arides et aux sols pauvres. D'autre part, la couverture d'*Atriplex* accroît considérablement la perméabilité des sols et l'augmentation de drainage dans les horizons superficiels.

* Fixation des dunes

L'emploi des *Atriplex* s'est révélé extrêmement efficace pour la fixation des dunes.

En Algérie des essais réalisés sur le cordon dunaire la région de Djelfa, Boussaâda avec plusieurs espèces d'*Atriplex* semblent donner un résultat satisfaisant (BENREBIHA, 1987).

*** Mise en valeurs des sols salés**

Les plantations d'*Atriplex* peuvent permettre la récupération des zones salées, l'*Atriplex halimus* est particulièrement résistante au NaCl. Sa croissance est stimulée en présence de Na Cl à 150 m moles (**BEN AHMED et al, 1996**).

Les *Atriplex* peuvent aussi "désaliniser" les sols. Ils sont donc des cultures qui peuvent être utilisées dans les régions menacées par la salinité.

*** Intérêt fourrager**

L'*Atriplex* constitue en période de sécheresse, un fourrage apprécié des camélidés et particulièrement des ovins et des caprins (**KINET et al., 1998**).

Ce sont des espèces riches en matières azotées (1.5 à 3.7%) mais pauvres en énergie (**EL SHAER et KANILL, 1998**).

Chapitre II

Matériel et méthodes d'études

Chapitre II : Matériel et méthodes d'études

1-Objectif

L'objectif de ce travail consiste à :

- Evaluer l'impact de la salinité en utilisant des traitements différents comme l'eau de mer et des sels combinés (Na Cl +CaCl₂) sur la biosynthèse de la chlorophylle.
- Doser la teneur en chlorophylles a, b et ab 4 mois après de repiquage des plants.

2-Matériel

2-1- Matériel végétal

Nous avons utilisé pour notre expérimentation des graines d'*Atriplex halimus* et *canescens* qui sont récoltés au cours de la période de décembre dans la région de Djelfa (station d'EL-Mesrane). Ces graines poussent dans des conditions naturelles différentes.

2-2- Caractéristiques de la zone de prélèvement des grains (Djelfa)

Djelfa est une ville se trouvant à 300 Km au sud d'Alger, la commune est limité au Nord par Médéa, au Sud par Laghouat, Ghardaïa et Ouargla, à l'Est par M'sila, Biskra et El-Oued, à l'Ouest par Tiaret.

Les coordonnées de la zone de Djelfa sont: 3°17' Est de longitude et 34°40' Nord de latitude. Elle s'élève à une altitude 1139 m. Les précipitations moyennes sont de l'ordre de 308 mm/an.

La région présente une période de sècheresse qui dure 4à 5 mois. Elle débute à mi-Mai jusqu'à la mi-October, interrompue par la période humide allant de novembre au mois de Mars. Elle appartient à l'étage bioclimatique semi aride (**BENREBIHA, 1987**).

3-Méthodes

3-1- Dispositif expérimental

L'essai a été conduit dans des pots sous serre à l'Institut d'Agronomie Saharienne. Le dispositif expérimental est en blocs aléatoires complets, qui comprend 6 blocs (traitements) et une série de pots de 15 plants (répétitions) pour chaque espèce (*Atriplex halimus* et *Atriplex canescens*). Nous avons utilisés 180 pots pour l'ensemble de l'essai.

Les plantes sont stressées soit à l'eau de mer diluée à 25%, 50% et sans dilution 100%, ou aux sels combinés Na Cl +CaCl₂ à 400 et 600 meq / l de solution nutritive de **HOAGLAND (1938)**.

Les plants témoin sont arrosés à la solution nutritive.

3-2- Préparation du substrat de culture

Pour réaliser notre étude, nous avons utilisé le sable des dunes comme substrat de culture. Ce sable a été tamisé plusieurs fois pour éliminer toutes les impuretés (débris végétaux, animaux). Ensuite il a été procédé à un premier lavage avec l'esprit de sel pendant 15 mn pour éliminer les sels comme le chlorures, carbonates ... etc., puis rincé plusieurs fois à l'eau distillée pour éliminer toute traces de sels. A la fin de chaque lavage, on prend une petite quantité d'eau de rinçage quelques gouttes de nitrate d'argent pour vérifier qu'il n' y'a plus de sels dans le sable.

Le sable est ensuite mis dans l'étuve durant quelques heures puis épandu à l'air libre sur du papier journal pour terminer le séchage. Ce sable constitue un support inerte à la plante, aère les racines et présente l'avantage de ne pas fixer les ions (**DAMELON, 1968**).

3-3. Production des plants

Avant de mettre les graines dans les alvéoles pour germer, nous avons pris le soins de les décortiquer manuellement, celles-ci sont sélectionnées quand à leur morphologie, leur taille, leur couleur (brune) et leur état sanitaire (non contaminées par les champignons). Elles sont désinfectées dans une solution d'eau de javel à 8% pendant quelques minutes puis sont rincées à l'eau distillé plusieurs fois pour éliminer toutes traces de chlore.

Les graines sont ensuite semées dans des alvéoles remplies de terreau (Gro-Green Raeyco). Le tout est arrosé légèrement à l'eau distillée. Cette première opération a durée 30 jours, elle a pour but de produire des plantes (photo3 et 4).

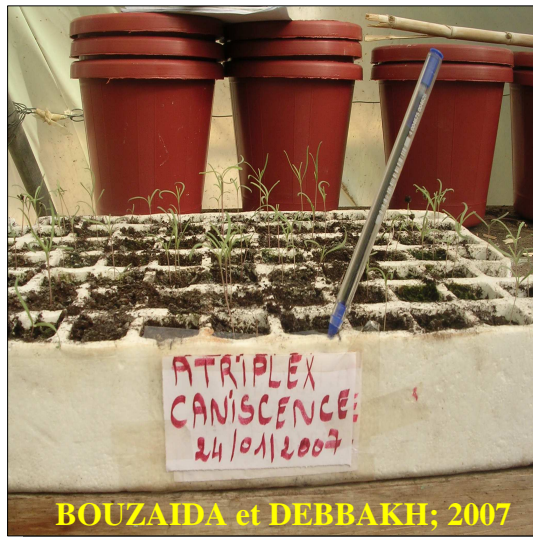
**BOUZAIDA et DEBBAKH; 2007**

Photo 3: Plantules d'*Atriplex canescens* pursh en alvéole âgées de 20 jours

**BOUZAIDA et DEBBAKH; 2007**

Photo 4: Plantules d'*Atriplex halimus* L. en alvéole âgées de 30 jours.

3-4- Préparation des pots

Nous avons préparé dans cette phase, des pots en plastiques de 16 cm de diamètre et 13.8 cm de hauteur, qui sont remplies d'un mélange de sable lavé et de tourbe industrielle à raison de deux volumes de sable pour un volume de tourbe (2/3, 1/3) . Après avoir tapissé le fond de chaque pot d'une couche de gravier servant de drain, nous avons remplis chaque pot avec 2,27082 Kg du mélange (photos 5 et 6). Cette valeur de poids est retenue pour déterminer la capacité de rétention de ce substrat dont le mode de calcul est indiqué en (annexe 1).

Il fallait calculer cette capacité hydrique afin de calculer les quantités de solution nutritive à apporter au moment des arrosages.



Photo 5: Plantes d'*Atriplex canescens* Pursh un mois après le repiquage



Photo 6: Plante d'*Atriplex halimus* L. un mois après le repiquage

Dés l'apparition des premières feuilles. Les plantules sont repiquées individuellement dans les pots et sont arrosées chaque deux jours à la solution nutritive de **HOAGLAND (1938)** diluée à 1/1000, apportée à 30% de CR pendant trois mois de repiquage, et après avoir constaté une certaine fanaison et dessèchement du bout des feuilles, nous avons doublé la dose d'arrosage à 60% de CR durant un mois, jusqu'au moment de l'application du stress salin.

4- Préparation des différentes solutions

4-1- La solution nutritive:

La solution nutritive utilisée pour l'arrosage au courant de l'expérimentation est celle de **HOAGLAND (1938)** apporté trois fois par semaine. Elle se compose d'un ensemble de macro-éléments et de micro-éléments (tableau 2).

Tableau 2: Composition de la solution nutritive de HOAGLAND, (1938)

Les composants de la solution mère	Nomenclature	Poids g.l ⁻¹	Mole.l ⁻¹
Macro- éléments			
Nitrate d potassium	KNO ₃	191.90	1.90
Nitrate de calcium	(NO ₃) Ca, 4H ₂ O	129.80	0.55
Nitrate d'ammonium	NO ₃ NH ₄	210.00	0.26
Sulfate de magnésium	SO ₄ Mg. 7H ₂ O	61.50	0.25
Phosphate mono potassique	PO ₄ H ₂ K	54.40	0.40
Di potassium hydrogénophosphate	PO ₄ K ₂ H. 3H ₂ O	34.23	0.15
Oligo-éléments			
Chlorure de manganèse	Cl ₂ Mn, 4H ₂ O	1.80	
Sulfate de cuivre	CuSO ₄ , 5H ₂ O	0.176	
Sulfate de zinc	ZnSO ₄ , 7H ₂ O	0.219	
Acide borique	BO ₃ H ₃	2.861	
Molybdate d'ammonium	MO ₇ O ₂₄ (NH ₄),7H ₂ O	0.285	
Complexe ferrique	EDTA ferrique (C ₁₀ H ₁₂ FeN ₂ NaO ₈)	0.050	

4-2- Solutions salines

4-2-1 Eau de mer:

Cette eau est prélevée de la plage de Cap Djenet (wilaya de à Tizi-Ouzou) en 2006. Nous l'avons laissé décanter puis nous avons mesuré sa conductivité électrique qui est de $4.9 \times 10^4 \mu\text{s}$, sa température (21.6°C) et son pH (6.20).

Nous avons préparé les solutions salines à base de l'eau de mer diluées ou non à la solution nutritive comme suit :

- 25% et 50% dilué à la solution nutritive.
- 100% eau de mer (sans dilution).

4-2-2- Na Cl+CaCl₂

Cette solution est préparée à partir d'une combinaison de Na Cl + CaCl₂ à 400meq.l⁻¹ et 600 meq.l⁻¹ de solution nutritive (tableau 3).

Nous avons utilisé du NaCl (chlorure de sodium) et du CaCl₂ (chlorure de calcium) volume par volume, pour la préparation de cette solution salin. Il est important d'utiliser du CaCl₂ en raison du rôle physiologique qui joue le calcium chez les végétaux dans la régulation

de l'augmentation et du développement (KREIMER et al, 1985) et du métabolisme des plantes (KREIMER et al, 1988).

Tableau 3 : Composition de la solution saline

Le composant		400 meq.l ⁻¹	600meq.l ⁻¹	Témoin
Na Cl	mM.l ⁻¹	400	600	Solution nutritive
	g.l ⁻¹	23.4	35.1	
CaCl ₂	mM.l ⁻¹	200	300	Solution nutritive
	g.l ⁻¹	22.2	33.3	

5- Application du stress salin

La contrainte saline est appliquée sur les plantes âgées de 04 mois de repiquage avec les différents traitements que nous avons préparés. Les plantes sont donc arrosées le matin à 60% de la capacité de rétention. Le stress a duré une semaine (photos 7 et 8).



Photo 7 : Plantes adultes d'*Atriplex halimus* L. (avant le stress) âgées de 4 mois de repiquage



Photo 8 : Plantes adultes d'*Atriplex halimus* L. (après le stress) âgées de 4 mois de repiquage

Remarque : On note que le stress s'est effectué pour les plantes d'*Atriplex halimus*; et l'*Atriplex canescens* mais vu que les plants d'*Atriplex canescens* sont devenu jaunes, et ont fané puis desséchés trois jours après le stress, nous avons donc effectués les analyses uniquement sur l'*Atriplex halimus* (photo 9 et 10).



Photo 9 : Plantes adultes d'*Atriplex canescens* Pursh avant le stress âgées de 4 mois de repiquage



Photo 10 : Plante adulte d'*Atriplex canescens* Pursh après le stress (desséché) âgées de 4 mois de repiquage

5-1- Prélèvement des échantillons foliaires et l'analyse de la chlorophylle

a- Prélèvement

Au bout d'une semaine de stress; les échantillons composés seulement de feuilles sont prélevés en prenant le soin de les mettre dans des sachets de papier kraft de manière à les protéger de la lumière. Les échantillons sont mis au réfrigérateur quelques jours en attendant de faire l'extraction.

b- Extraction

Pour déterminer le contenu en chlorophylle des feuilles, nous avons utilisé la méthode décrite par **EKANAYAKE** et **ADELEKE (1996)**. Il s'agit de faire une série de broyage de 100 mg de feuilles fraîches dans un mortier avec 100ml d'acétone (80%) et une cuillère à café

de sable propre afin d'extraire la totalité des pigments chlorophylliens. L'extrait obtenu à chaque broyage est récupéré dans un erlenmeyer.

Dans les deux premiers broyages, on met à chaque fois 40 ml d'acétone (80%) et dans les deux autres broyages on ajoute 10 ml d'acétone (80%).

La solution résultante est conservée à l'abri de la lumière dans des tubes à essais enroulés de papier aluminium pour éviter l'oxydation. Puis on prend 5ml du filtrat dans une cuve de spectrophotomètre UV, pour mesurer la densité optique au spectrophotomètre à 645,663 et 652 de longueur d'onde de nm pour la chlorophylle a, b et ab respectivement.

Lors de la lecture on utilise comme témoin (blanc) de l'acétone (80%). Les concentrations en chlorophylles a, b et total ab exprimées en mg/g PF sont déduites par les formules suivantes

$$\text{Chl a} = (20.2 \times \text{DO } 645) \times (50/1000) \times (100/5) \times (1/\text{PF})$$

$$\text{Chl b} = (8.02 \times \text{DO } 663) \times (50/1000) \times (100/5) \times (1/\text{PF})$$

$$\text{Chl ab} = (20.2 \times \text{DO } 645 + 8.02 \times \text{DO } 663) \times (50/1000) \times (100/5) \times (1/\text{PF}).$$

Où DO désigne la densité optique et PF le poids frais de l'échantillon utilisé.

Les concentrations en chlorophylles moyennes sont calculées uniquement sur 6 échantillons au lieu de 15 (à cause de la fanaison et du flétrissement observé sur certaines plantes de l'*halimus*) sont soumis à une analyse de variance à l'aide du test de Fischer à P= 5%.

Chapitre III

Résultats

Chapitre III- Résultats

1- Effet du stress salin sur la teneur en chlorophylle a

Les résultats de la teneur en chlorophylle (a) des feuilles sont présentés dans le tableau N°4 et illustrés dans la figure N°6.

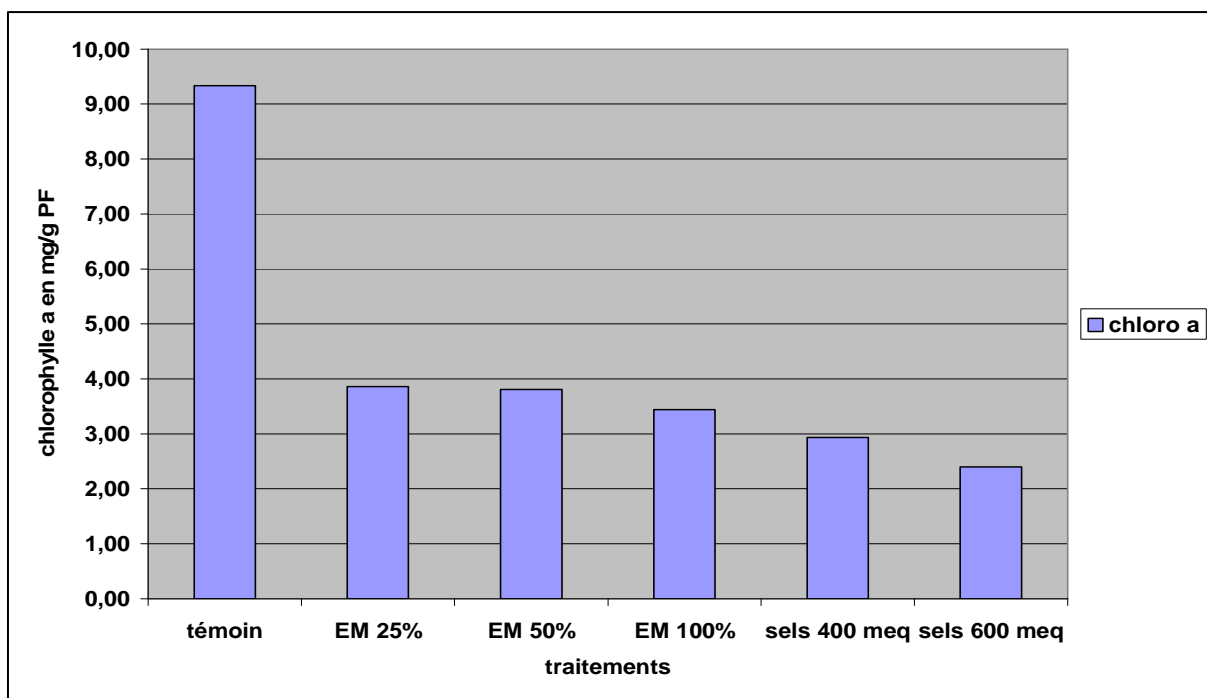


Figure 6 : La teneur en chlorophylle a exprimé en mg/g PF chez l'*Atriplex halimus* âgées de quatre mois de repiquage en fonction du stress salin.

D'une manière générale nous remarquons que la teneur en chlorophylle a est très importante chez les plantes témoins, elle est de 9.33 mg / g PF.

Pour les plantes traitées à l'eau de mer, cette teneur est presque égale entre les concentrations 25 et 50% (3.86 et 3.81 mg/g PF) puis diminue légèrement chez les plantes traitées à l'eau de mer non diluée 3.44 mg/g PF.

Concernant les plantes stressées aux sels combinés, on constate aussi une diminution de la teneur en chlorophylle en allant de la solution la moins saline 400 meq/l (2.40 mg/g PF) à la solution la plus saline 600 meq/l (2.29 mg/g PF).

Nous pouvons constater que l'activité photosynthétique chez les plantes non stressées est importantes par rapport aux plantes stressées à l'eau de mer et ceux stressées à base de

NaCl + CaCl₂. Le taux de diminution entre le témoin et l'eau de mer est 36.87% et avec les sels combinés est 24.54%.

Tableau 4 : Teneur en chlorophylle foliaire (a) en mg/g PF chez l'*Atriplex halimus*

traitement	témoin	EM 25%	EM 50%	EM 100%	Sels 400meq/l	Sels 6 00meq/l	Signification
Moyenne	9.33	3,86	3,81	3,44	2,92	2,40	Significative

Chaque valeur dans chaque case représente la teneur moyenne en chlorophylle analysée à partir de six échantillons de la feuille.

L'analyse de la variance réalisée sur les résultats de la teneur en chlorophylle indique qu'il existe une différence significative entre le témoin et les autres traitements (tableau, 4).

Le test de **NEWMAN-KEULS** au seuil de 5%, a fait ressortir l'action des différents traitements sur la teneur en chlorophylle a dans les feuilles. Il montre la formation de deux groupes homogènes, le premier groupe (A) est constitué par le témoin et le second (B) par les autres traitements à savoir : EM 25, 50 et 100% et sels combinés Na Cl + CaCl₂ 400 et 600 meq/l.

2- Effet du stress salin sur la teneur en chlorophylle b

Les résultats de la teneur en chlorophylle foliaire (b) sont présentés dans la figure N°7 et illustrés dans le tableau N°5.

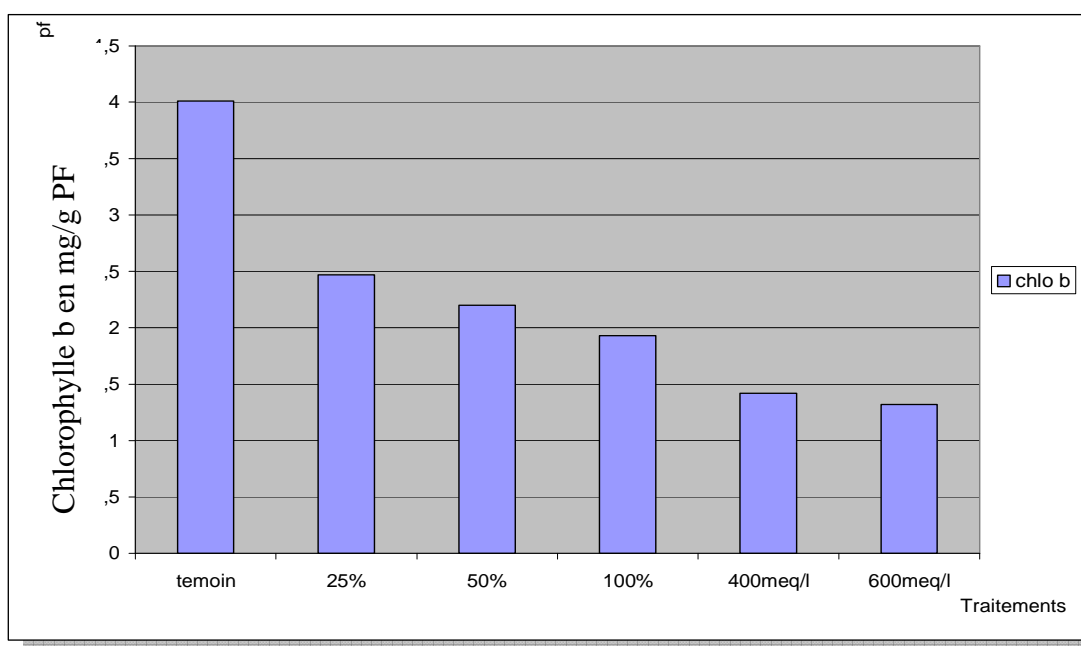


Figure 7 : La teneur en chlorophylle b exprimé en mg/g PF chez l'*Atriplex halimus* âgées de quatre mois de repiquage en fonction du stress salin.

Ces résultats indiquent aussi que la teneur en chlorophylle est très élevée chez les plantes témoins, en effet cette teneur (4,01 mg/g PF) représente 1,5 fois plus à 2 fois plus les teneurs enregistrées chez les plantes stressées.

Chez les plantes stressées à l'eau de mer, ces teneurs sont toujours presque égales au niveau des plantes traitées à 25 et 50% 2,40 et 2,20 mg/g PF alors que chez les plantes stressées à 100% la teneur en chlorophylle b est très faible ; elle est de 1,93 mg/g PF.

Pour les plantes traitées aux sels combinés, on constate aussi une diminution de la teneur chlorophyllienne entre 400 meq/l avec 1,42 mg/g PF et 600 meq/l avec 1,32 mg/g PF. Les taux de diminution entre le témoin et l'eau de mer les sels combinés sont de 48,12% et 32,91% respectivement.

Tableau N°5: Teneur en chlorophylle b (mg/g PF) des feuilles chez l'*Atriplex halimus*

Traitement	témoin	EM 25%	EM 50%	EM 100%	Sels 400meq/l	Sels 600meq/l	Signification
Moyenne	4,01	2,47	2,20	1,93	1,42	1,32	Hautement significatif

L'analyse de la variance nous indique qu'il existe une signification hautement significative entre les différents traitements.

Le test de **NEWMAN-KEULS** au seuil de 5%, nous donne quatre groupes homogènes. Le premier (A) constitué par le témoin et le seconde (B) par les plantes traitées à l'eau de mer à la concentration 25%. Les plants traités à l'eau de mer à 50% et 100% ainsi que ceux stressés aux sels à 400 meq/l forme le groupe intermédiaire (BC) et enfin dans dernier groupe (C) se trouve les plants arrosés aux sels à 600 meq/l.

3- Effet du stress salin sur la teneur en chlorophylle totale ab

Les résultats de la teneur en chlorophylle total ab des feuilles sont rapportés dans la figure N°8, le tableau N°6.

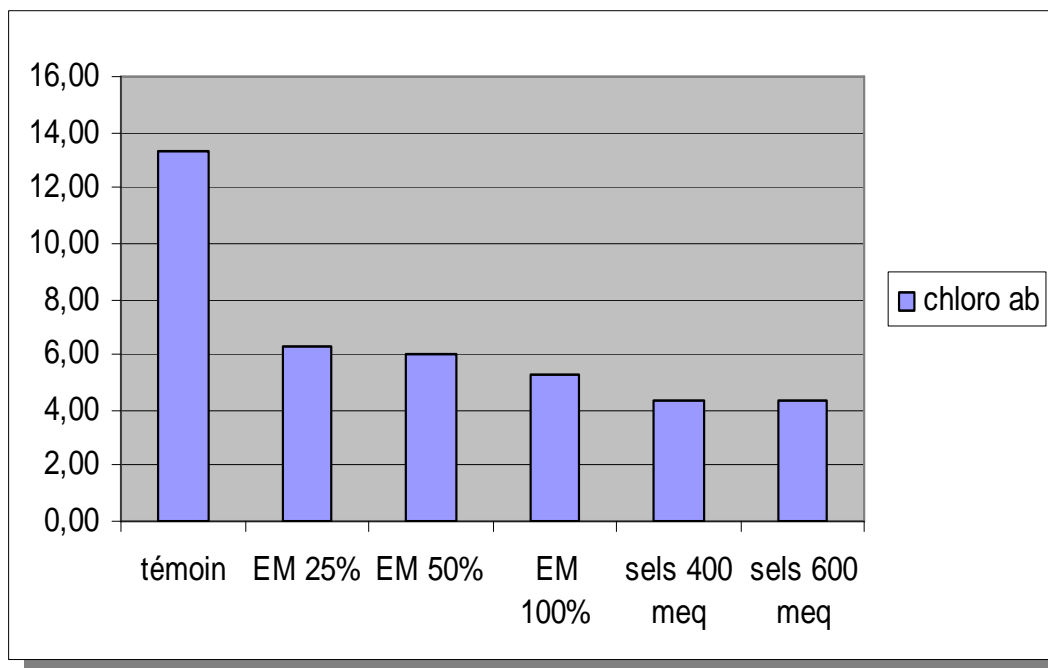


Figure 8 : La teneur en chlorophylle a b exprimé en mg/g PF chez l'*Atriplex halimus* âgées de quatre mois de repiquage en fonction du stress salin.

Ils montrent que la teneur moyenne en chlorophylle totale des feuilles est très importante (13,34 mg/g PF) au niveau des plantes témoins par rapport à ceux stressés aux différents sels. En effet, chez les plantes arrosées à l'eau de mer, les teneurs en chlorophylle varient légèrement entre les différents traitements 25 et 50% ils sont respectivement de 6,33 et 6,00 mg/g PF alors que pour le 100%, cette teneur baisse à 5,26 mg/g PF.

Concernant les plantes stressées avec les sels combinées, on constate aussi une diminution de la teneur entre 400 meq/l avec 4,36 mg/g PF et 600 meq/l avec 4,32 mg/g PF.

Les taux de diminution de la teneur moyenne en chlorophylle totale des feuilles des plants témoins par rapport à l'eau de mer et les sels combinés sont respectivement de 39,43% et avec est 32,38%.

Tableau N°6: Teneur en chlorophylle moyenne ab (mg/g PF) des feuilles chez
Atriplex halimus

traitement	témoin	EM 25%	EM 50%	EM 100%	Sels 400meq/l	Sels 600meq/l	Signification
Moyenne	13,34	6,33	6,00	5,26	4,36	4,32	Significative

L'analyse de la variance nous indique aussi qu'il existe une différence significative entre le témoin et les autres traitements. Le test de **NEWMAN-KEULS** au seuil de 5%, nous donne deux groupes homogènes, le premier (A) est constitué par le témoin et le second (B) par les autres traitements à savoir l'eau de mer avec les trois concentrations et les sels combinés Na Cl + CaCl₂ à 400 et 600 meq/l.

Chapitre IV: Discussion générale

Chapitre IV- Discussion générale

La réponse photosynthétique analysée à travers le dosage de la teneur en chlorophylles chez l'*Atriplex halimus* cultivé en pots et stressées avec différents régime de sels révèle que la photosynthèse est perturbé dès qu' on apporte dans le milieu une solution saline donc du (sels). Cette perturbation est d'autant plus importante au fur et à mesure que la concentration en sels augmente. En effet, on constaté que les teneurs en chlorophylles a, b et ab diminuent progressivement quand la salinité augmente et nous pouvons considérer cette équation correcte. Autrement dit, les plantes très stressées réagissent par baisse importante de leur teneur en chlorophylle comme le montre les plantes stressées à 100 % à l'eau de mer et aux sels combinées à la concentration 600 meq/l qui sont pour la chlorophylle a 3,44 à 2,40 et pour la chlorophylle b résultats 1,93 à 1,32 ceci est probablement due à la diminution de la surface foliaire observée surtout chez ces plantes.

La baisse de la teneur en chlorophylle chez l'*Atriplex halimus* peut être expliquer par l'état général des plantes observées sur les plantes qui sont devenues moins vigoureuses, dont certaines ont jaunies et d'autres ont fanées, la ramification des organes et la surface foliaire sont très faible, la croissance végétative à beaucoup diminuée aussi bien pour les témoins que pour les plants stressés qui étaient plus marquées. Cette baisse peut être aussi induite par la période de sécheresse et des grande chaleurs que nous avons connus durant la période de juin qui a coïncidé avec la période de stress ou les températures ont atteint les 50 °C, cette période serait la conséquence d la réduction de l'ouverture des stomates (**BROWN et TANNER, 1983**) visant à limiter les pertes en eau par évaporation et par l'augmentation de la résistance à l'entrée du CO₂ atmosphérique nécessaire à la photosynthèse (**SLATYER, 1974**).

Nos résultats concordent avec ce qui est rapportés par la bibliographie, en effet plusieurs auteurs rapportent que la diminution de l'activité photosynthétiques chez des plantes sous stress salin est l'une des causes majeures de la réduction de la croissance et de la productivité végétale (**KINGSBURY et al., 1984, BALL et al., 1987**).

D'autre, rapporte que la diminution de la croissance des feuilles résulte en partie d'une réduction de l'assimilation nette en CO_2 , provoquée par la fermeture de stomates en réponse au faible potentiel de l'eau du sol ou du substrat lors d'un stress salin (**AKITA, 1990**).

De même, des résultats similaires ont été rapporté d'une part par (**ACILA, 2003**) qui montre que la concentration saline, provoque une effet néfaste sur la production des feuilles, et diminue nettement la teneur en chlorophylles totale de deux variété de blé dur (*Triticum Durum*, Desf) et d'autres part par **MULLER et SANTARIUS (1978)** sur le tournesol et par **HAMAD (1996)** sur le blé tendre.

Chez l'*Atriplex halimus* cultivé à une concentration de NaCl (500mM), **GALE et POLJAKOFF-MAYBER (1970) in BEN AHMED (1995)** ont noté une diminution de la photosynthèse de l'ordre de 30%.

(**ZARROUK et al, 1986**) révèle qu'à l'échelle cellulaire, la salinité affecte la formation et l'intégrité de la membrane ainsi que la formation des chloroplastes. Des changements surviennent au niveau des constituants chloroplastiques, notamment aux concentrations élevées en sel.

STROGONOV et al., (1964) in ACILA (2003) ont prouvés que les espèces tolérantes à la salinité retiennent ou accumulent les chlorophylles sous des conditions salines tandis que les espèces sensibles en perdent.

Conclusion

Conclusion

Notre modeste travail nous a permis de découvrir l'adaptation de certaines espèces d'halophytes à la salinité.

Comme exemple on a étudié l'*Atriplex halimus* et *Atriplex canescens* qui sont classées comme halophytes et résistant à la salinité. Donc elles peuvent s'adapter à la salinité par des différents mécanismes d'adaptation, morphologique, physiologiquesetc.

D'une manière générale, on note que le stress salin affecte la croissance, ceci est observé dans les teneurs en chlorophylles a obtenus qui sont de 9,33 mg/g PF chez le témoin puis diminuée lors de l'application du stress salin à 3,86 mg/g PF; 3,81 mg/g PF et 3,44 mg/g PF pour les concentrations (25%,50% et 100%) d'eau de mer respectivement, et pour les sels combinées (NaCl et CaCl₂) les teneurs calculées sont de 1,42 mg/g PF et 1,32 mg/g PF pour 400 et 600 meq/l.

D'autres part, la chlorophylle b a aussi diminué d'une façon remarquable entre le témoin 4,01 mg/g PF et les autres traitements à l'eau de mer avec les différentes concentrations et les teneur obtenus sont de 2,47 mg/g PF; 2,20 mg/g PF et 1,93 mg/g PF respectivement pour 25, 50 et 100%). Pour les sels combinés de NaCl et CaCl₂, les résultats sont de 2,92 mg/g PF et 2,40 mg/g PF pour 400 et 600 meq/l.

La chlorophylle ab qui a diminué d'une façon remarquable entre le témoin 13,34 et les autres traitements d'eau de mer avec concentrations (25%,50% et 100%) par les teneurs suivantes (6,33 mg/g PF; 6,00 mg/g PF et 5,26 mg/g PF) les sels combisnées de NaCl et CaCl₂ d'une teneur de 4,32 mg/g PF pour (400 et 600 meq/l).

Donc les résultats obtenus montrent que la salinité affect ce processus physiologique qui est la photosynthèse et montre aussi que les fortes concentrations en sel avaient un effet dépressif sur ce paramètre étudié.

Nos résultats obtenus restent préliminaires et sont des marques intéressantes pour élucider d'avantages la relation stress salin sur le comportement métabolique des halophytes car la tolérance au sel est un phénomène complexe faisant appel à des mécanismes physiologiques et biochimiques très variés .

Il serait intéressant de pousser les études dans ce domaine car ces données demeurent insuffisantes et nécessitent de pousser d'avantage les investigations en intégrant d'autres facteurs afin d'élaborer une classification des seuils de tolérances à la salinité, et de rechercher d'autres critères d'adaptation qui peuvent se manifester en conditions de stress salin.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

- **ABROL Y P. et INGRAM K T., 1997** – Effets directs et indirects du changement des processus hydrologiques, pédagogiques des végétaux .Ch. 6, p. 110-119.
- **ACHOUR A., 2005** – L'effet du traitement salin sur l'évolution des ions Na⁺ et K⁺ chez *Atriplex halimus L.* **thèse de Magester**, Univ. D'Oran ES-SENIA.
- **ACILA I., 2003** – Influence de la salinité sur les mécanismes morpho-physiologiques, biochimiques et la balance ionique chez le blé dur (*Triticum Durum Desf*). **Mémoire de magister en biol. Vég.** Univ. Annaba.
- **ALBOUCHI A., SEBEI H., MEZNI M Y., EL AOUNIM H., 2000** – influence de la durée d'une alimentation hydrique déficiente sur la production de biomasse, la surface transpirante et la densité stomatique d'*Acacia cyanophylla Lind I.* **Annales de l'INGREF** ;4 :138p.
- **AUBERT G; 1978** - les sols sodiques en Afrique du nord. Annales d'I.N.A, El Harrach. VOL VI .N1, pp 185-195.
- **BEKHOUCHE H., 1992** - Etude de la germination de quelques lignées de pois chiche, soumis à la salinité. Croissance anatomie des racines. **Mémoire D.E.S, Biol. Vég.** Université d'Oran.
- **BELHASSEN E., THIS D. et MONNEVEUX P., 1995**– L'adaptation génétique face aux contraintes de sécheresse. **Cahiers Agricultures**; 4, p.251.
- **BENAHMED H., ZID E., EL GAZZAH M., et GRIGNON C., 1996** -croissance et accumulation ionique chez *Atriplex halimus L.* **Cahiers Agricul** 5, pp 367-372.
- **BENNABI F., 2005** - Métabolismes glucidique et azote chez une Halophyte (*Atriplex halimus L.*) stressée a la salinité. *Thèse magistère en physiologie végétale*, Université Oran Senia, 50p.
- **BENRBIHA FZ., 1987** - Contribution l'étude de la germination de quelques espèces d'*Atriplex* locales et introduites. *Thèse magister en sciences agronomiques.* INA. pp 5-20.
- **BOUKACHABIA E., 1993** - contribution à l'étude de quelques mécanismes morphologiques et biochimiques de tolérance à la salinité chez cinq génotypes de blé dur (*Triticum durum Dest*). *Thèse de magister en production et physio Vég.* Annaba, 108p
- **BOUSMAHA N et BOULEBENE F.Z., 1991** – Les protéines du choc thermique chez *Pennisetum thyphoides L.* à l'état juvénile. Mémoire DES. Inst .Biol.Univ. Oran .P 3-6.
- **BOUZOUBA A Z., EL MOU RIDM., 1999** - Etude comparative de quelques paramètres physiologiques de l'arganier régimes hydriques. First International cofinancer on biodiversity and resource preservation, Book of abstract, Ifrane, 13- 14 May.
- **BROWN P.W. et TANNER C.B., 1983** – “Alfalfa stem and leaf growth during water stress “*Agro.75* p. 749.
- **BRUN A., 1980** - Effets comparés de différences de concentrations de NaCl sur la germination, la croissance, et composition de quelques populations de luzernes annuelles d'Algérie. **Thèse doctorat 3ème cycle. Montpellier.**
- **CALVIN M., 1984** – La photosynthèse en C₃, 3^{ème} Congrès.

- **CHADEFAUT M., EMBERGER L., 1960-** Traité de botanique systématique. Tom 1. Masson Eds. Paris, pp 753.
- **CHAHROUR F., 2002** - Les échanges gazeux photosynthétiques et respiratoires des chloroplastes foliaires de *Atriplex halimus* L. Stressée à la salinité. *Thèse magister en physiologie végétale*. Univ. Oran ES-Senia.100p.
- **CHAMARD P., 1993** - Environnement de développement. Références particulières aux états sahéliens membres du CILSS. *Rev Sécheresse*, 4. p172.
- **CHRETIEN D., 1992** - La résistance au sel chez le jojoba (*Simmondsia chinensis* LS): croissance et modifications du contenu lipoprotéique de calcs cultivés en présence d'une teneur élevé en NaCl. *Thèse doct.* Univ. Paris VI , 144p.
- **DAOUD Y., 1993** - Contribution à l'étude des sols des plaines des chellif. Le phénomène de salinisation, conséquence sur les propriétés physiques des sols argileux .**thèse Doct. Es. Sciences. Agronomiques.** INA. Alger, 277p.
- **DURAND J.H., 1983** – les sols irrigables, étude pédologique. Presses. Univ. France. 339p.
- **ECKHOLM E.P., 1975** –Salinity the Earth. Environ. 17. 9.
- **EL MEKKAOUI M ,1990-** Etude des mécanismes de tolérance à la salinité chez le blé dur et l'orge. Recherches de tests précoces de sélection. Thèse Doctorat en Sciences Agronomiques, Montpellier, p 191.
- Encarta 2005
- **FLOWERS T.J., TROKE P.F and TEO A.R., 1977** - The mechanism of salt tolerance in halophytes. *Ann. Rev. Plant Physiol*, 28 p 89.
- **FRANCLET A et LE HOUGROU H N., 1971** - les *Atriplex* en Tunisie et en Afrique du Nord. Rome : *Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture* (FAO), p271.
- **FROMENT D., 1972** - Etablissement des cultures fourragères d'*Atriplex* en Tunisie centrale. p 590-600.
- **GREENWAY H. and MUNNS R., 1980**– Mechanisms of salt tolerance in nonhalophytes .**Annu. Rev. Plant Physiol.** 31 p. 149-190.
- **HALITIM A., 1985** - Contribution à l'étude des sols salés des zones arides (Hautes plaines steppiques d'Algérie). Morphologie, distribution et rôle des sels dans la genèse et le comportement des sols. **Thèse Doct. Es. Sci.** Univ. Rennes, 384p.
- **HALITIM A., 1988** – sols des régions arides d'Algérie O.P.U., Alger, p 384.
- **HAMADA A.M., 1996** – Effect of NaCl, water stress or both on gas Exchange and growth of wheat. *Biologia Plantarum*(Czech Republic) Jul. V.38 :405.
- **HAMDY A., 1999** - saline irrigation assessment and management for sustainable use, saline irrigation: halophyte production and utilization. Project N° 1C 18 CT 96-0055, pp 152-226.
- **HAMZA M., 1980** – Réponses des végétaux à la salinité. *Physio. Vég.* , 18, p. 69-81.
- **HELLER R, ESNAULT R et LANCE C., 1998** - physiologie végétale. 1. Nutrition .6° Ed. DUNOD, Paris.171p.

- **HENIN S., 1976** - Définition de la sécheresse, politique d'utilisation de l'eau Faurage 67, p 13.
- **HOPKINS W G; 2003** - physiologie végétale. Traduction de la 2^e édition américaine par serge rambour révision scientifique de Charles- Marie Evradr.Boeck Univ. Bruxelles .p 464-469.
- **HOWEL T. A. et HIALLER E A., 1975** – Optimization of water use efficiency under high frequency irrigation 1. Evapotranspiration and relation ship. **Trans. ASAE.** 18, p 973-978.
- **HSIAO T.C., 1973** - Plant reponses to water stress. Ann Rev plant physiol; 24, 519 p
- **KIEFFER CH., UNGAR IA., 1995** - Germination responses of halophytes seeds exposed to prolonged hypersaline conditions. In: KHANIA eds. *Biology of salt tolerant plants*. Karachi. pp 43-50.
- **KINET JM., BENREBIHA FZ., BOUZID S., LAILHACAR S., et DUTUIT P; 1998** -réseau *Atriplex*. Allier biotechnologie et écologie pour une sécurité alimentaire accrue en régions arides et semi-aride. **Cahier agricultures**, Vol. 7, N°6, pp 505-509.
- **KOSLOWSKI T., 1968** – Water deficits and plant growth. Vol 2. Academic Press, New York, p. 333.
- **KRAMER P.J., 1980** – Drought stress and the origin of adaptation. In TURNER NC, KRAMER P.J,eds.Adaptation of plants to water and hight temperature stress. New York : Wiley-Interscience, 7p.
- **KREIMER MELKONIANM., HOLTUM J.A. and LATZKO E. 1988** - Stromal free ca concentration and light mediated activation of chloroplast fructose 1.6 Bio phosphatase. Plant physiol, 86 p. 428-428.
- **LARHER F., HUQISM., GERANT-SAUUAGE D., 1987** - In : Les colloque d'IRA; n°37. Nutrition azotée des légumineuses, *P.GUY Ed. INRA. Publications.* pp181-192.
- **LE HOUEROU H.N., 1966** – Salt tolerant plants of economic value in Mediterranean basin. Amsterdam: Elsevier p. 319-341.
- **LE HOUEROU H.N., 1992** - The role of saltbushes (*Atriplex spp.*) in arid land rehabilitation in the Mediterranean basin. p 18.
- **LE HOUEROU HN et PONTANIER R., 1998-** Les plantations sylvopastovales dans la zone aride de Tunisie.
- **LECLERC J.C., 1999** – Ecophysiologie végétale.
- **LEVIGNERON A., LOPEZ F., VANSUYT G., BRTHOMIEU P., FOURCROY P. and CASSE-DELBART F. 1995** – Les plantes face au stress salin. **Cahiers Agricultures**, 4, p. 263.
- **MAIRE R., 1962** - Flore de l'Afrique du nord, vol VIII. ED. Paul Le Chevalier, Paris, PP. 581-591.
- **MAMELON, 1968-** Croissance des végétaux 6^{eme}. Ed Dunod. Paris, p 584.
- **MASSOUD F.I., 1974** – salinity and alkalinity as soil degradation hazards, FAO/UNEP Expert consultation on soil degradation. Rome.

- **MAY L H., MILTHROPE F.I., 1962** - Drought resistance of corps plants Fields corp abstr, 15:171 p.
- **MAZLIAK P. 1978** – La photosynthèse. p78.
- **MEYER S., REEB C., BOSDEVEIX R., 2004** - BOTANIQUE. Biologie et physiologie végétales. P 124.
- **MONNEVEUX P et THIS D. 1997** – La génétique face au problème de la tolérance des plantes cultivées à la sécheresse : espoirs et difficultés. Cahiers "sécheresse", Vol. 8, N° 1, p29.
- **MULLER M. et SANTARIUS K.A., 1978** – Changes in chloroplast membrane lipids during adaptation of barley to extreme salinity. Plant. Physiol., 62 :326-329.
- **MUNNS M., 2002** - Comoarative physiology of salt and water stress. Plant cell Environ, 25: 230 P.
- **NEGRE R., 1961** - Petite flore des régions arides du Maroc Occidental. Tome 1, Ed, C.N.R.S . PARTS. 179 p .
- **OULDBABANA M.B., 1999** – Utilisation de quelques marqueurs physiologiques, biochimiques et chimiques (équilibre ionique) dans l'étude de la tolérance à la salinité chez le blé dur (*Triticum durum* Desf). **Thèse Mais**. Univ. Annaba, p.104.
- **QUEZEL P., SANTA T., 1962** - Nouvelle flore de l'Afrique et les régions désertiques méridionales tome II.
- **SCHOFL F., BAUGMANN G., RASCHKE E and BEVAN M W., 1986** – The expression of heat shock genes in higher plants. Philosophical transactions of the Royal Society. London. p. 508.
- **SLATYER R.O., 1974** – The effet of internal water statuson plant growth develement and yeld in: plant respons to climatic factors.
- **SOLTNER D., DUPONT F. et DELILS A., 2001-** Les bases de la production végétale. Tome III. La plante e son amélioration.
- **SOMER VILLE R., 1984** – Les photosynthèses des plantes. La recherche n° 154, Avril 1984. p. 490-500.
- **STEWART C.R., 1981-** Proline acaimulation Biochemical aspects. P 243.
- **STRONGONOV BP., 1964** - Physiological basis of salt tolerance of plant, (tradiut du russe par a POLJAKOFF- MAYBER et AM MAYBER) Israel program Sci. transl. Jérusalem, pp279.
- **STRYER L., 1999** – La photosynthèse. **Médecine Science** : Paris, 653p.
- **TAL M., 1984** - Selection for stress tolerance. In hand book of plant cell culture. Techniques for propagation and breeding (D. A. Evans, W. R. Sharpn P.V. Ammirato and Yamadou, eds) Vol. I. P. 461.
- **TREMBLIND., 2000-** comportement autoécologique de *halopephis amplexiclis* .plante pinière des Sebkh de l4ouest qlg2rienm Rev. Sécheresse 1152-.pp 109-116.
- **UNGAR IA., 1978** - Halophytes seed germination .**Bot Rev**; 44, p 233.
- **VANHEES AFM., 1997** - Garvth and morphology of sedunculate oak *Querais robur* L. ann. for SA; 54: 9p.

- **YEO A., 1983** - Salinity resistance: physiologies and prices. *Physiol. Plant*, 58. p. 214 - 228.
- **ZARROUK M., MARZOUK B. et CHERIF A., 1986** – Effets du NaCl sur les teneurs en lipides et pigments et sur la biosynthèse des acides gras de la feuille d'olivier. Colloque sur les végétaux en milieu aride. FST/ACCT. Tunisie (DJerba, 8-10 Septembre) :339.
- **ZID E. et BOUKHRISM, 1997** – Quelques aspects de tolérances de l'*Atriplex halimus* L, au chlorure de sodium. Multiplication, croissance, composition minérale. *Oecol. Plant.* 12(4), p 351-362.
- **ZID E., 1982** - Relations hydriques dans la feuille de *Citrus aurantium* : effets de l'âge et de
- **ZID E., et BOUKHRIS M., 1977** - Quelques aspects de la tolérance l'*Atriplex halimus* au chlorure de sodium, multiplication, croissance minérale. *Oecol Plant*, Tome 12. 4. pp3 51-362.
- **ZID E., GRIGNON C., 1991** – Les tests de sélection précoce pour la résistance des plantes aux stress. Cas des stress salin et hydriques p. 91.

Annexes

Annexes

Annexe 1 : Calcul de la capacité de rétention

P0:pot de yaourt est 4.97g

P1:poids du sable est 100g

P2:poids après 48h après la saturation est 128.46g

$$C1 = (P2 - P1) - P0 = 128.46 - 100 - 4.97 = 23.49g$$

23.49ml est la capacité de rétentions pour 100g de sable.

Calculer la capacité de rétentions pour le substrat de pot C2:

$$23.49ml \rightarrow 100g$$

$$C2 \text{ ml} \rightarrow 2270.82g$$

$$C2 = 2270.82 \times 23.49 / 100 = 533.41ml.$$

Calculer la capacité de rétentions à 30 et 60% pour un pot:

Pour 30% :

$$533.41 \text{ ml} \rightarrow 100\%$$

$$X_1 \text{ ml} \rightarrow 30\%$$

$$X = 533.41 \times 30 / 100 = 160.03ml$$

Pour 60%:

$$533.41 \text{ ml} \rightarrow 100\%$$

$$X_2 \text{ ml} \rightarrow 60\%$$

$$X_2 = 533.41 \times 60 / 100 = 320.04ml.$$

Annexe 2 : Analyse statistique des résultats

***** ANALYSE DE VARIANCE *****

CARACTERISTIQUES DU FICHIER : CHLOR1

TITRE : CHLOROPHYLLE

NOMBRE D' OBSERVATIONS : 36 NOMBRE DE VARIABLES : 5

***** NO ET NOMS DES VARIABLES *****

1. SEL / 2. BLOC / 3. CHA / 4. CHB / 5. CHAB /

DISPOSITIF DE L'ESSAI : BLOC

=====

FACTEUR 1 = 6 SELS

1 = TEMOIN (T0)	2 = 25 % EAU MER (T1)	3 = 50 % EAU
MER (T2)	4 = 100 % EAU MER (T3)	
5 = 400 MEQ SELS (T4)	6 = 600 MEQ SELS (T5)	

FACTEUR 2 = 6 BLOCS

1 = BLOC 1 (B1)	2 = BLOC 2 (B2)	3 = BLOC 3
(B3)	4 = BLOC 4 (B4)	
5 = BLOC 5 (B5)	6 = BLOC 6 (B6)	

3 VARIABLE(S) A ANALYSER

=====

1re VARIABLE : (CHA) CHLOROPHYLLE A
 2e VARIABLE : (CHB) CHLOROPHYLLE B
 3e VARIABLE : (CHAB) CHLOROPHYLLE AB

=====

ANALYSE DE LA 1re VARIABLE : CHLOROPHYLLE A (CHA)

=====

EFFECTIFS 1 5 18 10 1 0 1

BORNES	-3.47	-0.89	1.69	4.26	
		-2.18	0.40	2.97	5.55

MINIMUM : -3.47 MAXIMUM : 5.55 INTERVALLE : 1.29

INDICES DE NORMALITE (coefficients de K.PEARSON)

SYMETRIE (valeur idéale théorique = 0) : BETA 1 = 1.86 PROBA = 0.0005
 APLATISSEMENT (valeur idéale théorique = 3) : BETA 2 = 9.31 PROBA = 0.0000

RESIDUS SUSPECTS (méthode de GRUBBS)

1er Résidu suspect : 15
 Observation No 5

facteur 1 = SELS, niveau 1 = TEMOIN (T0)
 facteur 2 = BLOCS, niveau 5 = BLOC 5 (B5)

TABLEAU DES ECARTS-TYPES DES RESIDUS

=====

ECARTS-TYPES FACTEUR 1 = SELS

F 1 : 1 (T0) 2 (T1) 3 (T2) 4 (T3) 5 (T4) 6 (T5)
 3.09 0.61 1.21 1.09 0.71 0.45

KHI2 = 24.11 PROBA = 0.0002

ECARTS-TYPES BLOCS = BLOCS

F 2 : 1 (B1) 2 (B2) 3 (B3) 4 (B4) 5 (B5) 6 (B6)
 1.82 1.06 0.81 0.63 2.75 0.48

KHI2 = 19.67 PROBA = 0.0016

INTERACTION TRAITEMENTS*BLOCS

=====

SCE test de TUKEY = 31.16 PROBA = 0.0001

ANALYSE DE VARIANCE

=====

	S.C.E.	DDL	CARRES MOYENS	TEST F	PROBA	E.T.
C.V.						
VAR.TOTALE	270.55	35	7.73			
VAR.FACTEUR 1	192.22	5	38.44	14.50	0.0000	
VAR.BLOCS	12.06	5	2.41	0.91	0.4915	
VAR.RESIDUELLE 1	66.27	25	2.65			1.63
37.9%						

TABLEAU DES MOYENNES

=====

MOYENNE GENERALE = 4.29

MOYENNES FACTEUR 1 = SELS

F 1 : 1 (T0) 2 (T1) 3 (T2) 4 (T3) 5 (T4) 6 (T5)
 9.33 3.81 3.86 3.44 2.92 2.40

MOYENNES BLOCS = BLOCS

F 2 : 1 (B1) 2 (B2) 3 (B3) 4 (B4) 5 (B5) 6 (B6)
 3.84 4.47 4.62 3.97 5.30 3.56

PUISSANCE DE L'ESSAI

=====

FACTEUR 1 : SELS

```

-----
                ECARTS
                en %   V.Absolue
                1.00%   0.04
                5.00%   0.21

Moyennes observées

RISQUE de 1ere ESPECE
  1%   5%
PUISSANCE A PRIORI
  1%   5%
  1%   5%
PUISSANCE A POSTERIORI
  99%  99%

```

test de NEWMAN-KEULS - seuil = 5%

=====

FACTEUR 1 : SELS

```

NOMBRE DE MOYENNES          2          3          4          5          6
VALEURS DES PPAS           1.94       2.34       2.58       2.76       2.90

```

```

F1  LIBELLES  MOYENNES  GROUPES  HOMOGENES
1   T0        9.33      A
2   T1        3.86      B
3   T2        3.81      B
4   T3        3.44      B
5   T4        2.92      B
6   T5        2.40      B

```

=====

ANALYSE DE LA 2e VARIABLE : CHLOROPHYLLE B (CHB)

=====

```

EFFECTIFS  2  3  20  9  1  0  1

```

```

BORNES  -1.25  -0.33  0.59  1.50
          -0.79  0.13  1.04  1.96

```

```

MINIMUM :   -1.25      MAXIMUM :   1.96      INTERVALLE :   0.46

```

INDICES DE NORMALITE (coefficients de K.PEARSON)

```

SYMETRIE      (valeur idéale théorique = 0) : BETA 1 = 1.59  PROBA = 0.0013
APLATISSEMENT (valeur idéale théorique = 3) : BETA 2 = 8.85  PROBA = 0.0000

```

RESIDUS SUSPECTS (méthode de GRUBBS)

1er Résidu suspect : 15

Observation No 5

facteur 1 = SELS, niveau 1 = TEMOIN (T0)

facteur 2 = BLOCS, niveau 5 = BLOC 5 (B5)

TABLEAU DES ECARTS-TYPES DES RESIDUS

=====

ECARTS-TYPES FACTEUR 1 = SELS

```

F 1 :      1 (T0)   2 (T1)   3 (T2)   4 (T3)   5 (T4)   6 (T5)
          1.07     0.25     0.45     0.36     0.36     0.25

```

KHI2 = 16.78 PROBA = 0.0051

ECARTS-TYPES BLOCS = BLOCS

F 2 :	1 (B1)	2 (B2)	3 (B3)	4 (B4)	5 (B5)	6 (B6)
	0.66	0.24	0.26	0.31	1.00	0.25

KHI2 = 18.33 PROBA = 0.0027

INTERACTION TRAITEMENTS*BLOCS

SCE test de TUKEY = 4.73 PROBA = 0.0000

ANALYSE DE VARIANCE

	S.C.E.	DDL	CARRES MOYENS	TEST F	PROBA	E.T.
C.V.						
VAR.TOTALE	35.40	35	1.01			
VAR.FACTEUR 1	24.54	5	4.91	14.27	0.0000	
VAR.BLOCS	2.27	5	0.45	1.32	0.2882	
VAR.RESIDUELLE 1	8.60	25	0.34			0.59
25.4%						

TABLEAU DES MOYENNES

MOYENNE GENERALE = 2.31

MOYENNES FACTEUR 1 = SELS

F 1 :	1 (T0)	2 (T1)	3 (T2)	4 (T3)	5 (T4)	6 (T5)
	4.01	2.20	2.47	1.82	1.42	1.93

MOYENNES BLOCS = BLOCS

F 2 :	1 (B1)	2 (B2)	3 (B3)	4 (B4)	5 (B5)	6 (B6)
	2.02	2.27	2.41	2.30	2.78	2.06

PUISSANCE DE L'ESSAI

FACTEUR 1 : SELS

ECARTS	RISQUE de 1ere ESPECE	
	1%	5%
en %	PUISSANCE A PRIORI	
1.00%	1%	5%
5.00%	1%	5%
Moyennes observées	PUISSANCE A POSTERIORI	
	99%	99%

test de NEWMAN-KEULS - seuil = 5%

=====

FACTEUR 1 : SELS

NOMBRE DE MOYENNES 2 3 4 5 6
VALEURS DES PPAS 0.70 0.84 0.93 0.99 1.04

F1	LIBELLES	MOYENNES	GROUPES	HOMOGENES
1	T0	4.01	A	
2	T1	2.47	B	
3	T2	2.20	B C	
4	T3	1.93	B C	
5	T4	1.82	B C	
6	T5	1.42	C	

=====

ANALYSE DE LA 3e VARIABLE : CHLOROPHYLLE AB (CHAB)

=====

EFFECTIFS 1 4 21 9 0 0 1

BORNES -4.71 -1.22 2.27 5.76
-2.97 0.52 4.02 7.51

MINIMUM : -4.71 MAXIMUM : 7.51 INTERVALLE : 1.75

INDICES DE NORMALITE (coefficients de K.PEARSON)

SYMETRIE (valeur idéale théorique = 0) : BETA 1 = 2.24 PROBA = 0.0001
APLATISSEMENT (valeur idéale théorique = 3) : BETA 2 = 10.51 PROBA = 0.0000

RESIDUS SUSPECTS (méthode de GRUBBS)

1er Résidu suspect : 15
Observation No 5
facteur 1 = SELS, niveau 1 = TEMOIN (T0)
facteur 2 = BLOCS, niveau 5 = BLOC 5 (B5)

TABLEAU DES ECARTS-TYPES DES RESIDUS

=====

ECARTS-TYPES FACTEUR 1 = SELS

F 1 :	1 (T0)	2 (T1)	3 (T2)	4 (T3)	5 (T4)	6 (T5)
	4.12	0.84	1.35	1.44	0.93	0.56

KHI2 = 25.50 PROBA = 0.0001

ECARTS-TYPES BLOCS = BLOCS

F 2 :	1 (B1)	2 (B2)	3 (B3)	4 (B4)	5 (B5)	6 (B6)
	2.40	1.20	0.78	0.86	3.73	0.49

KHI2 = 25.36 PROBA = 0.0001

INTERACTION TRAITEMENTS*BLOCS

=====

SCE test de TUKEY = 65.90 PROBA = 0.0000

ANALYSE DE VARIANCE

=====

C.V.	S.C.E.	DDL	CARRES MOYENS	TEST F	PROBA	E.T.
VAR.TOTALE	485.04	35	13.86			
VAR.FACTEUR 1	347.24	5	69.45	15.28	0.0000	
VAR.BLOCS	24.16	5	4.83	1.06	0.4048	
VAR.RESIDUELLE 1	113.65	25	4.55			2.13
32.3%						

TABLEAU DES MOYENNES

=====

MOYENNE GENERALE = 6.60

MOYENNES FACTEUR 1 = SELS

F 1 :	1 (T0)	2 (T1)	3 (T2)	4 (T3)	5 (T4)	6 (T5)
	13.34	6.00	6.33	5.26	4.36	4.32

MOYENNES BLOCS = BLOCS

F 2 :	1 (B1)	2 (B2)	3 (B3)	4 (B4)	5 (B5)	6 (B6)
	5.86	6.75	7.03	6.27	8.08	5.62

PUISSANCE DE L'ESSAI

=====

FACTEUR 1 : SELS

ECARTS	RISQUE de 1ere ESPECE	
	1%	5%
en %	PUISSANCE A PRIORI	
1.00%	1%	5%
5.00%	1%	5%
Moyennes observées	PUISSANCE A POSTERIORI	
	99%	99%

test de NEWMAN-KEULS - seuil = 5%

=====

FACTEUR 1 : SELS

NOMBRE DE MOYENNES	2	3	4	5	6
VALEURS DES PPAS	2.54	3.06	3.39	3.62	3.79

F1 LIBELLES MOYENNES GROUPES HOMOGENES

1	T0	13.34	A
2	T1	6.33	B
3	T2	6.00	B
4	T3	5.26	B
5	T4	4.36	B
6	T5	4.32	B

Annexes 3 : Photos d'*Atriplex*



Atriplex canescens pursh.



Atriplex halimus L.

Résumé: Contribution à l'étude de l'effet de la salinité sur la chlorophylle Foliaire chez *Atriplex halimus* L. et *Atriplex canescens* (Pursh) Nutt.

La salinité est un problème très complexe, parce qu'elle induit à un déséquilibre de la balance minérale et même la toxicité de certains ions, la salinité provoque une diminution de l'absorption de l'eau due à l'augmentation de la pression osmotique; c'est le phénomène du stress.

Par conséquent, les plantes développent plusieurs mécanismes, morphologiques et physiologiques qui leur permettent de résister ou de tolérer à ces conditions contraignantes.

Nous avons tenter d'étudier dans notre travail l'un des phénomènes physiologiques qui est la photosynthèse, nous avons calculé la teneur en chlorophylles a, b et ab d'une halophyte : l'*Atriplex halimus* et *canescens stressée* à la salinité avec l'eau de mer à 25, 50 et 100% et avec des sels combinées Na Cl+Ca Cl₂ à 400 et 600 meq à cinq mois du semis.

Les résultats obtenus après une semaine de stress montrent que les concentrations ont un effet dépressif sur la photosynthèse, en effet, les teneurs en chlorophylle a, b et ab obtenus sont faibles par rapport au témoin, cette diminution est d'autant plus importante que le stress est plus sévère, comme le montre les valeurs de la chlorophylles a enregistrées chez l'*Atriplex halimus* stressées à l'eau de mer non dilué (100%) et à l' NaCl+CaCl₂ (600 meq) qui sont respectivement de 3,44 et 2,40 mg/g PF, et de la chlorophylle b, qui sont de 1,93 et 1,32 mg/g PF comparativement aux témoins 9,33 et 4,01 mg/g PF

Ces résultats montrent que la salinité influe sur l'activité photosynthétique.

Mots clés : *Atriplex*; Stress salin; chlorophylles ; halophytes.

Summary: Contribution to the study of the effect of salinity on chlorophyll Foliaire at *Atriplex halimus* L. And *Atriplex canescens* (Pursh) Nutt.

Salinity is a very complex problem, because it leads to an imbalance of mineral balance and even the toxicity of certain ions, salinity causes a decrease in the absorption of water due to the increase in osmotic pressure this is the phenomenon of stress.

Therefore, the plants grow several mechanisms, morphological and physiological that enables them to resist or tolerate those conditions binding.

We try to explore our work in a physiological phenomena which is photosynthesis, we calculated the content of chlorophylls a, b and ab to a halophyte the halimus and *Atriplex canescens* stressesse to salinity with water Wednesday at 25, 50 and 100%, and combined with salts NaCl + Ca Cl₂ at 400 and 6 meq, to five months of sowing.

The results obtained after a week of stress show that the concentrations have a depressive effect on photosynthesis, in fact, the levels of chlorophyll a, b and ab obtained are low compared to the witness, this decline is all the more important that the stress is more severe, as shown in the values of chlorophylls obtained in plants of *Atriplex halimus* stressed lù seawater and 600 meq of NaCl + CaCl₂ which are respectively 3.44 and 2.40 mg / g PF and the chlorophyll b are 1.93 and 1.32 mg / g PF compared to witness 9.33 and 4.01 mg / g PF

The resulting amount that salinity affects the photosynthetic activity.

Key words: *Atriplex*; Stress salt; chlorophylls; salt-tolerant.

Atriplex canescens) *Atriplex halimus*) :

! " # \$ % & ' . # 2 * 3 1 0# /() * % \$ + , - .) 4 5 1 6" ! 7 8 ! # 4 1 " 1 9 : * + 9 / & 9 # > = 7 = 7) ' = ! ; ? . # <) = 0 4 1 3 1 7 ! ; 400 NaCl + CaCl₂ @ B 7 % 100 50 25 - 0 B C * *Atriplex canescens*@ *Atriplex halimus*@ . E % \$ 7 D ' " 3 meq 600 \$ 9 G ; # > # <) = + # ! @ / F H % \$ 7 9 2 \$ E ! 7 + & . , < *Atriplex* # > , < \$ 7 2 \$ + * F 7 ; " 3 <) # 3 + & . = 7 = 7) ' I " = + mg/l.PF 2.40 4.33 @ meq 600 NaCl + CaCl₂ @ % 100 - H + 7) ' + *halimus* = / + F \$ \$, < 6 3 . 4.01 9.33 3 mg/g . PF 1.32 1.93 @ 9 =) ' # <) 9) ' # 2 *Atriplex* : ! " #