



N° d'ordre :

N° de série :

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA

RECHERCHE SCIENTIFIQUE

UNIVERSITE ECHAHID HAMMA LAKHDAR D'EL-OUED

FACULTE DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA

VIE DEPARTEMENT DE BIOLOGIE CELLULAIRE

ET MOLECULAIRE

MEMOIRE DE FIN D'ETUDE

En vue de l'obtention du diplôme de Master

Académique Filière: Sciences Biologiques Spécialité:

Biochimie Appliquée

THEME

**Contribution à l'étude de l'influence du stress salin
sur la composition biochimique de lentille d'eau**

Présenté par: **KHAZZANE hanane**

Soutenue le : devant le jury composé de:

Président	Mlle. ZAIME Sihem	MAA	Université d'El-Oued
Promoteur	Mr. LAICHE Ammar Touhami	MCB	Université d'El-Oued
Examinatrice	Mr. KIRAM Abdelrazak	MAA	Université d'El-Oued

Année universitaire 2019/2020

DICACES

Je dédie ce travail

A celui qui m'a donné. Sa vie et guidé. Mes pas,

Pour ce qui m'a soutenu et m'encouragé.

*Pour voire mon rêve devant mes yeux, pour toi *PAPA *,*

Vous offre les fruits de mes efforts.

*A ma lumière de ma vie, Toi mon adorable * MAMAN*,*

C'est grâce. Toi j'ai réalisé. Moi-même ;

Que dieu te protège maman pour partager

Et vivre avec moi toute les heureux moments.

A ma grand-mère source de joie perpétuelle !

Tu m'as toujours donné. le meilleur de toi-même.

A mon cher frère (Abdelhamid)

Et sœurs (Serine, Soundous ,Aya) pour leurs encouragements.

A tous mes amis et collègues.

A tous les membres de ma famille sans aucune exception.

A tous ceux qui ont une place dans mon cœur

Remerciement

*Us exprimons d'abord nos profonds remerciements. Notre **DIEU***

Qui nous a donné. le courage et la volonté. Pour achever ce travail.

Nous tiendrons. Exprimer notre grande considération et mes vives

*Reconnaissances. Notre directeur de mémoire, **Dr. LAICHE Ammar***

***Touhami**, pour nous avoir proposé. Ce sujet de recherche, pour sa présence,*

pour sa patience, ses précieux conseils,

*Remercier Mademoiselle **ZAIME Sihem** qui nous avons fait l'honneur de*

*présider ce Jury et Monsieur **KIRAM Abdelrazak** pour l'honneur qu'il nous*

avons fait en participant à ce Jury et pour jugé et accepter ce travail.

Nos sentiments de reconnaissance et de remerciements vont

.également . Toute personne qui a participé. De près ou de loin

Directement ou indirectement. La réalisation de ce travail

Résumé

La salinité de sol et de l'eau, est l'un des principaux facteurs abiotiques qui limitent la productivité végétale et le rendement, l'intérêt aux caractères morphologiques et composition biochimiques des plantes. Cependant, la plupart des plantes possèdent plusieurs mécanismes pour diminuer les effets négatifs de la salinité y compris la réglementation et la compartimentation d'ions, la synthèse de solutés compatibles, l'induction des antioxydants, des enzymes, des hormones végétales, et des changements dans la voie de photosynthèse.

De nombreux des plantes sont exposées à un stress salin dans cette étude. Une plante macrophyte est un *Lemna minor* distinguée par son rôle très important comme source de nutrition des animaux et de filtration et d'épuration hydrique.

Cette étude a été menée afin de tester l'effet de la salinité par la augmentation de la concentration de NaCl dans le milieu de culture des souches *lemna minor* qui l'un est témoin, et d'autre part, de prouver la capacité de cette plante de résister à la salinité et le mécanisme de résistance à ce stress.

Les analyses biochimiques et physiologiques donnent des résultats, elles mettent en évidence l'effet de la salinité sur cette plante, avec une augmentation du taux de certains paramètres biochimiques comme les sucres et les protéines, aussi de diminution des autres comme les chlorophylles (a, b et a+b) et une altération de la forme et diminution de la croissance de *Lemna minor*.

Mots clés : salinité, stress salin, *Lemna minor*, croissance, paramètres physiologiques et biochimiques.

ملخص

ملوحة التربة والماء هي واحدة من الأوجه غير الحيوية الرئيسية التي تحد من إنتاجية النبات والغلة ، والاهتمام بالخصائص المورفولوجية والتركيب البيوكيميائي للنباتات ، ومع ذلك ، تمتلك معظم النباتات العديد من الآليات لتقليلها. التأثيرات السلبية للملوحة بما في ذلك تنظيم الأيونات وتقسيمها وتخليق المحاليل المتوافقة وتحريض مضادات الأكسدة والإنزيمات والهرمونات النباتية والتغيرات في مسار التمثيل الضوئي.

العديد من النباتات تتعرض للإجهاد الملحي في هذه الدراسة لدينا نبات بلعم *Lemna minor* يتميز بدوره المهم للغاية كمصدر للتغذية لعدة حيوانات وترشيح وتنقية المياه.

قد أجريت هذه الدراسة لاختبار تأثير الملوحة عن طريق زيادة تركيز كلور الصوديوم في سلالات *Lemna minor* في وسط زرعها التي يعين احد منها كشاهد، ومن ناحية أخرى ، لإثبات قدرة هذه النبة على مقاومة الملوحة وآلية مقاومة هذا الإجهاد.

تعطي التحاليل البيوكيميائية والفسيولوجية نتائج على تأثير الملوحة على هذه النبة ، بزيادة نسبة بعض المركبات البيوكيميائية مثل السكريات والبروتينات ، وكذلك تقليل مركبات أخرى مثل الكلوروفيل (أ ، ب و + ب) والدهون مع تغيير شكل وخفض معدل نمو *Lemna minor*

الكلمات المفتاحية : الملوحة ، الإجهاد الملح ، *Lemna minor*، النمو ، الفسيولوجية والكيمياء الحيوية.

Abstract

The salinity of soil and water, is one of the main a biotic factors that limit plant productivity and yield, interest in the morphological characters and biochemical composition of plants, However, most plants have several mechanisms to decrease the negative effects of salinity including regulation and compartmentalization of ions, synthesis of compatible solutes, induction of antioxidants, enzymes, plant hormones, and changes in the photosynthetic pathway.

Many of the plants are exposed to salt stress in this study have a macrophyte plant is a *Lemna minor* distinguished by their very important role as a source of nutrition of several animals and filtration and water purification.

This study was conducted to test the effect of salinity by increasing Na Cl concentration in the culture media *lemna minor* strains which one is witnessing, and on the other hand, to prove the ability of this resistant plant salinity and mechanism of resistance this stress.

Biochemical and physiological analyzes give results, they highlight the effect of salinity on these plants, with an increase in the levels of certain biochemical parameters such as sugars and proteins, and also in the decrease of others such as chlorophylls (a, b , a+ b) and an alteration of form and decrease of growth of *Lemna minor*.

Key words: salinity, salt stress, *Lemna minor*, growth, physiological and biochemical parameters.

SOMMAIRE

Sommaire

Dédicace	
Remerciement	
Résumé	
Liste de tableau	
Liste de figure	
Liste des abréviations	
Introduction	
SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE	
CHAPITRE I: STRESS SALIN	
I.1. Généralités sur la salinité	5
I.2. Notion de la salinisation	5
I.2.1. Types de salinité	5
I.2.1.1.Salinisation primaire	5
I.2.1.2. Salinisation secondaire	6
I.3. Définitions du stress	6
I.3.1.Stress chez les plantes	6
I.3.2. Types de stress	6
I.3.2.1. Le stress biotique	7
I.3.1.2. Le stress abiotique	7
I.3.1.2.1. Le stress hydrique	7
I.3.2.2.2. Le stress salin	7
I.4. Principe général d'adaptation et de résistance des plantes à l'excès de sel	7
I.5. Les stratégies d'adaptation	8
I.5.1 Homéostasie cellulaire	8
I.5.2 Séquestration du sodium dans des vacuoles	9
I.5.3 Prélèvement de (K ⁺)	9
I.5.4 Biosynthèse d'osmoprotectants	9
I.5.5 Synthèse de protéines induites par le sel	9
I.5.6 .Synthèse d'antioxydants	10
I.6. Effet de la salinité sur le plante	10

I.6.1. Effet sur la physiologie de la plante	10
I.6.2.Effet sur la germination	10
I.6.3.Effet sur la croissance	11
I.6.4. Effet sur l'eau dans la plante	11
I.6.5. Effet sur la biochimie dans la plante	12
I.6.6. Effet de la salinité sur les enzymes anti-oxydantes	12
CHAPITRE II: LENTILLE DE L'EAU	
II.1.Généralité	15
II.1.1.Morphologie	15
II.1.2.Les différent espèce	15
II.2.Les caractéristiques	16
II.3.Reproduction et propagation	18
II.4.Répartition	18
II.9.Utilisation de lentille d'eau	19
II.5.1. Aquaponie	19
II.5.2. Nourriture	19
II.5. 3.Production d'éthanol	20
II.5.4. Purification l'eau	20
II.6.Présentation de l'espèce étudiée :<i>Lemna minor</i>	21
II.6.1.Classification	21
II.6.2.Répartition et écologie	22
II.6.3. Conditions spécifiques des cultures	22
II.6.3.1. Ensoleillement	22
II.6.3.2.Présence des inhibiteurs	22
II.6.3.3.L'eau	23
II.6.3.4.L'oxygène et PH	23
II.6.4.5.Température	23
II.6.4.6.Mouvement de l'eau	23
CHAPITRE III: MATÉRIEL ET MÉTHODES	

III.1. Matériel végétal	25
III.2. dispositif expérimental et site d'expérience	25
III.3.Méthode de culture	26
III.4. Technique de séchage et de broyage	28
III.4.1. Appréciation de pourcentage des matières sèche	28
III.4.2. Détermination des cendres et des matières organiques	28
III.5. Détermination des paramètres de culture	29
III.5.1. Paramètres morphologiques	29
III.5.2. Paramètres biochimiques	29
III.5.2.1. Extraction et Dosage de la Chlorophylle	29
III.5.2.2.Dosage des protéines totales	29
III.5.2.3. Dosage des sucres solubles	30
III.5.2.4. Dosage de lipides	30
CHAPITRE IV: RÉSULTATS ET DISCUSSION	
IV.1.Résultat	33
IV.1.1.Paramètres morphologiques	33
IV.1.1.1.Observation microscopique	33
IV.1.1.2.Observation a l'œil nu	34
IV.1.1.3.Pourcentage de matière sèche	35
IV .1.2.Paramètres biochimiques	36
IV.1.2.1.teneur des chlorophylles	36
IV.1.2.1.1. la chlorophylle (a)	36
I.V1.2.1.2. la chlorophylle (b)	37
IV.1.2.1.3. la chlorophylle (a+b)	37
IV 1.2.2.Teneur de protéines totales	38
IV.1.2.3. Teneur des sucres solubles	39
IV.1.2.4. Teneur des lipides totaux	40
IV.1.2.5.Pourcentage de matière organique	40
IV.2. Discussion	41
IV.2. 1.paramètre morphologique	41
IV.2. 2.paramètre biochimiques	43

IV.2.2.1.Teneur des chlorophylles (a),(b),(a+b)	43
IV.2.2.2.Teneur de protéine	43
IV.2.2.3.Teneur des sucres solubles	44
IV.2.2.4.Teneur des lipides	45
IV.2.2.5. Poids sèche de plante	45
IV.2.2.6. Matière organique	46
Conclusion	
Références bibliographiques	
Annexes	

Liste de tableau

Numéro	Titre	Page
Tableau01	Les caractéristiques des différentes espèces	16
Tableau 02	protocole de l'expérience	26
Tableau 03	Forme de <i>lemna minor</i> de quatre milieux sous le microscope optique	33

Liste des figures

Numéro	Titre	Page
Figure 01	Adaptation et résistance des plantes face au stress salin	8
Figure02	Lentille d'eau (<i>Lemna minor</i>)	21
Figure 03	Lentille d'eau cultivée (<i>Lemna minor</i>)	25
Figure 04	Quatre souches <i>lemna minor</i>	26
Figure 05	Bassins utilisés pour la culture	27
Figure 06	les cultures des souches <i>lemna minor</i>	27
Figure 07	Séchage de <i>lemna minor</i>	28
Figure 08	Protocole d'extraction paramètres biochimiques	31
Figure 09	<i>lemna minor</i> après 20jours	34
Figure 10	<i>lemna minor</i> après 2 mois	35
Figure 11	Effet Na Cl sur la pourcentage de matière sèche (%) de la lentilled'eau <i>Lemna mino</i>	35
Figure 12	Effet de Na Cl sur la teneur en chlorophylle a en (mg /g) de la <i>lemna minor</i> .	36
Figure 13	Effet de Na Cl(g/l) sur la teneur en chlorophylle b en (mg /g) dans les feuilles de <i>lemna minor</i> .	37
Figure 14	Effets concentration de Na Cl(g/l) sur la teneur en chlorophylle (a+b) en (mg /g) chez les feuilles de <i>lemna minor</i> en fonction du temps.	37
Figure 15	Effet Na Cl sur la teneur en protéines totale (mg/l) chez la lentille d'eau <i>Lemna minor</i> .	39
Figure 16	Effets Na Cl sur la teneur en des sucres solubles (mg/l) chez la lentille d'eau <i>Lemna minor</i> .	39
Figure 17	Effets Na Cl sur le teneur en lipides (ug/ml) chez la lentille d'eau <i>Lemna minor</i> .	40
Figure 18	Effets Na Cl sur pourcentage de matière organique (%) chez la lentille d'eau <i>Lemna minor</i> .	41

Liste des abréviations

BSA	Sérum albumine bovine
CAT	catalase
Chlo a	Chlorophylle a
Chlo b	Chlorophylle b
Cl	Choleur
Cm	Centimètre
DHAR	déshydroascorbate réductase
DO	Densité optique
H2O2	Peroxyde d'hydrogène
IPTRID	Extension de la salinisation et stratégie de prévention et réhabilitation.
IRD	Institut de recherche pour le développement
K	Potassium
LEA	Late-Embryogenesis-Abundant
MDHAR	monodéshydroascorbate réductase
Mg	Magnésium
Mg	Miligrammes
Min	Minute
ml	Millilitre
mm	Millimètre
MM	Matière minéral
Na	Sodium
Na Cl	Chlorure de sodium
NH₄⁺	<i>Ammonium</i>
O₂⁻	Ion oxide
OH	radicaux hydroxyle
pH	Potentiel Hydrogene
ROS	formes réactives de l'oxygène
SOD	superoxyde dismutase
ug	Micro gramme
UV	Ultra-Violée

INTRODUCTION

Introduction

Le quotidien des végétaux n'est pas de tout repos. En effet, la croissance est, à tout instant, affectée par une multitude de stress environnementaux. Les plantes ont mis en place des mécanismes qui leur sont propres pour percevoir et répondre à toute une série de stress environnementaux tels que la déshydratation, les basses températures, la chaleur, les stress mécaniques comme le toucher ou le vent, les blessures ou encore les infections provoquées par des espèces qui leur sont pathogènes. Tous ces stress environnementaux sont donc perçus par la plante comme des stimuli qui, par un phénomène de transduction du signal au sein de la cellule végétale, vont à leur tour induire tout un ensemble de réponses biochimiques, moléculaires (expression ou répression de certains gènes) ou physiologiques **(Tafforeau, 2002)**.

Les végétaux sont constamment soumis aux différentes variations environnementales et subissent divers stress biotiques ou abiotiques. Aussi, les plantes ont-elles développé des stratégies d'évitement et de tolérance vis-à-vis de ces variations, ce qui leur permet de s'adapter et de s'acclimater aux différentes modifications pour survivre **(Elmsehli, 2009)**.

La salinité du sol ou l'eau provoque le stress à la plante par deux façons par le rendant l'absorption d'eau par les racines plus difficiles, ou provoquant la toxicité de la plante via l'accumulation de concentrations élevées de sel dans la plante **(Munns et Testeur, 2008)**.

Plusieurs procédés biochimiques peuvent être affectés par la salinité, comme la synthèse des protéines, la photosynthèse, et le métabolisme des lipides **(Parida et Das, 2005)**. Cependant, la plupart des plantes possèdent plusieurs mécanismes pour diminuer les effets négatifs de la salinité en particulier la réglementation et la compartimentation d'ions, la synthèse de solutés compatibles, l'induction des antioxydants, des enzymes, des hormones végétales, et des changements dans la voie de photosynthèse **(Cheeseman, 1988 ; Parida et Das, 2005)**.

Les hydrophytes flottantes en particulier les lemnacées, ou lentilles d'eau, possèdent la caractéristique de former des tapis plus ou moins denses à la surface de l'eau. On peut rencontrer des développements mono spécifiques, mais le plus fréquemment elles ne vivent pas isolées, mais en association avec d'autres plantes. Les lentilles d'eau sont des plantes très importantes dont possèdent plusieurs intérêts et utilisations, sont utiliser comme de

Introduction

source de nourriture des animaux surtout les poissons et des purifications de l'eau usés **(Radu et al, 2017)**.

Notre travail consiste à étudier l'effet d'un stress salin sur les paramètres physiologie et la composition biochimique de quatre souches des lentilles d'eau cultivées en Algérie (région d'El-Oued) par des différentes concentrations de Na Cl.

Le but de cette étude est de déterminer l'effet de stress salin sur les paramètres physiologie et la composition biochimiques de lentille d'eau et l'étendue de la capacité de cette plante à résister la salinisation.

SYNTHÈSE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I :

STRESS SALIN

CHAPITRE I: STRESS SALIN

I.1. Généralités sur la salinité

Plusieurs auteurs ont défini la salinité des sols et des eaux comme étant la présence de concentration excessive de sels solubles, ou lorsque les concentrations en (Na^+), (Ca^{++}), (Mg^{++}) sous formes de chlorures, carbonates, ou sulfates sont présentes en concentrations anormalement élevées (**Asloun, 1990**). Ce type de stress est essentiellement dû au NaCl en conditions naturelles (**Sun et Zheng, 1994**). Il caractérise les zones arides et semi arides, surtout là où l'irrigation est pratiquée, la salinité déclencherait un stress environnemental très significatif chez les plantes cultivées, qui constitue un obstacle majeur sur la productivité agricole. (**Ashraf, 1994**).

I.2. Notion de la salinisation

C'est un processus d'enrichissement d'un sol en sels solubles qui aboutit à la formation d'un sol (**IPTRID, 2006**). Une salinisation trop importante accompagnée parfois d'une alcalinisation du complexe absorbant des sols (**IRD, 2008**). Ce sont là les types de dégradation les plus fréquentes et souvent liées à la désertification. Plus l'aridité est forte, plus l'irrigation est incontournable à la culture, et plus son usage est risqué.

La salinisation peut avoir une origine naturelle: faible précipitations, évaporation intense, existence d'une roche mère salée (**Forster et al., 1990**), elle représente 80% des terres salines et appelé salinisation primaire. elle peut aussi provenir d'une eau d'irrigation saumâtre voire même de l'utilisation excessive d'engrais, et la remontée capillaire des eaux souterraines salines (**Forster et al., 1990**).

I.2.1. Types de salinité

La salinisation en général deux formes:

I.2.1.1. Salinisation primaire

La Salinisation primaire liée à la présence naturelle relativement concentrée de sels à travers un long processus naturel de dégradation des roches salines et des apports éoliens des sels des mers et océans (**Stengel et al., 2009**).

I.2.2.2. Salinisation secondaire :

Le phénomène de la salinisation secondaire lié à l'irrigation constitue une menace particulièrement grave mais très difficile à évaluer de manière correcte (**Stengel et al., 2009**). Cette salinisation liée à l'irrigation se traduit par une accumulation de sels avec des effets sur les propriétés chimiques, physiques (dispersion des argiles, instabilité de la structure) et biologiques (effet sur le développement des plantes par la pression osmotique (**Cheverry et Rbert, 1998**) .

I.3. Définitions du stress

Selon (**Levitt 1980**), le terme stress désigne un facteur de l'environnement induisant une contrainte potentiellement néfaste sur un organisme vivant. D'après **Dutuit et al., (1994)**, le stress ensemble de conditions qui provoquent des changements de processus physiologiques résultant éventuellement de dégâts, dommages, blessures, inhibition de croissance ou de développement.

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

I.3.1.Stress chez les plantes :

On appelle stress toute pression exercée par un paramètre, perturbant le fonctionnement habituel de la plante. Certains physiologistes qui étudient les stress estiment que ce concept est trop restrictif, parce qu'il suscite des questions sur les mécanismes adaptatifs qui permettent la croissance de plantes dans des environnements qui pourraient être considérés comme stressants. Par ailleurs, la réponse des plantes dépend, entre autres, de ces paramètres environnementaux, (le type de contrainte, son intensité et sa durée) et génétiques (espèce et génotype) (**Hopkins, 2003**).

I.3.2. Types de stress :

La plante et la plupart de ses cellules sont directement exposées aux changements des conditions environnementales qui peuvent être de deux natures distinctes :

I.3.2.1. Stress biotique :

Ce terme représente la totalité des paramètres physico-chimiques ou biologiques qui découlent de l'existence de l'action des êtres vivants. Les facteurs biotiques caractérisent donc l'ensemble des influences qu'exercent les êtres vivants entre eux et sur leur milieu **(Ramade, 2003)**.

I.3.2.2. Le stress abiotique :

Il est dû principalement à des facteurs environnementaux comme la sécheresse, les températures extrêmes, excès d'eau et la salinité **(Hopkins, 2003)**.

I.3.2.2.1. Le stress hydrique :

Il est provoqué par un déficit en eau constituant une menace permanente pour la survie des plantes, néanmoins, beaucoup d'entre elles produisent des modifications morphologiques et physiologiques qui leur permettent de survivre dans les régions de faible pluviosité dont la teneur en eau des sols est peu élevée **(Hopkins, 2003)**.

I.3.2.2.2. Le stress salin :

Le stress salin est défini comme une concentration excessive en sel. Le terme stress salin s'applique surtout à un excès des ions, en particulier Na^+ et Cl^- **(Hopkins, 2003)**. La salinité des sols constitue l'un des principaux stress abiotiques limitant la croissance des plantes cultivées. Cette salinité peut être naturelle ou induite par les activités agricoles comme l'irrigation ou l'utilisation de certains types d'engrais **(Jabnoute, 2008)**. Actuellement, sur 1.5 milliard d'hectares de terre cultivée dans le monde, environ 77 millions d'hectares (5%) sont affectés par la teneur excessive en sel. Ce chiffre ne cesse d'augmenter d'une année à l'autre à cause de la mauvaise qualité de l'eau d'irrigation **(R'him et al., 2013)**.

I.4. Principe général d'adaptation et de résistance des plantes à l'excès de sel

Généralement, sous les conditions salines, une voie de transduction d'un signal de stress commence par la perception de ce signal au niveau de la membrane de la plante (par un senseur ou non), suivie par la production de seconds messagers et des facteurs de transcription. Ces facteurs de transcription contrôlent l'expression des gènes impliqués dans

la réponse au stress incluant des changements morphologiques, biochimiques et physiologiques (Voir schéma ci-dessus)

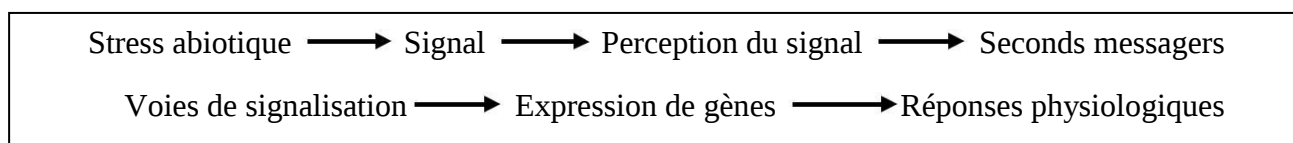


Figure 01: adaptation et résistance des plantes face au stress salin

Selon (**Levitt, 1980**), on distingue deux types d'adaptation:

- ✓ adaptation élastique (ou capacité d'adaptation): concerne un organisme adapté qui peut vivre, croître et réaliser son cycle de vie en présence du stress.
- ✓ adaptation plastique (ou résistance à l'adaptation): inhibe la croissance et ainsi tous les dommages éventuels sont irréversibles jusqu'à la disparition partielle ou complète de l'agent stressant.

I.5. Les stratégies d'adaptation

Les mécanismes de tolérance au sel chez les plantes peuvent être groupés en:

1. une homéostasie cellulaire regroupant homéostasie ionique et ajustement osmotique (**Zhu, 2003**).
2. un contrôle et une réparation des dommages causés par le stress ou détoxification.
3. une régulation de la croissance.

I.5.1. Homéostasie cellulaire

L'homéostasie ionique au niveau des cellules est atteinte sous stress salin par les stratégies suivantes:

- ✓ exclusion des ions (Na^+) des cellules par les canaux ioniques: anti port Na^+/H^+ , ou bien par la limitation d'entrée des ions (Na^+).
- ✓ compartimentation de (Na^+) dans des vacuoles intracellulaire pour un ajustement osmotique.
- ✓ c) la sécrétion de (Na^+), ainsi que la régulation du transport ionique qui joue un rôle fondamental dans la tolérance au sel chez les plantes.

I.5.2. Séquestration du sodium dans des vacuoles

La compartimentation de (Na^+) dans des vacuoles est une stratégie très importante chez les plantes permettant de maintenir ces ions à une faible concentration dans le cytoplasme et conserver un faible potentiel osmotique cellulaire. L'exclusion de l'excès de sodium du cytoplasme nécessite la synthèse d'osmolytes compatibles avec la réduction du potentiel osmotique; ce dernier est essentiel pour pouvoir prélever de l'eau dans des conditions hyperosmotiques de stress salin. Ce processus est coûteux en énergie pour les végétaux.

I.5.3. Prélèvement du potassium (K^+)

Dans les conditions optimales, les plantes maintiennent un haut ratio cytosolique K^+/Na^+ .

Le stress salin entraîne la diminution de ce ratio, du fait que les ions (Na^+) sont en concurrence avec les ions (K^+), ce qui est défavorable pour les processus biochimiques cellulaires. De même, une forte concentration de potassium augmente le potentiel osmotique qui entraîne une entrée d'eau à partir du milieu extérieur (**Claussen et al., 1997**). Le prélèvement du (K^+) est essentiel pour la turgescence cellulaire et le déroulement des processus biochimiques sous contrainte saline (**Pilot et al., 2003**).

I.5.4. Biosynthèse d'osmoprotectants

Les gènes impliqués dans la synthèse d'osmoprotectants sont surexprimés en conditions de stress salin (**Zhu, 2002**). Les osmoprotectants compatibles pour différents solutés, protègent les plantes par ajustement osmotique ce qui maintient la turgescence cellulaire, par détoxification des espèces réactives à l'oxygène (ROS: Reactive Oxygen Species), et par stabilisation de la structure (quaternaire) des protéines. Chez des plantes transgéniques, il a été prouvé que l'accumulation de mannitol (**Shen et al., 1997**), glycine-bétaïne (**Prasad et al., 2000**), et proline (**Zhu et al., 1998**) améliorent leur tolérance au stress salin.

I.5.5. Synthèse de protéines induites par le sel

Chez les plantes supérieures, le stress osmotique induit différentes protéines dans les tissus des végétaux. Ces protéines sont nommées LEA : Late-Embryogenesis-Abundant. Chez *Medicago sativa*, le gène *Alfin1* code pour une famille de facteurs de transcription et

leur expression est corrélée avec la tolérance au sel (**Winicov et Bastola, 1999**). In vitro *Alfin1* se lie au promoteur du gène *MsPRP2*, qui code pour une protéine racinaire du cytosquelette induite par le sel.

I.5.6. Synthèse d'antioxydants

Les plantes produisent des espèces réactives à l'oxygène, nommés ROS (radicaux superoxide ($O_2^{\cdot-}$), peroxyde d'hydrogène (H_2O_2), et radicaux hydroxyle (OH) en réponse à un stress salin. Les ROS causent d'importants dommages dans des lipides membranaires, des protéines et acides nucléiques. La détoxification des ROS constitue un élément clé de défense des plantes contre les stress abiotiques dont le stress salin. Les enzymes responsables de cette détoxification nommées antioxydants incluent le superoxyde dismutase (SOD), la catalase (CAT), et des enzymes du cycle acrobate-glutathion (**Hernandez et al., 2001**).

I.6. Effet de la salinité sur le plante

I.6.1. Effet sur la physiologie de la plante :

La salinité est l'un des facteurs limitants pour la croissance des plantes. Les effets de la salinité sont : l'arrêt de la croissance, le dépérissement des tissus sous forme de nécroses marginales, suivi par une perte de turgescence, par une chute des feuilles et finalement par la mort de la plante (**Zid, 1982**). La salinité provoque le plus souvent un retard développement (**Gill, 1979 ; Elmekkaoui, 1990 ; Boukachabia, 1993**) et d'une manière générale la hauteur, le diamètre des tiges des différentes espèces, ainsi que la grosseur des fruits, (**Khan et al., 1997 ; Bouaziz, 1980**).

I.6.2.Effet sur la germination

Le stade plantule est le plus altérable dans le cycle de vie de la plante, et c'est la germination qui détermine le temps et le lieu pour que la croissance de la plantule ébauche. Ce stade de germination est souvent limité par la salinité du sol et se montre le plus sensible que les autres stades (**Said et al., 2011**). Selon (**Rejili et al, 2006**), les semences répondent au stress salin, en réduisant le nombre total des graines germées et en accusant un retard dans l'initiation du processus de la germination. Parmi les causes de l'inhibition de la germination en présence de sel, la variation de l'équilibre hormonal.

I.6.3. Effet sur la croissance

La réponse immédiate du stress salin est la réduction de la vitesse de l'expansion de la surface foliaire ce qui conduit à l'arrêt de l'expansion si la concentration du sel augmente (**Wang et Nil, 2000**). Les seuils élevés de la salinité sont accompagnés par une réduction significative de la biomasse racinaire, la hauteur de la plante, le nombre de feuilles par plante, la longueur des racines et la surface racinaire chez la tomate (**Mohammad et al., 1998**).

L'excès de Na Cl se manifeste par une croissance dans la biomasse souterraine (racines) et la biomasse aérienne (tiges et feuilles) et une augmentation du ratio partie racinaire/partie aérienne chez le coton (**Meloni et al., 2001**). Plusieurs études, révèlent que, les glycophytes répondent à la salinité du milieu de manière aussi variées que complexes. Les espèces les plus sensibles subissent des réductions de croissance souvent très sévères à des salinités réduites (**Fathalli et Bizid, 1986**).

La croissance foliaire est généralement plus affectée par le sel que la croissance racinaire chez plusieurs espèces de plantes cultivées comme l'orge (**Gouia et Ghorbal, 1986**) et le blé (**Xu, 1990**).

Munns et Termaat (1986), signalent que le stress salin a pour effet immédiat de limiter la croissance en inhibant la croissance foliaire par des messages hormonaux partant des racines en directions des feuilles. L'hormone impliquée est probablement l'acide abscissique (**Kefu et al., 1991**). La salinité provoque le plus souvent un retard dans le développement, D'une manière générale ; la croissance en longueur, le diamètre des tiges et la grosseur des fruits diminuent d'une façon importante avec l'augmentation de la salinité (**Boukachabia, 1993**).

I.6.4. Effet sur l'eau dans la plante

Une forte concentration saline dans le sol est tout d'abord perçue par la plante comme une forte diminution de la disponibilité en eau. Cela nécessite un ajustement osmotique adapté, afin que le potentiel hydrique cellulaire demeure inférieur à celui du milieu extracellulaire et à celui du sol. Ce phénomène assure d'une part, la poursuite de l'absorption de l'eau du sol, et d'autre part, la rétention de l'eau intracellulaire et le maintien de la turgescence. Lorsque l'ajustement osmotique est insuffisant, l'eau a tendance à quitter les cellules, ce qui provoque un déficit hydrique et la perte de la turgescence. (**Niu et al., 1995 ; Bohnert et Shen, 1999 ; Hasegawa et al., 2000**)

I.6.5. Effet sur la biochimie de la plante

Sous les conditions salines il y a un changement dans le modèle d'expression des gènes, et des changements qualitatifs et quantitatifs dans la synthèse des protéines (**Reynolds et al., 2001**). Plusieurs études révèlent que le chlorure de sodium diminue la synthèse des protéines et augmente leur hydrolyse chez les plantes cultivées telle que le petit pois, la vigne et le haricot (**Tremblin et Coudret., 1986**). **Agastian et al., (2000)** ont rapporté que les protéines solubles augmentent à des niveaux bas de salinité et diminuent à des seuils élevés de concentrations salines chez les Mûres.

Le stress salin induit une perturbation de la composition lipidique au niveau des membranes cellulaires, affectant ainsi leur stabilité (**Alem et Amri., 2005**). L'insaturation des acides gras contrecarre le stress salin ou hydrique. (**Wu et al , 1998**) ont analysé le changement de la composition des lipides soumis à cette contrainte dans la membrane plasmique des racines chez *Spartina pratensis* et ont rapporté que les pourcentages molaires des stérols et les phospholipides diminuent avec l'augmentation de la salinité, mais le ratio stérols/phospholipides n'est pas affecté par le NaCl.

La présence du sel en forte concentration inhibe principalement le métabolisme cellulaire et la photosynthèse (**Tremblin et Coudret., 1986**) par l'imposition d'un stress osmotique (**Hayashi et Murata., 1998**) sur la cellule et par la toxicité du sodium (**Niu et al., 1995**) et du chlorure dans le cytoplasme. Le stress salin cause des effets à long et à court terme sur la photosynthèse. Les effets à court terme se manifestent après quelques heures jusqu'à un à deux jours de l'exposition au stress, et la réponse est importante ; il y a complètement arrêt de l'assimilation du carbone et du processus photosynthétique.

L'effet à long terme s'exprime après plusieurs jours de l'exposition au sel et la diminution de l'assimilation du carbone est due à l'accumulation du sel dans les feuilles en développement (**Munn et Termatt, 1986**) ; aussi on a rapporté qu'il y a arrêt de la photosynthèse sous des conditions sévères de stress salin (**Kao et al., 2001**). Par contre, le stress faible à modéré semble plutôt stimuler ce phénomène (**Kurban et al., 1999**).

I.6.6. Effet de la salinité sur les enzymes antioxydantes

En cas de stress biotique ou abiotique, on observe chez les plantes une production rapide et massive d'espèces réactives à l'oxygène. De nombreuses études ont été menées, notamment chez les plantes, afin de préciser quels sont les facteurs qui entraînent ce

phénomène. De nombreuses conditions environnementales ont ainsi été définies: la sécheresse, les stress thermiques (hautes et basses températures), l'exposition aux métaux lourds, aux ultraviolets, aux polluants aériens tels que l'ozone et le SO₂, les stress mécaniques, les carences nutritionnelles, les attaques de pathogènes, le parasitisme, la salinité et les fortes expositions à la lumière (**Ben Naceur *et al.*, 2005**).

CHAPITRE II:

LENTILLE D'EAU

II.1.Généralité

Les Lemnacées, ou lentilles d'eau, possèdent la caractéristique de former des tapis plus ou moins denses à la surface de l'eau. On peut rencontrer des développements monospécifiques, mais le plus fréquemment elles ne vivent pas isolées, les lentilles d'eau sont de petites plantes aquatiques (1-15 cm) flottant librement et réparties dans le monde entier.

Ce sont des monocotylédones associées à la famille des Lemnaceae (dérivée de du mot grec 'Limne', qui signifie étang) et sont classés comme plantes supérieures ou macrophytes, bien qu'ils soient souvent confondus avec des algues et certains taxonomistes considèrent-les comme des membres des Araceae. La lentille d'eau sert de pompe à nutriments, réduire les effets d'eutrophisation et fournir de l'oxygène à partir de leur photosynthèse activité. On observe souvent la présence de duvet d'argent sur des tapis épais comme des matelas d'eaux douces et légèrement saumâtres. Ils ne survivent pas dans les eaux rapides ($> 0,3 \text{ m / sec}$) ou d'eau non protégée du vent. Ils grandissent à la température de l'eau entre 6 et 33 °C (**Leng, Stambolie et Bell, 1995**)

II.1.1.Morphologie

Les lentilles d'eau, sont des macrophytes Monocotylédones, d'organisation très simple, la lentille d'eau est une plante aquatique qui flotte sur la surface de plans d'eau lents ou immobiles (terres douces et zones humides). la lentille d'eau était classée dans la famille séparée, Lemnaceae. Ces plantes aquatiques sont très simples, sans tige ni feuilles évident. La plus grande partie de chaque plante est une petite structure organisée en "thalle" ou "fronde". Seulement quelques cellules grossières, souvent avec des poches d'air, leur permettent de flotter à la surface de l'eau. Chaque plante, selon les espèces, peut prendre une racine ou une ou plusieurs racines simples ou filiformes non ramifiées. (**C.D. Sculthorpe, 1985**).

Elles présentent la particularité de pouvoir flotter sur l'eau, grâce à la présence de lacunes aérifères. Seul, *Lemna trisulca* se développe entre deux eaux. A part ce dernier, mieux à l'abri des perturbations du fait de son immersion, la plupart des autres espèces forment généralement des colonies de quelques thalles peu nombreux, souvent séparées sous l'effet du vent et de la pluie. (**C.D. Sculthorpe, 1985**).

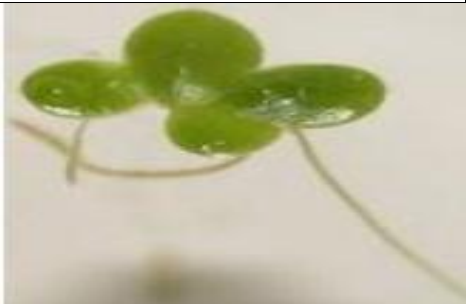
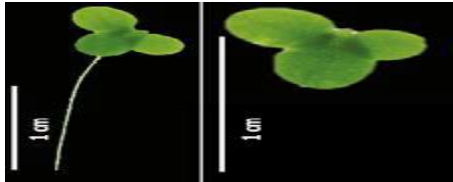
II.1.2. Différentes espèces

La classification de lentille d'eau selon de leur taille, du nombre de nervures et de la présence et du nombre de racines, elle comprend quatre genres: *Lemna*, *Spirodela*, *Wolffia* et *Wolffiella*. Jusqu'à présent, 37 espèces appartenant aux quatre genres ont été identifiées à partir de différentes parties de la monde. La famille des Lemnacées comprend quatre genres : *Lemna*, *Spirodela*, *Wolffia* et *Wolffiella*,

II.2. Les caractéristiques

Les principales caractéristiques de différents genres de la lentille d'eau, sont illustrées dans le tableau suivant:

Tableau 01: les caractéristiques des différents espèces (Anonyme, 1997).

Espèces	Morphologies	Propriétés	Aspect
<i>Lemna minor</i> (petite lentille d'eau)	• Fronde flottante vert pâle, de forme arrondie à ovale, opaque et aplatie, de petite taille : 1,5 à 4 mm de diamètre • Possède 3 à 5 nervures de 1,5 à 5 mm de long, contrairement à <i>L. minuscule</i> Herter qui ne possède qu'une seule nervure • Les frondes sont soit reliées entre elles par des pétioles insignifiants, soit libres • Chaque fronde détient une racine unique filiforme qui peut atteindre une longueur de 10 cm	• Grande capacité de multiplication par bourgeonnement • Milieu stagnant ou faiblement courant • Peu sensible à la turbidité • Héliophile, supporte les effluents	 (Myriam Bou et al ,2013)  (A. Van Hoeck et al,2015)
<i>Lemna gibba</i> (lentille bossue)	• Les frondes sont flottantes, couleur vert-gris, prenant une teinte brun rougeâtre • Elles sont de forme ovale à arrondie, assez renflées sur la face inférieure • Leur taille varie de 2 à 5 mm de long • Elles sont liées entre elles par un pétiole insignifiant • Chaque fronde possède une seule longue racine • Elles disparaissent assez rapidement	• Grande capacité de multiplication par bourgeonnement • Milieu stagnant ou faiblement courant • Peu sensible à la turbidité • Eaux mésotrophes à eutrophes, voire polluées	 (Myriam Bou et al ,2013)

<i>Lemna trisucla</i> (lenticule bourgeonnante, lentille trilobee)	• Lentille “coloniale”, les bourgeonnements latéraux restant fixés à la lentille mère. La colonie est vert clair transparent • Les frondes sont oblongues à ovales étroites, pointues, munies de trois nervures, Elles font 5 à 10 mm, et sont liées ensemble par des pétioles persistants. Chaque fronde est insérée à angle droit par rapport à la suivante • Elle passe la majorité de son cycle d'activité plus ou moins profondément immergée, grâce à la présence dans certaines cellules, de cristaux d'oxalate de calcium qui servent de lest • Il existe une racine unique par feuille, filiforme	• Plante vivace annuelle, à reproduction majoritairement végétative • Milieu calme ou stagnant • Ne requiert pas un fort éclaircissement • Eaux alcalines, mésotrophes	 (C.Gauw et al,2015)
<i>Spirodela polyrhiza</i> (Lenticule à plusieurs racines)	• Les frondes sont rondes flottantes, ovales à arrondies, de couleur vert foncé et brillantes sur la face supérieure, souvent pourprées sur le revers • Elles mesurent 4 à 10 mm et sont plutôt asymétriques, Chaque fronde possède au moins 2 racines (jusqu'à 21) et 3 à 15 nervures plates ou assez renflées • Vit libre ou attachée par 2 à 5 • Forme des turions dépourvus de racines qui persistent immergés à l'état de vie ralentie en hiver, pour germer au printemps	• Fortes capacités de multiplication par bourgeonnement • Milieu calme ou stagnant • Eaux mésotrophes à eutrophes bien éclairées • Peu sensible à la turbidité, mais tolère mal les pollutions	 (Myriam Bou et al ,2013)

II.3.Reproduction et propagation

Les Lemnacées se multiplient principalement par bourgeonnement (reproduction végétative). Cette capacité leur confère un fort pouvoir couvrant. La floraison et la fructification sont peu fréquentes, voire rares. Elles présentent alors latéralement des petites fleurs unisexuées, vertes et réduites. Le milieu courant et les oiseaux aquatiques contribuent à leur propagation. Ces derniers transportent les frondes ou les graines sur leurs pattes et leur plumage. Les activités humaines et animales (pompages, abreuvoirs, bateaux...) ont également un rôle dans la dispersion des espèces (**Anonyme,1997**).

✓ ***Lemna minor***

Se multiplie par bourgeonnement latéral avec une très grande capacité de multiplication. Elle peut donc proliférer très rapidement. Elle forme des articles dormants qui ne tombent pas au fond de l'eau. l'appareil reproducteur présente des fleurs rares et très petites, de couleur verte. Elles sortent de la fronde par une fente latérale. la floraison a lieu de mai à septembre.

✓ ***Lemna gibba***

La floraison a lieu entre mai et juillet.

✓ ***Lemna trisulca***

La multiplication végétative rend cette espèce grégaire ou coloniale : les bourgeons latéraux successifs restent fixés à la lentille-mère. Chaque colonie peut comporter jusqu'à 50 frondes. Cette espèce submergée monte lentement vers la surface pour la courte période de la floraison et de la fructification.les frondes florales sont plus petites que les végétatives et se dressent à la surface. les fleurs sont minuscules et s'épanouissent de mai à juillet.la dissémination de *lemna trisulca* se fait à partir de graines, de turions ou des frondes elles-mêmes. L'eau joue un rôle important dans la répartition de la plante, ainsi que les animaux (principalement les oiseaux) auxquels elle s'attache.

✓ ***Spirodela polyrhiza***

La multiplication végétative se fait par bourgeonnement à partir des 2 poches latérales situées sur chaque fronde. L'appareil reproducteur consiste en fleurs rares, petites et vertes, sortant latéralement. Entre juin et août. Une fleur femelle et 2 fleurs mâles sont enveloppées dans une gaine membraneuse.

II.4.Répartition

L'un des facteurs les plus importants qui influent sur la distribution des plantes des milieux humides, les hélrophytes, et des plantes aquatiques, les hydrophytes, en particulier, est la disponibilité des éléments nutritifs. Les lentilles d'eau ont tendance à être associée à substrats fertiles, même eutrophiques.

Elles peuvent se propager par la sauvagine et les petits mammifères, transportés par inadvertance sur leurs pieds et organes, ainsi que par le déplacement d'eau. Dans les plans d'eau à courant constant ou à débordement, les plantes sont transportées dans les canaux d'eau et ne prolifèrent pas beaucoup. Dans certains endroits, il existe un modèle cyclique entraîné par les conditions météorologiques dans lequel les plantes prolifèrent considérablement pendant les périodes de faible écoulement d'eau, puis sont emportées lorsque des périodes de pluies surviennent **(Robach et Trémolières, 1993)**.

Selon le type de milieu les Lemnacées se rencontrent principalement dans les eaux stagnantes ou faiblement courantes : fossés, mares, canaux, lacs, anses calmes de cours d'eau et de secteurs à embâcles **(Anonyme, 1997)**.

II.5.Utilisation de lentille d'eau

II.5.1 Aquaponie.

- ✓ Les principaux avantages de l'utilisation de lentille d'eau est dans l'aquaponie sont **(M.A. Al-Qutob et all, 2012;C.G.Liu, 2017)**:
 - certains poissons vont manger des lentilles, ces derniers se repeupleront plus vite que les poissons ne peuvent les manger.
 - la biomasse de lentilles sèches contient jusqu'à 40% de protéines, ce qui peut encore être capitalisé son applications d'alimentation.
 - la lentille d'eau élimine des quantités substantielles d'azote et de phosphore de l'eau.
- ✓ Les principaux inconvénients de l'utilisation de la lentille d'eau dans les aquaponiques sont :
 - la lentille d'eau représente environ (86 - 97)% d'eau , de sorte que la teneur en protéines de la biomasse humide est faible et peut atteindre 2% **(E. Landolt,1987)**.
 - forte concentration d'ARN et de raphides présents dans la lentille d'eau, ainsi que l'accumulation de Les produits chimiques toxiques contenus dans la biomasse de lentille peuvent poser problème dans certaines formulations d'aliments pour animaux;
 - la lentille croît plus vite que le poisson ne peut la manger; la biomasse peut sortir du réservoir et peut obstruer les tuyaux et les pompes **(Radu et all, 2017)**.

II.5.2. Nourriture

Teneur en protéines de la lentille d'eau par biomasse sèche de la lentille varie entre 25% et 45% et dans de bonnes conditions de croissance, la biomasse double le grand mérite de la lentille ne réside pas dans le fait qu'elle contient une forte concentration d'un seul nutriment (protéines, amidon, etc.), mais qu'il est riche en nombreux nutriments et qu'un régime alimentaire contenant

des aliments vivants les lentilles peuvent réduire considérablement le coût des aliments pour poissons.

Les poissons (comme le tilapia) peuvent être nourris régime mixte contenant des éléments nutritifs dans les préparations lactées et certains éléments nutritifs (tels que les vitamines, minéraux, protéines, graisses, amidon, etc.) peuvent être fournis via des lentilles d'eau vivantes (**F.A. Tavares et al ,2012; A.K. Amirkolaie,2005**).

Pour un repas complet avec une teneur en humidité résiduelle de 10% de lentilles sèches peut être stocké sans détérioration dans le temps d'au moins cinq ans sans précautions spéciales, si elles sont protégées de la lumière du soleil et des changements d'humidité. La dégradation des pigments est faite pour diriger l'exposition au soleil et, par conséquent, réduire la valeur nutritionnelle, mais n'influencera pas la teneur en protéines (**Radu et al, 2017**).

Les sacs en plastique opaque sont recommandés pour un stockage à long terme. Séchage passif .L'énergie solaire est obtenue en répandant des matières fraîches sur le sol nu ou dans un pâturage avec de l'herbe, cette étant la forme la plus simple de post-récolte et de traitement. Cependant, l'exposition de lentilles fraîches ultraviolets du soleil dégrade le bêta-carotène et d'autres pigments et réduit leur des concentrations (**Radu et al, 2017**).

II.5. 3.Production d'éthanol

La lentille fraîche de six jours, cultivée sur l'eau déficiente en nutriments, et la lentille séchée au four ont été utilisés dans un processus de fermentation La charge de substrat était de 100 g DW / L, mais cela n'a été possible que pour le séchage à l'étuve. les lentilles et non pour la biomasse fraîche de lentilles. Un plus grand rendement en éthanol a été obtenu à partir de biomasse de lentille fraîche par rapport à la biomasse de lentille séchée quelles que soient les quantités réduites utilisé. La raison n'est pas claire, mais on a supposé que de l'amidon était perdu ou devient moins disponible pour l'hydrolyse dans la lentille sèche (**M. Kesaano,2011**).

II.5.4. Purification l'eau.

Le traitement de l'eau est l'une des utilisations les plus souvent proposées pour la lentille d'eau. La lentille sont pourtant sensibles et nécessitent des conditions contrôlées pour se développer rapidement et rester en bonne santé en présence des polluants. Maintenir une riche culture de lentilles est difficile sans un éclairage suffisant et des nutriments. De plus, la biomasse de lentille d'eau peut accumuler les toxines de l'eau, ce qui la rend inutilisable pour les applications d'alimentation (**Radu et al, 2017**).

II.6.Présentation de l'espèce : *Lemna minor*

Lemna minor est un macrophyte flottant qui appartient à la famille des **Lemnaceae**. Cette lentille d'eau est principalement présente dans les milieux aquatiques de type lentique des zones tempérées de l'hémisphère Nord et est très représentative des cours d'eau français (**Bodo et al, 2005**). Elle se présente sous la forme de colonies (libres ou reliées entre elles par un fin pétiole) composées au minimum, de 2 à 4 feuilles aplaties et lenticulaires de taille réduite (2 à 4 mm). Chacune possède une racine filiforme, transparente et d'un fin diamètre : La taille des racines (de 1.5 mm à 5 cm) est fortement liée à la disponibilité en éléments trophiques (azote et phosphore) dans le milieu aquatique. (**MATE, 1997; Cauzzi, 2007**).

Bien qu'une reproduction sexuée soit possible, elle est très rare et ces végétaux se reproduisent la plupart du temps par multiplication végétative sous la forme de bourgeonnements successifs latéraux. Chaque fronde mère peut donner naissance à 10 à 20 frondes et a une durée de vie limitée de 3 à 7 semaines, d'où le caractère parfois envahissant du développement de ces végétaux. (**Cauzzi, 2007**). *L. minor* a une forte affinité vis-à-vis des milieux aquatiques riches en azote et phosphore, un développement important de ces macrophytes pouvant être le signe de la mise en place d'un état eutrophe.



Figure 02: Lentille d'eau (*Lemna minor*). (**Cauzzi, 2007**).

II.6.1.Classification et taxonomie (Besma et Radia ,2016) :

Règne plantae : Plantes

Sous-règne : Tracheobionta

Division magnoliophyta : angiospermes, phanerogames

Classe liliopsida : Monocotyledones

Sous-classe : Alismatidae

Ordre : Alismatales

Famille : Araceae

Genre : *Lemna*

Esepce : *Minor*

II.6.2.Répartition et écologie :

Lemna minor est présente presque partout dans le monde. Elle est largement répandue Dans toute l'Amérique du nord, sauf dans l'extrême nord et dans les Bahamas. On la trouve Aussi en Europe, en Asie, en Afrique et en Australie. En Amérique du nord, on la trouve de Terre-neuve a l'Alaska et au sud jusqu'en Californie, au Texas et en Floride. **(Godfrey et Wooten, 1979).**

II.6.3.Conditions spécifiques de culture

La croissance des lentilles d'eau est régie par l'ensemble des facteurs biotiques et Abiotiques de l'environnement ou elles évoluent. Toutefois, la température et l'ensoleillement Semblent y jouer un rôle plus important que celui des concentrations des nutriments. En Conditions optimales, leur biomasse peut doubler en deux jours. **(Besma et Radia ,2016).**

II.6.3.1. Ensoleillement :

La croissance des lentilles d'eau dépend de l'intensité et de la photopériode de l'ensoleillement auquel elles sont exposées. Les rendements de la photosynthèse et de la photo respiration atteignent leurs valeurs maximales au début de l'après-midi et leurs valeurs minimales le soir (36 a 60% de la valeur maximale). Dans l'hémisphère Nord, la croissance de ces plantes est optimale durant la période allant de mi-juin au début de septembre, elle s'étale par contre sur toute l'année dans les régions ayant un climat tropical ou tempère **(Besma et Radia ,2016).**

II.6.3.2. Présence d'inhibiteurs :

Les eaux usées agricoles et industrielles contiennent des quantités importantes de métaux lies aux polluants organiques, bien que la présence de métaux en traces soit indispensable dans le processus de croissance des plantes, des concentrations élevées peuvent occasionner des phénomènes d'inhibition et de toxicité et donc limiter l'efficacité du traitement. Les lentilles d'eau peuvent tolérer des concentrations de métaux plus ou moins importantes selon le type de métal **(Besma et Radia ,2016).**

L'utilisation des tests vis-à-vis des lentilles d'eau en écotoxicologie est très intéressante du fait de leur sensibilité a de nombreux polluants, de leur culture relativement facile et des possibilités qu'elles offrent de tester des effluents colores, turbides ou encore charges en MES. (Wang, 1991) **(Besma et Radia ,2016).**

II.6.3.3.L'eau

Certaines conditions spécifiques sont nécessaires: la Surface et profondeur de l'eau, la surface doit être maximisée. Les besoins en eau de quelques centimètres seulement, mais il faut autant d'espace pour se répandre. Est-ce en plein soleil Il est recommandé que l'eau soit suffisamment profonde pour ne pas se réchauffer trop vite **(Radu et al, 2017)**.

II.6.3.4.Oxygène et pH

Dans les piscines, les lentille d'eau sans aération de l'eau consommeront l'oxygène contenu dans l'eau jusqu'à ce qu'elles deviennent anaérobies..

La lentille d'eau peut survivre à un pH compris entre 5 et 9, mais elle se développe mieux avec le pH vont de 6,5 à 7,5. Lorsque le pH est inférieur à 7,0, l'ammoniac peut être conservé sous forme de (NH_4^+) , qui est en fait la forme préférée d'azote pour *Lemna* sp. Un pH alcalin change l'ion ammoniac à l'équilibre d'ammonium en gaz ammoniac, qui est toxique pour la lentille d'eau**(Radu et al, 2017)**.

II.6.3.5.Température

Pendant la saison chaude, les lentilles poussent plus vite. Pour une croissance plus rapide, la température doit être supérieure à 21,1 ° C .Différentes espèces de lentilles cultivées dans les régions polaires à l'équateur et sont présents à différentes altitudes. Cependant, la plage de température pour chaque Tous les droits sont réservés **(Radu et al, 2017)**.

II.6.3.6. Mouvement de l'eau

La Lentille d'eau n'aime pas le mouvement de l'eau à la surface, mais seulement sous. Pour cette raison, il est souvent recommandé de cultiver des lentilles avec des barrières de surface. La lentille préfère l'eau au ralenti, cependant, on peut observer une croissance rapide dans certaines zones avec de l'eau agitée. Pour augmenter le processus de reproduction asexuée, il semble que la lentille d'eau préfère se développer dans des eaux où le phénomène de secousses est faible, comme au voisinage des écoulements de l'échappement. (Par exemple, la lentille se divisera plus vite). **(Radu et al, 2017)**.

CHAPITRE III

MATÉRIEL ET MÉTHODES

CHAPITRE III: MATÉRIEL ET MÉTHODES

III.1. Matériel végétal

Le matériel expérimental utilisé dans notre travail c'est une plante aquatique la lentille d'eau de famille *Lemnaceae* de l'espèce *lemna minor*, en utilisées quatre échantillons de même quantité de *lemna minor*.

Celles-ci ont été fournies par cultures ces souches dans région El-Oued en Algérie, elles sont caractérisés par fronde flottante vert pâle, de forme arrondie à ovale, opaque et aplatie, de petite taille : 1,5 à 4 mm de diamètre ,Possède 3 à 5 nervures de 1,5 à 5 mm de long, Les frondes sont soit reliées entre elles par des pétioles insignifiants, soit libres .



Figure 03: Lentille d'eau cultivé (*Lemna minor*)

III.2. dispositif expérimental et site d'expérience

L'expérience est réalisée en région El-Oued (Debila) a 27 février 2019 , dans des conditions in vitro. les souches *Lemna minor* utilisées dans cette étude ont été récoltées de la région Ouargla et elles ont été placés dans milieu de l'expérience. Pour la salinisation de milieu de culture; nous avons utilisé l'eau de robinet dans lequel on ajoute des différentes concentrations de Na Cl.

Tableau 02: protocole de l'expérience

Milieux (bassin de longueur 60m et largeur 40m)	Compositions
Milieu (01)	<i>lemna minor</i> +11 L l'eau distille et petite quantité engrais organique naturel.
Milieu (02)	<i>lemna minor</i> +11 L l'eau de robinet +110g de Na Cl +petite quantité engrais organique naturel.
Milieu (03)	<i>lemna minor</i> +11 L l'eau de robinet +220 de Na Cl +petite quantité engrais organique naturel.
Milieu (04)	<i>lemna minor</i> +11 L l'eau de robinet +330g de Na Cl +petite quantité engrais organique naturel.
La culture des quatre bassins dans un milieu libre, et tous les dosages et les autre testes se fait après 2 mois de la culture	

III.3.Méthode de culture

A. Les souches

On prélève quatre souche de *lemna minor* de même quantité pour réaliser l'expérience



Figure 04: Quatre souches *lemna minor*

B. Le milieu de culture

On a choisi quatre bassins de même dimensions dont chacun possède de la longueur de 60m et de largeur de 40m.



Figure 05: Bassins utilisés pour la culture

Nous mettons chaque échantillon dans un bassin dans l'ordre, nous considérons le premier comme de témoin contient de l'eau distillée seulement et les autre contient de différentes concentration de chlorure de sodium.

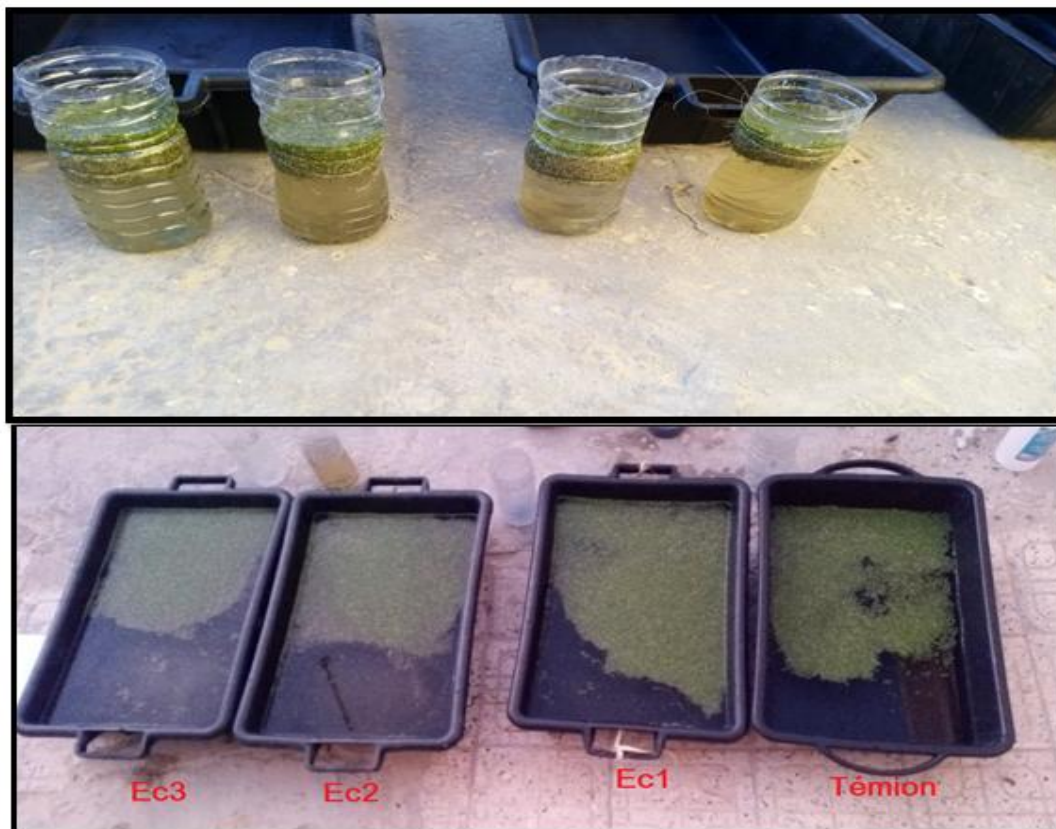


Figure 06: les cultures des souches *lemna minor*

Nous démarrons la culture de *lemna minor* dans un milieu libre avec l'exposition à la lumière de soleil, couvrir avec un couvercle en plastique.

III.4. Technique de séchage et de broyage

Nous avons pris de chaque milieu une quantité d'échantillons, les échantillon sont lavés à l'eau pour les débarrasser de toutes les impuretés qui y adhèrent pour accélérer le séchage puis étalées en couche mince sur des surfaces les séchage dans une chambre sombre pendant semaine, puis nous les avons assemblés et les avons broyées. Les différents broyats sont conservés dans des boites et à l'abri de la lumière jusqu'à leur analyse.

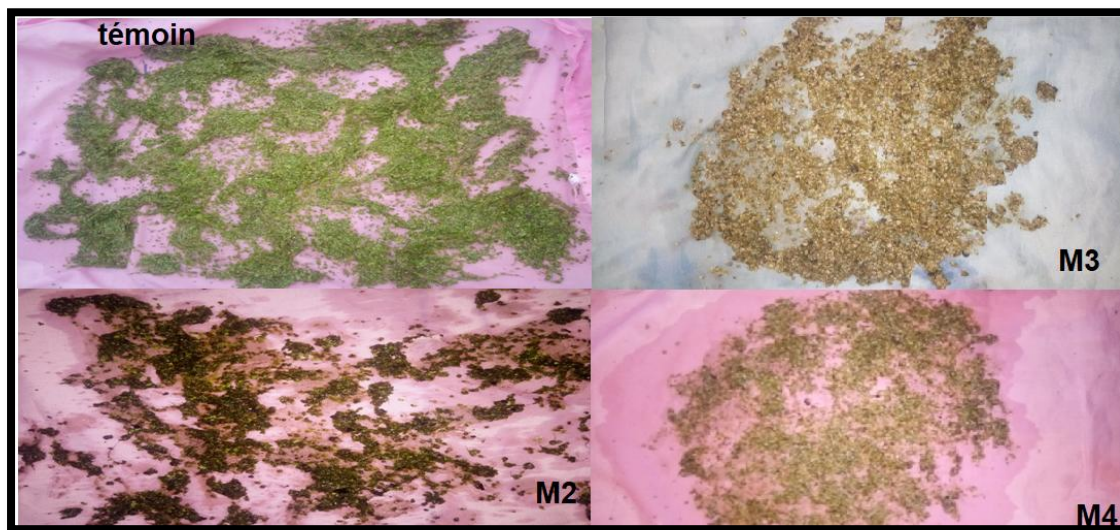


Figure 07: Séchage de *lemna minor*

III.4.1. Appréciation de pourcentage des matières sèche

Le pourcentage de matière sèche a été estimé en prenant un poids connu de chaque échantillon, puis séchée et incubée dans l'étuve à température 73C ° jusqu'à la fixation de poids puis relève le pourcentage de matière sèche à l'aide de l'équation suivante:

$$\text{Pourcentage de matière sèche} = (\text{poids sèche d'échantillon} / \text{le poids humide d'échantillon}) \times 100$$

III.4.2. Détermination pourcentages des cendres et des matières organiques

Après séchage à l'étuve, on procède à une calcination au four à 500 °C pendant 4 heures. Les cendres brutes sont obtenues après destruction de la matière organique par incinération (AFNOR, 1977), Déterminer le pourcentage des cendres : $\%MM = 100 \times (MM - t) / (M0 - t)$: % Matière organique = 100 - % cendres.

III.5. Détermination des paramètres de culture

III.5.1. Paramètres morphologiques

Les paramètres morphologiques est déterminés par une observation des souches cultivées à l'œil nu et en utilisant le microscope optique à l'objectif x100.

III.5.2. Paramètres biochimiques

III.5.2.1. Extraction et Dosage de la Chlorophylle:

Nous avons utilisé la méthode établie par (**Mazliak,1979**) pour l'extraction de la chlorophylle. Le traitement de tous les échantillons se fait comme suit : On pèse 100mg des feuilles/racines fraîche de *lemna minor* sont broyés dans un mortier avec 12.5 ml d'acétone à 80% (CH₃COCH₃) et une pincée de carbonate de calcium (CaCO₃) pour neutraliser l'acidité vacuolaire. Après broyage total, la solution est filtrée et conservée à l'obscurité dans des boîtes noires pour éviter l'oxydation de la chlorophylle par la lumière.

Le dosage se fait par un prélèvement de 2.5 ml de la solution dans la cuve à spectromètre. Les échantillons sont ensuite analysés par spectrophotométrie à deux longueurs d'onde différentes (645 et 663 nm) en utilisant l'acétone 80% comme blanc. Le contenu en chlorophylle (a et b et a+b) a été déterminé à l'aide des équations suivantes.

$$\text{Chl a} = 12 (\text{DO663}) - 2,67(\text{DO645})$$

$$\text{Chl b} = 22,5 (\text{DO645}) - 4,48(\text{DO663})$$

$$\text{Chl a+ b} = 8,02 (\text{DO663}) + 20,20 (\text{DO645})$$

III.5.2.2. Dosage des protéines totales

Par méthode de BRADFORD, est un dosage colorimétrique rapide (**BRADFORD, 1976**).

La concentration en protéines est obtenue par référence avec une gamme étalon de sérum albumine bovine (**BRADFORD, 1976**), après coloration au bleu de Coomassie par interactions non covalentes avec les résidus des acides aminés hydrophobes de la protéines (**AUTRAN, 1991**). Une quantité de 200 µl de l'étalon ou de l'échantillon, est placée dans un tube propre et sec en verre. Il est ajouté 2 ml de réactif de Coomassie et homogénéisé pendant 30 secondes. Après 2 mn de réaction et avant une heure, l'absorbance est mesurée à 595 nm par un spectrophotomètre de type UV mini -1240 (**SHIMADZU**). La courbe d'étalonnage est tracée en fonction de la concentration en sérum albumine bovine (**BRADFORD, 1976**).

III.5.2.3. Dosage des sucres solubles

a. Principe

Les oses simples, les oligosaccharides, les polysaccharides et leurs dérivés donnent une couleur jaune-orange lorsqu'ils sont traités avec du phénol et de l'acide sulfurique concentré. La réaction est sensible et de coloration stable (**DUBOIS et al., 1956**). Elle se base sur la formation des chromophores. L'acide sulfurique provoque l'hydrolyse des liaisons osidiques et une tétradéshydratation suivie d'une cyclisation des monosaccharides libérés pour donner des dérivés furfuraliques et des dérivés d'acide 5 - formylfuroïque réagissant avec le phénol ce qui forme un complexe orange (**BRIAN-JAISSON, 2014**).

b. Mode opératoire

Il est mélangé dans des tubes 200 µl d'échantillon avec 200 µl de phénol et 1 ml d'acide sulfurique concentré. Les tubes sont incubés à 90°C pendant 5 min, puis ils sont laissés 30 min à température ambiante à l'abri de la lumière. L'Absorbance est mesurée à 492 nm (**BRUDIEUX, 2007**).

III.5.2.4. Dosage de lipides

a. Préparation de réactif sulfophosphovanillinique

Dissoudre 76mg de vanilline dans une 11ml de l'eau distillé puis en ajoute 39 ml de acide phosphorique (85 %) pour obtenu de volume 50 ml .

b. Protocole de dosage

Mettre 0.1ml de étalon ou échantillon est placée dans un tube propre et sec en verre. Il est ajouté 1 ml de acide sulfurique concentrée avec la mélange des tubes pendant 10 minute dans bain marin de 100 C .°, puis ils sont laissés jusqu'a la refroidissement ,puis prendre 0.15ml de ces échantillons est placée dans autres tubes et ajoute de 1.5 ml de réactif sulfophosphovanillinique avec la mélange puis ils sont laissés 30 min à température ambiante à l'abri de la lumière, L'Absorbance est mesurée à 530 nm (**2017, جهاد وآخرون**)

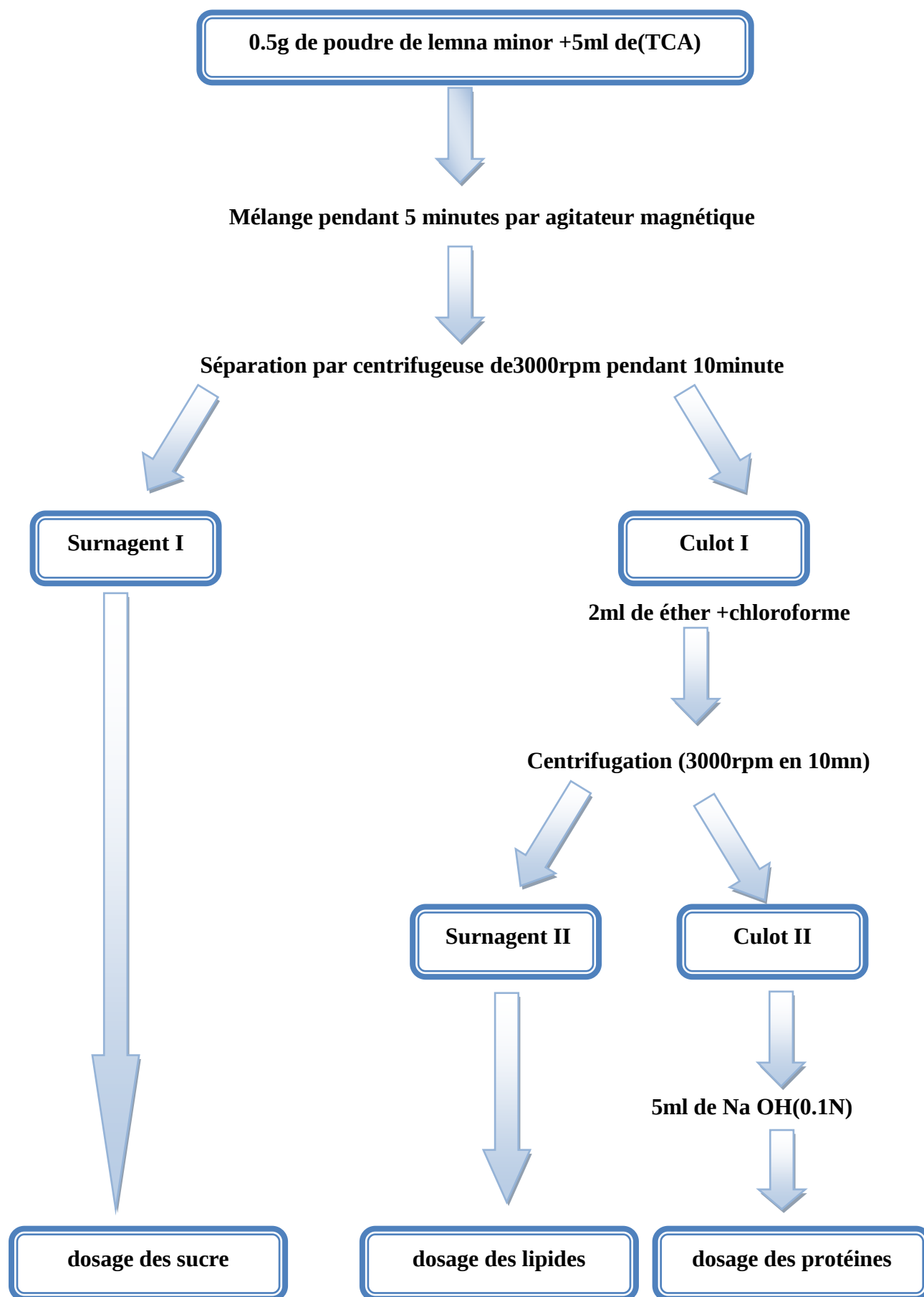


Figure08: Protocole d'extraction paramètres biochimiques (2017, جهاد وآخرون)

CHAPITRE IV:

RÉSULTATS ET DISCUSSION

CHAPITRE IV: RÉSULTATS ET DISCUSSION

IV .1.Résultat

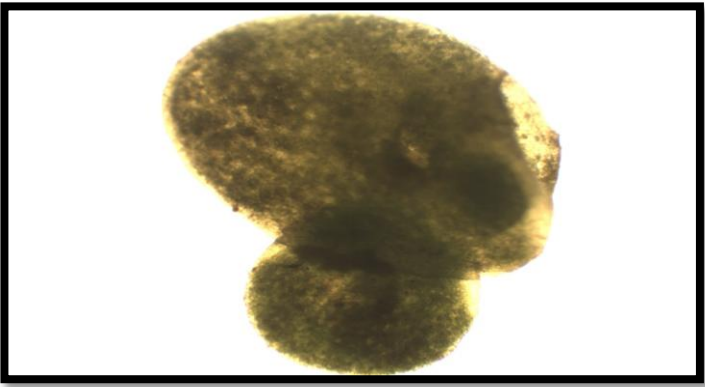
IV.1.1.Paramètres morphologiques

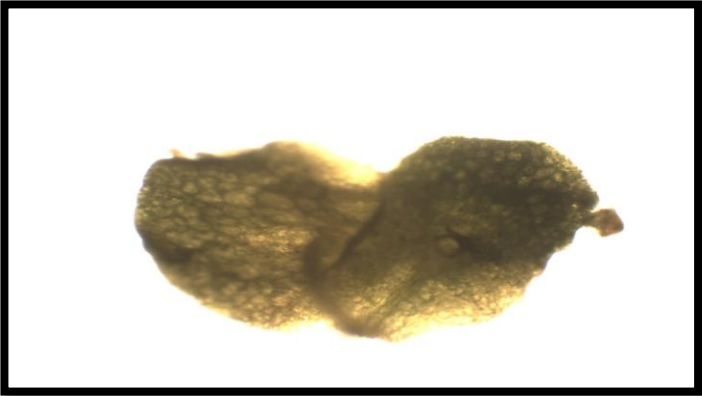
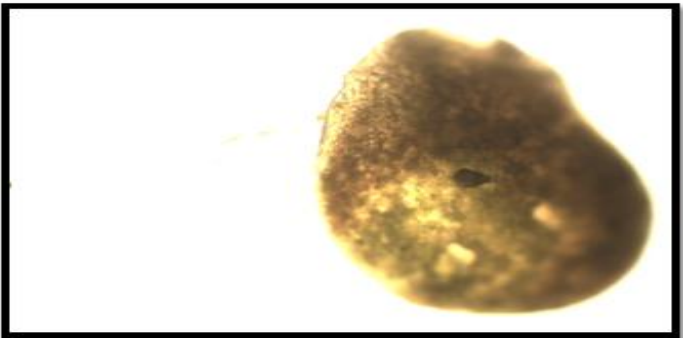
IV.1.1.1.Observation microscopique

La microscopie optique permet d'observer la forme de *Lemna minor* ,on remarque que sa forme est influencée par la concentration de Na Cl par apport au témoin.

Pour la forme de milieu 01; la concentration peut diminuer l'intensité de la couleur verte et la taille des feuilles; ainsi sa forme est altérée par rapport au témoin. Aussi pour de milieu 02, l'échantillon perd sa forme et leur taille et couleur verte par apport au témoin; le dernier milieu 03 on observe une altération et changement très remarquable de la forme, de taille, de couleur.

Tableau 03: Forme de *lemna minor* de quatre milieux sous le microscope optique.

Les échantillons	Figure	Symbole
Milieu01(Témoin)		M0
Milieu 02		M2

Milieu 03		M3
Milieu 04		M4

IV.1.1.2.Observation a l'œil nu

La croissance de *lemna minor* après traitement et culture après 20 jours et 2 mois, est illustrée dans les figures suivantes

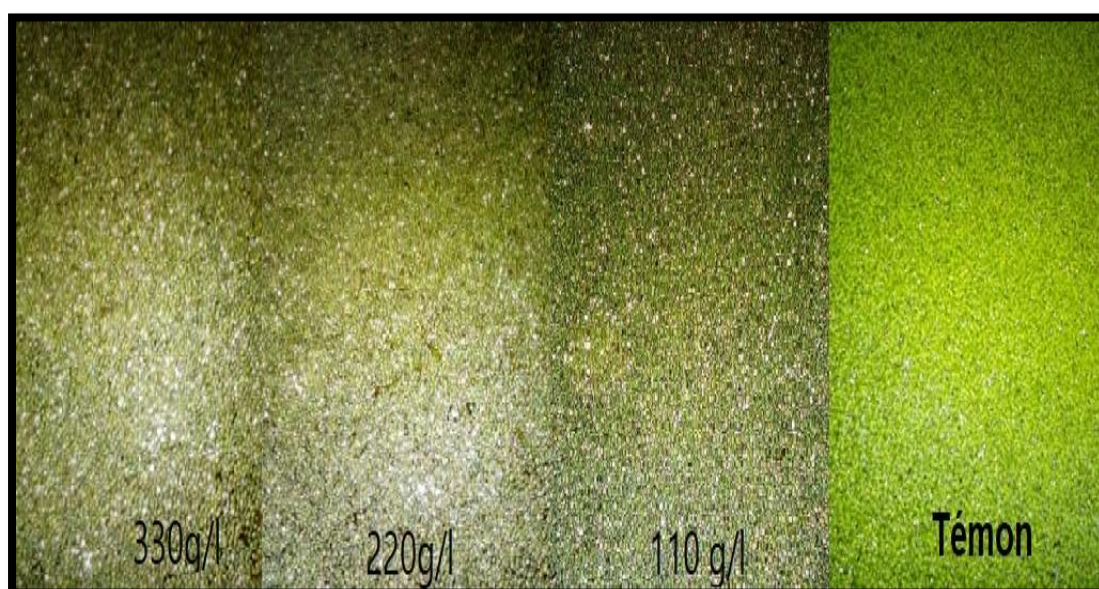


Figure 09: *lemna minor* après 20jours

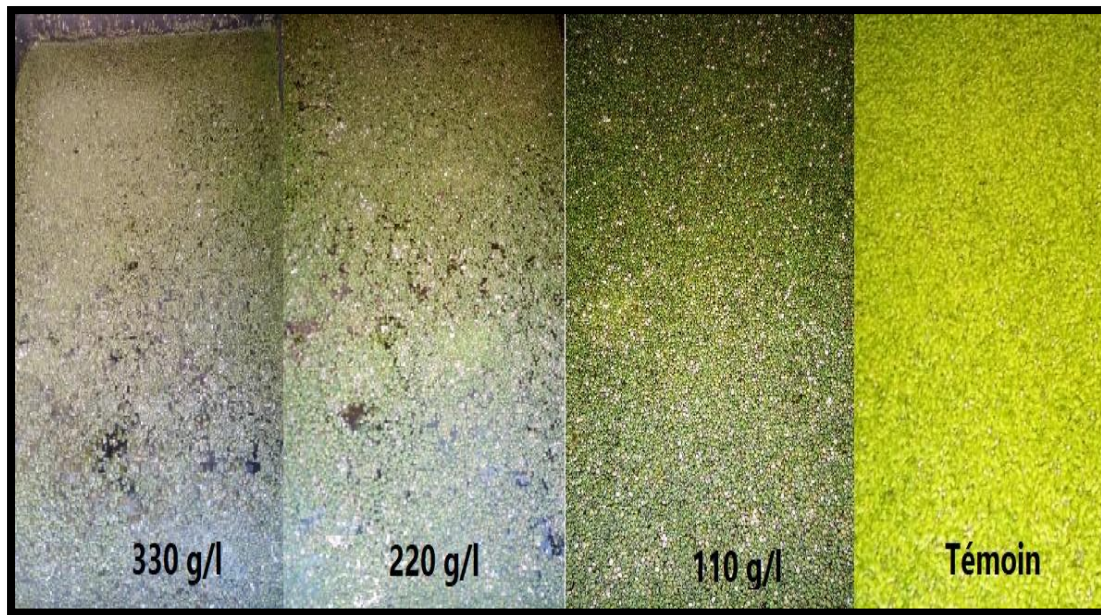


Figure 10: *lemna minor* après 2 mois

On remarqué que une grande variation des trois milieux traités par Na Cl par apport le témoin dont l'augmentation de Na Cl change la couleur et la forme et densité de milieu.

VI.1.1.3. Pourcentage de matière sèche

Les résultats obtenu montre une diminution de pourcentage de matière sèche de *lemna minor* dans les trois milieux traités par Na CL par apport le témoin .On note que l'augmentation de concentration Na Cl; ceci peut être provoquée par l'augmentation de la concentration de Na CL

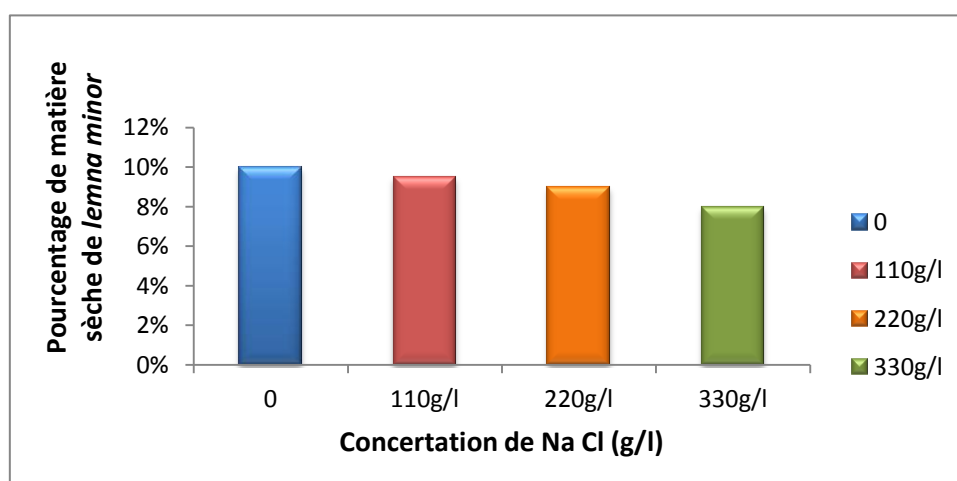


Figure 11: Effet Na Cl sur la pourcentage de matière sèche (%) de la lentille d'eau *Lemna minor*.

IV.1. 2. Paramètres biochimiques

IV.1. 2.1. teneur des chlorophylles

Les résultats de l'effet du Na Cl sur les pigments photorécepteurs chlorophylle (a), chlorophylle (b) et a+b, montrent qu'il y a des différences remarquables entre les quatre milieux étudiés.

IV. 1.2.1. 1. la chlorophylle (a)

Après 2 mois de traitement par Na CL; on remarque que la plus faible concentration de Na Cl (110g/l) dans le milieu 01 provoque une diminution du contenu en chl (a) 2.12mg/g par apport de témoin 2.57mg/g , avec des pourcentages de 17.50% comparativement aux témoins, la dose (220g/l) a diminué ce contenu de chlorophylle(a) de façon très significatives chez milieu 02 , avec des pourcentages de 63.82% comparativement aux témoins, On note une diminution dans le milieu 03 de la teneur de chl (a) 0.68 mg/g par apport au témoin. avec de pourcentage de 73.54 % comparativement aux témoins.

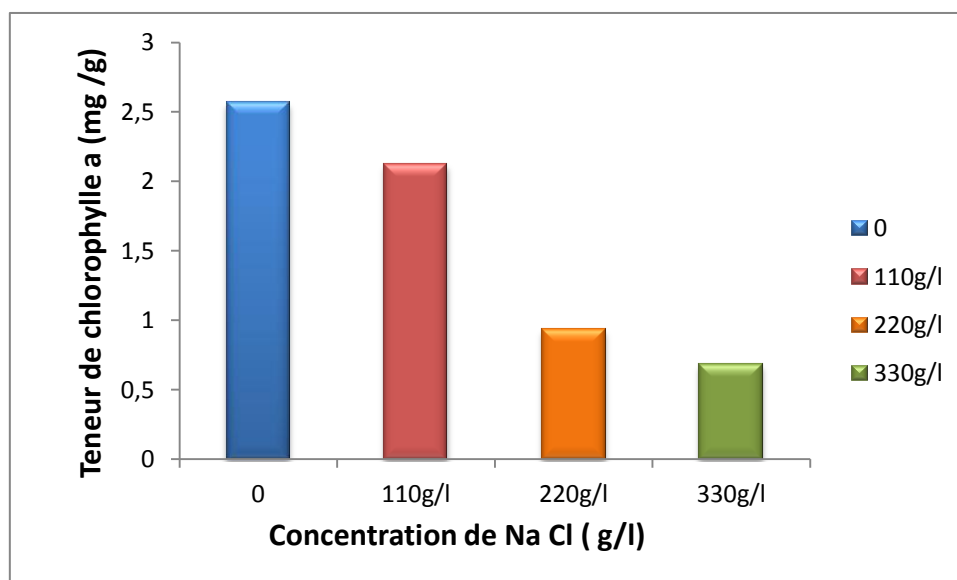


Figure 12: Effet de Na Cl sur la teneur en chlorophylle a en (mg /g) de la *lemna minor*.

IV.1.2.1.2. la chlorophylle (b)

Après 2 mois de traitement par Na CL on remarque la plus faible concentration (110g/l) de Na Cl dans le milieu 02 provoque une diminution du contenu en chl (b) 1.04mg/g par apport de témoin 1.10 mg/g , avec des pourcentages de 5.56% comparativement aux témoins, la dose

(220g/l) a diminué ce contenu de chlorophylle (b) 0.43 de façon très significatives chez milieu 03 , avec des pourcentages de 60.91% comparativement aux témoins, On note une diminution des milieu 04 de teneur de chl (b) 0. 37 mg/g par apport au témoin. avec de pourcentage de 66.37 % comparativement aux témoins.

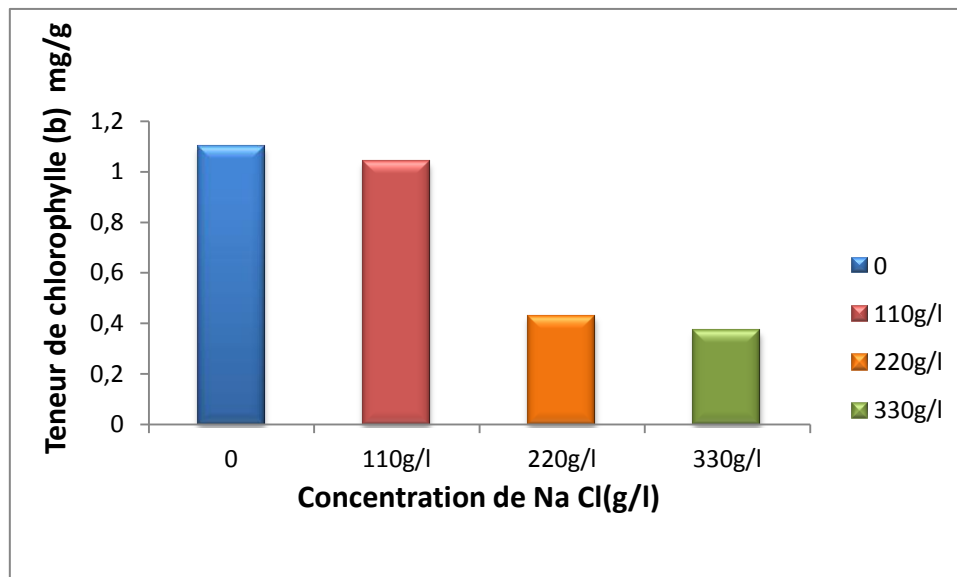


Figure 13: Effet de Na Cl(g/l) sur la teneur en chlorophylle b en (mg /g) dans les feuilles de *lemna minor*.

IV.1.2.1.3.la Chlorophylle (a+b)

Après 2 mois de traitement par Na CL on remarque la plus faible concentration (110g/l) de Na Cl dans le milieu 01 provoque une diminution du contenu en chl (a+b) 3.32 mg/g par apport de témoin 3.87 mg/g , avec des pourcentages de 85.78% comparativement aux témoins, la dose (220g/l) a diminué ce contenu de chlorophylle(a+b) 1.43mg/g de façon très grande chez milieu 02 , avec des pourcentages de 36.95% comparativement aux témoins, On note une diminution de milieu 03 de teneur de chl (a+b) 1.11 mg/g par apport au témoin. avec de pourcentage de 28.68 % comparativement aux témoins.

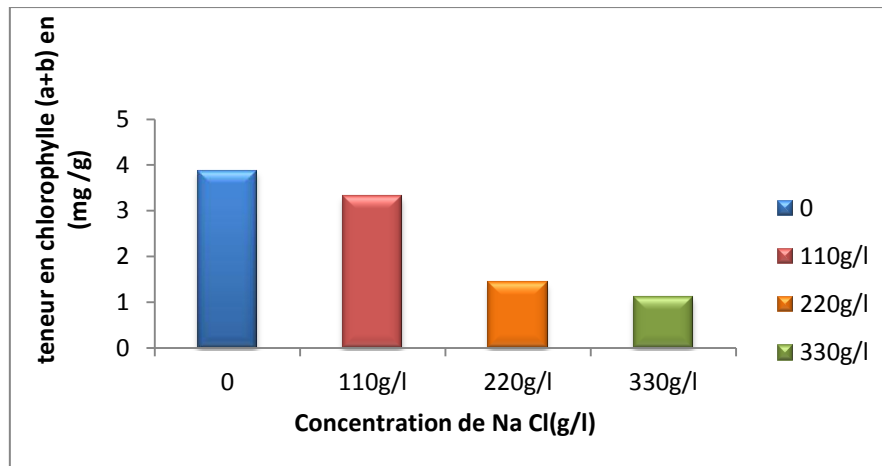


Figure 14: Effets concentration de Na Cl(g/l) sur la teneur en chlorophylle (a+b) en (mg /g) chez les feuilles de *lemna minor*.

IV.1.2.2. Teneur de protéines totales

Le résultat obtenu illustre les effets de la salinité sur la teneur en protéine totale chez la lentille d'eau *Lemna minor* après 2 mois, montre une augmentation de la production des protéines totales hautement significative ($p < 0.000$) de milieu 01 (420mg/l) par rapport au témoin (280mg/l). On note aussi pour le milieu 02 (425mg/l) une augmentation très hautement significative ($p < 0.006$) des traités par rapport au témoin, le milieu 03 (422.5mg/l), on montre que une diminution peu significative par rapport le M01 et M02 et hautement comparativement au témoin. La détermination du contenu en protéines a montré que la sévérité du stress (doses élevées) a favorisé une accumulation importante des protéines totales dont l'effet est proportionnel à la dose appliquée le test T de Student entre les témoins (Tm) et les traités donne des différences significative à très hautement significatives.

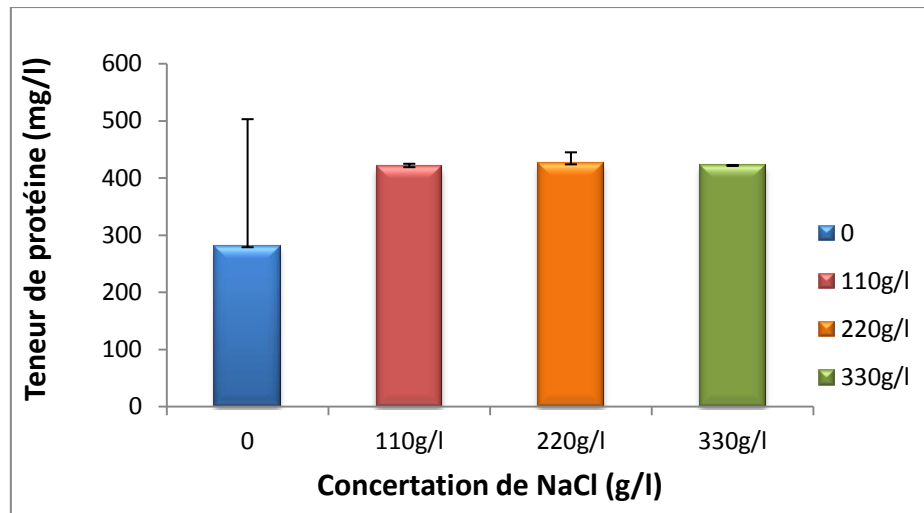


Figure 15: Effet Na Cl sur la teneur en protéines totale (mg/l) chez la lentille d'eau *Lemna minor*.

IV.1.2.3. Teneur des sucres solubles

Le résultat obtenu illustre les effets de la salinité sur la teneur en sucres solubles chez «*Lemna minor* »; il montre l'existence de différences considérables concernant le contenu moyen en sucres solubles dans les feuilles des quatre milieux, après 2 mois de traitement par NaCl; on remarque une augmentation dans les trois milieux (78.85mg/l ; 98.52mg/l ; 77.66mg/l) traités par le NaCl par rapport au témoin (53.66 mg/l). On note une diminution de la teneur des sucres de la troisième milieu par rapport aux autres milieux traités par NaCl. Le test T de Student entre les témoins (Tm) et les autres milieux (M1,M2,M3) a donné des différences significatives à très significatives.

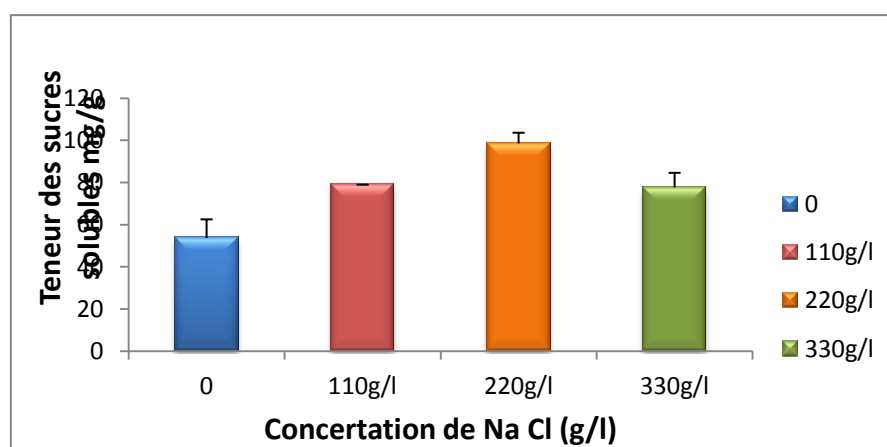


Figure 16: Effets Na Cl sur la teneur en des sucres solubles (mg/l) chez la lentille d'eau *Lemna minor*.

IV.1.2.4. Teneur des lipides totaux

le résultat obtenu illustre l'effet de la salinité sur la teneur en lipides chez «*Lemna minor*»; il montre l'existence de différences très hautement significatives ($p < 0,05$) de e trois milieux concernant le contenu des lipides dans les feuilles des quatre milieu ,après 2 mois de traitement par Na Cl on remarque une diminution hautement significative de teneur des lipides des trois milieu (78.85ug/ml ; 800,55ug/ml; 77.66ug/ml) traites par le Na Cl par apport au témoin (1465,6 ug /ml). test T de Student entre les témoins (Tm) et les autres milieu (M1,M2,M3)à donne des différences significatives à très significatives pour cette diminution.

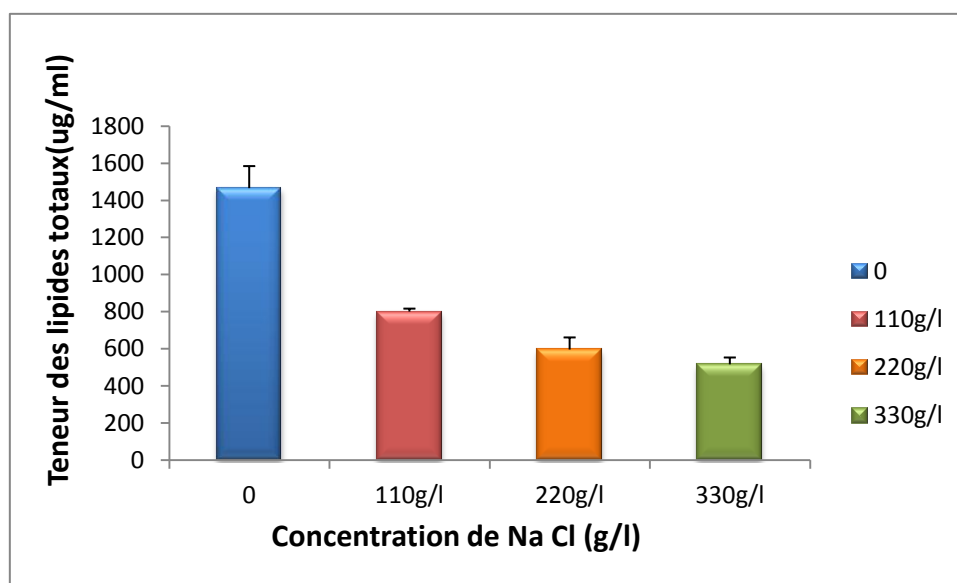


Figure 17: Effets Na Cl sur le teneur en lipides (ug/ml) chez la lentille d'eau *Lemna minor*.

IV.1.2.5. Pourcentage de matière organique

On note que le matière organique s'influence par la variation de concentration de Na Cl de façon négative, on remarque que une diminution de matière sèche de trois milieu (99.96%, 3.74%, 28.62%) par apport le témoin (99.92%); cette diminution avec l'augmentation de concentration de Na Cl.

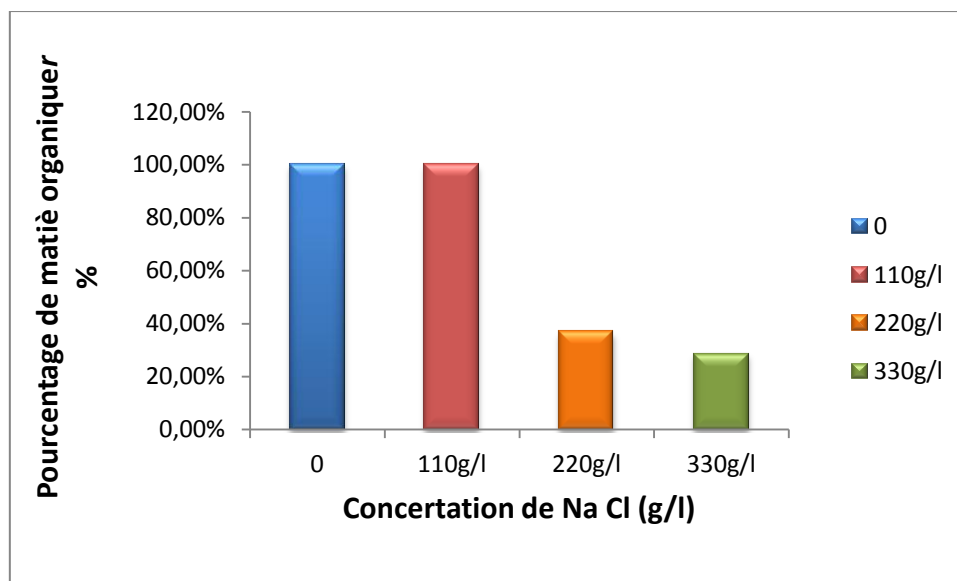


Figure 18: Effets Na Cl sur pourcentage de matière organique (%) chez la lentille d'eau *Lemna minor*.

IV.2. Discussion

La salinité affecte différents mécanismes physiologiques, parmi lesquels des modifications dans la balance ionique, des perturbations d'activités enzymatiques et des biochimies de plante avec changements de conformation membranaire et autres macromolécules. La résistance et/ou l'adaptation des plantes à la salinité dépendrait de leur capacité à se maintenir en vie dans des conditions défavorables en évitant ou en tolérant le stress.

Cette tolérance est dépendante de la sévérité du stress, de la variété et de la durée d'exposition, dans cette partie de notre travail, nous avons étudié la réponse biologique de notre modèle végétal à savoir *Lemna minor* vis-à-vis stress salin. Nous avons déterminé les effets de la salinité sur : la biochimie de la plante aquatique *Lemna minor* à savoir la teneur en protéines totales, la physiologie (forme –taille- couleur) de macrophyte à savoir la chlorophylle a, b, et a+b, teneur et matière organique et sèche des sucres après 2 mois de culture.

IV.2.1.paramètre morphologique

Les résultats obtenus sur les morphologies de *lemna minor* traité par Na Cl indiquent que l'augmentation de concentration de Na Cl provoqué une grande altération de la forme et la

couleur des feuilles de *lemna minor* parce que la salinité est l'un des facteurs limitant pour la croissance des plantes responsable sur le dépérissement des tissus sous forme de nécroses marginales ,par une chute des feuilles et décolorations et réduction de chlorophylle suivi par une perte de turgescence, la réponse immédiate du stress salin est la réduction de la vitesse de l'expansion de la surface foliaire ce qui conduit à l'arrêt de l'expansion si la concentration du sel augmente (**Wang et Nil, 2000**).

Les seuils élevés de la salinité sont accompagnés par une réduction significative de la biomasse racinaire, la hauteur de la plante, le nombre de feuilles par plante, la longueur des racines et la surface racinaire comme chez la tomate (**Mohammad et al., 1998**),et finalement par la mort de la plante (**Zid, 1982**). La salinité provoque le plus souvent un retard dans le développement d'une manière générale le diamètre des tiges et feuilles des différentes espèces (**Gill, 1979 ; Elmekkaoui, 1990 ; Boukachabia, 1993**).

On résultant de diminution de taux et vitesse de croissance et le germination de le plantes traité par Na Cl a cause de l'effet de salinité sur cette plante selon. (**Rejili et al , 2006**), les semences répondent au stress salin, en réduisant le nombre total des graines germées et en accusant un retard dans l'initiation du processus de la germination. Parmi les causes de l'inhibition de la germination en présence de sel, la variation de l'équilibre hormonal, . L'excès de NaCl se manifeste par une croissance dans la biomasse souterraine (racines) et la biomasse aérienne (tiges et feuilles).

Plusieurs études, révèlent que, les plantes répondent à la salinité du milieu de manière aussi variées que complexes. Les espèces les plus sensibles subissent des réductions de croissance souvent très sévères à des salinités réduites (**Fathalli et Bizid, 1986**). Ces mêmes auteurs signalent que chez les variétés sensibles de soja (*Glycine max L.*), une réduction de croissance de 40% a été observée après 14 jours de culture à 10mM de NaCl. Selon (**Slama , 1986**).

Na Cl à la concentration de 3g/l agit rapidement au bout de 5 à 10 jours et diminue de 20% la croissance des plantes sensibles telle que: l'haricot, la courge et la courgette blanche non creuse en résultant que *lemna minor* est très influencé négative morphologiquement avec augmentation de salinité par la changement de forme et perte de couleur et diminution de taux croissance .

IV.2.2.paramètres biochimiques

IV.2.2.1.Teneur des chlorophylles (a), (b), (a+b)

Les résultats obtenus montrent une diminution du taux de chlorophylle (a, b et a+b) chez la plante exposées à la salinité aussi l'observation des contenus chlorophylles (a), (b), et a+b, montre que toutes les trois milieux 02, 03,04.ont été affectées d'une manière très négative par stress salin. En effet, la trois doses appliquées (110 g/l, 220 g/l, 330 g/l) de NaCl a réduit le contenu en chlorophylle (a), chez les trois milieux par rapport le témoin, Concernant la chlorophylle (b) et a+b, on a noté également un effet identique, c'est a dire, diminution des contenus chez toutes les milieux exposées aux stress salin.

L'explication plausible de la réduction des pigments photorécepteurs, notamment chlorophylle (a), (b) et a+b est donnée par **(Tewari et Singh , 1991)**, comme étant une sensibilité des végétaux au sel (Na Cl) pendant une étape de la biosynthèse de la chlorophylle; le stress salin ou l'irrigation des plantes par des eaux salines provoque une altération du processus photosynthétique. La photosynthèse est nettement réduite par la fermeture des stomates et éventuellement la diminution de la conductance du mésophile foliaire, les concentrations élevées de salinité ont un impact négatif sur la photosynthèse du fait de l'effet sur la composition précise des plastides verts dont ces membranes de ces organe est rétrécissent (الوهيبي، 2009). causée par la perte de turgescence et la dégradation et l'altération des membranes cellulaires, ce qui entraîne un frein à la diffusion du CO₂ dans les feuilles, ou encore la toxicité de certains ions du sel (Na⁺, Cl⁻) qui engendrait une sénescence avancée des tissus, et aussi la baisse de l'activité enzymatique causée par le changement de la conformation de la structure des enzymes **(Iyengar et Reddy, 1996)**.

IV.2.2.2.Teneur de protéine

Les résultats des dosages taux des protéines totales *Lemna minor* mettent en évidence, une augmentation très significative des taux de protéines, qui laisse suggérer une disponibilité des protéines dans les tissus foliaires pouvant essentiellement être utilisé dans le développement des processus de reproduction **(Tlidjen Sara, 2014)**. De ce fait, la stimulation du taux des protéines enregistrée au niveau de la plante, traduit l'existence des protéines synthétisées lors du stress généré par la salinité existant éventuellement dans les milieux hydriques expérimentaux.

Cette augmentation des protéines s'expliquerait aussi par le fait que la présence Na Cl qui stimulent la synthèse protéique de nombreuses enzymes entre autres celles intervenant dans la comme de façon de résistance le salinité , Sous les conditions salines il y a un changement dans le modèle d'expression des gènes, et des changements qualitatifs et quantitatifs dans la synthèse des protéines donc *lemna minor* adapté la salinité par l'augmentation de expression des protéines comme un moyenne de défense pour résistante la vivre avec différents concentrations Na Cl (**Reynolds et al., 2001**)

IV.2.2.3.Teneur des sucres solubles

Les sucres solubles sont considérés comme bio indicateurs du degré de tolérance à la salinité chez plusieurs espèces (**Rathert, 1984 ; Misra et Dwivedi, 1995**). à cause de son importante augmentation lors de la sévérité (**ZERRAD et al., 2006 ; in MOUELLEF, 2010**), Les sucres solubles jouent un double rôle chez les plantes stressées, puisqu' ils participent aux événements métaboliques et à la déshydratation (**Lepengue et al., 2012**). rôle qui est déterminant dans l'ajustement osmotique ainsi qu'au niveau de la semble induire la gélification du contenu cellulaire en saturant le milieu intracellulaire (**Muuns et al., 2006**).

Les résultats des dosages des sucres solubles de *Lemna minor* mettent en évidence, une augmentation très significative des sucres solubles pour les deux milieu 02,03 par apport le témoin , De nombreuses études ont trouvé que le stress salin provoque une augmentation de la teneur en sucres solubles chez la plupart des plantes soumises à un stress salin tel que : le blé tendre (**Datta et al., 2009**), l'orge (**Hassani et al., 2008**), la tomate (**Khavarinejad et Mostafi, 1998**). Cette augmentation des sucre solubles s'expliquerait aussi par le fait que la présence des Na Cl résulte une diminution de la teneur des sucre complexe a l'inverse augmentation de la teneur des sucres non réducteurs ou solubles de la plante parce que l'augmentation de la salinité provoqué la perturbation des processus métabolique et blocage de glycolyse provenant une fort hydrolyse d'amidon , car elle empêche la conversion de sucres simples tels que le glucose et le fructose ,galactose, saccharose en sucres complexes tels que l'amidon, ce qui entraîne une diminution de la concentration en amidon aux dépens de la concentration en sucres dissous simples (**TEGGAR,2015**).

Ces principaux semblent jouer un rôle important dans le maintien d'une pression de turgescence qui est à la base des différents processus contrôlant la vie d'une plante, aussi la augmentation de sucres solubles dû à inhibition de l'activité enzymatique métabolique qui

responsable de la transformation des sucres simples au sucres complexe aussi l'accumulation de sucres soluble et non réducteurs entraîne une augmentation de la pression osmotique des fibres cellulaires des cellules et des tissus afin de compenser leur pression nominale avec la pression osmotique externe résultant du stress salin (الوهيبي، 2009). Mais la quatrième milieu la concentration forte de Na Cl (330g/l) provoque une augmentation mais peu que l'autre de sucres solubles indiqué que le *lemna minor* peu tolérance avec cette dose de salinité par apport les autres doses(110g/l,220g/l) , nos résultats sont en parfait accord avec ces études, qui traduisent la capacité *lemna minor* à s'adapter à un stress salin de moyenne dose en utilisent les sucres solubles comme moyen d'accommodation à la contrainte pour réajuster leurs potentiel osmotique .(Ben kaddour,2014).

IV.2.2.4.Teneur de lipides

Les résultat obtenu que la teneur de lipide diminue par l'augmentation de concentration de Na Cl parce que le stress salin induit une perturbation de la composition lipidique au niveau des membranes cellulaires et le membrane perd leur teneur de lipide et leur forme, affectant ainsi leur stabilité (Alem et Amri., 2005). L'instauration des acides gras contrecarre le stress salin ou hydrique. (Wu et al, 1998) ont analysé le changement de la composition des lipides soumis à cette contrainte dans la membrane plasmique des racines chez *Spartina pratens* et ont rapporté que les pourcentages molaires des stérols et les phospholipides diminuent avec l'augmentation de la salinité, mais le ratio stérols/phospholipides n'est pas affecté par le Na Cl .

IV.2.2.5. Poids sèche de plante

Cette réduction du poids sèche est principalement due à l'effet toxique de la salinité, à son accumulation autour de la zone racinaire et à son effet négatif sur l'absorption d'eau et de nutriments (Saffan, 2008). ont également expliqué le diminution de poids sèche du groupement végétatif en augmentant la concentration de la salinité en fonction de la rôle de la chlorure de sodium dans la réduction du taux de photosynthèse . La plupart des ions impliqués dans la synthèse du sel et la salinité du sol ont des effets négatifs sur la croissance des plantes, aussi l'augmentation de la concentration des ces ions inhibe l'activité de les enzymes de glycolyse et diminuer les hormones de croissance telles que les Oxydes, gebrilines et les cytokines, qui entraînant une diminution de la croissance de groupement

végétative (ainsi qu'une augmentation des inhibiteurs de croissance tels que l'acide épisique) (Parida et Da, 2005).

IV.2.2.6. Matière organique

On résultant une grand diminution de matière organique des les plantes *lemna minor* qui sont traités par Na Cl par apport le témoin a cause de l'effet négative de la salinité sur le fonction de plante et leur production de matière organique par de photosynthèse aussi parce que la diminution du processus de photosynthèse en raison de la salinité diminue la quantité de matière organique et donc la diminution du poids sèche de la plante (chiraz et al , 2011) lors du traitement de trois variétés d'Eucalypytus à différentes concentrations de salinité, où une diminution de la biomasse donc diminutions de la production de matérié organique.

CONCLUSION

Conclusion

La salinité est un problème qui affecte la croissance des végétaux à travers de nombreux mécanismes du métabolisme cellulaire, tels que: l'absorption des éléments nutritifs, l'altération de la photosynthèse, la respiration, la synthèse des protéines et des acides nucléiques, l'accumulation des solutés organiques, l'activité des enzymes, l'équilibre hormonal et la disponibilité en eau.

Dans notre travail nous avons utilisé une plante macrophyte : *lemna minor* pour étudier l'influence de stress salin sur leurs compositions biochimiques et sur les paramètres physiologiques,

Dans l'essai de croissance, on a montré que le chlorure de sodium a affecté la croissance de; où l'effet dose est important; plus la concentration saline est élevée, plus les paramètres de croissance sont faibles, provoquant une perturbation au niveau du système métabolique des lentilles d'eau *lemna minor* aussi conduisant à des troubles au niveau des fonctions physiologiques.

Les résultats obtenus et les différents paramètres mesurés indiquent que plusieurs paramètres biochimiques influencés par le taux de la salinité telles que sucres solubles et protéines totaux des feuilles des plantules et des chlorophylles (a, b, a+b) par rapport aux témoins chez les trois milieux.

Nous avons noté les modifications biochimiques et morphologiques suivantes :

- Altération de caractères morphologiques chez les plantes traitées par Na Cl par rapport au témoin retard et l'arrêt de croissance
- une augmentation significative des protéines totales et de la teneur en sucres solubles chez les plantes traitées.
- diminution de la teneur en chlorophylle (a, b et a+b) et lipides des plantes traitées et matière organique et poids sèche.

On conclut que les trois plantes traitées de *lemna minor* sont sensibles face au stress salin, cette sensibilité s'est traduite par les doses croissantes en Na Cl qui provoquent des modifications importantes dans leurs paramètres physiologiques et biochimiques durant la phase de la germination et de la croissance de ces plantes.

Conclusion

Cette étude mérite d'être complétées par des travaux visant à :

- étudier l'influence d'autres paramètres de culture;
- augmenter les nombres des paramètres de stress étudié;
- expérimenter l'influence de salinité sur l'intérêt techno-fonctionnel de la plante

RÉFERENCE

Référence

- **A. Van Hoeck, N. Horemans, P. Monsieurs, H.X. Cao, 2015.** H. Vandenhove, R. Blust, The first draft genome of the aquatic model plant *Lemna minor* opens the route for future stress physiology research and biotechnological applications, *Biotechnol Biofuels*, 8(188), , pp. 1-13. [8]
- **A.K. Amirkolaie, S.A. El-Shafai, E.H. Eding, J.W. Schrama, J.A.J. Verreth, 2005.** Comparison of Faecal Collection Method with High- and Low-Quality Diets Regarding Digestibility and Faeces Characteristics Measurements in Nile Tilapia, *Aquaculture Research*, 36(6), 578-585p.
- **AFNOR., 1977.** Aliments des animaux. Dosage des cendres brutes. NFV.18-101.2p.
- **AFNOR., 1992.** Sol: reconnaissances et essais. Norme française. 16p.
- **Agastian P., Kingsley S.J., Vivekanandan M., 2000.** Effect of salinity on photosynthesis and biochemical characteristics in mulberry genotypes. *Photosynthetica*, 38: 287–290.
- **Alem C., Amri A., 2005.** Importance de la stabilité des membranes cellulaires dans la tolérance à la salinité chez l'orge. *Biology and Biotechnology*, 4. 1: 20-31
- **Anonyme ,1997.** Biologie et écologie des espèces végétales aquatiques proliférant en France. 111 :198-199
- **Ashraf M., 1994 .** Organic substances responsible for salt tolerance in *Eruca sativa*. *Biol. Plant.*, 36: 255–259. Ashraf M. (*Triticum aestivum* L.) cultivars differing in salinity tolerance. *Flora.*, 207: 388– 397.
- **Asloum H., 1990.** Elaboration d'un système de production maraîchère (Tomate, *Lycopersicum esculentum* L.) en culture hors sol pour les régions sahariennes. Utilisation de substrats sableux et d'eaux saumâtres. Thèse de doctorat, développement et amélioration des végétaux, Université de Nice Sophia- Antipolis: 24- 32.
- **AUTRAN J. C., 1991.** Techniques d'analyse et de contrôle dans les industries agroalimentaires. Ed. Tec et Doc, Paris: 115-137.
- **Ben kaddour mouni, 2014.** Modifications physiologiques chez des plantes de blé (*Triticum durum* Desf) exposées à un stress salin. thèse de doctorat. 74p.
- **Ben Nacer M., Cheikh-M'hamed H., Maalem S., Rahmoune C., 2005.** Les indicateurs précoces de la tolérance à la salinité 1^{er} Colloque Euro-méditerranéen de Biologie Végétale et Environnement, Annaba 28-30.

- **Besma Et Radia ,2016.** L'étude de stress oxydatif chez une plante aquatique *lemna minor*.memoire de master. Toxicologie appliqué. Université Larbi Tébessi-Tébessa 53p.
- **Bodo R., H ausler R., et Azzou A., 2005.** Approche multicritere pour la selection de plantes aquatiques en vue d'une exploitation rationnelle. Revue des sciences de l'eau,Journal of Water Science, vol. 19, n° 3, Pp : 181-197.
- **Bohnert H.J., Jensen R.G., 1996.** Metabolic engineering for increased salt tolerance the next step.Aust. J. Plant Physiol. 23: 661–666.
- **Bouaziz, E. (1980) :** Tolérance à la salure de la pomme de terre. physiol. Vég. 18 (1).
- **Boukachabia, E. (1993) .** Contribution à l'étude de quelques mécanismes morphologiques et biochimiques de tolérance à la salinité chez cinq géotypes de blé dur (*Triticum durum* Dest). Mémoire de Magister en production et physio vég. Annaba. 108.
- **Boukachabia, E. (1993).**Contribution à l'étude de quelques mécanismes morphologiques etbiochimiques de tolérance à la salinité chez cinq géotypes de blé dur (*Triticum durum* Dest).Mémoire de Magister en production et physio vég. Annaba. 108.
- **Bradford m. M., 1976.**A Rapid and Sensitive Method for the Quantitation of Microgram Quantities of Protein Utilizing the Principle of Protein-Dye Binding. Analytical biochemistry, vol. 72: 248-254.
- **Brian-Jaisson F., 2014.**Identification et caractérisation des exo-polymères de biofilms de bactéries marines. Thèse doctorat. Université de Toulon. 257p.
- **C.D. Sculthorpe ,1985.**The Biology of Aquatic Vascular Plants (second edition), Lubrecht & Cramer Ltd,New York, p. 82.
- **C.G. Liu, Z. Dai, H.W. Sun, 2017.***Potential of Duckweed (Lemna Minor) for Removal of Nitrogen and Phosphorus from Water under Salt Stress*, Journal EnvironmentalManagement, 187 , pp. 497-503.
- **C.Gauw, 2015**Y. Derksen, Water Lentils, Delicious and Healthy, ABC Kroos BV, Groenlo11p.
- **Cauzzi N, 2007.** Evaluation de l'eco-compatibilite de sediments contamines, traites et non traites par un procede physico-chimique, dans le cadre d'un scenario de depot en graviere - Etude en microcosmes aquatiques. These INSA de Lyon – Specialite

Sciences et Techniques du Dechet au LSE de l'ENTPE. Villeurbanne: INSA de Lyon, 341p.

- **Cheverry, C ; Rbert, M. (1998).** La dégradation des sols irrigués et de la ressource en eau :une menace pour l'avenir de l'agriculture et pour l'environnement de pays au sud de la Méditerranée.
- **Chiraz D.G.,Rajia K.,Fatma G.,saloua R.,Larbi K.et Mohammed N.R(2011).** Euro.journal.Sci.Research.50(2),p208-217.
- **Claussen M., Luthen H., Blatt M., Bottger M., 1997.** Auxin induced growth and its linkage to potassium channels. *Planta*, 201: 227-234.
- **Datta J., Nag S., Banerjee A. et Mondal N., 2009.** Impact of salt stress on five varieties of wheat (*Triticum durum*) cultivars under laboratory condition. *Journal of Applied Sciences & Environmental Management*, 13. 3: 93-97.
- dehydrogenase enhanced the salt stress tolerance of the transgenic rice seedlings. *Sci. Agric.Sin.* 32 :101-103.
- **Dubois M., Gilles K. A., Hamilton J. K., Pebers P. A., and Smith F., 1956.** Colorimetric method for determination of sugar and relayed substances. *Analytical Chemistry*, vol. 28: 350-356.
- **Dutuit P., Pourrat Y., Dutuit J.M., 1994.** La notion de stress de la cellule à l'écosystème.
- **E. Landolt, R. Kandeler, 1987.** Biosystematic Investigations in the Family of Duckweeds (Lemnaceae): The Family of Lemnaceae- A Monographic Study, Vol. 2: Phytochemistry, Physiology, Application and Bibliography, Geobotanischen Institut der ETH, Stiftung Rubel, Zurich, 584 p.
- *Ecotoxicology and Environmental Safety.* 60: 324-349.
- **El-mekkaoui, M. (1990) .** Etude des mécanismes de tolérance à la salinité chez le blé dur (*T. durum*) et l'orge (*H. vulgare*) : recherches de tests précoces de sélection. Thèse de Doctorat en Sciences Agronomiques, Montpellier. 19
- **El-mekkaoui, M. (1990) :** Etude des mécanismes de tolérance à la salinité chez le blé dur (*T. durum*) et l'orge (*H. vulgare*) : recherches de tests précoces de sélection. Thèse de Doctorat en Sciences Agronomiques, Montpellier. 191.
- **Elmsehli, S., 2009.** Les plantes et la perception des changements environnementaux. Compte rendu de la session 4 : Biotic and abiotic stresses. 8ème Colloque National de la SFBV, Strasbourg, France, pp. 20-25.

- **F.A. Tavares, J.B.R. Rodrigues, 2008.** D. Fracalossi, E. Juan, R. Roubach, Dried Duckweed and Commercial Feed Promote Adequate Growth Performance of Tilapia Fingerlings, *Biotemas*, 21(3). 91-97p
- **Fathalli N., Bizid, E., 1986.** Effect of sodium chloride on the growth and the content in glucides in medicago ciliaris. In: colloquium about plants in arid environment, faculty of sciences, Tunis, pp: 416-429.
- **Fathalli N., Bizid, E., 1986.** Effect of sodium chloride on the growth and the content in glucides in medicago ciliaris. In: colloquium about plants in arid environment, faculty of sciences, Tunis, pp: 416-429.
- **Förster H., Coffey M., Elwood H., Sogin M.L., 1990.** Sequence analysis of the small subunit ribosomal RNAs of three zoosporic fungi and implications for fungal evolution. *Mycologia*, 82: 306-312
- fundamental variable in electronic-structure calculations. *Nature Phys*, 304–308
- **Gill, K.S. (1979).** Effects of soil salinity on grain filing and grain development in burly. *Biologia plantarum*. 24 (4): 266-269.
- **Gill, K.S. (1979):** Effects of soil salinity on grain filing and grain development in burly. *Biologia plantarum*. 24 (4): 266-269.
- **Godfrey, R. K. et J. W. Wooten., 1979.** Aquatic and wetland plants of the southeastern United States: monocotyledons. University of Georgia Press, Athens. 712p.
- **Gouia H., Ghorbal M. H. et Touraine B., 1994.** Effects of NaCl on flows of N and mineral ions on NO₃⁻ reduction rate within whole plants of salt-sensitive bean and salt-sensitive cotton. *Plant Physiol*, 105: 1409-1418.
- **Hasegawa P.M., Bressan R.A., Zhu J.K., Bohnert H.J., 2000.** Plant cellular and molecular responses to high salinity. *Annual Review of Plant Biology and Molecular Biology*, 51: 463-499.
- **Hassan I., Della L. A., Belkhodja M., Kaid-Harche M., 2008.** Effet de la salinité sur l'eau et certains osmolytes chez l'orge (*Hordeum Vulgare*). *European Journal of Scientific Research*, 23, 1: 61-69.
- **Hayashi H., Murata N., 1998.** Genetically engineered enhancement of salt tolerance in higher plants. In: Sato Murata N, (Ed.), *Stress Response of Photosynthetic Organisms: Molecular Mechanisms and Molecular Regulation*. Elsevier, Amsterdam: 133-148.

- **Hernandez J.A., Ferrer M.A., Jiménez A., Barcelo A.R., Sevilla F., 2001.** Antioxidant systems and O₂-/H₂O₂ production in the apoplast of pea leaves. It's relation with salt-induced necrotic lesions in minor veins. *Plant Physiol*, 127: 817-831.
- **Hopkins W. G., 2003.** *Physiologie végétale*. 2ème édition. De Boeck, Bruxelles: 61-476.
- **IPTRID., 2006.** Conférence électronique sur la salinisation. Extension de la salinisation et stratégie de prévention et réhabilitation: 2-11.
- **IRD., 2008.** Les dossiers thématiques de l'Institut de recherche pour le développement. Les sols sont fragiles : 1^{ère} partie Salinisation et sodisation des sols. 2^{ème} partie La dégradation des sols par salinisation ou alcalisation.
- **Iyengar E. R. R., Reddy M.P., 1996.** Photosynthesis in high salt tolerant plants. In: Pesserkali, M. (Ed.). *Hand Book of Photosynthesis*. Marshal Dekker. Baten Rose, USA: 56-65.
- **Jabnourne, M. (2008).** Adaptation des plantes au stress salin : caractérisation de transporteurs de sodium et potassium de la famille HKT chez le riz. Thèse doctorat. Université de Montpellier II, France. 127.
- **Kao R. K., Jaiswal W., Kolch., Landreth G.E., 2001.** Identification of the mechanisms regulating the differential activation of the mapk cascade by epidermal growth factor and nerve growth factor in pc12 cells. *J. Biol. Chem*, 276: 18169–18177.
- **Kefu Z., Munns R., King R.W., 1991.** abscisic acid leirels in nacltreatedbarley, cotton, and saltbush. *Aust. J. Plant physiol*, 18: 17-24.
- **Khan, M.A; Hamid, A; Salahuddin, A.B.M; Quasem, A; Karim, M.A. (1997).** Effect of sodium chloride on growth, photosynthesis and mineral ions accumulation of different types rice (*Ovsya sativa*). *J. Agronomy and science*: 149-161.
- **Khavarinejad R.A., Mostofi Y., 1998.** Effects of NaCl on photosynthetic pigments, saccharides, and chloroplast ultrastructure in leaves of tomato cultivars. *Photosynthetica*, 35: 151–154.
- **Kurban H.H., Saneoka K., Nehira R., Adila G.S., Premachandra and K. Fujita., 1999.** Effect of salinity on growth, photosynthesis and mineral composition in leguminous plant alhagi pseudoalhagi (bieb.). *Soil Sci. Plant Nutr*, 45: 851–862

- **Leng, R. A. ; Stambolie, J. H. ; Bell, R., 1995.** Duckweed - a potential high-protein feed resource for domestic animals and fish. *Livest. Res. Rural Dev.*, 7 (1).
- **Lepengue, A. N. I., Mouaragadja, B., Ibrahim, S., & M'batchi. (2012).** Réponse du maïs (*Zea mays* var. LG 60) au stress salin : étude de la synthèse de quelques composés biochimiques, "Journal of Animal & Plant Sciences, vol. 14, n° 1, pp. 1866-1872
- **Levitt J., 1980.** Responses of plants to environmental stresses. Water radiation, salt and others stresses. Academic Press, New York, 2: 365- 406.
- **M. Kesaano, 2011.**Sustainable Management of Duckweed Biomass Grown for Nutrient Control in Municipal Wastewaters, All Graduate Theses and Dissertations. Paper 879. Utah State University, Logan, 25-52 p.
- **M.A. Al-Qutob, T.S. Nashashibi, 2012.***Duckweed Lemna minor (Liliopsida, Lemnaceae) as a Natural Biofilter in Brackish and Fresh Closed Recirculating Systems*, *AACL Bioflux* 5(5), , pp. 380-392.
- **MATE, 1997.** Biologie et ecologie des especes vegetales proliferant en France – Synthèse bibliographique n°68. Les études des Agences de l'Eau. Paris: 202p.
- **McIlraith A.L., ROBINSON G.G.C., SHAY J.M., 1989.** A field study of competition and interaction between *Lemna minor* and *Lemna trisulca*. *Can. J. Bot.*, 67 : 2904- 2911p.
- **MEHELLOU Zineb , 2014.** Caractérisation partielle et activités biologiques des polysaccharides hydrosolubles issus de deux plantes spontanées récoltées au Sahara septentrional Est algérien. Mémoire magister. université kasdi merbah ouargla.94p.
- **Meloni D.A., Oliva M.A., Ruiz H.A., Martinez C.A., 2001.** Contribution of proline and inorganic solutes to osmotic adjustment in cotton under salt stress. *J. Plant Nutr*, 24: 599-612.
- **Misra N., Dwivedi U.N., 1995.** Carbohydrate metabolism during seed germination and growth in green gram under saline stress. *J. Plant Physiol*, 33. 1: 33-38.
- **Mohammad M., Shibli R., Ajouni M., Nimri L., 1998.** Tomato root and shoot responses to salt stress under different levels of phosphorus nutrition. *J. Plant Nutr*, 21: 1667–1680.
- **MOREAU A., 1996.** Etude des plantes aquatiques du marais breton-vendéen. Mise au point d'un protocole de quantification des hydrophytes flottantes. Stage effectué au Cemagref. Bordeaux. Mém. DESS : Sci.nat. : Université de Bordeaux 1. 171 p

- **Munns R. et Termaat A., 1986.** Whole plant response to salinity. Australian Journal of Plant Physiology, 13: 143-160.
- **Munns, R. A., James, A., & Lauchli (2006).** Approaches to increasing the salt tolerance of wheat and other cereals, Journal of Experimental Botany, vol. 57, n° 5, pp. 1025-1043.
- **Munns, R; Tester, M. (2008).** Mechanisms of salinity tolerance. Annu. Rev. Plant Biol.59(1): 651–681.
- **Myriam bou et Nicolas pipe,2013** Synthèse études lentilles d'eau.
- Myriam Bou Et Nicolas Pipet , 2013 , Synthèse Études Lentilles D'eau
- **Niu X., Rsessan R.A., Hasegawa P.M., Pardo J.M., 1995.** Ion homeostasis in NaCl stress environments. Plant Physiology, 109. 3: 735- 742.
- **Parida, A.K; Das, A.B. (2005):** Salt tolerance and salinity effect on plants: review.
- **Parida.A.K., Das.A.B. (2005),** Salt tolerance and salinity effects on plants. a review Ecotox. Environ. Safety. 60: 324–349
- **Pilot G., Gaymard F., Mouline K., Cherel I., Sentenac H., 2003.** Regulated expression of Arabidopsis shaker K⁺ channel genes involved in K⁺ uptake and distribution in the plant. Plant Mol Biol, 51: 773-787.
- Populations de *Lotus creticus*. L en présence du Na Cl. Revue des région Arides n° 17. 65.
- **Prasad PVV, Craufurd PQ, Summerfield RJ, Wheeler TR,2000.** Effects of short episodes of heat stress on flower production and fruit-set of groundnut (*Arachis hypogaea* L.). Journal of Experimental Botany.777–784.
- **R'him, T; Tlili, I; Hnan, I; Ilahy, R; Benali, A; Jebari, H. (2013).** Effet du stress salin sur le comportement physiologique et métabolique de trois variétés de piment (*Capsicum annuml.*). J. Appl. Biosci. 66: 5060-5069.
- **Radu P, Ioana C .M,Mihai R, Madalina L. G.I, Gabriel P , Nicolai C, Mihai .G. , Cristina I.C., Gheorghe S, 2017.** Duckweed Utilization for Fresh Water Conservation (Management) In Recirculated Aquaculture Systems 8(2).
- **Rathert G., 1984.** Sucrose and starch content of plant parts as possible indicators for salt tolerance. Aust. J. Plant Physiol, 5: 491-495.
- **Rejili M., Vadel M A., Neffat P. M., 2006.** Comportements germinatifs de deux populations de *Lotus creticus* (L.) en présence du NaCl. Revue des Régions Arides,

- Wang Y., Nil N., 2000.** Changes in chlorophyll, ribulose biphosphate carboxylase oxygenase, glycine betaine content, photosynthesis and transpiration in *Amaranthus tricolor* leaves during salt stress. *J. Hortic. Sci. Biotechnol*, 75: 623–6217.1 : 65- 78.
- **Rejili, M ; Neffati, N ; Mouhhamed, V. (2006).** Comportement germinatif de deux
 - **Reynolds M P., Ortiz-Monasterio J.I., Mc Nab A., 2001.** Application of Physiology in Wheat Breeding. D.F.: CIMMYT: 101-111. Mexico.
 - **Reynolds M P., Ortiz-Monasterio J.I., Mc Nab A., 2001.** Application of Physiology in Wheat Breeding. D.F.: CIMMYT: 101-111. Mexico.
 - **Robach F., Tremolieres M., 1993.** Le phosphore dans les relations entre les phytocénoses aquatiques et la qualité de l'eau. Rapport d'étude du Laboratoire de botanique.
 - **Saffan.S.E., (2008).** Effect of salinity and osmotic stresses on some economic plants.*J. Sci.* 4 (2): 159 – 166 .
 - **Said, B; Abdelmajid, H. (2011).** Effet de stress salin sur la germination de quelques espèces du genre *atriplex* *Revue « natures& technologie »*. N° 05/juin 2011.
 - **Shen B., Jensen R.G., Bohnert HJ., 1997.** Increased resistance to oxidative stress in transgenic plants by targeting mannitol biosynthesis to chloroplasts. *Plant Physiol*, 113: 1177- 1183.
 - **Slama F., 1986.** Effet du nitrate d'ammonium sur le degré de tolérance à une forte dose de NaCl de dix variétés de blé. Colloque sur les végétaux en milieu aride, Jerba (Tunisie), 8-10 septembre 1986. Tunis: Agence de coopération culturelle et technique, pp. 460–473.
 - **Stengel, P; Bruckler, L; Balesdent, J. (2009).** Le sol. Paris, France. 182.
 - **Su, J ; Chen, P.L; Wu, R. (1999).** Transgene expression of mannitol-1-phosphate
 - **Sun N.Z., 1994.** Inverse problems in groundwater modeling, Theory and applications of transport in porous media v. 6, Dordrecht, Boston: Kluwer Academic, 337 p.
 - **Tafforeau M., 2002.** Etude des phases précoces de la transduction des signaux environnementaux chez le lin : une approche protéomique. Thèse de doctorat en Biochimie végétale. Université de Rouen. France. 255p.
 - **TEGGAR Naima, 2015.** étude l'effet de stress salin chez le nodulation et sur quelques paramètres biochimiques et morphologiques de lentille (*Lens culinaris L.*) mémoire de magister. 59p.

- **Tewari T.N., Singh B.B., 1991.** Stress studies in lentil (*Lens esculenta* M.) II. Sodicity induced changes in chlorophyll, nitrate and nitrate reductase, nucleic acid, proline, yield and yield components in lentil. *Plant Soil*, 136: 225–230.
- **Tlidjen Sara, 2014.** Impact de xénobiotiques, sur une végétation aquatique, épuratrice des eaux usées : biométrie, aspect biochimique, enzymatique, métabolisme énergétique et cytotoxicité. Thèse de 3ème cycles, Université Badji Mokhtar - Annaba. 200p.
- **Tremblin G., Coudret A., 1986:** Salinité, transpiration et échanges de CO₂ chez *Halopeplis*
- **Wang Y., Nil N., 2000.** Changes in chlorophyll, ribulose biphosphate carboxylase oxygenase, glycine betaine content, photosynthesis and transpiration in *Amaranthus tricolor* leaves during salt stress. *J. Hortic. Sci. Biotechnol*, 75: 623–627.
- **Winicov I.I., Bastola D.R., 1999.** Transgenic overexpression of the transcription factor *alfin1* enhances expression of the endogenous *MsPRP2* gene in alfalfa and improves salinity tolerance of the plants. *Plant Physiol*, 120: 473-80.
- **Wu J.L., Seliskar D.M., Gallagher J.L., 1998.** Stress tolerance in the marsh plant *Spartina patens*: impact of NaCl on growth and root plasma membrane lipid composition. *Physiol. Plant*, 102: 307– 317
- **Xu F.S., 1990.** New genus and species of Polyplacophora (Mollusca) from the East China Sea. *Chinese Journal of Oceanology and Limnology*, 8.4: 375-377.
- **Zhu J.K., 2002.** Salt and drought stress signal transduction in plants. *Annu. Rev. Plant Biol*, 53:247-273.
- **Zhu J.K., 2003.** Regulation of ion homeostasis under salt stress. *Current Opinion in plant biology*, 6: 441-445.
- **Zhu, B., J. Su, M.C. Chang, D.P.S. Verma, Y.L. Fan, and R. Wu, 1998.** Over expression of a pyrroline-5-carboxylate synthetase gene and analysis of tolerance to water and salt stress in transgenic rice. *Plant Sci*. 139.
- **ZID, E. (1982) .** Relations hydriques dans la feuille de *Citrus aurantium* : effets de l'âge et de la salinité. *Rev. FAC.Sc. Tunis*. 2 : 195-205.
- **الوهيبي. م.ح. (2009).** ؛ الملوحة ومضادات الاكسد . المجلة السعودية للبيولوجيا والعلوم 16 (3) : 14-3
- **سعود جهاد، شلالة نجاح، 2017.** دراسة تأثير أنواع مختلفة من بقايا النباتات على نمو و إنتاجية نبات البصل. 57.

ANNEXE

Annexe 01**Test t à 1 échantillon de quatre milieux****Tableau04:** variation des contenus des protéines

Milieu	N	Moyenne	Ectype	P
Milieu00	3	280	223	-
milieu01	3	420	5	0
milieu02	3	425	20	0.006
milieu03	3	422,5	7	0.001

Tableau05: variation des contenus des sucres solubles

Milieu	N	Moyenne	Ectype	P
Milieu 0	3	53,66	8,87	-
Milieu 01	3	78,85	0,145	0
Milieu 02	3	98,52	5,12	0.004
Milieu 03	3	77.66	6.95	0.025

Tableau06: variation des contenus des lipides

Milieu	N	Moyenne	Ectype	P
Milieu 0	3	1465,6	118,8	-
Milieu 01	3	800,55	15,84	0
Milieu 02	3	596,1	65,1	0.002
Milieu 03	3	516,1	36,9	0.001

Annexe 02



Figure 19 : centrifugeuse



Figure 20 : microscope optique



Figure 21 : etuve

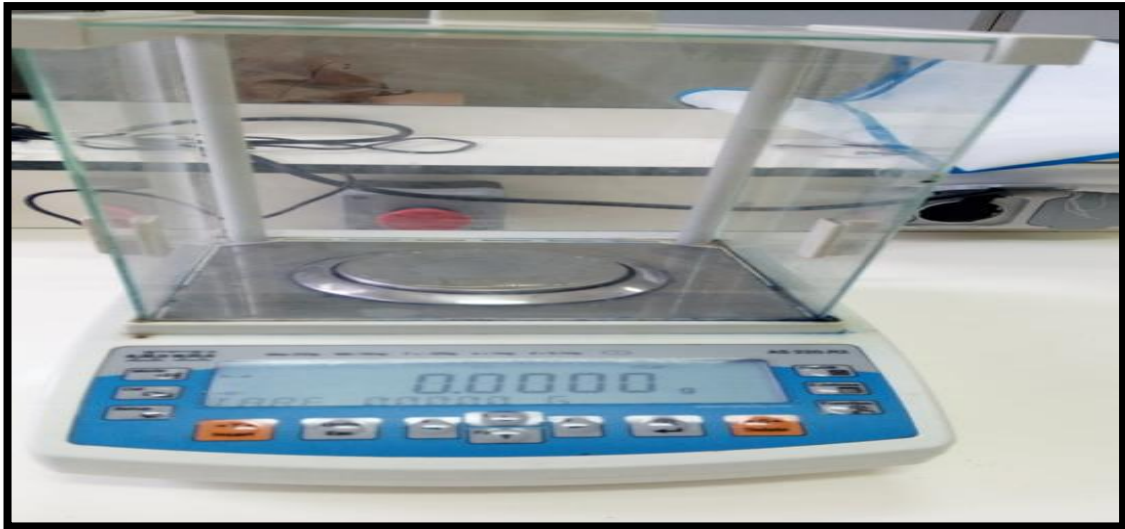


Figure 22 : balance



Figure 23: four



Figure 24 : spectrophotomètre

Annexe 03

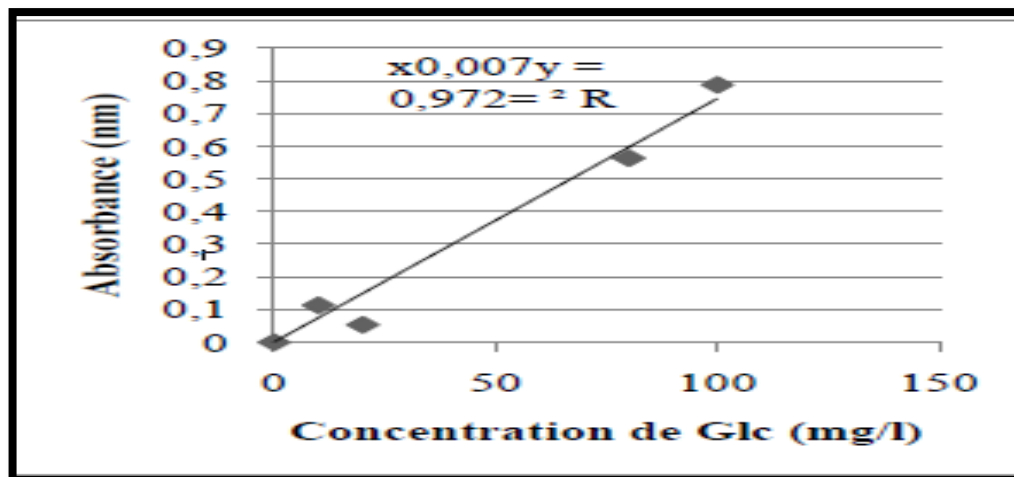


Figure 25 : Courbe d'étalonnage pour les oses totaux (MEHELLOU Zineb , 2014)

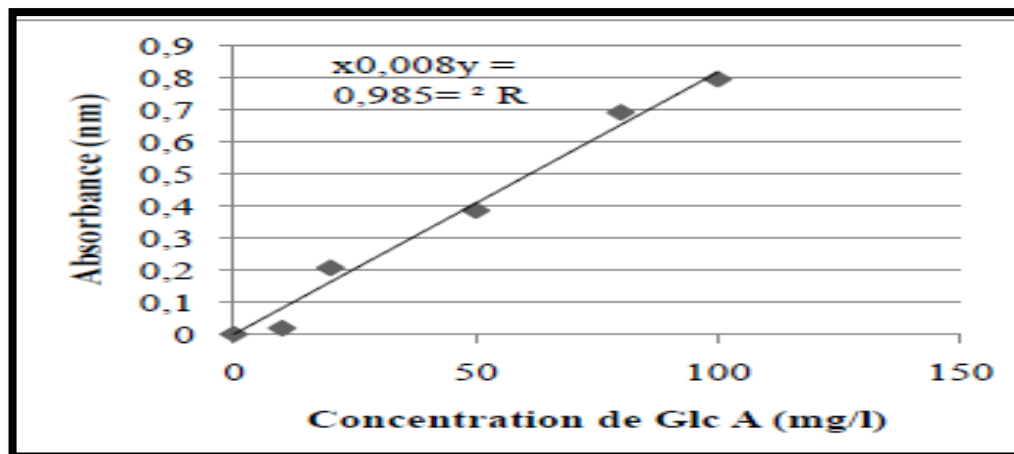


Figure 26 : Courbe d'étalonnage pour les protéines. (MEHELLOU Zineb , 2014)

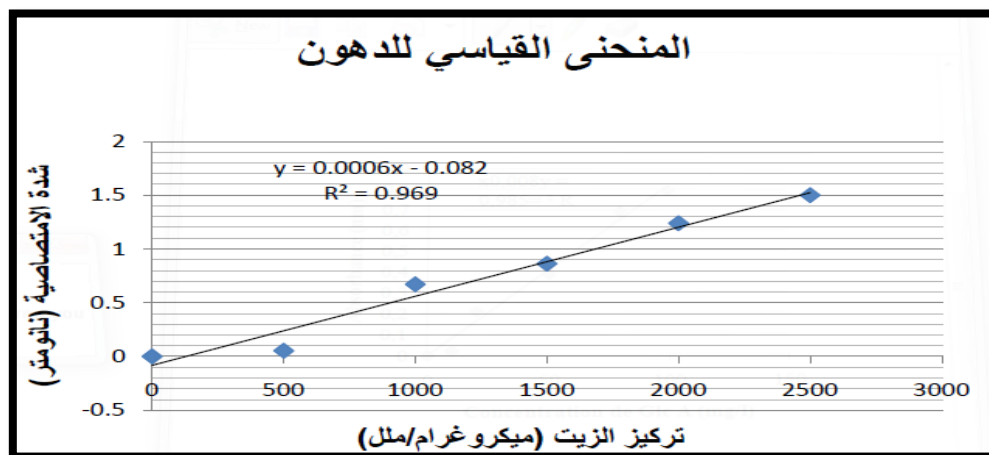


Figure 27 : Courbe d'étalonnage pour les lipides. (جهاد وآخرون, 2017)

Résumé

La salinité de sol et de l'eau, est l'un des principaux facteurs abiotiques qui limitent la productivité végétale et le rendement, l'intérêt aux caractères morphologiques et composition biochimiques des plantes. Cependant, la plupart des plantes possèdent plusieurs mécanismes pour diminuer les effets négatifs de la salinité y compris la réglementation et la compartimentation d'ions, la synthèse de solutés compatibles, l'induction des antioxydants, des enzymes, des hormones végétales, et des changements dans la voie de photosynthèse.

De nombreux des plantes sont exposés à un stress salin dans cette étude ont une plante macrophyte est un *Lemna minor* distingués par leur rôle très important comme source de nutrition des animaux et de filtration et d'épuration hydrique.

Cette étude a été menée afin de tester l'effet de la salinité par la augmentation de concentration de Na Cl dans le milieu de culture les souches *lemna minor* qui l'un est témoin, et d'autre part, de prouver la capacité de cette plante de résister à la salinité et mécanisme de résistance à ce stress.

Les analyses biochimiques et physiologiques donnent des résultats, elles mettent en évidence l'effet de salinité sur ces plantes, avec une augmentation des taux de certains paramètres biochimiques comme les sucres et les protéines, aussi de diminution des autres comme les chlorophylles (a, b et a+b) et une altération de forme et diminution de croissance de *Lemna minor*.

Mots clés : salinité, stress salin, *Lemna minor*, croissance, paramètres physiologiques et biochimiques.

Abstract

The salinity of soil and water, is one of the main abiotic factors that limit plant productivity and yield, interest in the morphological characters and biochemical composition of plants. However, most plants have several mechanisms to decrease the negative effects of salinity including regulation and compartmentalization of ions, synthesis of compatible solutes, induction of antioxidants, enzymes, plant hormones, and changes in the photosynthetic pathway.

Many of the plants are exposed to salt stress in this study have a macrophyte plant is a *Lemna minor* distinguished by their very important role as a source of nutrition of several animals and filtration and water purification.

This study was conducted to test the effect of salinity by increasing Na Cl concentration in the culture media *lemna minor* strains which one is witnessing, and on the other hand, to prove the ability of this resistant plant salinity and mechanism of resistance to this stress.

Biochemical and physiological analyzes give results, they highlight the effect of salinity on these plants, with an increase in the levels of certain biochemical parameters such as sugars and proteins, and also in the decrease of others such as chlorophylls (a, b, a+ b) and an alteration of form and decrease of growth of *Lemna minor*.