REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEURE ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

UNIVERSITE DE MEDEA

FACULTE DES SCIENCES



Mémoire

Présenté pour l'obtention du diplôme de **Master**

En Sciences de la nature et de la vie

Spécialité : Microbiologie Appliquée

Par :

AMEUR Bahia

Thème :

Effet combiné de stress salin et lumineux sur la production de la biomasse algale

Soutenue publiquement le : -2025, Devant le jury composé de :

Touzout Nabil	**MCB**	U. Médéa	Examinateur
Salhi Omar	**MCA**	U. Blida 1	Président
Ainas Mahfoud	**MCA**	U. Médéa	Encadreur

Année universitaire 2024/2025

Remerciements

Nous remercions avant tout Allah, le Tout-Puissant, de m'avoir accordé la santé et la volonté nécessaires pour entreprendre et mener à bien ce mémoire.

J'exprime ma profonde gratitude à mon encadrant, le ***Dr Ainas Mahfoud****, pour la proposition de ce sujet, pour sa disponibilité et sa bienveillance.*

Un grand merci à ***Dr Touzout Nabil*** *pour son aide pratique, ses précieux conseils tout au long de ce travail.*

Je remercie chaleureusement les membres du jury d'avoir accepté d'examiner ce manuscrit et de mettre leur expertise au service de l'évaluation de mon mémoire.

Enfin, j'adresse mes remerciements à l'ensemble des enseignants de l'Université Dr. Yahia Fares de Médéa, qui m'ont formé pendant ces cinq années d'études.

Enfin, je remercie toutes celles et tous ceux qui m'ont aidé d'une manière ou d'une autre à la réalisation de ce travail.

Dédicace

Louange à Dieu, qui nous a menés du commencement des choses jusqu'à leur achèvement. Louange à Dieu, qui nous a guidés sur le chemin et nous a accordé, dans nos épreuves, l'amitié et le compagnonnage.

J'offre le fruit de mes efforts et de ma joie à ceux dont mon nom s'est lié au leur pour l'éternité, et dont le souvenir demeure le battement constant de mon cœur... Combien j'aurais souhaité que Dieu prolonge votre vie, afin que vous puissiez contempler les fruits mûrs que je récolte aujourd'hui après une longue attente, Je sais que vous êtes fiers de moi.

***« Mes chers parents** », vous n'êtes pas à mes côtés pour assister à ma remise de diplôme, mais vous êtes présents dans mon cœur et m'accompagnez à chaque étape de ma vie. Je suis heureuse, malgré la tristesse qui colore une partie de cette journée. Que Dieu vous ait en Sa miséricorde, vous pardonne et fasse de moi l'une de celles qui vous honorent, même après votre séparation d'avec ce monde,*

Vous me manquez.

J'offre aussi ce diplôme à celle dont la prière fut le secret de ma réussite, dont la tendresse a guéri mes blessures : ma seconde mère « Zekrifa Mbarka », mon pilier, ma force et mon refuge après Dieu

***À mes frères et sœurs :** « vous êtes l'écho de ma détermination, que vous demeuriez pour moi un soutien fidèle et un refuge inébranlable. »*

***À mes amies** : Vous avez été la lumière de mes jours et le sourire dans mes moments de fatigue. Merci d'avoir fait partie de ce voyage, et d'y avoir laissé chacune votre empreinte inoubliable.*

Nesrine, Le plus beau cadeau de la vie a été que le destin me conduise vers vous. je n'oublierai jamais ta bonté , c'est grâce à toi que j'ai trouvé l'espoir et la force de poursuivre même dans les épreuves les plus difficiles, Qu'Allah te récompense pour tout le bien que tu fais.

À moi-même,

Tu es le voyage avant l'arrivée, la lumière qui se lève en moi dans l'épreuve comme dans l'allégresse. Dans mes profondeurs de réflexion, j'ai compris que marquer une pause n'est pas un recul, mais un moyen de réorganiser ses idées et d'apprécier le moment propice pour repartir. Tourne la page de l'inquiétude et sais que chaque pas, même petit, contribue à dessiner la carte de ton succès.

Je suis fière de la personne que je suis devenue grâce à cette expérience.

الملخص:

تُعد الطحالب الدقيقة من الكائنات الحية الواعدة في مجالات متعددة، خاصة في التطبيقات البيوتكنولوجية، نظرًا لقدرتها العالية على التكيف مع الظروف البيئية المختلفة، يهدف هذا العمل الى دراسة تأثير الإجهاد الملحي على نمو وإنتاجية ارثروسبيرا بلاتنسيس تحت ثلاث شدات ضوئية (2500، 5000، 6000 لوكس). أظهرت النتائج أن الإجهاد الملحي يؤثر بشكل كبير على نمو الطحالب وتراكم مركباتها الحيوية. لوحظ أن التركيزات المعتدلة من NaCl (0.5-1.5 غ/ل) تحفز إنتاج الكتلة الحيوية وبعض المركبات، خاصة تحت اضاءة متوسطة (5000 لوكس)، في حين أن التركيزات العالية (2.5-3غ/ل) سببت تثبيطا كبيرا. تباينت الإستجابات في محتوى الكلوروفيل (a وb) والكاروتينات حسب درجة الملوحة، كما أظهرت البروتينات والدهون والكربوهدرات تغيرات مميزة حسب الظروف التجريبية. علاوة على ذلك، ارتفعت مؤشرات الإجهاد التأكسدي (MDA وH_2O_2)مع زيادة تركيز الملح، بينما تباين نشاط الإنزيمات لمضادة للأكسدة (APX وPOD). تؤكد هذه الدراسة قدرة ارثروسبيرا بلاتنسيس على التكيف مع ظروف بيئية متغيرة ، مع أهمية التحكم في شدة الضوء والملوحة لتحسين إنتاجيتها في التطبيقات البيوتكنولوجية.

الكلمات المفتاحية: ارثروسبيرا بلاتنسيس، الإجهاد الملحي، شدة الإضاءة، الكتلة لحيوية الطحلبية، الإجهاد التأكسدي.

Résumé :

Les microalgues sont des organismes prometteurs dans divers domaines, notamment dans les applications biotechnologiques, en raison de leur grande capacité d'adaptation aux conditions environnementales variables, Ce travail vise à évaluer l'effet du stress salin sur la croissance et la productivité de *Arthrospiras platensis* sous trois intensités lumineuses (2500, 5000 et 6000 lux). Les résultats révèlent que des concentrations modérées en NaCl (0,5–1,5 g/L) stimulent la biomasse et certains métabolites, en particulier sous une intensité moyenne (5000 lux), tandis que des concentrations plus élevées (2,5–3 g/L) induisent une inhibition marquée. La teneur en pigments photosynthétiques (chlorophylles a, b et caroténoïdes), protéines, lipides et glucides varie selon les conditions. Une élévation des marqueurs de stress oxydatif (MDA, H_2O_2) a été observée, tandis que l'activité des enzymes antioxydantes (APX, POD) a fluctué selon les traitements. Ces résultats confirment la capacité adaptative de *A. platensis* face à un stress environnemental et soulignent l'importance du contrôle des facteurs physiques pour optimiser sa culture à des fins biotechnologiques.

Mots-clés : *Arthrospira platensis*, stress salin, intensité lumineuse, biomasse algale, stress oxydatif.

Abstract :

Microalgae are considered promising organisms in various fields, especially in biotechnological applications, due to their high adaptability to changing environmental conditions, This study investigates the effect of salinity stress on the growth and productivity of *Arthospira platensis* under three light intensities (2500, 5000, and 6000 lux). Results showed that moderate NaCl concentrations (0.5–1.5 g/L) enhanced biomass and certain biochemical compounds, especially under medium light intensity (5000 lux), while higher concentrations (2.5–3 g/L) significantly inhibited growth. Pigment content (chlorophyll a, b, and carotenoids), proteins, lipids, and carbohydrates varied according to salinity and light levels. Oxidative stress markers (MDA, H_2O_2) increased with salinity, and antioxidant enzyme activities (APX and POD) showed adaptive fluctuations. These findings highlight the ability of *A. platensis* to adapt to environmental stress and underscore the importance of optimizing light and salinity conditions for efficient biotechnological applications.

Keywords: *Arthrospira platensis*, salinity stress, light intensity, algal biomass, oxidative stress.

Table des matières

Remerciements

Dédicaces

Résumé

Liste des figures

Liste des tableaux

Liste d'abréviations

SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

1. **Introduction** :..... 1
Chapitre I : **Généralité sur la spiruline**..... 4
I .1. Définition :..... 5
I.2. Historique :..... 5
I.3. Distribution géographique dans le monde :..... 6
I.4. Caractéristiques structurales :..... 8
I.5. Ultrastructure :..... 9
I.6. Taxonomie d'Arthrospira platensis :..... 11
I.7. Caractérisation physicochimique :..... 12
I.7.1. Température :..... 12
I.7.2. Lumière :..... 12
I.7.2.1 Inhibition optique:..... 12
I.7.3. Agitation :..... 12
I.7.4. Salinité :..... 13
I.7.5. PH :..... 13
I.8. Cycle de vie de spiruline :..... 13
I.9. Déplacement :..... 14
I.10. Compostions chimique de la spiruline :..... 15
I.10.1. Protéines :..... 15
I.10.2. Les Lipides et Acides Gras :..... 15
I.10.3. Glucides :..... 16
I.10.4. Acides nucluiques :..... 17
I.10.5. Vitamines :..... 17
I.10.6. Minéraux et oligo-éléments :..... 18
I.10.7. Pigment :..... 18
I.11. Importance et domaine d'intérêt :..... 18
Chapitre II : **Stress salin chez les cyanobactéries**..... 20
II.1. Stress physiologique :..... 21
II.1.1. Définition de stress :..... 21
II.1.2 Types de stress :..... 21
II.1.2.1. Stress abiotique :..... 21
II.1.2.1.1. Stress hydrique :..... 21
II.1.2.1.2 Stress lumineux :..... 21
II.1.2.1.3. Stress thermique :..... 22
II.1.2.1.4. Stress salin :..... 22

II.1.2.1.4.1. Stress oxydatif : 22
II.1.2.1.4.2. Stress osmotique : 23
II.1.2.1.4.3. Stress ionique : 23
II.1.2.2 stress biotique: 24
II.1.3Modalité d'application de stress: 24
II.1.3.1 stress prolongé: 24
II.1.3.2 stress de type choc : 25
II.1 .4 La réponse au stress : 26
II.2. La salinité : 26
II.2.1 Définition: 26
II.2.2 Effet de salinité: 26
II.2.3 Mécanismes de défense contre le stress salin chez les cyanobactéries : 27
II.2.4. Accumulation des solutés compatibles durant le stress salin : 29
Chapitre *III* : Matériels et méthodes 31
III.1. Matériel biologique : 32
III.2. Méthodes du travail : 32
III.2.1. Les photobioréacteurs : 32
III.2.2. Examen à l'état frais : 32
III.2.3. Milieu de culture : 32
III.2.4. Condition de culture : 34
III.2.5. Préparation de l'inoculum : 34
III.2.6. Conception expérimentale : 35
III.2.7. Analyse de la morphologie cellulaire : 36
III.3. Analyses Biochimique : 36
III.3.1. Extraction et estimation des pigments photosynthétique : 36
III.3.1.1. Extraction de la chlorophylle (a, b) et des caroténoïdes : 36
III.3.2. Estimation de la teneur en macromolécules : 37
III.3.2.1. Estimation de la teneur en protéines : 37
III.3.2.2. Estimation de la teneur en lipides : 38
III.3.2.3. Estimation de la teneur en glucides (carbohydrates) : 39
III.3.3. Peroxydations lipidiques: 41
III.3.3.1. Dosage du Malondialdéhyde (MDA) – Peroxydations lipidiques : 41
III.3.3.2. Détermination de peroxyde d'hydrogène H_2O_2- Peroxydations lipidiques : 42
III.3.4. Détermination des activités enzymatique : 42
III.3.4.1. Activité de l'ascorbate peroxydase APX : 42
III.3.4.2. Activité de peroxydase POD : 43
Chapitre IV: Résultats 45
IV.1. Etude morphologique *d'Arthrospira platensis* durant le stress : 46
IV.2. Effet combiné de la salinité et de l'intensité lumineuse sur la biomasse de *A. platensis* : 48
IV.2.1. En niveau d'éclairement 2500 lux : 48
IV.2.1.1. L'effet d'inhibition : 49
IV.2.2. En niveau d'éclairement 5000 lux : 49
IV.2.2.1. L'effet d'inhibition : 50
IV.2.3. En niveau d'éclairement 6000 lux : 51
IV.2.3.1. L'effet d'inhibition : 52
IV.3. Caractérisation de la spiruline sous l'effet de salinité et l'intensité lumineuse : 53
IV.3.1. Teneur en pigmentes photosyntitique : 53
IV.3.1.1. Chlorophylle a : 53
IV.3.1.2. Teneur en Chlorophylle b : 54

IV.3.1.3. Teneur en caroténoïdes : 55
IV.3.2. Effet de salinité sur la composition macromoléculaire : 57
IV.3.2.1. Effet de salinité sur la teneur en protéines : 57
IV.3.2.2. Effet de la salinité sur la teneur en lipides : 58
IV.3.2.3. Effet de salinité sur la teneur en glucides : 59
IV.3.3. Peroxydations lipidiques : 60
IV.3.3.1. Effet de la salinité sur la Teneur en MDA (malondialdéhyde) : 61
IV.3.3.2. Effet de salinité sur la teneur en peroxyde d'hydrogène H_2O_2 : 62
IV.3.4 . Effet de salinité sur l'activité enzymatique : 63
IV.3.4.1. Effet de salinité sur l'activité de l'ascorbate peroxydase (APX) : 63
IV.3.4 .2. Effet de salinité sur l'activité de peroxydase (POD) : 64
Discussion 67
Conclusion et Perspectives 77
Référence

Liste des tableaux

Tableau 01 : La distribution géographique naturelle de *Spirulina platensis.* 7

Tableau 02 : Position taxonomique. 11

Tableau 03 : Composition de milieu Zarrouk. 33

Tableau 04 : Composition de la solution A5 (g.l-1). 33

Tableau 05 : Composition de la solution B6 (en mg/l). 34

Liste des figures

Figure 1 : Photo d'une femme kanembu " écrémant " la Spiruline de la surface du Lac Rombou. 6
Figure 2 : Spiruline vue au microscope. 8
Figure 3 : Les différents aspect de la spiruline. 8
Figure 4 : Coupe longitudinale de l'*Arthrospira* en microscopie électronique le long du trichome. 9
Figure 5 : Coupe de *l'Arthrospira platensis* en microscopie électronique Montrant l'organisation fine de la structure du cytoplasme. 10
Figure 6 : Cycle biologique de la Spiruline. 14
Figure 7 : Effets délétères liés à la toxicité du stress salin et réponse cellulaire mise en place pour assurer la tolérance.. 23
Figure 8 : Etapes de la réponse osmotique chez les bactéries ……..24
Figure 9: (a, b) Filtration de culture spuriline 35
Figure10 : Développement de la spiruline dans des conditions expérimentales. 36
Figure 11 : Extraction et estimation des chlorophylle (a, b) et des caroténoïdes, protéines et lipides 39
figure 12 : Etapes de l'estimation de la teneur en glucides (carbohydrates) 41
Figure 13: protocole expérimentale de l'évaluation des activités enzymatiques antioxydantes (POD, APX), du stress oxydatif (H_2O_2,MDA) et da la peroxydation lipidique chez la spuriline 44
Figure 14 : Observation microscopique de la spiruline à 2500 LUX , G ×100 46
Figure 15 : Observation microscopique de la spiruline à 5000 LUX , G ×100 47
Figure 16 : Observation microscopique de la spiruline à 6000 LUX , G ×100 48
Figure 17 : croissance de spuriline sous 2500 LUX selon différentes concentrations de NaCl pendant 10 jours 49
Figure 18 : Effet inhibiteur du NaCL sur la croissance de spuriline sous 2500 LUX 49
Figure 19 : croissance de spuriline sous 5000 LUX selon différentes concentrations de NaCl pendant 10 jours 50
Figure 20 : Effet inhibiteur du NaCL sur la croissance de spuriline sous 5000 LUX 51
Figure 21 : croissance de spuriline sous 6000 LUX selon différentes concentrations de NaCl pendant 10 jours 52
Figure 23 : Effet des différentes concentrations de NaCl sur la teneur en chlorophylle a de *A. platensis* cultivée sous deux intensités lumineuse (2500 et 6000 lux). 53
Figure 24 : Effet des différentes concentrations de NaCl sur la teneur en chlorophylle b de *A. platensis* cultivée sous deux intensités lumineuse (2500 et 6000 lux) 55
Figure 25 : Effet des différentes concentrations de NaCl sur la teneur en caroténoïdes de *A. platensis* cultivée sous deux intensités lumineuse (2500 et 6000 lux) 57
Figure 26 : Effet des différentes concentrations de NaCl sur la teneur en proteine de *A. platensis* cultivée sous deux intensités lumineuse (2500 et 6000 lux) 58
Figure 27 : Effet des différentes concentrations de NaCl sur la teneur en lipides de *A. platensis* cultivée sous deux intensités lumineuse (2500 et 6000 lux) 59
Figure 28 : Effet des différentes concentrations de NaCl sur la teneur en glucides de *A. platensis* cultivée sous deux intensités lumineuse (2500 et 6000 lux) 60
Figure 29 : Effet des différentes concentrations de NaCl sur la teneur en malondialdéhyde MDA de *A.platensis* cultivée sous deux intensités lumineuse (2500 et 6000 lux)..... 62
Figure 30 : Effet des différentes concentrations de NaCl sur la teneur peroxyde d'hydrogène H_2O_2 de *A. platensis* cultivée sous deux intensités lumineuse (2500 et 6000 lux) 63

Liste des figures

Figure 31 : Effet des différentes concentrations de NaCl sur la teneur en activité enzymatique (APX) de *A. platensis* cultivée sous deux intensités lumineuse (2500 et 6000 lux). 64
Figure 32 : Effet des différentes concentrations de NaCl sur la teneur en activité enzymatique (POD) de *A. platensis* cultivée sous deux intensités lumineuse (2500 et 6000 lux). 65

Liste d'abréviations

Liste d'abréviation

- **ADN** : Acide désoxyribonucléique
- **ARN** : Acide ribonucléique
- **ATP** : Adénosine triphosphate
- **$CaCl_2$** : Chlorure de calcium
- **Car** : Caroténoïdes
- **Chl** : Chlorophyll
- **Chl a** : Chlorophyll a
- **Chl b** : Chlorophyll b
- **$Co(NO_3)_2 \cdot 6\ H_2O$** : Nitrate de cobalt
- **CO_2** : Gaz carbonique
- **$CuSO_4$** : Sulfate de cuivre
- **DMSP** : Diméthylsulfoniopropionate
- **DO** : Densité optique
- **EDTA** : Acide éthylène diamine tétraacétique
- **$FeSO_4$** : Sulfate de fer(II)
- **GG** : Glucosylglycérol
- **GB** : Glycine bétaïne
- **H_2O_2** : Peroxyde d'hydrogène
- **H_2SO_4** : Acide sulfurique
- **H_3BO_4** : Acide borique
- **HIK** : Histidine kinase
- **K^+** : Cation potassium
- **$K_2Cr_2(SO_4)_4 \cdot 24\ H_2O$** : Sulfate double de potassium et de chrome
- **K_2HPO_4** : Phosphate dipotassique
- **K_2SO_4** : Sulfate de potassium
- **KI** : Iodure de potassium
- **Klux** : Kilolux
- **$MgSO_4$** : Sulfate de magnésium
- **$MnCl_2$** : Chlorure de manganèse
- **MoO_3** : Oxyde de molybdène
- **Na^+** : Cation sodium
- **NaCl** : Chlorure de sodium
- **Na_2CO_3** : Carbonate de sodium
- **Na_2WO_4** : Tungstate de sodium
- **$NaHCO_3$** : Bicarbonate de sodium
- **$NaNO_3$** : Nitrate de sodium
- **$NiSO_4$** : Sulfate de nickel
- **NH_4VO_3** : Métavanadate d'ammonium
- **NO_3^-** : Ion nitrate
- **PCC** : Pasteur Culture Collection
- **TBA** : Thiobarbituric acid
- **TCA** : Trichloroacetic acid
- **$Ti_2(SO_4)_3$** : Sulfate de titane
- **USP** : United States Pharmacopeia

Introduction

1. Introduction :

Les microalgues, qui comprennent à la fois les algues unicellulaires eucaryotes et les cyanobactéries procaryotes, telles que définies ici au sens large, sont considérées comme des biomatériaux durables et écologiques en raison de leur capacité à prospérer sur des terres non arables, à présenter une forte adaptabilité environnementale, à atteindre une productivité élevée et à synthétiser des bioproduits à haute valeur ajoutée. *Arthrospira platensis*, une cyanobactérie filamenteuse et spiralée, est cultivée commercialement pour des applications nutraceutiques et cosméceutiques (**Yu et al., 2024).** avec un grand potentiel pour les bienfaits sur la santé humaine, qui a été utilisé comme complément alimentaire depuis l'antiquité. Il est riche en protéines (50 à 70 % du poids sec), glucides (12 à 20 %), lipides (6 à 13 %) et phycocyanine, avec des propriétés antioxydantes et anti-inflammatoires, améliorant l'immunité et réduisant le cholestérol et les triglycérides **(Chaiklahan et al.,2022)**.

Elle possède des propriétés anticancéreuses et des effets immunostimulants. *S. platensis* est une source intéressante de diverses substances bioactives , agissant dans le traitement de la polyarthrite rhumatoïde , de l'eczéma , du diabète, des polytraumatismes et du syndrome prémenstruel **(Sharma et al.,2014).**

La biomasse et la production de métabolites cibles chez les microalgues sont déterminées par divers facteurs tels que les espèces d'algues, les milieux de culture et les facteurs environnementaux **(Paliwal et al., 2017)**.

la disponibilité lumineuse est l'un des facteurs les plus importants susceptibles de limiter la croissance des microalgues dans tout système algal. Par conséquent, une utilisation efficace de l'énergie lumineuse est cruciale pour la production commerciale de microalgues. En raison de l'effet d'auto-ombrage entre les cellules algales, le régime lumineux à l'intérieur d'un photobioréacteur extérieur est caractérisé par un gradient lumineux avec un ensoleillement total à la surface exposée (zone photique) et une obscurité totale à l'intérieur du bioréacteur (zone aphotique). Par conséquent, selon les caractéristiques de mélange de la suspension de culture, les cellules algales seront exposées à une série de cycles lumière/obscurité (L/D) **(Xue et al., 2011).**

La modulation des métabolites des microalgues par le stress abiotique, tel que les carences en nutriments, la forte luminosité, les températures extrêmes et la salinité, est une stratégie reconnue pour permettre une production rentable de produits dérivés des microalgues **(Paliwal et al., 2017)**. L'épuisement des terres cultivables et la salinisation de l'eau douce et des

sols sont intensifiés par la libération des eaux résiduaires salines issues des opérations agricoles et industrielles **(Ismaiel et al., 2018)**.

L'un des principaux obstacles à la croissance et à la productivité des micro-organismes est la salinité. Face à un stress salin, les microalgues ont la capacité d'amasser des quantités supérieures de caroténoïdes **(Elloumi et al., 2020),** de chlorophylle a (Chl a), d'allophycocyanine (APC), de phycoérythrine (PE) (**Yu et al., 2024)** et de phycobiline pour faire face à un stress oxydatif intracellulaire accru **(Pagels et al., 2019)**.

L'ajustement métabolique en réponse au stress abiotique peut augmenter la production de métabolites spécifiques pour atténuer le stress, mais se fait souvent au détriment d'une accumulation réduite de biomasse (**Yu et al., 2024).**

Les problèmes de salinité peuvent constituer une opportunité ou un risque pour certains pays. Parmi la plupart des microalgues, la spiruline a montré une bonne tolérance à une large gamme de salinité, et l'un des moyens de maintenir une bonne qualité de culture de spiruline est de réguler la concentration en salinité. Il a été confirmé qu'*A. platensis* (spiruline) présente une grande résistance à différents niveaux de salinité, mais le sel est également connu comme principal inhibiteur de croissance et responsable de l'inhibition des activités de transport d'électrons des protéines PSI et PSII **(Al Mahrouqi et al,2015).**

Des travaux antérieurs ont suggéré une possible association entre l'adaptation de l'activité photosynthétique et des modifications au niveau de l'appareil photosystémique II (PSII) chez *S. platensis*, en particulier sous stress salin (**Lu et al., 2002**).

ce travail pour objectif d'étudier :

1) L'influence de stress salin sur la croissance de la micro algue *Arthrospira platensis* dans déférent intensités lumineux (2500,5000,6000 Lux).

2) Détermination de seuil de tolérance de spiruline au stress salin dans différent gradient lumineuse.

3) L'estimation de la qualité de biomasse en calculant la teneur en pigment (chlorophylle a,b) et des caroténoïdes, la teneur en glucides, peroxydations lipidiques(MDA ,H_2O_2) et détermination de l'activité enzymatique(APX,POD) durant le stress.

ce mémoire est divisé en quatre parties, La première partie de ce mémoire sera consacrée sur la biologie des cyanobactéries et particulièrement la spiruline, position taxonomique, composition biochimique, et leur caractérisation physicochimique . La deuxième partie traite le stress salin chez les cyanobactéries ainsi que sa réponse physiologique. La troisième partie regroupe l'ensemble du matériel et méthodes utilisées dans ce travail. Aussi,

nous avons présentés dans la troisième partie les résultats obtenus et leurs discussions Et en fin on a terminé par une conclusion.

Chapitre I : Généralité sur la spiruline

I .1. Définition :

La spiruline, une algue unicellulaire de couleur bleue, fait partie des cyanobactéries ou cyanophycées. Ces micro-organismes aquatiques possèdent simultanément des attributs issus des bactéries et des algues, qui se distinguent par leur prolifération.

De manière naturelle, dans les eaux alcalines et abondantes en sels. Ce groupe englobe toutes les bactéries autotrophes (aptes à exploiter l'énergie lumineuse pour la photosynthèse**.) (OULD BELLAHCEN et al., 2013)**, Ces micro-algues, dotées de chlorophylle, reçoivent le nom scientifique d'« *Arthrospira platensis* ». **(JOURDEN., 2006).**

La spiruline est perçue comme une ressource nutritive supérieure, grâce notamment à sa digestibilité élevée et à sa forte concentration en protéines (70%) surtout en phycocyanine qui se transforme en vert par la photosynthèse **(FOX., 1990).**

I.2. Historique :

Les cyanobactéries, également appelées cyanobiontes ou cyanophycées en fonction des préférences, constituent la catégorie d'algues de couleur bleue et verte qui comprend la Spiruline. Elle peut également être désignée sous divers noms comme *Arthrospira sp., Spirulina sp., Spirulina platensis* ou *Arthrospira platensis*.

On la désigne souvent sous le nom de Spiruline, une cyanobactérie filamenteuse. Depuis plusieurs centaines d'années, les populations primitives d'Afrique et du Mexique ont traditionnellement utilisé cette ressource.

Par la suite, les documents mexicains ont révélé que la Spiruline, sous le nom de Tecuitlatl, était dégustée dès le temps des Aztèques bien avant l'arrivée des Espagnols. Bien que déjà définie par Wittrock et Nordstedt en 1844, la spiruline n'a été réellement identifiée qu'en 1940 au Tchad par un botaniste français nommé Dangeard.

Il est toujours consommé par les Kanembous, une tribu du Tchad, sous le nom de Dihé. La culture en grande quantité des micro-algues a gagné en popularité depuis l'instauration de celle-

Ci à la fin des années 50 La Sosa Texcoco, une entreprise mexicaine, a réalisé la première production industrielle en 1976. Depuis lors, de nombreuses entreprises se sont installées partout, comme la compagnie Siam Algae à Bangkok en 1979, le producteur le plus important du monde Earthrise Farm aux

États-Unis en 1983, ou encore Cyanotech Corporation à Hawaï. En 1984, le conseil d'hygiène publique français a approuvé la consommation de toutes les algues spirulines par l'homme.

D'après Fox (1999), sur compte environ trente exploitations industrielles dans le monde. Depuis lors, les études ont considérablement progressé et de multiples applications potentielles pour la spiruline ont été identifiées : dans le domaine diététique, pharmaceutique, environnemental et bioénergétique.



Figure 1 : Photo d'une femme kanembu " écrémant " la Spiruline de la surface du Lac Rombou (**Fox,1999**).

I.3. Distribution géographique dans le monde :

Le genre *Arthrospira* se différencie des autres cyanobactéries par son milieu de développement naturel. Efficacement, la spiruline favorise son développement dans des eaux douces et chaudes, alcalines (pH de 8 à 11,5) et minéralisées (comme le nitrate, les phosphates et le fer). Avec une forte teneur en carbonate de sodium (Na_2CO_3) ou bicarbonate de sodium ($NaHCO_3$), ils excluent la majorité d'autres micro-organismes. Elle est généralement présente dans les eaux saumâtres et aussi dans les lacs salins des zones tropicales et semi-tropicales.

Sa nature thermophile et ses besoins élevés en lumière restreignent son champ d'application à une zone intertropicale qui se situe entre 35° nord et 35° sud. Elle est donc présente dans les lacs alcalins en Afrique, en Amérique du Sud et en Asie méridionale. Il est certain que cet

organisme est omniprésent, mais sa présence est nettement réduite en Amérique du Nord et en Europe. **(AHOUNOU.et al, 2018)**.

Le tableau ci-dessous regroupe quelques sites où la spiruline est retrouvée naturellement :

Tableau 01 : La distribution géographique naturelle de *Spiruline platensis.*

AFRIQUE	
Algérie	Tamanrasset
Tchad	Région du Kanem : lacs Latir, Ouna, Borkou, Katam, Yoan, Leyla, Bodou, Rombou, Moro, Mombolo, Liwa, Iseirom, Ounianga kebir
Soudan	Cratère de Djebel Marra
Djibouti	Lac Abber
Ethiopie	Lacs Aranguadi, Lesougouta, Nakourou, Chiltu, Navasha, Rodolphe
Congo	Mougounga
Kenya	Lacs Nakuru, Elmenteita, Cratère, Natron
Tanzanie	Lac Natron
Tunisie	Lac Tunis; Chott el Jerid
Zambie	Lac Bangweoulou
Madagascar	Beaucoup de petits lacs près de Toliara
ASIE	
Inde	Lacs Lonar et Nagpur
Myanmar	Lacs Twyn Taung, Twyn Ma et Taung Pyank
Sri Lanka	Lac Beira
Pakistan	Mares près de Lahore
Thaïlande	Lacs d'effluents d'une usine de tapioca, province de Radburi, 80 km au S.O. de Bangkok
Azerbaidjan	*non précisé*
AMERIQUE DU SUD	
Pérou	Réservoir d'eau près de Paracas Près de l'Ile d'Amantani dans le lac Titicaca
Mexique	Lac Texcoco ; lac Cratère
Uruguay	Montevideo
Equateur	Lac Quiliotoa : cratère de 1km de diamètre
AMERIQUE DU NORD	
Californie	Oakland ; Del Mar Beach
Haïti	Lac Gonâve
République Dominicaine	Lac Enriquillo
EUROPE	
Hongrie	*non précisé*
France	Camargue
AUTRES SITES POSSIBLES	
Partout où vivent le flamant nain, *Phoenoconaias minor* (Afrique et Asie) et le flamant de James, *Phoenicoparrus jamesi* (Amérique du sud)	
Ethiopie	Lac Abiata
Kenya	Lac Rodolphe ; lac Hannington
Tanzanie	Lac Manyara ; lac Rukua
Zambie	Lac Mweru
Botswana	Makgadigka Salt Pans
Namibie	Etosha Salt Pan
Afrique du Sud	Etat libre d'Orange, près de Vaaldam
Bolivie	Lacs Colorado, Poopo, Chalviri, Salar de Uyuni
Chili	Aguas Calientes, Lagunas Brava, lac Vilama, Salar de Surire
Mauritanie	Côte sud
Inde	Rann of Kutch ; Gujarat
Madagascar	Côte Ouest

I.4. Caractéristiques structurales :

La spiruline est une cyanophycée microscopique qui mesure en moyenne environ 250µm de long. Elle est constituée de filaments mobiles d'un diamètre compris entre 10 et 12µm, non ramifiés, enroulés en spirale, habituellement en 6 ou 7 spires **(Figure 2).** Cette forme hélicoïdale lui confère l'aspect d'un petit ressort.

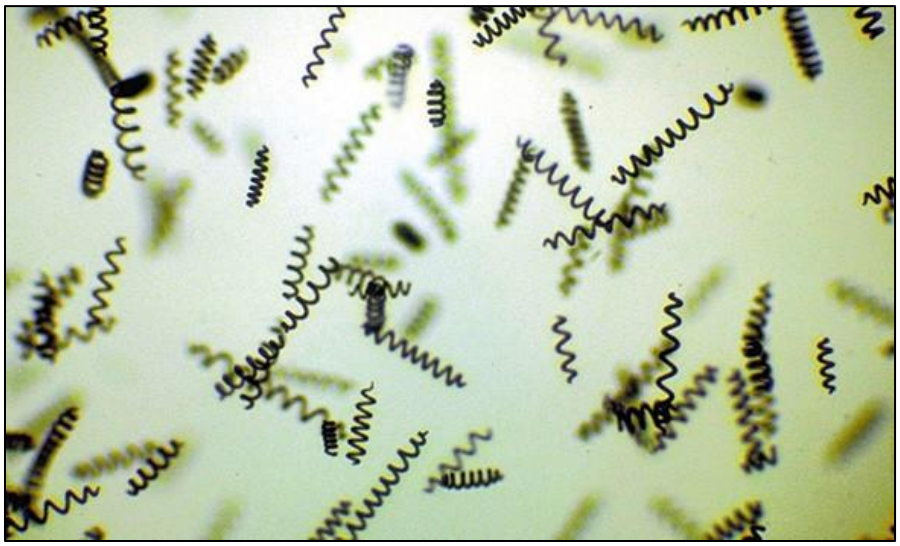


Figure 2 : Spiruline vue au microscope.

Toutefois, les spirulines se manifestent sous diverses formes. Des formes spiralées traditionnelles **(Figure 3A),** ondulées **(Figure 3B)** et parfois droites **(Figure 3C)** sont présentes.

Cette spécificité est directement liée aux conditions environnementales rencontrées. Au sein de leur milieu.

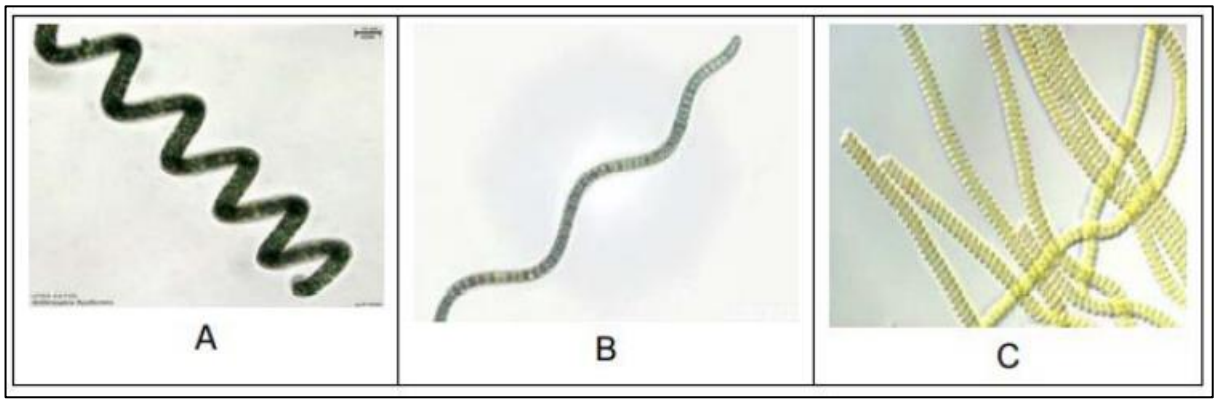


Figure 3 : Les différents aspect de la spiruline. **(Charpy et al., 2008).**

En particulier, la spiruline se compose de cellules transparentes assemblées successivement pour créer un filament ou un trichome. La rotation du trichome sur lui-même se produit en fonction du sens des aiguilles d'une montre lorsqu'on observe au-dessus d'Évolutif. Toutefois,

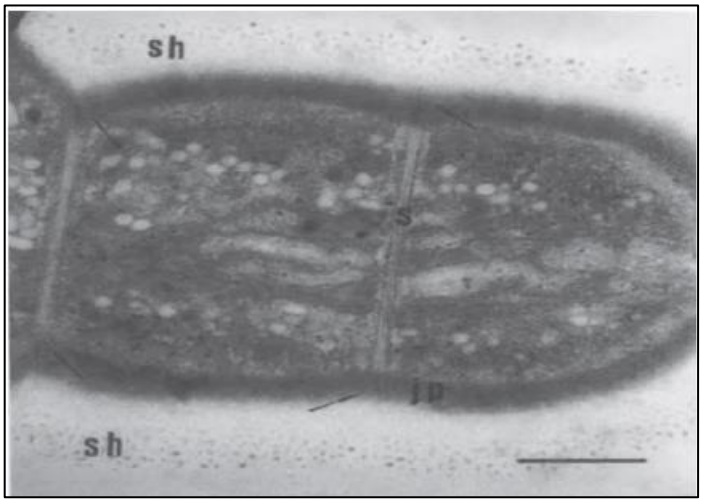
des facteurs environnementaux comme la température pourraient affecter l'orientation de l'hélice. Cette forme caractéristique lui donne la capacité de se mouvoir dans l'eau en utilisant le geste d'une vis. **(GOULAMABASSE, T.,2018).**

I.5. Ultrastructure :

L'organisation cellulaire de la *Spirulina platensis*, enregistrée par microscopie électronique, est typique de celle des organismes procaryotes, étant dépourvue de morphologie limitée noyau et de plastides et présentant une enveloppe de type Gram négatif externe, la paroi cellulaire. Une fine gaine diffluente entoure les trichomes. L'épaisseur de la gaine est d'environ 0,5 μm et

Sa structure se présente comme un filet fibrillaire. Nous pensons que le matériau de la gaine est impliqué dans le mouvement du filament en passant par les pores situés sur la paroi cellulaire.

La paroi multicouche de la cellule, d'une épaisseur d'environ 40-60 nm, présente une couche concentrée aux électrons qui se révèle facilement comme le peptidoglycane **(Figure 4).**



(**Sh) « sheath » :** gaine en forme **de filet (jp) :** une seule rangée de pores de jonction

(s) : paroi transversale autour de la circonférence du trichome

La barre représente 0,5 μm.

Figure 4 : Coupe longitudinale de l'*Arthrospira* en microscopie électronique le long du trichome. (**GOULAMABASSE, T.,2018**)

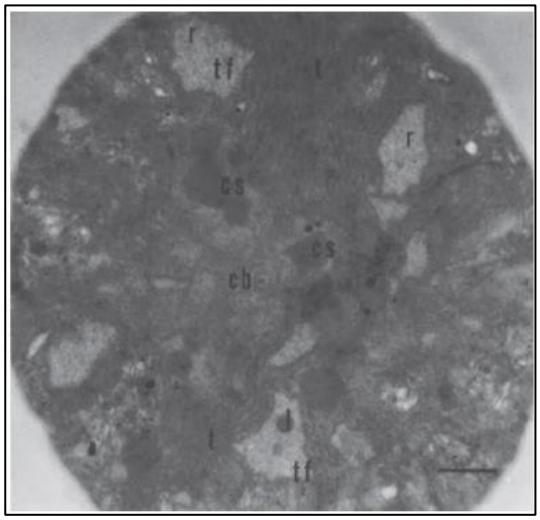
Le trichome est régulièrement séparé en cellules par les parois transversales, qui sont liées par des plasmodesmes. Ces dernières se forment grâce à la croissance centripète et à

l'extension du peptidoglycane de la strate interne de la paroi cellulaire vers le centre de celle-ci. Par conséquent, les paroissiales transversales constituent une structure tripartite.

Par conséquent, la répartition des pores dans la couche de peptidoglycane est un indicateur diacritique distinctif qui permet de différencier l'*Arthrospira* de la Spiruline. La membrane plasmique, située juste au-dessous de la paroi cellulaire, recouvre le cytoplasme et regorge

D'inclusions subcellulaires caractéristiques des cyanobactéries. Ces inclusions présentent une organisation spécifique et une répartition dans le cytoplasme. Le cytoplasme à faible densité électronique, principalement constitué de granules de polyglucane et de vacuoles de gaz, caractérise la partie externe de la cellule.

Les zones dépourvues de thylakoïdes électroniques faibles sont occupées par des ribosomes et des fibrilles d'ADN. On disperse de petites particules lipidiques opaques aux électrons au sein des faisceaux thylacoïdes et dans les régions dépourvues de thylacoïdes **(Figure 5)**



(t) : membranes thylakoïdes

(tf) « thylakoid – free » : membranes

Dépourvues de thylakoïdes remplies de ribosomes **(r)**

(l) « lipid droplets » : goutelettes lipidiques

(cs) : carboxysomes dans la région nucléoplasmique centrale

(cb) « cylindrical body » : corps cylindriques dans la région nucléoplasmique centrale

Figure 5 : Coupe de *l'Arthrospira platensis* en microscopie électronique Montrant l'organisation fine de la structure du cytoplasme. **(GOULAMABASSE, T.,2018)**

I.6. Taxonomie d'Arthrospira platensis :

Initialement, la Spiruline était perçue comme une autre. Toutefois, en 1960, une distinction nettement marquée entre procaryote et eucaryote a été mise en place, fondée sur la différence d'organisation cellulaire : les procaryotes sont ceux qui ne disposent pas de chambre cellulaire, tandis que les eucaryotes sont ceux qui ont des organelles, notamment des nucléoles et des mitochondries. **(Durand-Chastel,1993).**

En 1962, Stanier et al (Stanier, 1974 ; Stanier et Van Niel C. B., 1962) ont observé que cette algue de teinte bleu-verte ne possédait pas d'espaces cellulaires, faisant ainsi partie des procaryotes. Ils proposent d'appeler ce microorganisme « cyanobactérie ». Finalement acceptée,

Cette nouvelle appellation apparaît pour la première fois dans le « Bergey's Manual of Determinative Bacteriology en 1974 » (Stanier, 1974 dans Durand-Chastel, 1993).
Selon Ripley Fox (1999a), elle est donc classée dans le tableau ci-après :

Tableau 02 : Position taxonomique (Fox K.,1999a).

Niveau hiérarchique	Nom latin
Règne	Monera
Sous règne	Prokaryota
Phylum	Cyanobacteria
Classe	Cyanophyceae
Ordre	Nostocales
Famille	Oscillatoriceae
Genre	Arthrospira
Espèce	*Arthrospira platensis*

I.7. Caractérisation physicochimique :

I.7.1. Température :

La température optimale pour la croissance de l*'A. platensis* se situe dans la plage de 30 °C à 35 °C. Selon Oliveria et al. Le meilleur résultat a montré que la température optimale est de 30 °C. **(Omar Ashraf ElFar,et al,2022).**

I.7.2. Lumière :

La croissance cellulaire de l*'A. platensis* est optimale lorsqu'elle est exposée à une intensité lumineuse d'environ 5 k-lux, ce qui donne lieu à la concentration cellulaire maximale et à la chlorophylle la plus élevée obtenue. Étant donné que *l'A. platensis* pousse de façon photo-autotrophe, l'exposition à la lumière est essentielle pour une culture productive, mais elle n'affecte pas le processus de différenciation ou de développement de la cellule. À une gamme de 150-200 μ mol m -2s -1 Klux, soit environ 10-15 % de la radiance solaire totale à une plage de 400-700 nm, *A. platensis* devient saturé ce qui conduira finalement à une photoinhibition dans les cellules. **(Alejandra .G, et al ,2019)**

I.7.2.1 Inhibition optique:

Une fois que la cellule est exposée aux niveaux de flux photonique mentionnés précédemment, la cellule perd ses capacités photosynthétiques en raison d'une densité de flux photon élevée, qui saturent la cellule. Les différents filaments de cette même algue diffèrent par leur sensibilité à la lumière, le contenu en protéine D1 étant un facteur décisif. En effet, la protéine D1 est un composant crucial de la chaîne photosynthétique de transport des électrons, qui extrait l'énergie solaire par le biais de réactions redox. De plus, les cultures qui ont été cultivées à une intensité lumineuse élevée ont tendance à présenter une résistance supérieure au stress lumineux. **(Alejandra. G, et al ,2019)**

I.7.3. Agitation :

Agitation manuelle : on agite (au moins !) 4 fois par jour, mais la fréquence minimum dépend des conditions et de la souche ; elle augmente avec l'intensité de la lumière et de la flottation. Au milieu d'une journée très chaude, sans ombrage, l'agitation d'une souche flottante fortement doit être très fréquente (au moins deux fois par heure) ou même continue. Cependant il existe des conditions où il peut être préférable de peu agiter car alors la couche supérieure de la culture, plus chaude, produit plus.

Si nous avons une méthode sécurisée d'agitation électrique pour les spirulines (comme l'aération, l'hélice ou la roue à aubes), l'agitation peut être permanente (avec cependant un

arrêt de 15 minutes par heure si possible). Pour les pompes, il est préférable de ne pas secouer en continu une souche spiralée (type Lonar), mais uniquement pendant 15 minutes par heure. Il est

Possible de créer des vagues en utilisant des pompes d'aquarium ou des pompes à vortex avec les ondulées (Paracas).

Théoriquement, l'agitation peut être arrêtée la nuit, mais dans les cas où c'est faisable, deux ou trois agitations nocturnes sont avantageuses pour réduire les risques de grumeaux et optimiser l'oxygénation de l'environnement (auto-épuration). Lorsque c'est possible, l'agitation nocturne régulière favorise grandement l'auto-nettoyage de l'environnement. L'efficacité d'une culture intensive est fortement liée à l'agitation, bien que nous ne soyons pas encore capables de mesurer précisément cet impact. De nombreux expérimentateurs signalent des rendements exceptionnels (allant jusqu'à 30, voire 40 ou même 50 g/jour/m² !) dans des conditions de mouvement optimales, généralement dans de petits bassins, en tubes ou en laboratoire. **(JOURDAN, et al. 2012)**

I.7.4. Salinité :

Les cellules *A. platensis* qui subissent des teneurs élevées en salinité, se stressent et deviennent moins efficaces dans la manipulation de l'énergie lumineuse. Selon une expérience menée par Vonshak en 1997, après 24 heures de salinité élevée, *A. platensis* montre une diminution de la biomasse, suivie d'une nouvelle croissance plus lente qui peut être attribuée à une salinité élevée dans l'eau. En outre, avoir la salinité idéale contrôle s'il y a ou non une floraison, conduisant à l'eutrophisation dans le corps d'eau dans lequel elle réside. En ce qui concerne les cultures, *A. platensis* nécessite du temps pour s'adapter à des niveaux de salinité plus élevés. Sans cette période d'acclimatation, la culture pourrait s'effondrer complètement ou entraîner une baisse de productivité.

En ce qui concerne la présence naturelle d'*A. platensis* sur les lacs Natron, on a constaté que On a émis l'hypothèse que la salinité n'affecte pas sa productivité en raison de la faible teneur en bicarbonate sur l'eau. **(Alejandra. G, et al ,2019)**

I.7.5. PH :

Le pH optimal pour la croissance des algues est de 9,0 qui ont maintenu des conditions alcalines, faisant monter en flèche le rendement de biomasse d'*A. platensis*. De plus, tout pH supérieur à 10 donne des rendements extrêmement faibles. **(Alejandra G, et al.2019).**

I.8. Cycle de vie de spiruline :

Trois étapes clés existantes : la rupture des trichomes à partir des nécridies, qui sont des cellules filamenteuses de spiruline se distinguant par leur forme biconcave et considérées comme des disques de séparation. Le trichome se divise pour former de nouveaux filaments de 2 à 4 cellules, connus sous le nom d'hormogonies. Ces derniers vont s'allonger par division binaire (chaque cellule produisant deux cellules via scissiparité) et adopter la forme hélicoïdale caractéristique. Dans des conditions contrôlées, la durée maximale du passage d'une génération à l'autre pour la spiruline est d'environ 7 heures. **(HAMOUDA, I.2019).**

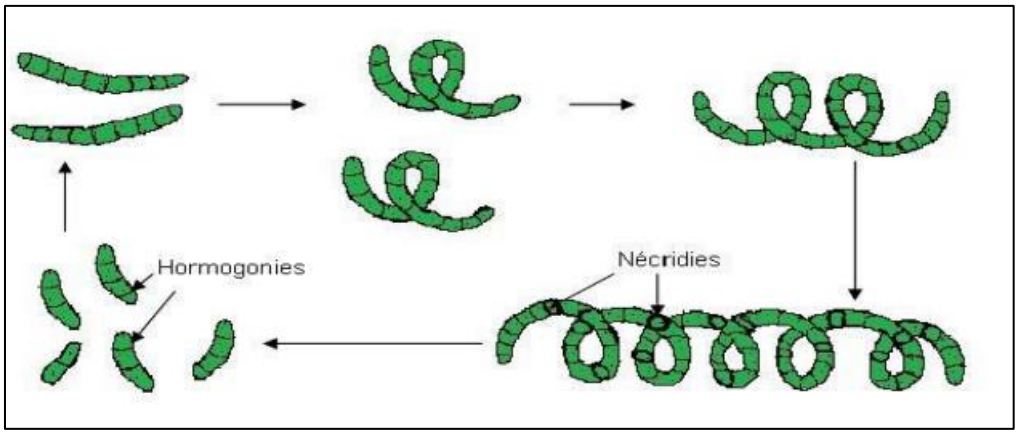


Figure 6 : Cycle biologique de la Spiruline.**(Charpy et al., 2008).**

I.9. Déplacement :

Le trichome effectue un mouvement oscillatoire en forme de spirale, tournant autour de l'axe principal. Ainsi, la spiruline a la capacité de se déplacer dans l'eau en effectuant un mouvement de rotation ; ce déplacement se produit à une vitesse de 5µm par seconde. L'utilisation de la microscopie électronique a facilite la compréhension de la motilité des filaments : cette méthode révèle l'existence de fimbriae mesurant entre 2 et 10 nm de diamètre et 1 à 2 µm de longueur ; ces tubules filamenteux se projettent au-delà de petites ouvertures situées sur le pourtour des extrémités cellulaires. Les fimbriae sont disposés à plat contre la paroi cellulaire externe et orientées dans une seule direction. Tel des avirons sur une galère, ils propulsent le filament de l'arrière vers l'avant.

La spiruline a également la capacité de produire des vésicules gazeuses d'environ 70 nm de longueur et 10 nm de diamètre, constituées d'une chaîne de protéines entrelacées.

Ces vésicules sont similaires à des cylindres creux ayant des extrémités coniques. Elles sont généralement localisées à proximité des parois terminales des cellules et sont superposées les unes sur les autres. Elles se développent et s'emplissent de gaz lorsque la

lumière solaire arrive : semblables à des ballons dirigeables, elles autorisent le filament de spiruline à remonter vers la surface afin d'absorber la lumière et ainsi débuter le processus de photosynthèse.

En fin de compte, les cellules se récupèrent débordées par les grandes quantités de glucides produits, ce qui crée une forte pression osmotique interne.

Les vésicules éclatent sous cette pression insupportable. Le gaz dégagé est comprimé et assimilé par les liquides alentours. Les vésicules se dégonflent et le filament de spiruline retombe vers le fond sombre. Au cours de la nuit, par le biais du processus de respiration évoqué précédemment, l'essentiel des glucides stockés est transformé en protéines, tandis qu'une partie de CO2 est libérée. Pour relancer un cycle de photosynthèse le jour suivant, de nouvelles vésicules de gaz se créent afin que les filaments de spiruline émergent à la surface de l'eau avant le levier du soleil. **(CRUCHOT, H et al. 2008)**

I.10. Compostions chimique de la spiruline :

Il est clairement démontré que les modifications des conditions de culture entraînent d'importantes fluctuations dans la composition biochimique des spirulines. En général, la spiruline est composée de 70 % de protéines en poids sec, 15 à 25 % de glucides, et peut contenir jusqu'à 11 % de lipides. Elle contient également des vitamines, des minéraux (essentiellement des oligoéléments), de la chlorophylle et des phycobiliprotéines.

I.10.1. Protéines :

La spiruline est composée de 60 à 70 % de protéines sur sa matière sèche, comportant une quantité significative d'acides aminés essentiels (47%), tandis que les acides aminés contenant du soufre sont légèrement moins présents.

La spiruline renferme en particulier de la phénylalanine, dont Gershwin et Belay (2008) signalent une concentration moyenne de 2,75 g pour 100 g de poudre sèche. La spiruline renferme des phycobiliprotéines, dont la phycocyanine-C principalement. Les concentrations indiquées dans les publications varient (de 5 à 15 %). Dans une recherche indiquant la présence approximative de 14 % de phycocyanine-C, une concentration de 4,7 % en phycocyanobiline a été observée.

Selon le Compendium des Compléments Alimentaires de l'USP, *A. platensis* présente un taux minimal de 52% en protéines et de 5% en phycocyanine-C spécifiquement.

(Anses. 2017)

I.10.2. Les Lipides et Acides Gras :

La spiruline est un aliment peu calorique. La proportion totale de lipides fluctue entre 5,6 et 7 % du poids sec de l'algue. La portion saponifiable (83 %) se compose principalement de diglycérides (mono et digalactosyl diglycérides), ainsi que de phosphatidyl glycérides. A noter

Également la présence de sulfoquinovosyl diglycérides, récemment analysés in vitro pour leur action protectrice contre certaines infections virales.

La composition en acides gras de la spiruline fluctue selon la souche examinée. Généralement, suite à l'hydrolyse, la spiruline contient essentiellement des acides gras polyinsaturés indispensables à 18 atomes de carbone, en particulier ceux de la série oméga-6 (ω6). Effectivement, c'est l'une des meilleures sources d'acide gamma-linolénique (18 :3ω6) après le lait maternel et certaines huiles végétales coûteuses.

Sa richesse biologique confère à cet acide gras un intérêt spécifique, car il sert de précurseur aux prostaglandines, substances possédant une action anti-inflammatoire et immunostimulante dans l'organisme.

On retrouve également d'autres acides gras essentiels tels que l'acide linoléique (18 :2ω6) dans la spiruline, ainsi qu'un pourcentage élevé d'acide palmitique (acide gras saturé), ce qui permet de resserrer certaines souches par rapport à d'autres.

La spiruline contient une fraction insaponifiable de 17% qui est composée principalement de stérols (cholestérol, clionastérol, stigmastérol, campestérol), de terpènes (essentiellement l'α et β-amyrine) et d'hydrocarbures saturés à longue chaîne ou paraffines (principalement du ndécaneheptane, un composant toxique nécessitant des tests toxicologiques). **(BEMIARANA, et al.2008)**

I.10.3. Glucides :

Ils représentent entre 15 et 25% de la masse sèche de la spiruline. La paroi cellulaire des spirulines est composée de glucosamines et d'acide muramique liés à des peptides. Cette structure rappelle celle des bactéries à Gram négatif.

La majorité des glucides assimilables sont des polymères : les glucosamines, les rhamnosamines et le glycogène. En revanche, les glucides simples tels que le glucose, le fructose et le saccharose, ainsi que les polyols comme le glycérol, le mannitol et le sorbitol, ne se trouvent qu'en très petites proportions.

Les composés glucidiques qui comptent en raison de leurs caractéristiques notables sont :

- Les cyclitols : le méso-inositol phosphate, une source précieuse de phosphore organique d'un grand intérêt tant sur le plan quantitatif que qualitatif, ainsi qu'une quantité significative

D'inositol, correspondant à environ 8 fois la teneur de la viande bovine, et des centaines de fois plus que celle des plantes les plus riches en ce composé.

- Deux complexes polysaccharides sulfatés et propres à la spiruline, composés de rhamnose, ribose, mannose, fructose, galactose, xylose, glucose, d'acides glucuronique et galacturonique, ainsi que d'ions calcium et sodium. On parle du spirulane-calcique (Ca-Sp) et du spirulane-sodique (Na-Sp). **(AHOUNOU, M et al.2018)**

I.10.4. Acides nucluiques :

Les acides nucléiques constituent entre 4 et 6% de la matière sèche. La quantité d'ADN représente entre un quart et un tiers exactement à l'ARN. La concentration en acides nucléiques d'*Arthrospira* est nettement plus basse que celle de la plupart des organismes unicellulaires **(CIFERI,O,et al. 1983)**

I.10.5. Vitamines :

-vitamines hydrosolubles :

La spiruline contient des vitamines du groupe B : B1 (environ 40-50 mg/kg), B2 (30-45 mg/kg), B3 (130-150 mg/kg), B5 (4,5-25 mg/kg), B6 (1-8 mg/kg) et B12 (0,1-2 mg/kg).

La vitamine B12 de la spiruline est constituée d'au moins deux analogues dont le majoritaire (80%) est de la pseudo-vitamine B12 qui ne se fixe pas sur le facteur intrinsèque et est donc inactive. L'administration de spiruline aux enfants carencés en vitamine B12 s'est révélée inefficace pour rectifier l'anémie macrocytaire. L'Académie américaine de nutrition et de diététique estime que la spiruline ne peut pas être considérée comme une source fiable de vitamine B12 pour les végétariens et les végétaliens.

-vitamines liposolubles :

- Caroténoïdes :

Dans la spiruline, le β-carotène (provitamine A) prédomine parmi les caroténoïdes, représentant 50 à 80 % de ceux-ci. Les mesures effectuées montrent que la concentration en β-carotène dans la spiruline se situe entre 1,4 et 1,7 mg/g.

D'autres caroténoïdes sont classés comme provitamines A (β-cryptoxanthine) ou non provitaminiques A (zéaxanthine, myxoxanthophylle, canthaxanthine, diatoxanthine, oscillaxanthine et échinénone). Les concentrations mentionnées correspondent à environ 0,4 % de caroténoïdes totaux.

Selon le Compendium des Compléments Alimentaires de l'USP, la monographie dédiée à *Arthrospira platensis* indique des concentrations minimales de 0,12% en β-carotène et 0,38% en caroténoïdes globaux. **(Anses. 2017).**

- Vitamine E :

La spiruline contient entre 100 et 190 mg/kg de vitamine E. **(Anses. 2017)**

I.10.6. Minéraux et oligo-éléments :

Le fer, le magnésium, le calcium, le phosphore et le potassium sont les éléments les plus captivants. Il convient de noter la présence de fer bio-disponible, car le fer contenu dans d'autres végétaux n'est pas assimilable par l'organisme humain. Il est également important de déterminer la présence de sélénium et de fluor, qui ont des effets bénéfiques indéniables (combattre les radicaux libres, prévenir la carie dentaire) **(GIRARDIN-ANDREANI, 2011).**

I.10.7. Pigment :

Deux pigments majeurs sont présents dans la spiruline :

- La chlorophylle, qui représente 1% du poids à l'état sec, est le pigment qui lui confère sa couleur verte. Bien que les plantes l'emploient pour la photosynthèse, elle autorise également le corps humain à assimiler le magnésium organique indispensable au maintien de l'équilibre acido-basique. Sa composition moléculaire est similaire à celle de l'hémoglobine, cependant la molécule centrale est le magnésium et non le fer.

En outre, la chlorophylle se combine avec un cofacteur appelé porphyrine (qui est également présent dans la spiruline), pour lier les métaux lourds tels que le mercure, le plomb, l'arsenic et le nickel et les expulser de l'organisme. La chlorophylle stimule le péristaltisme et aide donc à

Soulager la constipation, en outre, elle régule également la sécrétion acide digestive et la pepsine, responsable des ulcères digestifs. Toutefois, la chlorophylle se dégrade à des températures élevées, ce qui souligne la nécessité d'un séchage à basse température.

-Selon les sources, la phycocyanine, qui donne la couleur bleue, constitue entre 12,6 % et 20 % du poids sec **(Patel et Goyal, 2013).**

Cette protéine, exclusive à la spiruline, possède un noyau qui contient un ion fer et un ion magnésium. Par conséquent, elle est perçue comme le précurseur de l'hémoglobine (noyau contenant un ion fer) et de la chlorophylle (noyau contenant un ion magnésium), se situant à l'intersection du règne végétal et animal. Elle fait l'objet de nombreuses recherches abordées plus loin.

I.11. Importance et domaine d'intérêt :

A. platensis est un micro-organisme qui se développe dans les lacs et les étangs d'eau douce, avec des températures modérées et une grande quantité de soleil. Il a été daté aux Aztèques et beaucoup

Les populations anciennes qui l'ont utilisé comme source d'alimentation en raison de son manque de toxicité et de sa valeur nutritionnelle élevée. Au cours de ce siècle, on avait communément appelé *A. platensis* « spirulina », mais elle a récemment été rebaptisée pour mieux s'adapter à la structure taxonomique.

Cette cyanobactérie est devenue plus pertinente au 21ème siècle, où la nutrition et la santé sont devenues le centre d'attention de nombreuses familles qui ont décidé d'incorporer le supplément dans leur alimentation. Lorsqu'on parle du marché, il est plus approprié de parler de la « spiruline » dans son ensemble car bien que *l'A. platensis* soit largement utilisée, d'autres branches d'*Arthrospira* peuvent également être trouvées, toutes étant étiquetées comme « spiruline ». L'introduction de ce supplément dans la vie quotidienne de millions de personnes a entraîné une croissance incroyable du marché de la spiruline, qui devrait atteindre un marché de 779 millions de dollars en 2026. Cette augmentation du commerce de ce produit a stimulé l'économie de nombreux pays qui cherchent maintenant à promouvoir et développer leurs produits de la spiruline.

A. Platensis a été étudiée de manière approfondie au cours des dernières décennies, ce qui a mis en lumière de nombreuses utilisations innovantes pouvant être données à cette cyanobactérie. Allant des produits médicaux aux produits ingérables, *A. platensis* a le potentiel de s'étendre à tous les aspects de la vie quotidienne. Cette utilité variée provient de la teneur élevée en C-phycocyanine, qui a des effets antioxydants, anti-inflammatoires et neuroprotecteurs. **(Alejandra, G, et al. 2019)**

Chapitre II : Stress salin chez les cyanobactéries

II.1. Stress physiologique :

II.1.1. Définition de stress :

Le stress représente l'ensemble des perturbations biologiques causées par une attaque quelconque sur un organisme. D'après Levitt (1980), il s'agit d'un élément environnemental pouvant exercer une contrainte nuisible potentielle sur un être vivant.

Le stress biologique définit une modification plus ou moins soudaine des conditions normales de vie d'une plante ou d'un animal. Il se traduit par une réaction notable de l'organisme, affectant divers aspects de sa physiologie. Cette réponse vise à s'adapter à la nouvelle situation, mais peut atteindre un point critique pouvant conduire à une dégradation fatale. **(Leclerc, 1999)**

L'effet à long terme du stress salin est principalement lié aux déséquilibres ioniques et à la dépendance induite par le Na^+, plutôt qu'à l'impact du sel sur le potentiel hydrique qui diminue la disponibilité en eau. **(Munns, 2002)**

II.1.2 Types de stress :

On peut distinguer deux types du stress dans la nature :

II.1.2.1. Stress abiotique :

Il est dû principalement à des facteurs environnementaux comme la sécheresse, les Températures extrêmes, excès d'eau (asphyxie racinaire), la salinité….

Il existe plusieurs formes de stress abiotiques susceptibles d'affecter les végétaux :

II.1.2.1.1. Stress hydrique :

On peut définir le stress hydrique comme le rapport entre la quantité d'eau requise pour la croissance de la plante et la quantité d'eau présente dans son environnement, en tenant compte du fait que la réserve d'eau utile pour la plante correspond à la quantité d'eau du sol accessible via son système racinaire. **(Laberche, 2004)**

Le stress hydrique définit toute limitation de l'eau qui se manifeste par une diminution du potentiel de la plante en raison d'une altération de son activité physiologique provoquée par un manque d'usage de l'eau, généralement connu sous le nom de stress hydrique. **(Mouellef, 2010)**

II.1.2.1.2 Stress lumineux :

Selon l'expérience rapportée dans l'analyse concernant l'effet du stress lumineux sur la composition en acides gras de *Dunaliella salina* (bulletin de la Société de Pharmacie de Bordeaux, 2007), on observe une adaptation des micro-algues à ce stress lumineux.

Efficacement, face à ce stress, elles génèrent plus d'acides gras saturés, cependant les acides gras polyinsaturés continuent de constituer environ deux fois plus que les saturés. Les acides gras prédominants incluent l'acide palmitique (16 :0, 32,2 %), suivi par l'acide linolénique (18 :3, 24,0 %), l'acide linoléique (trans-18 :2, 15,2 %), l'acide hexadécatétraénoïque (16:4, 7,3 %),

L'acide oléique (trans-18 :1 5,8 %), l'acide hexadécanoïque (cis-16 :2, 3,4 %) et l'acide stéarique (18 :0, 2,0 %). Cependant, en réponse à ce stress, elles retrouvent leur contenu initial d'acides gras dans l'espace de 24 heures **(Jean-Paul et Olivier ,2008).**

II.1.2.1.3. Stress thermique :

On parle souvent de stress thermique lorsque les températures, trop élevées ou trop basses, durent assez longtemps pour causer des dommages irréparables à la fonction ou au développement des plantes. Elles peuvent être affectées de plusieurs façons, notamment par des températures basses ou élevées, qu'elles soient diurnes ou nocturnes, par l'air chaud ou froid, ou encore par les températures élevées du sol. Lorsque la température atteint ces seuils, la croissance se réduit et au-delà, elle cesse totalement. **(Hopkins, 2003)**

La contrainte thermique est une fonction complexe qui fluctue en fonction de l'intensité (niveau de la température), de la durée et des taux d'élévation ou d'abaissement de la température. **(Oukarroum, 2007)**

II.1.2.1.4. Stress salin :

Le stress salin est un facteur environnemental majeur résultant d'une accumulation excessive de sels solubles (comme le NaCl) dans le sol ou l'eau, qui perturbe la croissance, le développement et la productivité des plantes et des algues. Il agit en induisant deux types de stress :

- **Osmotique** (réduction de la disponibilité en eau)
- **Ionique** (toxicité due à l'accumulation d'ions, notamment Na^+ et Cl^-)

(**Hongmei Gong,et al,2008).**

Les composantes d'un stress salin peuvent être regroupées en trois catégories :

II.1.2.1.4.1. Stress oxydatif :

Le stress oxydatif rencontré lors du stress salin doit être géré au niveau cellulaire par des mécanismes de protection et de réparation des dommages **(LUU Doan. 2025).**

II.1.2.1.4.2. Stress osmotique :

La réponse au stress osmotique permet de maintenir l'homéostasie de l'eau par une biosynthèse de solutés compatibles et l'implication des aquaporines (canaux d'eau**) (LUU Doan. 2025).**

II.1.2.1.4.3. Stress ionique :

Ces mécanismes impliquent la fonction et la régulation des systèmes de transport du Na+ et/ou du K+ impliqués dans la réponse au stress ionique **(Figure 7) (LUU Doan. 2025).**

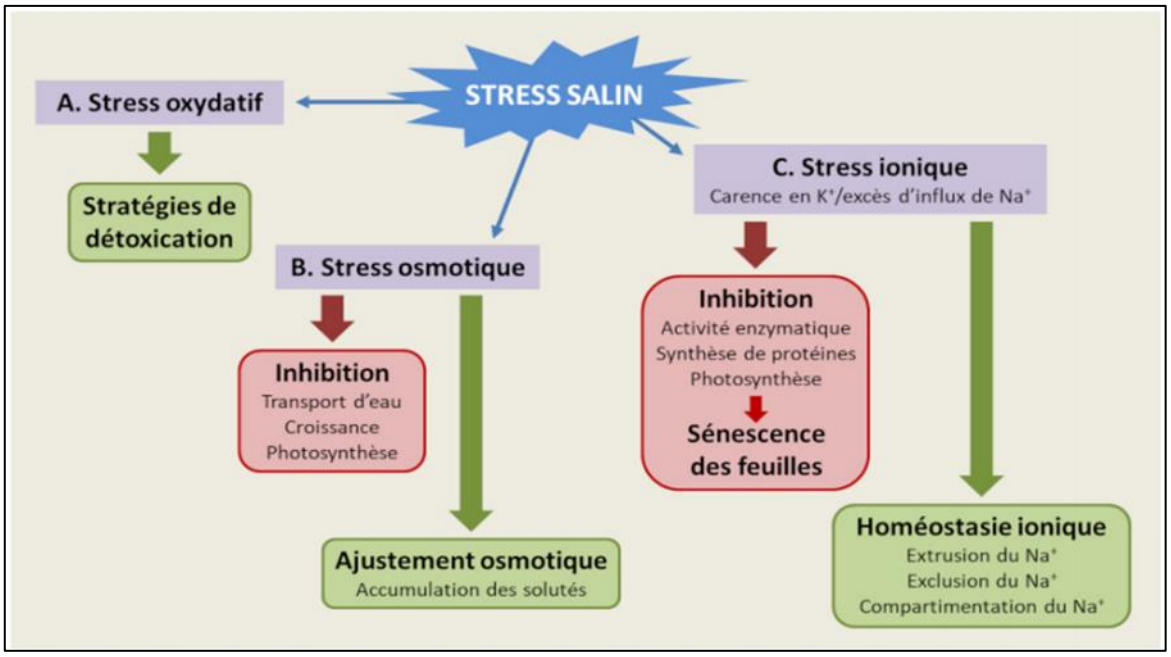


Figure 7 : Effets délétères liés à la toxicité du stress salin et réponse cellulaire mise en place pour assurer la tolérance. (LUU Doan. 2025).

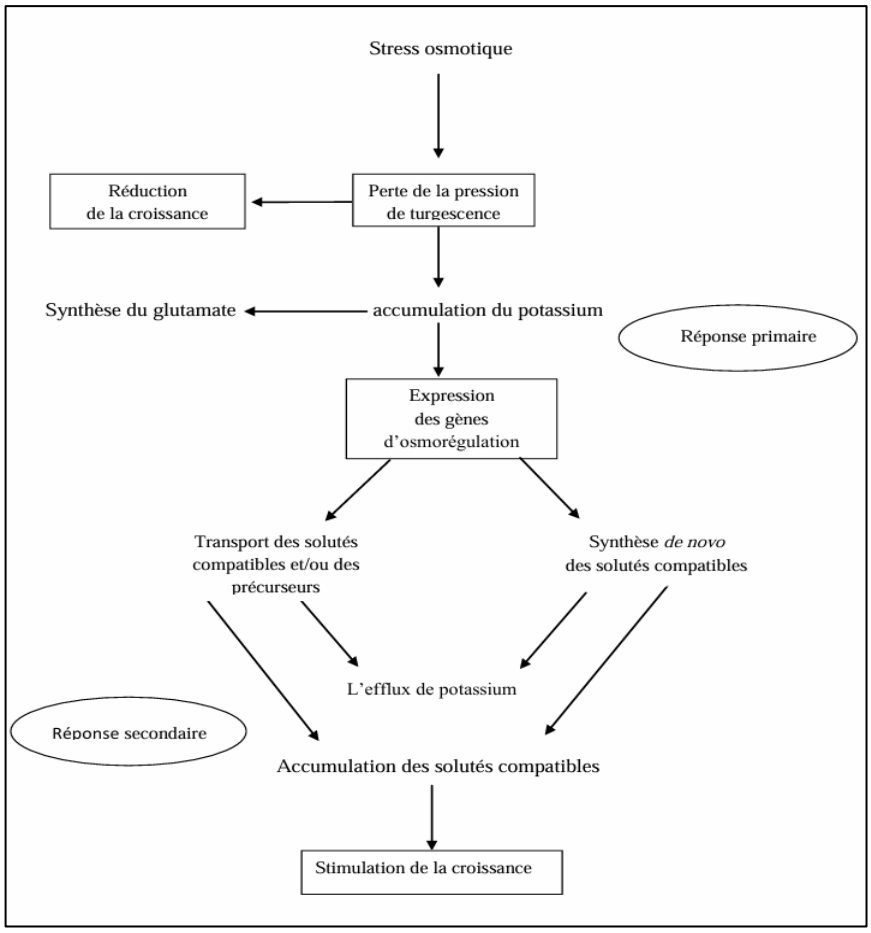


Figure 8 : Etapes de la réponse osmotique chez les bactéries (**Le Rudulier et al., 2002**).

II.1.2.2 stress biotique:

Le stress biotique désigne les contraintes exercées sur un organisme vivant par d'autres organismes présents dans son environnement, telles que la compétition, la prédation, le parasitisme ou les maladies causées par des agents pathogènes **(Agrios, 2005).** Ce type de stress influence la croissance, la reproduction et la survie des organismes.

II.1. 3Modalité d'application de stress:

Les études publiées abordent la notion de stress selon deux modalités d'application possibles :

L'application prolongée d'une contrainte modeste ou l'application brutales d'un stress létal.

II.1.3.1 stress prolongé:

Cette méthode d'application du stress implique l'introduction de bactéries dans un environnement à la fois modérément hostile et favorable à la croissance.

On parle de l'ajustement progressif (ou acclimatation) de la bactérie face à un stress prolongé. On définira les paramètres de stress qui permettent une croissance (réduite) des microorganismes comme étant sub-optimaux. La mesure de l'effet du stress prolongé sur la croissance est généralement effectuée par turbidimétrie, en analysant les impacts des changements dans les paramètres de croissance. Cela peut correspondre à une prolongation de la durée de latence, ou à une réduction du taux de croissance et de l'absorbance finale **(BALIARDA, A.2003)**. Diverses approches protéomiques ont démontré que l'acclimatation au stress entraîne des changements significatifs dans le métabolisme cellulaire, en particulier la glycolyse (Marceau et al., 2002). Ces observations peuvent être reliées au fait que la culture en conditions sub-optimales favorise la survie pendant la phase stationnaire. Il a été noté qu'une croissance à basse température (perte de viabilité après 16 jours à 4°C au lieu de 3 à 30°C chez *Lb sakei*. **(BALIARDA, A.2003)**

II.1.3.2 stress de type choc :

Le stress peut aussi se manifester comme une contrainte intense et de courte durée (appelée « stress chocs »). La réaction de la bactérie sera mesurée en fonction de sa survie une fois que la contrainte a été levée. Les membres d'une population donnée réagiraient probablement de manière collective aux changements environnementaux et auraient sans doute la capacité d'élaborer des systèmes de communication inter-cellulaire.

Divers éléments exercent un rôle dans le taux de survie d'une population bactérienne suite à une situation stressante telle qu'un choc, l'état physiologique des cellules, le genre, l'espèce et parfois même la souche en considérée. **(Kim et al., 1999)**

Diverses hypothèses peuvent éclairer pourquoi les cellules en phase de croissance exponentielle provenant d'une même population ne présentent pas toutes la même composition protéique :

- Il existe des variations génétiques au sein de cette population.
- Des altérations transitoires de la transcription et de la traduction apparaissent.
- L'activité des protéines chaperonnes et des systèmes protéolytiques varie.

Cette stratégie d'hétérogénéité au sein de la population est présentée comme un moyen pour une bactérie de résister au stress. Il assure donc qu'au moins une partie de la population survivra à un stress donné. **(BALIARDA, A.2003)**

II.1 .4 La réponse au stress :

Les bactéries préviennent les dommages plutôt que de les réparer. Aussi, une bactérie dispose de différents systèmes protégeant la cellule des contraintes extérieures dont les activités seront modulées par les variations des paramètres environnementaux. La plupart du temps, il s'agira pour la bactérie de détecter le signal stress puis d'activer ou de réprimer la transcription de différents gènes permettant une réponse rapide et efficace. Cette réponse est spécifique de la Nature du stress appliqué et/ou générale (réponse globale indépendante de la nature du stress appliqué). Deux types de régulateurs potentiels de la réponse au stress jouent un rôle important chez les bactéries. Il s'agit des facteurs de transcription et des systèmes à deux composants.

La multiplication des approches (physiologie, créations de mutants, analyse protéomique, transcriptome...) montre que certains acteurs de la réponse au stress peuvent être spécifiques d'un stress donné, tandis que d'autres sont recrutés lors de contraintes diverses (protéines dites générales de stress). **(BALIARDA, A.2003)**

II.2. La salinité :

II.2.1 Définition:

La salinité est l'un des principaux facteurs de stress abiotiques connus pour avoir un impact significatif sur les composés bioactifs. Production, croissance, productivité des plantes ainsi que des algues. La salinité provoque deux stress directs, à savoir. Osmotique stress et stress ionique chez les plantes.

De plus, il provoque également un déséquilibre des nutriments minéraux en interférant avec l'absorption des nutriments minéraux tels que K^+, Ca^{2+} et NO_3. (**Nitesh Kumar,et al.2025)**

II.2.2 Effet de salinité:

Les fluctuations physiologiques induites par la salinité résultent essentiellement de deux facteurs :

- Sel élevée induit un effet osmotique qui diminue le potentiel hydrique, influençant l'absorption de l'eau et des nutriments, et entraîne une déshydratation cellulaire.

- Un flux continuer d'ions inorganiques F dans les cellules vivantes résultant de leur concentration élevée dans l'environnement, illustrant ainsi le stress ionique. **(Munns et Termaat 1986)**. Une concentration de 0,1 M en Na^+ est toxique pour les cellules, car elle

perturbe directement les processus biochimiques et physiologiques spécifiques **(Serrano 1996).** Le stress salin perturbe non seulement l'équilibre osmotique et ionique au sein de la cellule, il provoque également des conséquences secondaires (comme le stress oxydatif).

Les aspects distincts du stress osmotique, ionique et oxydatif qui influent négativement sur la turgescence cellulaire, la photosynthèse, la formation de la membrane cellulaire et le métabolisme.

La salinité influence aussi la distribution des cyanobactéries. Bien que la faible salinité favorise la présence des cyanobactéries hétérocystées, une salinité élevée supporte principalement la survie de genres non hétérocystées. **(Srivastava et al, 2009)**

II.2.3 Mécanismes de défense contre le stress salin chez les cyanobactéries:

Une concentration accumulée de NaCl chez les cyanobactéries entraîne une déperdition d'eau due au stress osmotique **(Poolman et Glaasker, 1998)**

Les concentrations externes élevées en ions inorganiques, notamment en Na^+ et en Cl^-, conduisent à un stress ionique **(Karandashova et Elanskaya, 2005)**. L'osmose est régulée par l'absorption d'ions inorganiques et la production d'osmoprotecteurs. Les aquaporines permettent à l'eau de s'infiltrer dans les cellules **(Jang et al., 2004).** À des concentrations élevées, les ions inorganiques sont toxiques pour la cellule et déstabilisent le métabolisme cellulaire **(Karandashova et Elanskaya, 2005)**

Le stress osmotique expulse rapidement l'eau du cytoplasme ; en conséquence, le volume du cytoplasme diminue et la concentration d'ions dans la cellule augmente. Le stress salin réduit initialement le volume du cytoplasme **(Mackay et Norton, 1987)** puis il est suivi par une augmentation rapide de la concentration intra-cellulaire en Na^+ et Cl^- **(Allakhverdiev et al., 1999)** via les canaux ioniques. Pour s'ajuster aux exigences de l'environnement, les cellules doivent détecter le stress et ensuite le traduire. La réaction physiologique est amorcée suite à l'activation de divers gènes associés à l'adaptation au sel **(Karandashova et Elanskaya, 2005)**

L'étude de **Novikova et al. (2007)** a révélé que chez *Synechocystis sp*., les protéines de type « Hik » sont impliquées dans la perception et la transmission des signaux de stress dû au froid (**Suzuki et al., 2001**), à l'osmolarité élevée et à des concentrations élevées de NaCl **(Marin et al., 2003).** La réponse des cyanobactéries **(Karandashova et Elanskaya, 2005)** à un stress salin comprend trois phases principales.

Au cours de **la première phase**, les ions Na^+ et Cl^- pénètrent rapidement (en quelques secondes) dans le cytoplasme. La turgescence diminue fortement en raison d'une augmentation de la concentration en NaCl de l'environnement. Cette réponse est immédiate, elle commence dès les 5 premières minutes d'exposition au stress.

Dans **la deuxième phase**, qui dure environ 1 h, les cellules rejettent les ions Na^+ et absorbent du K^+, ce qui évite que le sodium atteigne une concentration toxique. **(Iyer et al., 1994 ; Torrecilla et al., 2001)**

Dans **la troisième phase**, qui dure plusieurs heures, la synthèse d'osmoprotectants tend à ajuster la pression osmotique par rapport à l'extérieur de la cellule. **(Iyer et al., 1994 ; Torrecilla et al., 2001)**

La fin de cette étape est marquée par la reprise du volume cellulaire. Si on prend l'exemple de *Dunaliella* qui est dépourvue de paroi cellulaire, les cellules diminuent rapidement de volume suite à un choc osmotique (stress salin) suivi par la synthèse de proline, de glycinebétaïne et de Glycérol **(Mishra et al., 2008).** Ces osmolytes augmentent l'osmolarité intercellulaire jusqu'à ce que la cellule reprenne son volume initial. **(Chen et Jiang, 2009)**

Chez les cyanobactéries, la synthèse des osmolytes dépend de leur capacité à tolérer le sel. Les espèces, présentant une faible tolérance au sel (jusqu'à 0,7 M NaCl), accumulent du saccharose et du tréhalose. Les espèces, comme *Synechocystis sp.* PCC 6803 ayant une tolérance modérée au sel (jusqu'à 1,8 M de NaCl), accumulent du glycosylglycérol **(Erdmann et al.,1992)**.

Les espèces tolérant une forte concentration en sel (jusqu'à 2,7 M de NaCl), tels que *Synechococcus sp.* PCC 7418 et *Aphanothece halophytica* **(Allakhverdiev et al., 2001),** accumulent de la glycine-bétaïne ou de la bétaïne-glutamate.

Il est à noter que chez les cyanobactéries, les disaccharides sont synthétisés plus rapidement que le glycosylglycérol. Par conséquent, les souches accumulant les disaccharides s'acclimatent plus rapidement au changement de salinité que celles synthétisant du glycosylglycérol. **(Reed et Stewart, 1985)**

Les changements au niveau de l'expression des gènes reflètent les processus physiologiques qui se déclenchent dans la cellule 12 à 24 h) suite à un stress salin. Chacune

des trois phases physiologiques est nécessaire pour l'adaptation des cyanobactéries et des micoalgues au stress salin. Cette réponse est à la fois l'expression des gènes induits par le stress et une accumulation des protéines correspondantes. **(Masmoudi. S,2015)**

Le principal moyen d'adaptation aux variations environnementales est la régulation de l'expression des gènes. On a identifié trois catégories distinctes de protéines chez les cyanobactéries soumises à un stress osmotique, en fonction de leur réaction aux variations des conditions environnementales : les protéines dont l'expression est indépendante des conditions environnementales, les protéines dont la synthèse est inhibée ou stoppée suite à des modifications des conditions environnementales, et les protéines dont l'expression s'amplifie dans un contexte environnemental défavorable **(Hagemann et al., 1994 ; Hagemann et Erdmann, 1997 ; Fulda et al., 2000).**

Le dernier groupe correspond aux protéines de stress parce qu'elles sont synthétisées quelques heures après le stress salin **(Apte et Bhagwat, 1989),** alorsque la synthèse de la plupart des autres protéines est inhibée **(Hagemann et al., 1990).** Certaines protéines de stress sont synthétisées pendant une courte période **(Apte et Bhagwat, 1989).**

Selon **Joset et al. (1996),** ces protéines déclenchent la réponse au stress salin. Environ 10% du génome sont régulés par des changements environnementaux comme la salinité chez *Anabaena torulosa*. **(Apte et Haselkorn, 1990)**

Selon **Fernandes et al. (1993),** les protéines induites par le sel ne sont pas celles induites par le stress osmotique. En effet les espèces resistantes au sel peuvent être sensibles au stress osmotique et vice-versa. Chez Synechocystis 7942, le stress salin active les gènes codant les Sous unités ATP **(Alge et Peschek, 1993 ; Karandashova et Elanskaya, 2005).** Chez Synechocystis 6311, le stress salin active 15 à 50% des gènes codant les antiports Na^+/H^+**(Blumwald et al., 1984 ; Karandashova et Elanskaya, 2005)** et induit la surexpression de ces antiports chez *Synechococcus sp*.7942 **(Waditee et al., 2002)**.

L'activité de la cytochromeoxydase dans la membrane plasmique chez Anacystis nidulans augmente immédiatemen après un choc salin et devient trois fois plus élevée que le niveau initial après 4 jours d'acclimatation. **(Molitor et al., 1986)**

II.2.4. Accumulation des solutés compatibles durant le stress salin :

L'accumulation de composés organiques non toxiques est également considérée comme un soluté osmoprotecteur ou compatible est l'un des principaux mécanismes de

tolérance adoptés par les cyanobactéries. Ces solutés aident à prévenir la perte d'eau et la plasmolyse et, par conséquent, à maintenir l'osmolarité de la cellule. **(Ashih et al.,2013)**

Bremer et Kramer (2000) ont classé les solutés compatibles selon leurs caractéristiques biochimiques en :

- Acides aminés (glutamate, proline).
- Dérivés des acides aminés (ectoïne).
- Ammoniums quaternaires appelés bétaines (glycine bétaine, carnitine) et leurs dérivés (proline-bétaine, alanine-bétaine, sérine bétaine,
- dimethylsulfoniopropionate, diméthysulfanioacétate). Valine - Peptides courts (N-acétylglutamine amide, γ-glutamylglutamine).
- Ester de sulfate (Choline-o-sulfate).
- Polyols (glycérol, glucosylglycérol).
- Sucres (tréhalose, saccharose).

Les cyanobactéries synthétisent tous leurs osmotiques à partir de l'environnement. La fixation photosynthétique du carbone, la principale source de carbone et le glycogène endogène sont utilisés pour la synthèse des solutés compatibles. Parfois, le glucose exogène est également utilisé comme source de carbone alternative dans des conditions sombres, mais ne permet qu'une synthèse limitée. L'accumulation de substances osmoprotéctrices est immédiate juste après l'exposition au stress salin. Un état hyper-salin cause une extrusion réversible et rapide de ces solutés dans le milieu de ceux-ci, le carbone ainsi métabolisé peut être réincorporé dans le glycogène.**(Ashih et al.,2013).**

Chapitre III : Matériels et méthodes

III.1. Matériel biologique :

Dans ce travail, la souche utilisée est la spiruline provenant de l'espèce *A. platensis,* originaire de Tamanrasset, une variété spécifique à cette région. La souche a été cultivée dans le milieu de culture Zarrouk, qui favorise sa croissance.

III.2. Méthodes du travail :

Le travail de ce thème est réalisé au laboratoire de biologie à faculté de science de l'université de Médéa.

III.2.1. Les photobioréacteurs :

les photobioréacteurs de 180 ml éclairé sur un côté, à l'aide de lampe fluorescente de couleur blanche (30W), émette dans les longueurs d'ondes de 2500 LUX, 5000LUX, 6000LUX ,Les intensités lumineuses incidentes du réacteur sont mesurées à l'aide d'un luxmètre .

III.2.2. Examen à l'état frais :

La Spiruline présente des variations de forme et de couleur selon les propriétés physiques et chimiques de son environnement. L'examen morphologique est effectué à l'aide d'un microscope optique sur des échantillons frais.

III.2.3. Milieu de culture :

Le milieu utilisé est basé sur le milieu original de Zarrouk (1966) et qui est typiquement composé d'eau, le bicarbonate de sodium, une source d'azote, le phosphore, le fer et d'autres minéraux de trace.

L'eau utilisée peut naturellement fournir les éléments essentiels à la croissance de la spiruline, réduisant ainsi le besoin en intrants pour sa culture**. (Zarrouk, C., 1966).**

Tableau 03 : Composition de milieu Zarrouk (Zarrouk, C., 1966).

Composés	Concentration (g.L-1)
$NaHCO_3$	16.8
K_2HPO_4	0.50
$NaNO_3$	2.50
K_2SO_4	1.00
NaCl	1.00
$MgSO_4$, (7 H_2O)	0.20
$CaCl_2$	0.04
$FeSO_4$, 7 H_2O	0.01
EDTA (acide éthylène diamino-tétra)	0.08

A 1 L de la composition ci-dessus, on a ajouté 1 ml de chacune des solutions d'oligoéléments
A5 et B6.

Tableau 04 : Composition de la solution A5 (g.l-1) (Zarrouk, C., 1966).

Oligo-éléments	Concentration (g.L-1)
H_3BO_3	2.86
$MnCl_2$, 4 H_2O	1.81
$ZnSO_4$, 7 H_2O	0.22
$CuSO_4$, 5 H_2O	0.08
MoO_3	0.015

Tableau 05 : Composition de la solution B6 (en mg/l) (Zarrouk, C., 1966).

Oligo-éléments	Concentration (mg.L
NH_4VO_3	22.9
$K_2Cr_2(SO_4)_4$, 24 H_2O	96.0
$NiSO_4$,7H_2O	47.8
Na_2WO_4, 2 H_2O	17.9
$Ti_2(SO_4)_3$	40.0
Co $(NO_3)_2$, 6 H_2O	44.0

III.2.4. Condition de culture :

-Le pH initial était 9.5±0.5 Le pH optimum d'une culture fluorisant varie de 9.5 à 11.3 **(Sarada et al, 1999).**

-La température comprise entre 30 ±2°C.

-L'intensité lumineuse est mise en œuvre par une alternance périodique de 12 heures, entre éclairage et obscurité, réalisée grâce à un programmateur journalier à curseurs.

-Une agitation est cependant nécessaire pour permettre aux cellules l'accès aux nutriments et à la lumière. L'agitation est assurée par barbotage d'air filtré à l'aide de pompes d'air **(Zarrouk,C. 1966).**

-Les échantillons ont été prélevés chaque jour pour mesurer la densité optique (DO).

III.2.5. Préparation de l'inoculum :

Filtration de culture **:** la culture de spuriline a été filtrée dans un bécher à l'aide d'un papier filtre. Cette étape vise à éliminer les autre cyanobactéries présentes dans la souche.

- Ces membranes sont ensuite lavée par le milieu de culture neuf et réintroduisent dans un flacon stérile.

- En complète le volume de la culture par milieu Zarrouk après en mesurant la densité optique à une longueur d'onde de 618 nm, avec une valeur initiale de 0.350.



a **b**

Figure 9: (a, b) Filtration de culture spuriline (photo personnel).

III.2.6. Conception expérimentale :

Après la préparation de l'inoculum, 21 flacons de 180 mL ont été préparés. Chaque groupe de 7 flacons a reçu une concentration différente de NaCl : 0,5 g/L, 1 g/L, 1,5 g/L, 2 g/L, 2,5 g/L, 3 g/L et un témoin sans NaCl.

Ensuite, 100 mL de culture de *Spiruline* ont été ajoutés à chaque flacon. Les flacons ont été fermés avec du coton stérile afin de permettre les échanges gazeux nécessaires à la respiration cellulaire, tout en limitant la contamination externe.

Les flacons ont été répartis en trois groupes selon l'intensité lumineuse appliquée :

– le premier groupe exposé à 2500 lux,

– le deuxième à 5000 lux,

– et le troisième à 6000 lux

Tous les flacons ont soumis à un cycle lumière/obscurité de 12 heures de lumière suivie de 12 heures d'obscurité, afin de reproduire des conditions proches de l'environnement naturel.

Chaque flacon a également été soumis à une agitation manuelle douce deux fois par jour, afin d'assurer une bonne répartition des cellules et une oxygénation homogène.

La croissance a été suivie pendant 10 jours par une mesure quotidienne de la densité optique (DO) à 618 nm à l'aide d'un spectrophotomètre.



Figure10 : Développement de la spiruline dans des conditions expérimentales (photo personnel).

III.2.7. Analyse de la morphologie cellulaire :

La morphologie cellulaire a été examinée au 10eme jour de l'expérience

Technique :

- Homogénéiser la culture liquide et Prélever une goutte par un pipette et la déposer sur une lame propre.
- Poser la lamelle, et à l'aide d'un microscope optique, avec un grossissement de X10, X40, et X100 ce dernier réalisé à l'aide d'huile à immersion.

III.3. Analyses Biochimique :

III.3.1. Extraction et estimation des pigments photosynthétique :

III.3.1.1. Extraction de la chlorophylle (a, b) et des caroténoïdes :

L'extraction des pigments a été réalisée selon la méthode de **(Wang Q, et al. 2020) :**

-Préparation de l'échantillon : Prélever 1 mL de culture de Spiruline dans des tubes Eppendorf stériles.

- Centrifugation : Centrifuger les tubes à 12 000 rpm, à 4°C pendant 10 minutes. Cette étape permet la séparation du culot (biomasse) et du surnageant.

- Élimination du surnageant : Jeter délicatement le surnageant et ajouter 1 mL d'eau ultra-pure au culot.

- Cycle de congélation/décongélation : Placer les échantillons au congélateur, en appliquant un cycle de congélation/décongélation toutes les 4 heures afin de faciliter la rupture des cellules.

- Extraction à l'acétone : Après décongélation, jeter le surnageant et ajouter 1 mL d'acétone à 80 % (préparée avec 80 mL d'acétone + 20 mL d'eau ultra-pure) au culot.
- Broyage mécanique : Transférer l'échantillon dans un mortier et effectuer un broyage mécanique dans l'obscurité pour assurer une meilleure extraction des pigments.
- Centrifugation finale : Remettre l'extrait broyé dans les tubes Eppendorf, puis centrifuger à nouveau à 12 000 rpm, 4°C pendant 10 minutes.
- Collecte du surnageant : Récupérer le surnageant contenant les pigments extraits.
- Mesure spectrophotométrique : Mesurer l'absorbance du surnageant à l'aide d'un spectrophotomètre aux longueurs d'onde suivantes :

470 nm : pour les caroténoïdes

645 nm : pour la chlorophylle b

663 nm : pour la chlorophylle a

Les teneurs en chlorophylle et en caroténoïdes estimé à l'aide de l'équation de **(Lichtenthaler, 1987) :**

$$\boldsymbol{Chl\ a\ (\mu g/ml)\ =\ 12.25(A663) - 2.79(A645)}$$

$$\boldsymbol{Chl\ b\ (\mu g/ml)\ =\ 21,50(A645) - 5,10(A633)}$$

$$\boldsymbol{Car(\mu g/ml)\ = [(1000(A470)\ - 1,82(Chl\ a)\ -\ 85,02\ (Chl\ b)/198]}$$

III.3.2. Estimation de la teneur en macromolécules :

III.3.2.1. Estimation de la teneur en protéines :

L'estimation des protéines totales a été réalisée selon la méthode colorimétrique utilisant le bleu de Coomassie brillant (méthode de Bradford) **(Bradford MM,1976)**, comme suit :

- Préparation de l'échantillon : Prélever 1 mL de culture de Spiruline dans des tubes Eppendorf.
- Centrifugation n°1 : Centrifuger à 12 000 rpm, à 4°C pendant 10 minutes.

Éliminer le surnageant.

- Extraction alcaline : Ajouter 1 mL de NaOH (hydroxyde de sodium) dans le culot. Incuber les tubes au réfrigérateur (4°C) pendant une nuit complète pour favoriser la solubilisation des protéines.
- Centrifugation n°2 : Après incubation, effectuer une seconde centrifugation dans les mêmes conditions (12 000 rpm, 4°C, 10 min).
- Récupérer 1 mL du surnageant.
- Réaction colorimétrique : Transférer le surnageant dans un tube à essai, puis ajouter 1,5 mL de bleu de Coomassie brillant.

- Incubation et homogénéisation : Laisser réagir dans l'obscurité à température ambiante pendant 2 minutes.

Homogénéiser la solution à l'aide d'un vortex.

- Lecture spectrophotométrique : Mesurer l'absorbance à 595 nm.

Le bleu de Coomassie est utilisé comme colorant standard pour la quantification des protéines.

III.3.2.2. Estimation de la teneur en lipides :

L'estimation des lipides totaux dans la biomasse de Spiruline a été réalisée à l'aide de la méthode colorimétrique au réactif phosphovanilline de **(Mishra SK,et al.2014)** , selon les étapes suivantes :

- Préparation de l'échantillon : Prélever 1 mL de culture de Spirulina dans un tube Eppendorf.
- Centrifugation : Centrifuger à 12 000 rpm, à 4°C pendant 10 minutes.

Récupérer le culot et le transférer dans un tube à essai.

- Hydrolyse acide : Ajouter 2 mL d'acide sulfurique concentré au culot.

Chauffer au bain-marie à 95°C pendant 2 heures.

- Refroidissement : Laisser les tubes refroidir à température ambiante.
- Ajout du réactif phosphovanilline : Ajouter 5 mL du réactif phosphovanilline préparé comme suit :

Dissoudre 0,6 g de vanilline dans 10 mL d'éthanol.

Compléter avec 100 mL d'eau distillée une fois la vanilline dissoute.

Mélanger cette solution avec 400 mL d'acide phosphorique concentré.

- Incubation : Incuber les tubes à 37°C pendant 15 minutes.
- Lecture spectrophotométrique : Mesurer l'absorbance à 530 nm.

Le réactif de phosphovanilline est utilisé comme standard pour la quantification des lipides.



Figure 11 : Extraction et estimation des chlorophylle (a, b) et des caroténoïdes, protéines et lipides .

III.3.2.3. Estimation de la teneur en glucides (carbohydrates) :

La teneur en glucides totaux dans la biomasse microalgale a été déterminée selon la méthode de **(Dubois M,et al.1956)**, en suivant les étapes ci-dessous :

- Préparation de l'échantillon : Prélever 5 mL de la suspension microalgale et les transférer dans des tubes Eppendorf.

- Première centrifugation : Centrifuger à 12 000 rpm, à 4°C pendant 10 minutes. Éliminer le surnageant.

- Hydrolyse thermique : Récupérer le culot dans un tube à essai et ajouter 1 mL d'eau distillée.

Placer les tubes au bain-marie à 95°C pendant 1 heure.

- Refroidissement et recentrifugation : Laisser refroidir les échantillons à température ambiante,

puis transférer à nouveau dans des Eppendorf pour une deuxième centrifugation

(12 000 rpm, 4°C, 10 min).

- Réaction colorimétrique :

Dans un nouveau tube à essai, ajouter :

0,5 mL du surnageant récupéré,

1,5 mL d'acide sulfurique concentré.

Mélanger vigoureusement à l'aide d'un vortex.

- Lecture spectrophotométrique :

Mesurer l'absorbance à 315 nm.

L'acide sulfurique est utilisé comme standard pour la quantification.

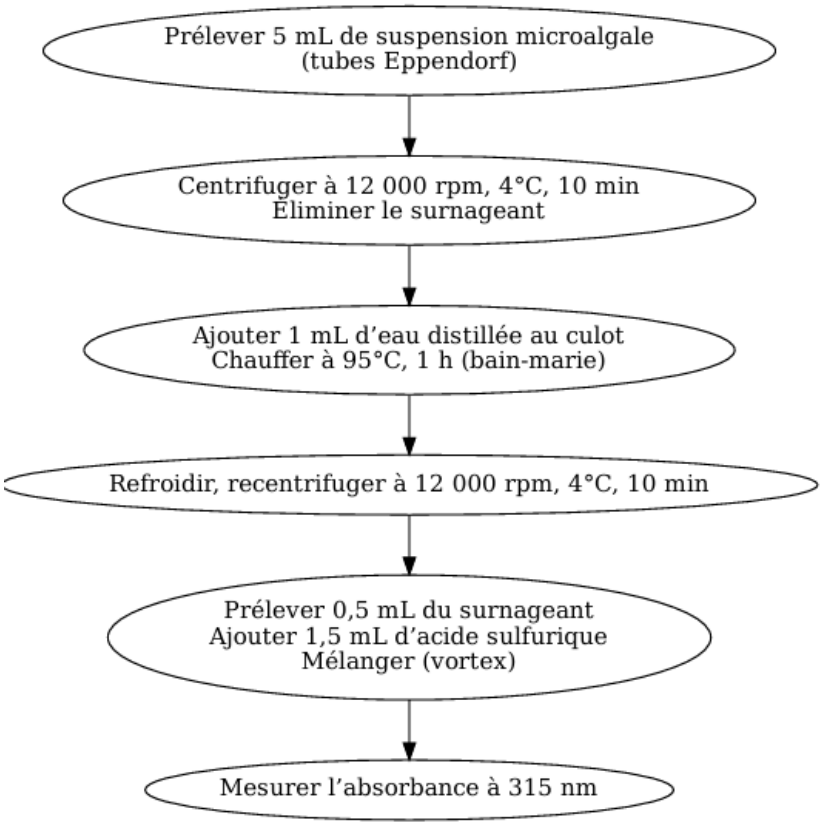


figure 12 : Etapes de l'estimation de la teneur en glucides (carbohydrates)

III.3.3. Peroxydations lipidiques:

III.3.3.1. Dosage du Malondialdéhyde (MDA) – Peroxydations lipidiques :

Réaliser selon la méthode de **(Heath RL, et al. 1968)** :

- Préparation de l'échantillon : Prélever 2 mL de la culture de Spiruline dans des tubes Eppendorf.

- Première centrifugation : Centrifuger à 12 000 rpm pendant 10 minutes à 4°C.

Éliminer le surnageant.

- Extraction :

Ajouter 1 mL de tampon phosphate de potassium (0,05 M, pH 7) au culot.

Homogénéiser soigneusement.

- Deuxième centrifugation : Centrifuger à nouveau à 12 000 rpm pendant 10 minutes à 4°C.

- Réaction avec le TBA : Prélever 500 µL du surnageant.

Ajouter 2 mL de réactif TBA (0,1 % de TBA dissous dans 20 % de TCA).

Chauffer le mélange au bain-marie à 95°C pendant 45 minutes.

- Refroidissement : Refroidir immédiatement dans un bain glacé pour stopper la réaction.

Troisième centréfugation : Centrifuger à 12 000 rpm pendant 10 minutes à 4°C.

Lecture spectrophotométrique : Mesurer l'absorbance à 532 nm Et à 600 nm utiliser le réactif TBA/TCA comme un standard

III.3.3.2. Détermination de peroxyde d'hydrogène H_2O_2- Peroxydations lipidiques :

Utiliser la méthode de **(Velikova V, et al.2000) :**

- Préparation de l'échantillon : Prélever 2 mL de la culture de Spirulina dans des tubes Eppendorf.
- Première centrifugation : Centrifuger à 12 000 rpm pendant 10 minutes à 4°C.

Éliminer le surnageant.

Ajouter 1 mL de tampon phosphate de potassium (0,05 M, pH 7) au culot.

Homogénéiser soigneusement.

- Deuxième centrifugation : Centrifuger à nouveau à 12 000 rpm pendant 10 minutes à 4°C.

Dans des tubes à essai, ajouter successivement :

- 100 µL de surnageant (échantillon).
- 1,5 mL de tampon phosphate de potassium (pH 7).
- 1 mL de solution d'iodide de potassium (KI), préparée comme suit :

Dissoudre 16,60 g de KI dans 100 mL d'eau ultrapure.

- Homogénéisation : Mélanger vigoureusement à l'aide d'un vortex.
- Lecture spectrophotométrique : Mesurer l'absorbance à 390 nm.
- standards : Utiliser le tampon phosphate et la solution de KI comme témoins pour ajuster le zéro de l'appareil.

III.3.4. Détermination des activités enzymatique :

III.3.4.1. Activité de l'ascorbate peroxydase APX :

Réaliser selon la méthode de **(Nakano et Asada 1987) :**

Préparation de l'échantillon : Prélever 2 mL de la culture de *Spiruline* dans des tubes Eppendorf.

Première centrifugation : Centrifuger à 12 000 rpm pendant 10 minutes à 4°C.

Éliminer le surnageant.

Ajouter 1 mL de tampon phosphate de potassium (0,05 M, pH 7) au culot.

Homogénéiser soigneusement.

Deuxième centrifugation : Centrifuger à nouveau à 12 000 rpm pendant 10 minutes à 4°C.

Dans des tubes à essai, ajouter successivement :

1,8 ml de tampon phosphate (50 mM, pH 7) mélangé à

20 µl d'acide ascorbique (0,5 mM),

100 µl de H202 (0,1 mM)

100 µl d'extrait de microalgues

Mélanger vigoureusement à l'aide d'un vortex

Lecture spectrophotométrique : Mesurer l'absorbance à 290 nm.

standard : Utiliser le tampon phosphate de potassium ou L'eau ultra-pure.

III.3.4.2. Activité de peroxydase POD :

Réaliser selon la méthode de **(cakmak I, et al.1992) :**

Préparation de l'échantillon : Prélever 2 mL de la culture de Spiruline dans des tubes Eppendorf.

Première centrifugation : Centrifuger à 12 000 rpm pendant 10 minutes à 4°C.

Éliminer le surnageant.

Ajouter 1 mL de tampon phosphate de potassium (0,05 M, pH 7) au culot.

Homogénéiser soigneusement.

Deuxième centrifugation : Centrifuger à nouveau à 12 000 rpm pendant 10 minutes à 4°C.

Dans des tubes à essai, ajouter successivement :

0,5 ml pyrogallol solution

0,5ml H2O2

1,9ml extrait enzymatique (surnagent)

Puis une incubation à 25°C pendant 5 minutes

Ajouter 1ml H2SO4

Mélanger vigoureusement à l'aide d'un vortex

Lecture spectrophotométrique : Mesurer l'absorbance à 420 nm.

standards : Utiliser le tampon phosphate de potassium ou pyrogallol solution ou eau ultra pure

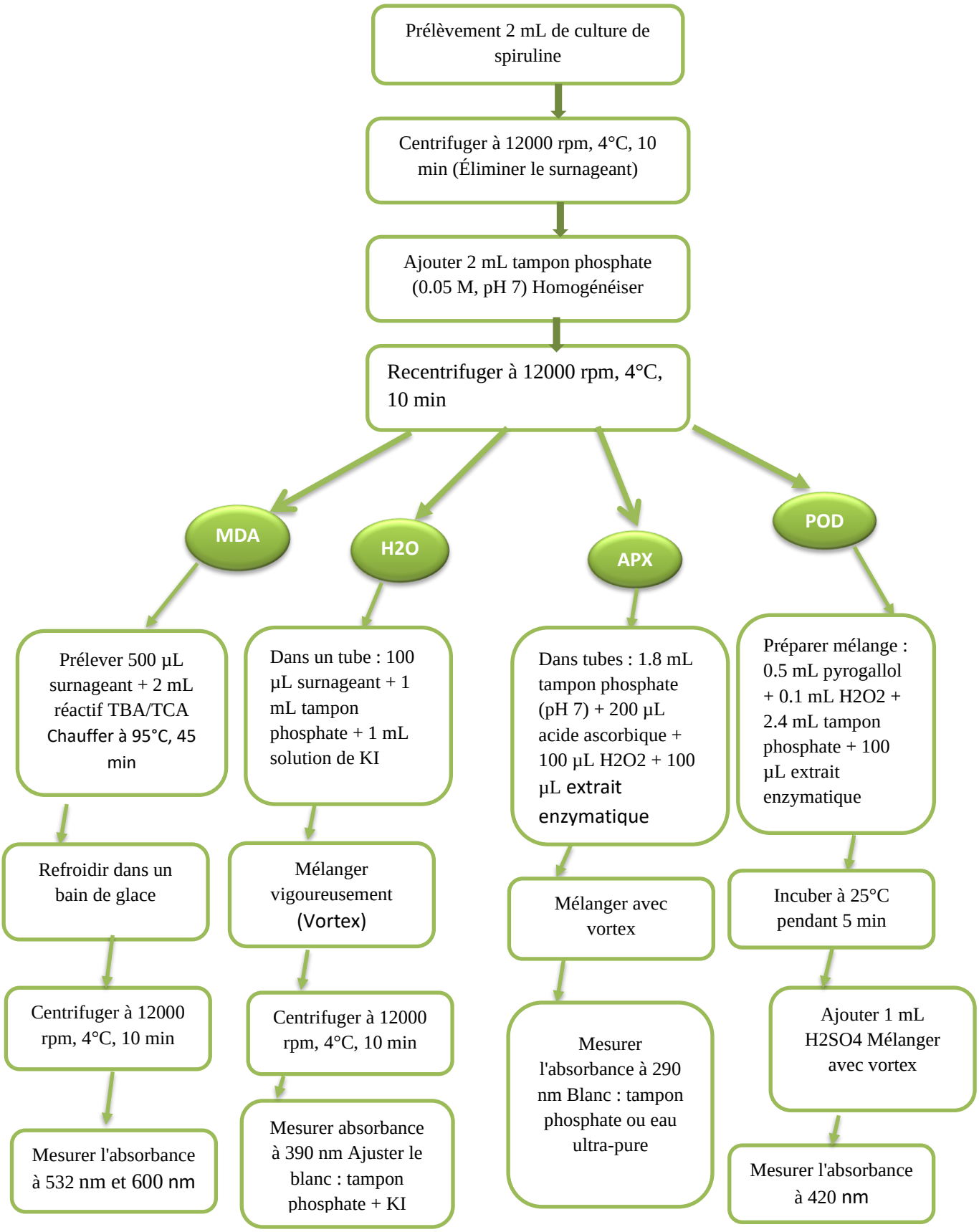


Figure 13: protocole expérimentale de l'évaluation des activités enzymatiques antioxydantes (POD, APX), du stress oxydatif (H2O2,MDA) et da la peroxydation lipidique chez la spuriline .

Chapitre IV : Résultats

IV.1. Etude morphologique *d'Arthrospira platensis* durant le stress :

Au cours de la période d'expérimentation, l'observation microscopique a permis de suivre l'évolution morphologique de la spiruline.

Les photos montrent une bonne intégrité des structures cellulaires, telles que la gaine protectrice, la pigmentation, ainsi que l'absence de fragmentation et de lyse cellulaire dans l'échantillon témoin, pour les trois intensités lumineuses (2500, 5000 et 6000 lux).

Une légère dépigmentation a été observée à 5000 et 6000 lux, quelle que soit la concentration en NaCl.

De plus, l'apparition de spires plus marquées a été notée à 5000 et 6000 lux, conférant aux filaments une morphologie ondulée.

2500 LUX :

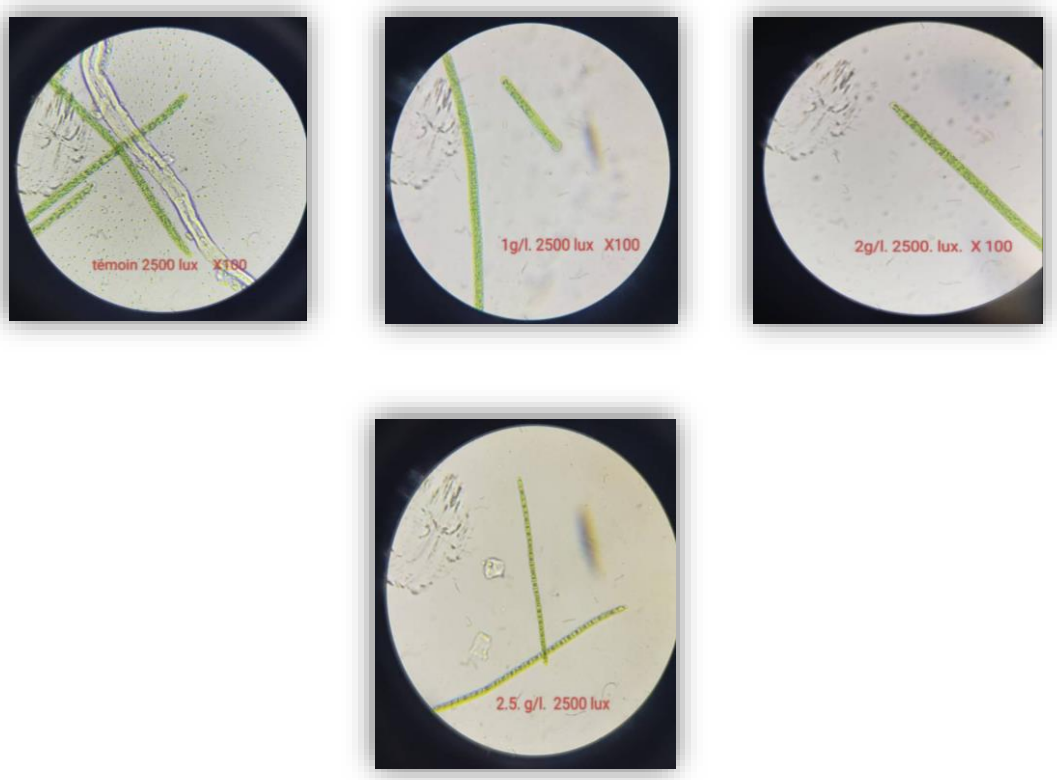


Figure 14 : Observation microscopique de la spiruline à 2500 LUX , G ×100 (photo personnel).

5000 LUX :

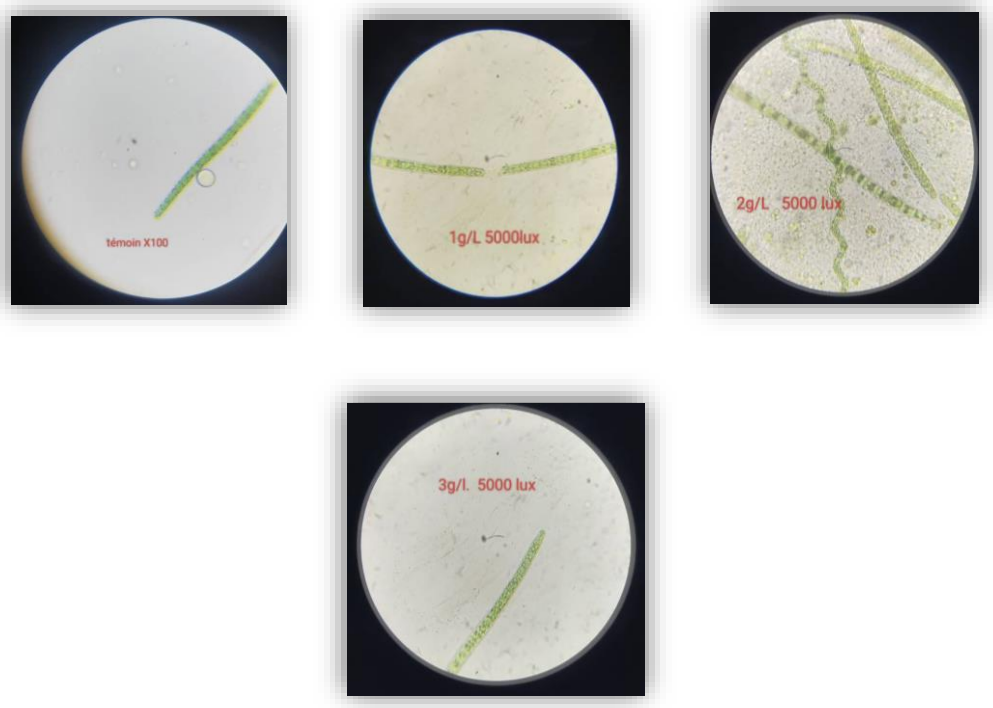


Figure 15 : Observation microscopique de la spiruline à 5000 LUX , G ×100 (photo personnel).

6000 LUX :

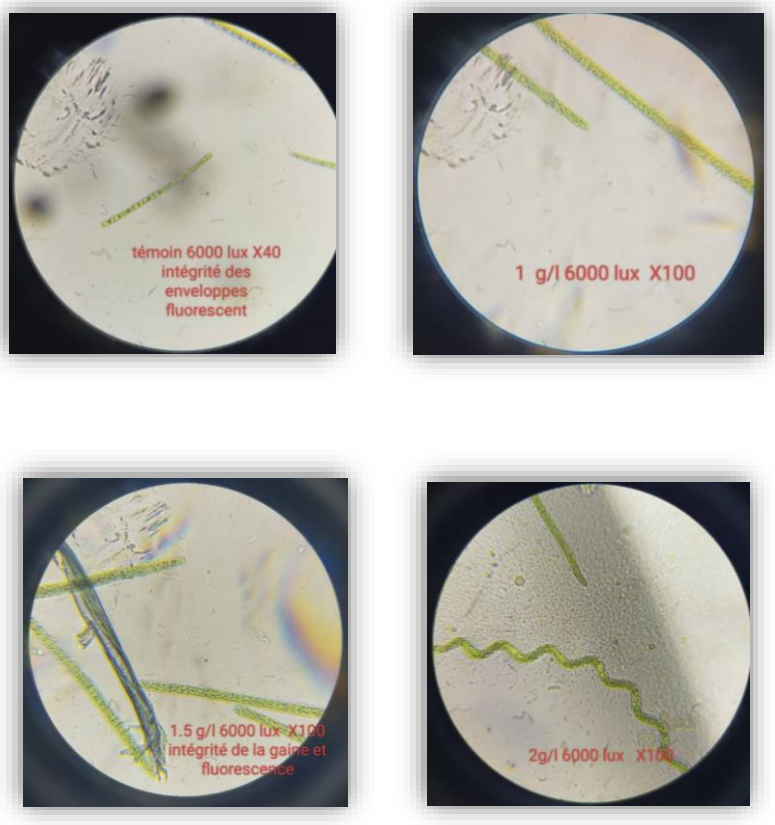


Figure 16 : Observation microscopique de la spiruline à 6000 LUX , G ×100 (photo personnel).

IV.2. Effet combiné de la salinité et de l'intensité lumineuse sur la biomasse de *A. platensis* :

L'effet de différentes concentrations de NaCl (0.5–3 g/L) sur la croissance d'*A. platensis* est illustré à les (figures 17,19,21) respectivement Pendant les 10 jours de culture,

IV.2.1. En niveau d'éclairement 2500 lux :

la concentration 0.5 g/L de NaCl ont entraîné une légère amélioration de la production de biomasse au cinquième jour, tandis que 1 g/L de NaCl n'ont pas montré de différence notable.

À 1.5g/L de NaCl, le pourcentage de biomasse a diminué de 11,54 % par rapport au témoin. Cependant, lorsque la concentration en NaCl a été augmentée à 2.5 et 3 g/L, la croissance Comparativement au témoin a été significativement inhibée, atteignant seulement (26,57 %) et (36,07 %) respectivement .

Au jour 10 Des concentrations modérées (0,5–1 g/L) ont montré une croissance légèrement inférieure mais toujours soutenue.

À 1.5g/L de NaCl, la biomasse a diminué de (14,39%) par rapport au témoin, La concentration de 2,5 et 3 g/L a montré l'effet le plus inhibiteur, avec une croissance nettement réduite, La réduction de la biomasse entre le témoin et 2,5 g/L et 3 g/L est estimée à environ (26,84 %) et (29,87%) respectivement .

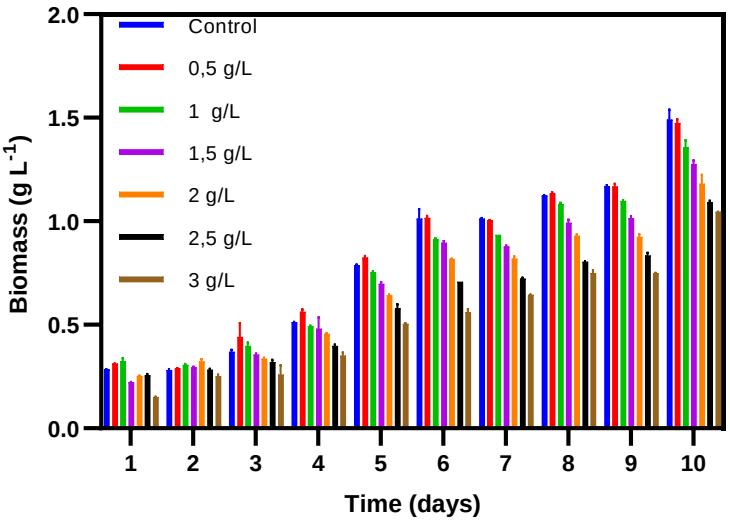


Figure 17 : croissance de spuriline sous 2500 LUX selon différentes concentrations de NaCl pendant 10 jours

IV.2.1.1. L'effet d'inhibition :

Sous une intensité lumineuse de 2500 lux, l'effet d'inhibition du stress salin sur la croissance de *Spiruline* s'est manifesté principalement durant les premiers jours de culture. En particulier, le troisième jour a enregistré les taux d'inhibition (IR) les plus négatifs, atteignant environ -38 % à la concentration de 0.5g/L de NaCl, ce qui un effet stimulant marqué du sel à ce stade précoce. Toutefois, à partir du cinquième jour, une tendance de réduction de la croissance a été observée par augmentation de la valeur de IR, atteignant son maximum au sixième jour. Au huitième jour on note que les valeurs de IR sont réduites d'un quart par rapport la valeur maximale notés au sixième jour pour toutes les concentrations, indiquant ainsi une capacité d'adaptation progressive de la biomasse algale aux conditions salines jusqu'à dixième jours.

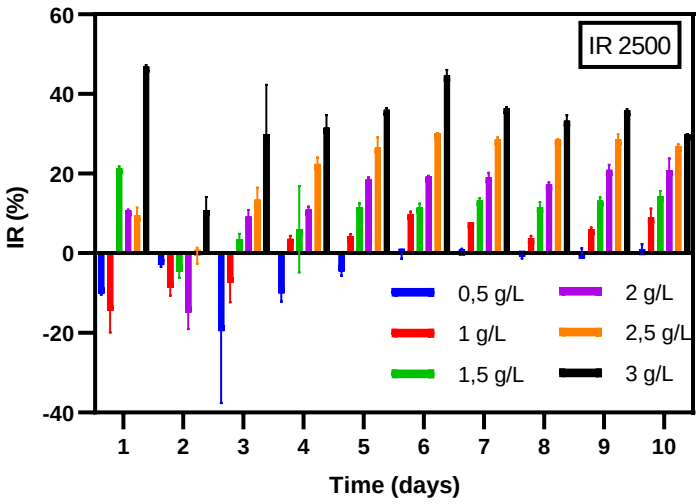


Figure 18 : Effet inhibiteur du NaCL sur la croissance de spuriline sous 2500 LUX

IV.2.2. En niveau d'éclairement 5000 lux :

Au sixième jour, sous un éclairement de 5000 lux, le témoin a enregistré la valeur la plus élevée de production de biomasse. Les faibles concentrations de NaCl (0,5 et 1 g/L) ont permis de maintenir une bonne croissance, avec une biomasse proche de celle du témoin, et une légère supériorité observée à 0,5 g/L. En revanche, les premiers signes d'inhibition ont été observés à 1,5 g/L, avec une baisse de la biomasse par rapport au témoin (14,52 %).

L'effet inhibiteur du sel est devenu plus marqué aux concentrations élevées (2,5 et 3 g/L), où les valeurs de biomasse les plus faibles ont été enregistrées de pourcentage (34,89 %) et (42,58%) Successivement.

Au jour 10 : 0.5 g/L de NaCl ont entraîné une légère amélioration de la production de biomasse, tandis que 1 g/L de NaCl n'ont pas montré de différence notable. À 1.5 de NaCl, le pourcentage de biomasse est (14,32 %) était légèrement inférieure à celle du témoin. Cependant, lorsque la concentration en NaCl a été augmentée à 2.5 et 3 g/L, la croissance a été significativement inhibée, atteignant seulement (36,24 %) et(35,73 %) respectivement .

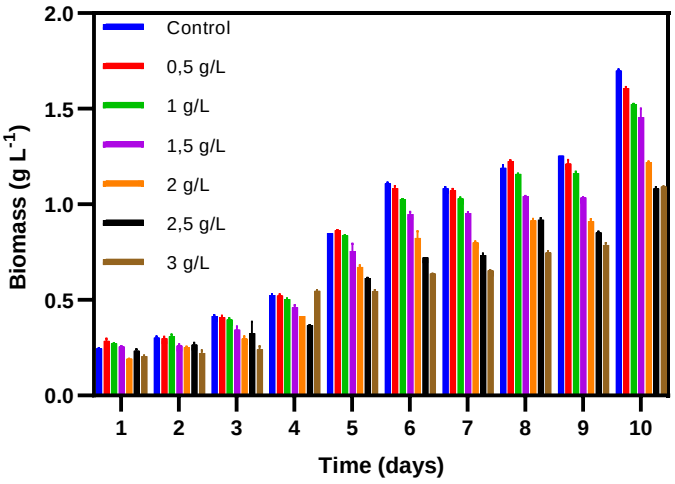


Figure 19 : croissance de spuriline sous 5000 LUX selon différentes concentrations de NaCl pendant 10 jours

IV.2.2.1. L'effet d'inhibition :

Sous une intensité lumineuse de 5000 lux, un effet hermus sur la croissance de Spiruline a été observé pendant le premier jours, notamment aux concentrations de 0,5 et 1 g/L, toutefois, un faible effet inhibiteur remarque pour 0.5 et 1 g/L jusqu'à au dixième jour Au dixième jour, les taux d'inhibition ont atteint leurs niveaux significativement élevés , en particulier aux concentrations de 2,5 et 3 g /L, traduisant une inhibition de l'algue au stress salin sous cette intensité lumineuse.

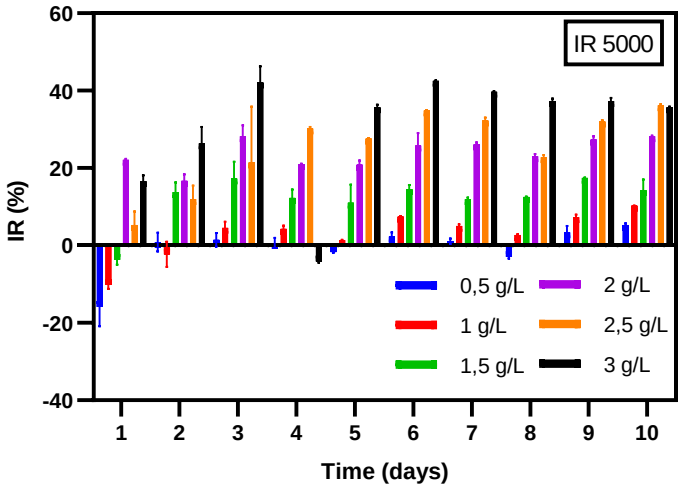


Figure 20 : Effet inhibiteur du NaCL sur la croissance de spuriline sous 5000 LUX

IV.2.3. En niveau d'éclairement 6000 lux :

Analysons les changements observés, en particulier au cinquième jour où un changement notable s'est produit, et au dixième jour.

Le cinquième jour, on note aux Concentrations faibles (0.5 g/L et 1 g/L) entérine une croissance relativement bonne, mais inférieure à celle du groupe témoin. a Concentrations moyennes (1.5 g/L et 2 g/L) montrent Un ralentissement net de croissance est visible par rapport aux groupes à concentrations plus faibles et de pourcentage de (18,99%) et (29,20%).

pour les Concentrations élevées (2.5 g/L et 3 g/L) on constat que des croissances plus faibles de biomasse, et dans certains cas, il peut y avoir une stabilisation voire une légère diminution par rapport aux jours précédents. Et de pourcentage (35,33%) et (47,13%) vis-à-vis de témoin.

À la fin de la période d'étude (le dixième jour) :

Concentrations faibles (0.5 g/L et 1 g/L) : Ont montré une croissance bien inférieure à celle du groupe témoin, mais affichent toujours une certaine augmentation de la biomasse par rapport au cinquième jour.

Concentrations moyennes (1.5 g/L et 2 g/L) Ont atteint des valeurs de biomasse beaucoup plus faibles par rapport au témoin avec pourcentage de (12,78 %) et (16,61 %) successivement.

Concentrations élevées (2.5 g/L et 3 g/L) : Ont présenté les valeurs de biomasse les plus basses, et dans certains cas, la biomasse peut être inférieure à celle du cinquième jour,

.

La réduction de la bio masse comparer au témoin est estimée à environ (24,35 %) et (37.8%) selon lordre indiqué .

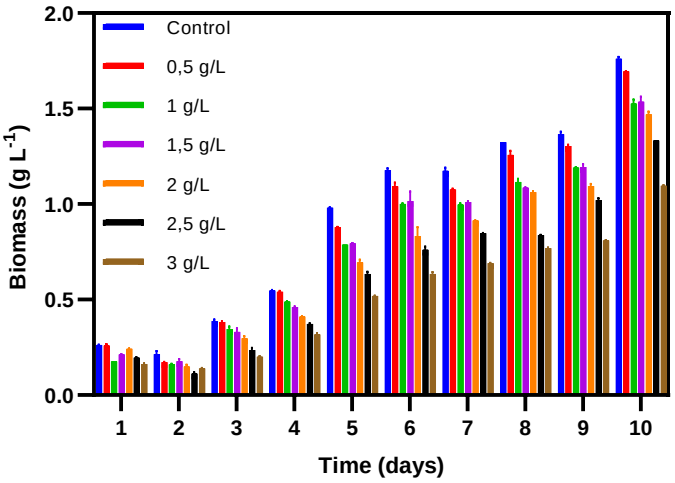


Figure 21 : croissance de spuriline sous 6000 LUX selon différentes concentrations de NaCl pendant 10 jours

IV.2.3.1. L'effet d'inhibition :

Effet de l'intensité lumineuse de 6000 lux sur la croissance de Spiruline sous stress salin Lorsqu'on expose *A. platensis* à une intensité lumineuse de 6000 lux en présence de différentes concentrations de NaCl (de 0,5 à 3 g/L), on observe une inhibition marquée de la croissance.

Dès les premiers jours de l'expérience, les taux d'inhibition (IR%) étaient élevés, atteignant des valeurs d'environ 50 % ou plus à la concentration de 3 g/L. Cela montre que le stress salin est amplifié par une forte intensité lumineuse.

Tout au long des 10 jours de culture, aucune adaptation significative de la spiruline n'a été constatée.

Donc Plus l'intensité lumineuse est élevée en présence de concentrations salines importantes, plus le stress est augment, ce qui réduit la capacité de la spiruline à produire de la biomasse. Une lumière trop intense (6000 lux) aggrave les effets toxiques du sel.

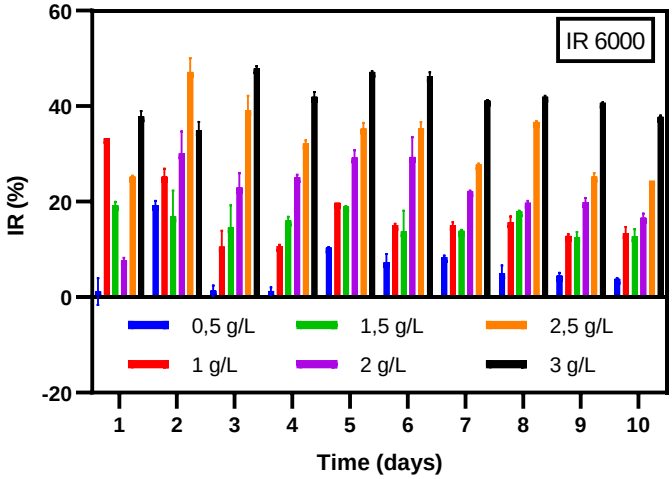


Figure 22 : Effet inhibiteur du NaCL sur la croissance de spuriline sous 6000 LUX

IV.3. Caractérisation de la spiruline sous l'effet de salinité et l'intensité lumineuse :

IV.3.1. Teneur en pigmentes photosyntitique :

IV.3.1.1. Chlorophylle a :

Les concentrations en Chl a des cultures de notre espèce étudiée, maintenue sous un éclairement de 2500 et 6000 lux en présence différentes concentration de NaCl (témoin, 0.5g, 1g, 1.5g, 2g, 2.5g, 3g), sont présentées sur les figures suivantes :

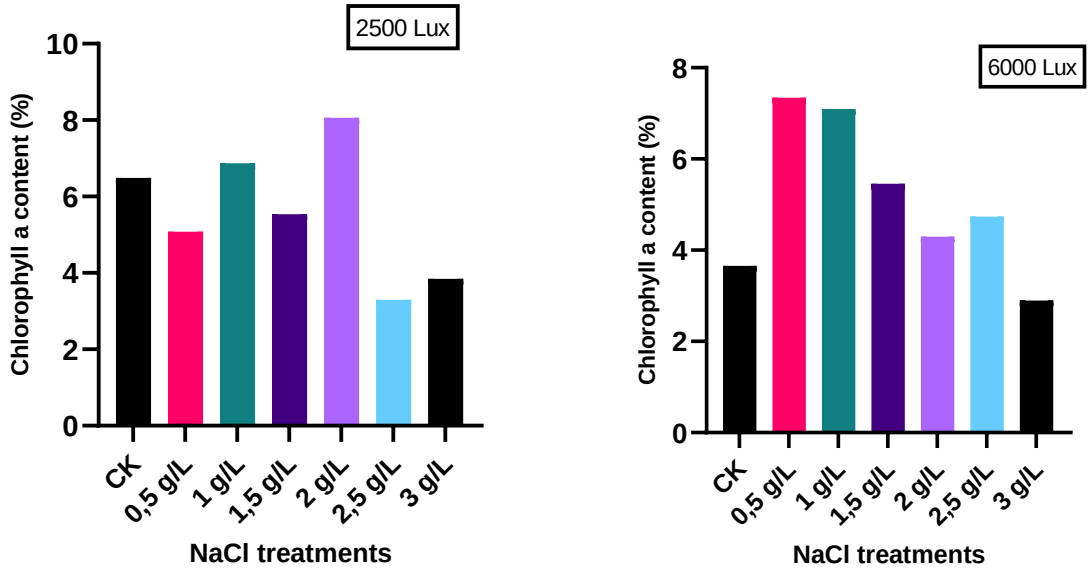


Figure 23 : Effet des différentes concentrations de NaCl sur la teneur en chlorophylle a de *A. platensis* cultivée sous deux intensités lumineuse (2500 et 6000 lux).

Les résultats de l'effet de la salinité sur la teneur en chlorophylle a chez la spiruline, sous une intensité lumineuse de 2500 Lux, ont montré une variation notable. Une diminution de la chlorophylle a été observée à 0,5 g/L (21,69 %) par rapport au témoin, suivie d'une augmentation significative aux concentrations de 1 et 2 g/L, ce qui suggère un effet potentiellement stimulant à ces niveaux. En revanche, une forte diminution a été enregistrée aux concentrations de 2,5 et 3 g/L (49,23 % et 40,69 % respectivement par rapport au témoin), indiquant un effet négatif marqué de la salinité élevée sur la photosynthèse.

Les résultats sous une intensité lumineuse de 6000 Lux révèlent un effet différentiel de la salinité sur la teneur en chlorophylle a chez la spiruline. Par rapport au témoin (~7,5 %), une augmentation significative est observée à 0,5 et 1 g/L (8,7 % et 8,5 % respectivement), suggérant un effet stimulant à faible salinité. Au-delà de 1 g/L, la teneur diminue progressivement, atteignant des valeurs plus faibles à 2,5 g/L (~4,6 %), avant une légère remontée à 3 g/L (~5,2 %). Ces résultats indiquent que des concentrations modérées de sel favorisent la biosynthèse de la chlorophylle a, tandis que des niveaux plus élevés exercent un stress inhibiteur sur la photosynthèse.

En effet, La salinité exerce un effet variable sur la teneur en chlorophylle a selon l'intensité lumineuse. Une augmentation est observée à des concentrations faibles ou modérées (0,5–2g/L sous 2500 Lux et 0,5–1 g/L sous 6000 Lux), tandis qu'une diminution marquée est enregistrée à des niveaux plus élevés, indiquant un effet inhibiteur du stress salin à forte concentration.

IV.3.1.2. Teneur en Chlorophylle b :

L'analyse de la teneur en chlorophylle b chez *Spiruline platensis* en réponse à différents niveaux de salinité et sous deux intensités lumineuses (2500 Lux et 6000 Lux) révèle des variations importantes reflétant l'effet combiné du stress salin et lumineux sur la photosynthèse.

Sous une intensité lumineuse modérée de 2500 Lux, la concentration en chlorophylle b présente une tendance non linéaire avec l'augmentation de la salinité. On note une valeur initiale d'environ 2,5 % chez le témoin (CK), qui correspond à la culture en absence de NaCl. Lors de l'ajout de 0,5 g/L de NaCl, une nette augmentation est observée, suggérant une stimulation de la biosynthèse de ce pigment. Le maximum est atteint à 1 g/L de NaCl avec

une teneur avoisinant 5 %, traduisant un effet bénéfique d'une salinité modérée sur la photosynthèse. Cette stimulation pourrait s'expliquer par une adaptation physiologique de la spiruline à un léger stress osmotique, améliorant l'efficacité du système photosynthétique. Cependant, au-delà de 1 g/L, on observe une diminution progressive de la teneur en chlorophylle b : elle chute à environ 2,4 % à 1,5 g/L, puis atteint des valeurs plus basses à 2 g/L, 2,5 g/L, et enfin 1,3 % à 3 g/L. Cette tendance décroissante reflète probablement une inhibition des processus photosynthétiques, liée à un stress salin plus intense dépassant les capacités d'adaptation de l'organisme.

À l'inverse, sous une lumière forte de 6000 Lux, la dynamique est différente et souligne une interaction plus complexe entre lumière et salinité. Le témoin présente une teneur élevée en chlorophylle b, autour de 6,2 %, ce qui est attendu dans des conditions lumineuses optimales sans contrainte saline. Toutefois, dès 0,5 g/L de NaCl, une chute brutale de la chlorophylle b est enregistrée, tombant à 3,1 %, et continuant légèrement à baisser à 3 % pour 1 g/L.

Fait intéressant, une remontée relative est observée à 1,5 g/L, atteignant environ 6 %, ce qui suggère une certaine plasticité physiologique de la spiruline capable de surmonter un stress modéré lorsque l'intensité lumineuse est forte. La concentration diminue ensuite de nouveau à 2 g/L (~5,3 %) et 2,5 g/L (~4,3 %), puis chute nettement à 1,8 % à 3 g/L. Cette diminution progressive indique que, sous forte lumière, la tolérance au sel est plus limitée à partir de certaines concentrations.

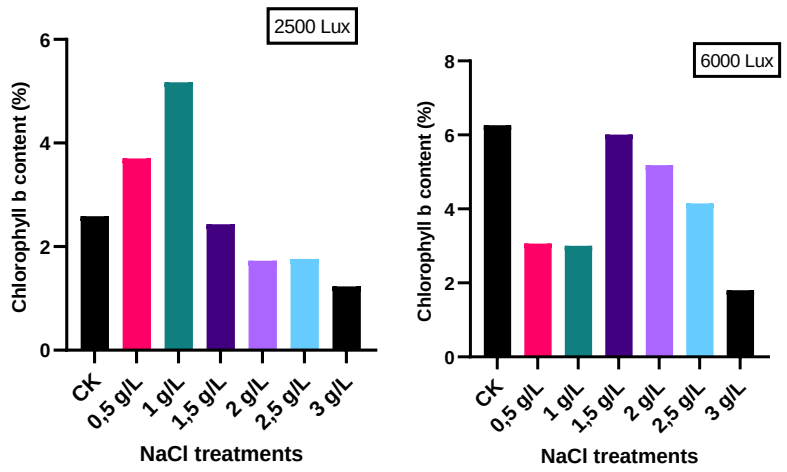


Figure 24 : Effet des différentes concentrations de NaCl sur la teneur en chlorophylle b de *A. platensis* cultivée sous deux intensités lumineuse (2500 et 6000 lux)

IV.3.1.3. Teneur en caroténoïdes :

Les résultat obtenus sur l'effet de salinite sur le taux de caroténoïde à différente intensité sont résumés dans la figure ci-dessous**.**

la teneur en caroténoïdes en % de la Spiruline sous différents traitements au NaCl (salinité) lorsqu'elle est cultivée sous une intensité lumineuse de 2500 Lux montre que Le groupe CK (témoin) a la teneur en caroténoïdes la plus élevée, ce qui indique que dans des conditions optimales (ou sans stress supplémentaire dû à la salinité), la *Spiruline* a produit le plus de caroténoïdes.

À fur à mesure que la concentration de NaCl augmente, la teneur en caroténoïdes diminue généralement. Par exemple, à 0,5 et 1 g/L, les teneurs sont inférieures à celle de témoin (21,80% et 68,30 % respectivement). Cependant on observe un pic intéressant à 1,5 g/L, où la teneur en caroténoïdes est relativement plus élevée qu'à 1 g/L et 2 g/L, bien qu'elle reste inférieure à celle du témoin. Cela pourrait indiquer une réponse physiologique spécifique de la Spiruline à ce niveau de salinité, sous une intensité lumineuse de 2500 lux.

À des concentrations plus élevées 2,5 g/L et 3 g/L, on observe une chute marquée des teneurs en caroténoïdes, diminué de (49,36% et 72 % successivement) par rapport au témoin. avec 3 g/L affichant la valeur la plus faible parmi tous les niveaux de salinité testés.

Pour une intensité lumineuse de 6000 Lux, on observe que le groupe CK (témoin) a la teneur en caroténoïdes la plus élevée sous cette condition d'éclairage Il y a une réduction de à 0.5 g/L, et à 1 g/L et 1.5 g/L (27,78%,40,33% et 51,03% respectivement).

Fait intéressant, la teneur en caroténoïdes augmente à 2 g/L et atteint son deuxième pic à 2.5 g/L, se rapprochant même du niveau du 0.5g/L. Cependant, à 3 g/L, la teneur en caroténoïdes diminue de nouveau, mais reste supérieure à celle observée à 1.5 g/L.

De ce fait une salinité croissante a un impact initialement négatif sur la production de caroténoïdes, mais qu'à des concentrations modérées de sel (comme 2 g/L et 2.5 g/L), la Spiruline semble produire une quantité plus élevée de caroténoïdes sous 6000 Lux.

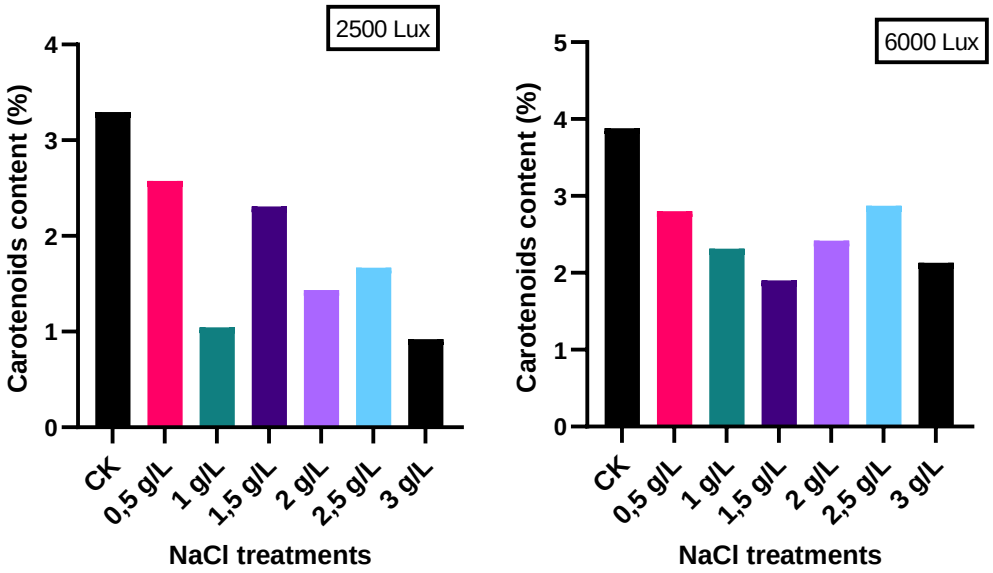


Figure 25 : Effet des différentes concentrations de NaCl sur la teneur en caroténoïdes de *A. platensis* cultivée sous deux intensités lumineuse (2500 et 6000 lux)

IV.3.2. Effet de salinité sur la composition macromoléculaire :

IV.3.2.1. Effet de salinité sur la teneur en protéines :

Sous une intensité lumineuse de 2500 lux, la teneur en protéines d'*A. platensis* soumises à différents traitement salins (NaCl) varie de manière significative.la concentration la plus élevée en protéines est observées avec le traitement à 1 g/l Nacl, atteignant environ 0,45%. En comparaison, le témoin (CK) affiche une teneur faible, avoisinant 0,33%. Une augmentation de contenu protéique est constatée à0,5 g/l et 1g/l. Toutefois, une légère diminution est observée à 1.5 g/l suivie d'une stabilisation autour de 0,40% pour les concentration plus élevée 2,5 g/l et 3 g/l. Ces résultats suggèrent qu'une salinité modérée, en particulier 1 g/l stimule la synthèse de protéines chez les microalgues cultivées sous une intensité lumineuse de 2500 lux. En revanche, des concentrations trop faible ou trop élevée en sel semblent moins favorables.

À une intensité lumineuse de 6000 Lux, la teneur en protéines (%) des cultures varie également selon les concentrations en NaCl. La teneur maximale est observée avec les traitements à 0,5 g/L et 1,5 g/L, atteignant environ 0,46 %**,** légèrement supérieure à celle du témoin (CK), estimée à 0,42 %**.**

En revanche, une baisse notable du contenu protéique est enregistrée à partir de 2 g/L**,** avec une diminution progressive jusqu'à 3 g/L**,** où la teneur descend en dessous de 0,35

%**.** Le traitement à 1 g/L montre déjà une baisse modérée comparée aux valeurs optimales. Ces résultats indiquent qu'une salinité (0,5 à 1,5 g/L) favorise la production de protéines sous forte intensité lumineuse, tandis que des concentrations supérieures à 2 g/L semblent inhiber cette biosynthèse.

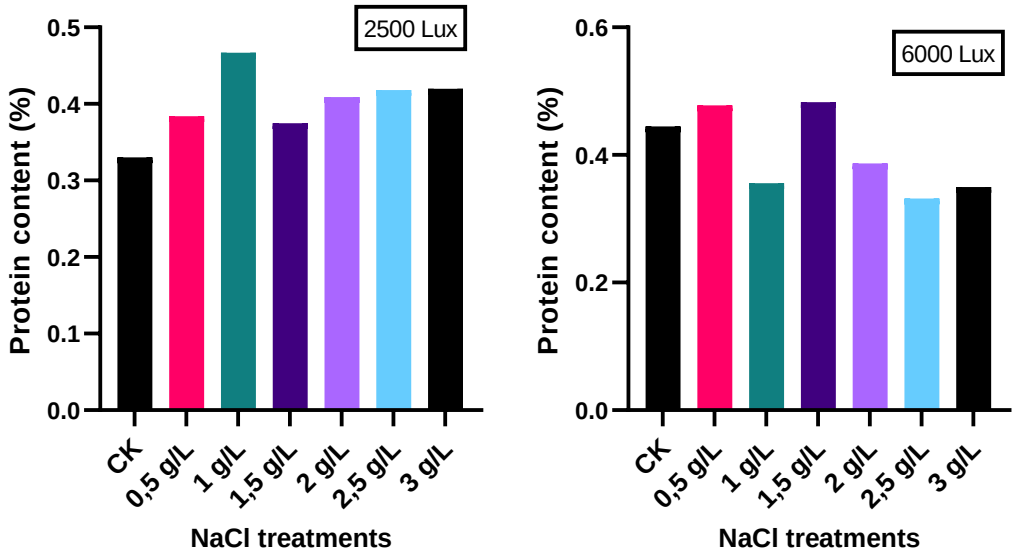


Figure 26 : Effet des différentes concentrations de NaCl sur la teneur en proteine de *A. platensis* cultivée sous deux intensités lumineuse (2500 et 6000 lux)

IV.3.2.2. Effet de la salinité sur la teneur en lipides :

L'effet de salinité sur l'accumulation des lipides chez la spiruline est présenté dans la figure 27, on observe que sous une intensité lumineuse de 2500 lux, la teneur en lipides chez *A. platensis* varie considérablement selon les concentrations de NaCl. Le traitement à 2,5 g/L de NaCl induit la plus forte accumulation de lipides, atteignant environ 0,87 %**,** nettement supérieure à celle du témoin (CK), qui est d'environ 0,68 %**.** Une teneur similaire à celle du témoin est également observée avec le traitement à 1 g/L. À l'inverse, les concentrations de 0,5 g/L et 2 g/L présentent des teneurs plus faibles, tandis que la plus faible concentration lipidique est notée à 3 g/L, avec une valeur avoisinante 0,18 %**.** Ces résultats suggèrent qu'une salinité modérée à élever (notamment 2,5 g/L) sous lumière modérée stimule la biosynthèse lipidique, tandis qu'une salinité excessive entraîne une inhibition marquée de cette production.

À une intensité lumineuse de 6000 lux, la production de lipides par *A. platensis* varie selon les concentrations de NaCl. Le traitement à 2,5 g/L de NaCl génère la teneur lipidique la plus élevée, atteignant environ 0,87 %**,** soit une valeur nettement supérieure à celle

observée dans tous les autres traitements. En revanche, le témoin (CK) présente la plus faible teneur, estimée à 0,20 %**.** Les traitements à 0,5 g/L, 1 g/L et 1,5 g/L entraînent une augmentation modérée des lipides, autour de 0,35 à 0,45 %**.** Une légère diminution est constatée à 2 g/L, tandis que le traitement à3 g/L montre une récupération partielle avec environ 0,55 %**.** Ces données suggèrent que, sous forte intensité lumineuse, une salinité de 2,5 g/L stimule fortement la biosynthèse lipidique, alors que d'autres concentrations ont un effet plus variable.

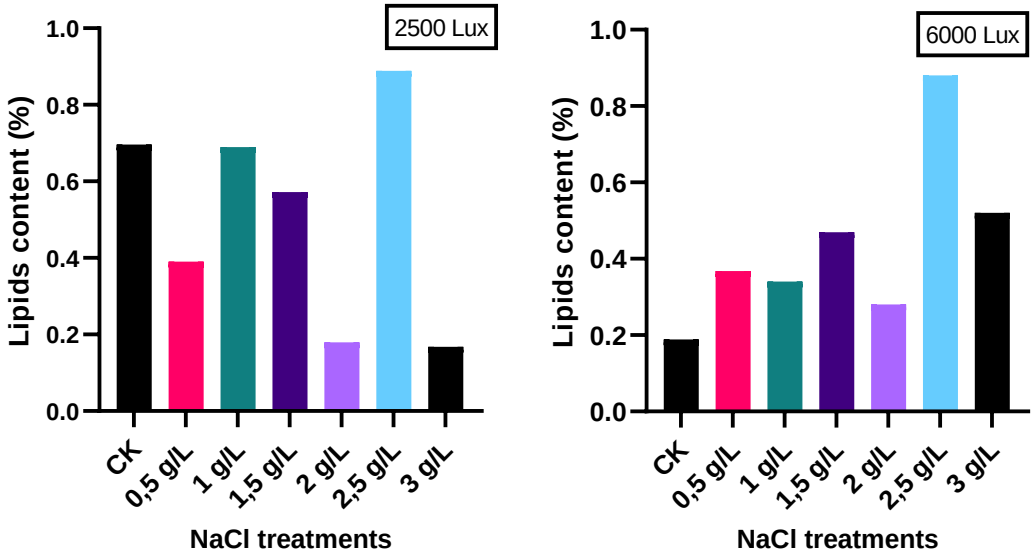


Figure 27 : Effet des différentes concentrations de NaCl sur la teneur en lipides de *A. platensis* cultivée sous deux intensités lumineuse (2500 et 6000 lux)

IV.3.2.3. Effet de salinité sur la teneur en glucides :

Les résultats ont montré que la teneur en glucides de *A. platensis* a été significativement affectée par les différentes concentrations de NaCl sous une intensité lumineuse de 2500 Lux. À la concentration faible de 0,5 g/L de NaCl, une augmentation notable des glucides a été enregistrée par rapport au témoin (CK), atteignant environ 210 % de la valeur du témoin. Lorsque la concentration en NaCl a été augmentée à 1 g/L, la teneur maximale en glucides a été observée, atteignant environ 240 % par rapport au témoin. Au-delà de ce point optimal, une augmentation progressive de la salinité a entraîné une diminution graduelle de la teneur en glucides, avec des valeurs d'environ 210 % à 1,5 g/L, 110 % à 2 g/L, 90 % à 2,5 g/L et une valeur minimale d'environ 80 % à 3 g/L par rapport au témoin. Ces résultats suggèrent qu'une concentration de NaCl de 1 g/L est optimale pour

stimuler l'accumulation des glucides sous une intensité lumineuse de 2500 Lux, tandis que des concentrations plus élevées induisent un stress salin inhibant leur accumulation.

À une intensité lumineuse de 6000 Lux, la teneur en glucides d'*A. platensis* a été affectée de manière variable par les différentes concentrations de NaCl. Aux faibles concentrations de 0,5 et 1 g/L, une diminution importante de la teneur en glucides a été observée, atteignant environ 70 % par rapport au témoin (CK). À 1,5 g/L, une légère augmentation a été constatée, avec une teneur d'environ 80 %. La teneur a atteint un maximum de 120 % à 2 g/L, avant de diminuer à 45 % à 2,5 g/L. Enfin, à 3 g/L, la teneur s'est légèrement accrue par rapport au témoin, atteignant environ 105 %.

Ces résultats suggèrent qu'une concentration de NaCl de 2 g/L est optimale pour stimuler l'accumulation des glucides sous une intensité lumineuse de 6000 Lux, tandis que les faibles concentrations limitent cette accumulation.

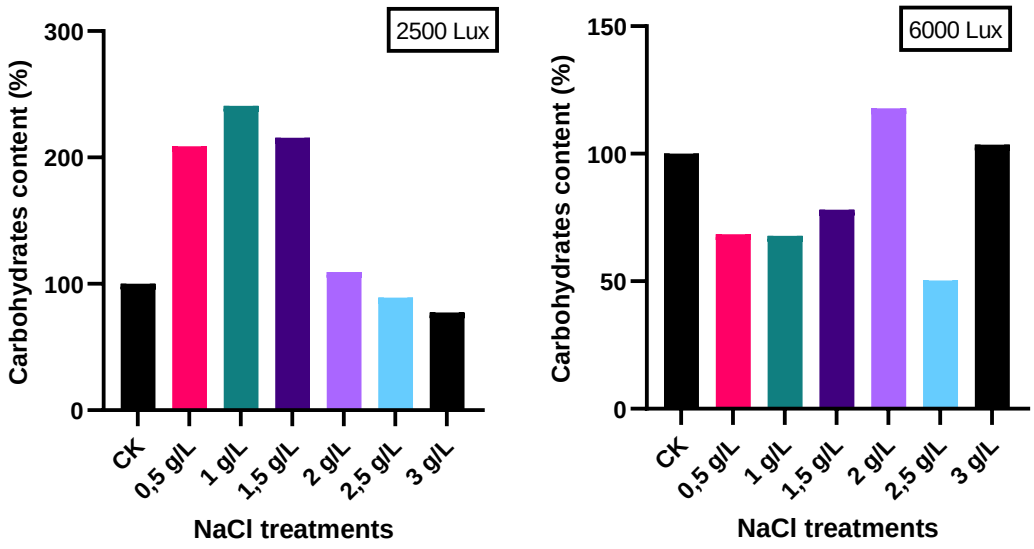


Figure 28 : Effet des différentes concentrations de NaCl sur la teneur en glucides de *A. platensis* cultivée sous deux intensités lumineuse (2500 et 6000 lux)

IV.3.3. Peroxydations lipidiques :

IV.3.3.1. Effet de la salinité sur la Teneur en MDA (malondialdéhyde) :

les résultats de la teneur en MDA (malondialdéhyde) pour la spiruline cultivée sous une intensité lumineuse de 2500 Lux et soumise à différentes concentrations de NaCl indique que :CK (Contrôle) : La spiruline cultivée sans sel (CK) à 2500 Lux présente un niveau basal de MDA (environ 0.1%).

De 0.5 g/L à 2 g/L de NaCl : à mesure que la concentration en NaCl augmente, la teneur en MDA de la spiruline augmente progressivement et atteint à 2 g/L de NaCl, où le MDA est le plus élevé (environ 0.35%), Cela indique que la spiruline subit un stress oxydatif de plus en plus.

Après 2 g/L, le MDA diminue : Lorsque la concentration de NaCl passe de 2 g/L à 2.5 g/L, la teneur en MDA diminue significativement (passant de ~0.35% à ~0.23%). À 3 g/L, le MDA augmente légèrement par rapport à 2.5 g/L, mais reste bien en dessous du pic de 2 g/L.

Sous une intensité lumineuse de 6000 Lux, la spiruline montre une réponse claire et progressive au stress salin, avec une augmentation continue de la teneur en MDA à mesure que la concentration de NaCl augmente. Au niveau de base (CK), sans ajout de sel, le taux de MDA est d'environ 0,07 %, ce qui constitue la référence pour cette condition lumineuse. Dès 0,5 g/L de NaCl, le MDA atteint environ 0,15 %, puis continue d'augmenter : 0,16 % à 1 g/L, 0,19 % à 1,5 g/L, 0,21 % à 2 g/L, 0,29 % à 2,5 g/L, pour atteindre un maximum de 0,33 % à 3 g/L. Contrairement à ce qui a été observé à 2500 Lux, aucune diminution du stress oxydatif n'est notée aux fortes concentrations salines. Cela suggère qu'à 6000 Lux, la combinaison avec une salinité élevée exerce un stress plus intense ou persistant sur la spiruline, empêchant ses mécanismes antioxydants de limiter efficacement l'accumulation de MDA.

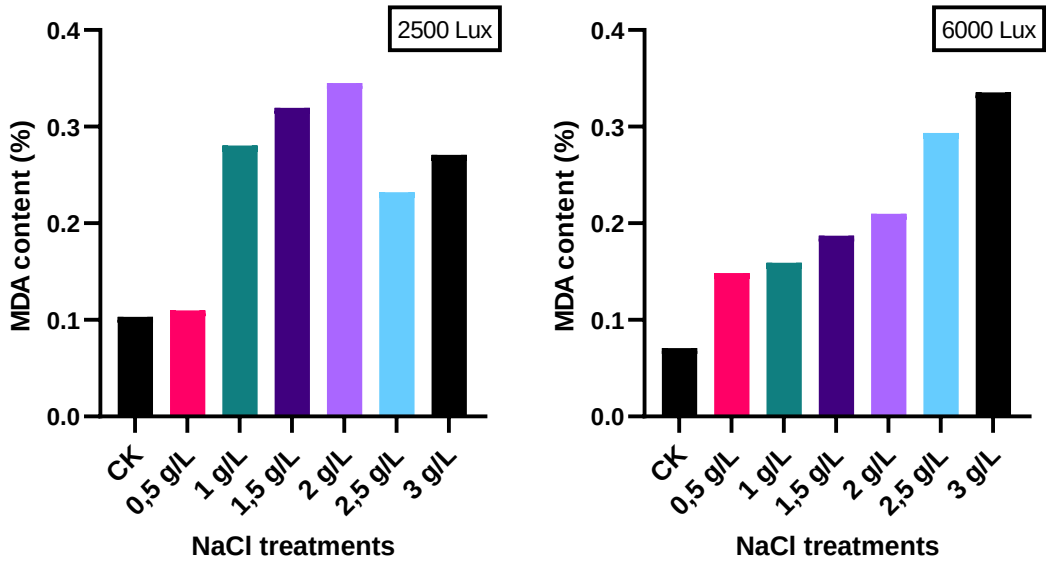


Figure 29 : Effet des différentes concentrations de NaCl sur la teneur en malondialdéhyde MDA de *A.platensis* cultivée sous deux intensités lumineuse (2500 et 6000 lux)

IV.3.3.2. Effet de salinité sur la teneur en peroxyde d'hydrogène H_2O_2 :

L'effet de différentes concentrations de NaCl sur la teneur en H_2O_2 (%) chez la Spiruline cultivée sous une intensité lumineuse de 2500 lux signifie que :

Le groupe témoin présente une teneur en H_2O_2 significativement plus faible"b" que tous les autres traitements.

Toutes les concentrations de NaCl (de 0,5 à 3 g/L) montrent une augmentation significative de la teneur en H_2O_2 "a", sans différence significative entre elles. Cela indique que le stress salin, même à faible dose, induit une production élevée de H_2O_2, un marqueur de stress oxydatif.

sous une intensité lumineuse de 6000 Lux, Le groupe témoin (CK) présente une teneur en H_2O_2 d'environ 100 %, ce qui correspond probablement à un niveau de référence normalisé (b).

Dès 0,5 g/L de NaCl, la teneur en H_2O_2 augmente de manière marquée (passant du groupe "b" au groupe "a"), Pour toutes les concentrations de NaCl comprises entre 0,5 et 3 g/L, la teneur en H_2O_2 reste élevée et relativement stable (entre 148 % et 152 %). Tous ces traitements appartiennent au même groupe statistique "a", ce qui signifie qu'il n'y a pas de différence significative entre eux malgré de légères variations numériques.

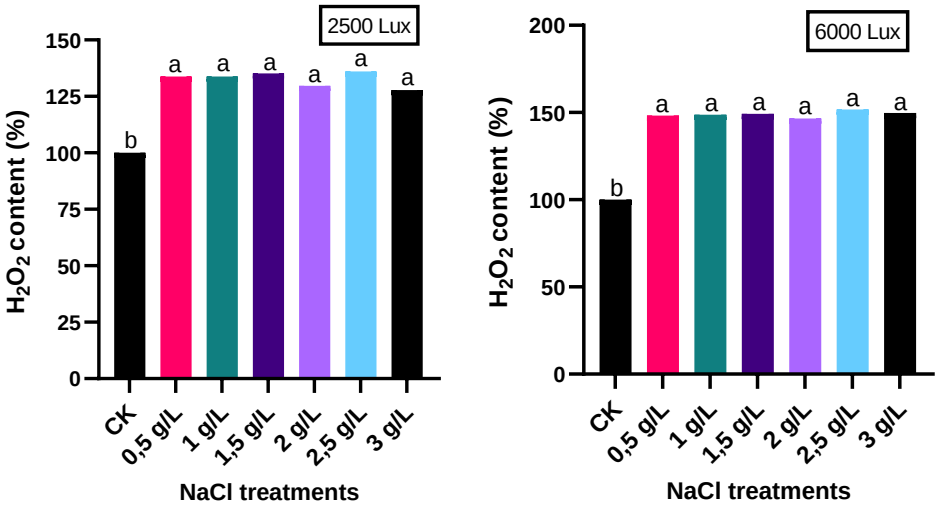


Figure 30 : Effet des différentes concentrations de NaCl sur la teneur peroxyde d'hydrogène H_2O_2 de *A. platensis* cultivée sous deux intensités lumineuse (2500 et 6000 lux)

IV.3.4 . Effet de salinité sur l'activité enzymatique :

IV.3.4.1. Effet de salinité sur l'activité de l'ascorbate peroxydase (APX) :

Sous une luminosité de 2500 Lux, on a observé une baisse graduelle de l'activité de l'ascorbate peroxydase (APX) en fonction des différentes concentrations de NaCl. Le témoin (CK) affiche l'activité la plus haute, établie à 100 %. L'introduction de 0,5 g/L de NaCl entraîne une diminution significative de l'activité, qui tombe à approximativement 70 %. Cette tendance continue avec une chute notable à 1 g/L, où l'activité diminue à près de 50 %. On note cependant une modeste hausse à 1,5 g/L (approximativement 60 %), avant de diminuer à nouveau à des concentrations plus élevées (2 à 3 g/L), où l'activité demeure plutôt faible, autour de 50 à 55 %. Ces résultats indiquent une inhibition de l'activité de l'APX qui dépend de la dose, bien que des variations mineures soient observées à certaines concentrations.

Sous une luminosité de 6000 Lux, l'activité de l'ascorbate peroxydase (APX) indique une diminution en réaction aux divers traitements au NaCl, bien que cette restriction paraît légèrement moins prononcée qu'à 2500 Lux. Le témoin (CK) manifeste à nouveau une activité maximale (100 %). L'incorporation de 0,5 g/L de NaCl provoque une réduction significative de l'activité, atteignant presque 70 %, comparable à celle notée sous une lumière de 2500 Lux. À 1 g/L, l'activité est toujours légèrement entravée (60 %), alors qu'à 1,5 g/L, on note une petite progression (65 %). Cette activité demeure assez constante à des concentrations plus élevées (2 à 3 g/L), fluctuant entre 60 et 65 %. Ces observations indiquent qu'une lumière plus vive pourrait réduire l'impact du stress salin sur l'activité de

l'APX, suggérant ainsi une possible atténuation des effets du NaCl grâce à une luminosité accrue.

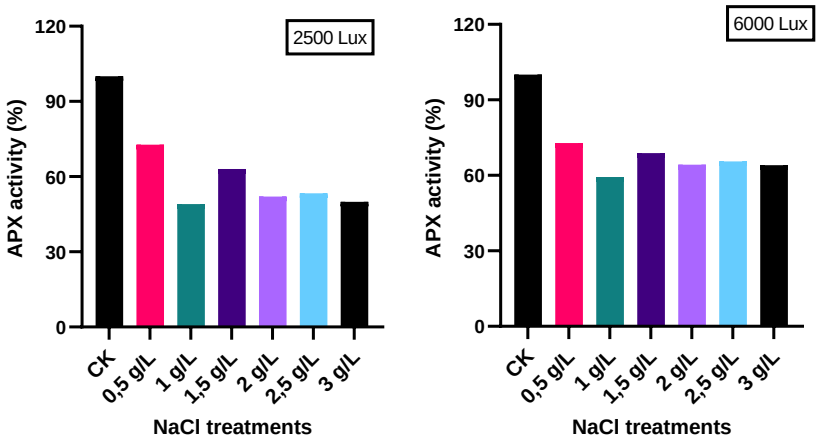


Figure 31 : Effet des différentes concentrations de NaCl sur la teneur en activité enzymatique (APX) de *A. platensis* cultivée sous deux intensités lumineuse (2500 et 6000 lux).

IV.3.4 .2. Effet de salinité sur l'activité de peroxydase (POD) :

A une intensité lumineuse 2500 lux l'activité de la peroxydase (POD) a été fortement influencée par la concentration en Nacl. En situation de contrôle (CK), le niveau d'activité POD a atteint son niveau le plus élevé, approchant les 95%. Dès que la concentration de NaCl atteint 0,5 g/L, une baisse marquée a été observée, l'activité chutant à approximativement 58 %. Cette tendance est partiellement renversée à 1 g/L (approximativement 70 %), puis fortement restaurée à 1,5 g/L (près de 90 %), moment où l'activité revient presque à son niveau de départ. Cependant, au-delà de ce niveau optimal, on note une chute brusque à 2 g/L, moment où l'activité POD atteint son minimum (approximativement 30 %). On observe une petite hausse (65 %) à une concentration de 3 g/L, mais l'activité reste en dessous de celle du témoin. Ces données mettent en évidence une réponse variable de l'enzyme selon le niveau de stress salin, montrant une activité maximale à des valeurs intermédiaires (1-1,5 g/L) et une inhibition significative à des concentrations extrêmes (2 g/L et 2,5 g/L).

a une luminosité de 6000 Lux, l'activité de la peroxydase (POD) présente des variations significatives selon les concentrations en Nacl. Le témoin (CK) affiche une activité approximativement de 100 %. On note une diminution graduelle à 0,5 g/L (85 %), ensuite à 1 g/L (55 %), et l'activité atteint son point le plus bas à 2g/L (45 %). Cependant, à une concentration de 1.5g/L, on note une stimulation marquée de l'activité qui excède les 130%, ce qui constitue le sommet maximal observé. À des concentrations plus grandes (2,5 et 3 g/L), l'activité redescend, se stabilisant à des niveaux moyens (80 %). Ces observations

suggèrent une réaction non linéaire de l'activité POD au stress salin, avec une stimulation notable à 1.5 g/L de NaCl, vraisemblablement associée à une activation adaptative du système antioxydant sous cette intensité lumineuse.

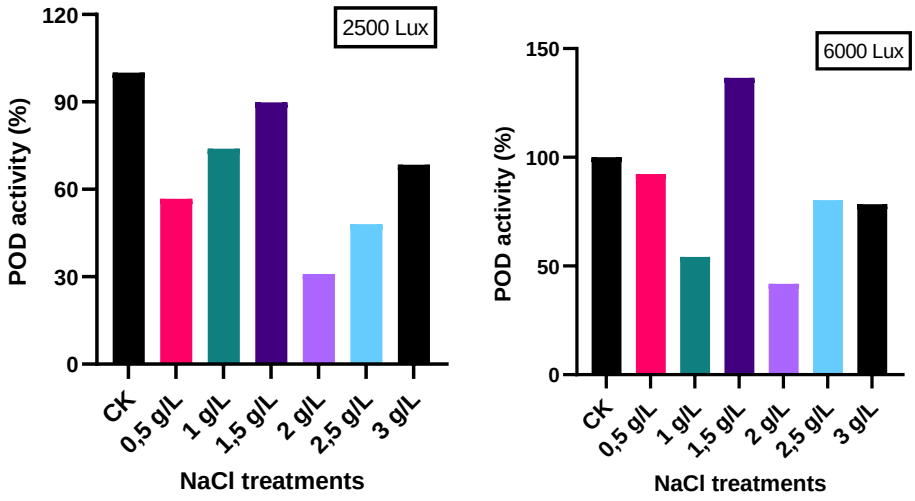


Figure 32 : Effet des différentes concentrations de NaCl sur la teneur en activité enzymatique (POD) de *A. platensis* cultivée sous deux intensités lumineuse (2500 et 6000 lux).

Chapitre V : Discussion

Discussion

Le stress salin constitue un facteur limitant majeur pour la croissance des cyanobactéries comme *Spiruline platensis*. Il provoque des déséquilibres osmotiques et ioniques, affectant la photosynthèse, la production de biomasse et induisant un stress oxydatif. Toutefois, *Spiruline* possède des mécanismes d'adaptation lui permettant de résister à ces conditions **(Singh et al., 2022).**

Les résultats obtenus montrent que la croissance de *Spiruline platensis* est influencée de manière significative par la combinaison entre la salinité et l'intensité lumineuse. Sous une faible intensité (2500 lux), les faibles concentrations de NaCl (0,5 et 1 g/L) ont permis un développement modéré, mais les concentrations élevées (2,5 et 3 g/L) ont fortement inhibé la biomasse. Cela peut s'expliquer par un stress osmotique important que la spiruline ne parvient pas à compenser dans ces conditions.

À 5000 lux, on a observé une amélioration de la croissance, surtout à 0,5 g/L, où la biomasse a même dépassé celle du témoin. Cela suggère que cette intensité lumineuse moyenne favorise la photosynthèse et aide l'algue à mieux tolérer la salinité. Cependant, au-delà de 1,5 g/L, une diminution de la croissance a été notée, mais elle reste moins marquée que sous 2500 lux. En revanche, sous une lumière forte (6000 lux), l'effet combiné du sel et de l'éclairage intense a eu un impact très négatif. La biomasse a fortement chuté, notamment à 2,5 et 3 g/L, où la réduction a dépassé 35 %. Cela pourrait être lié à un stress lumineux qui s'ajoute au stress salin, ce qui perturbe les mécanismes de défense de la spiruline et affecte sa capacité à croître normalement. *Spiruline platensis* peut s'adapter à un certain degré de salinité, mais cette adaptation dépend fortement de l'intensité lumineuse. Une lumière modérée (5000 lux) semble être la plus favorable pour la croissance, tandis qu'une lumière trop faible ou trop forte aggrave les effets du stress salin. Cette observation est en accord avec les travaux de **Yu et al. (2024)**, qui ont montré qu'une salinité élevée inhibe la croissance, mais *A. platensis* peut tolérer un stress salin de 100 mM de NaCl sans perte significative de productivité de biomasse. Une stimulation métabolique peut être déclenchée par le stress salin chez les cyanobactéries (**Yang et al., 2020**). Lorsque la concentration en sel dépasse un certain seuil, elle perturbe l'homéostasie oxydative normale des cellules, entraînant des dommages oxydatifs **(Elloumi et al., 2020).** Selon **Yang et Guo (2018),** une salinité élevée a provoqué un déséquilibre de l'homéostasie des ions Na+ et K+, entraînant

une réduction du potentiel osmotique des cellules et la génération d'un stress oxydatif induit par les ROS.

Les données correspondantes à la recherche récente, notamment celle de **Yu et al. (2024),** et démontrent que *Spiruline platensis* est capable de supporter un stress salin modéré, en particulier lorsqu'elle bénéficie d'un éclairage approprié (modéré). Cependant, une quantité trop grande de sel ou une lumière trop intense pourrait perturber son équilibre osmotique et oxydatif, conduisant à une réduction de la biomasse.

Les données recueillies indiquent que l'effet du stress salin sur la croissance *d'A. platensis* est fortement lié à la puissance lumineuse à laquelle elle est soumise. Sous un éclairage modéré (2500 lux), une première réaction stimulante a été constatée, en particulier à la concentration de 0,5 g/L de NaCl, avec un taux d'inhibition négatif qui a atteint approximativement –38 % au troisième jour, indiquant une réponse hermétique **(Vonshak & Richmond, 1988 ; Danesi et al., 2002)**. On peut attribuer ce phénomène à une stimulation métabolique temporaire déclenchée par un stress osmotique modéré, qui favorise la multiplication cellulaire et la photosynthèse lors des premières étapes de la culture. Toutefois, à compter du cinquième jour, cette stimulation a graduellement fait marche arrière, signalant une diminution de la croissance possiblement due à l'accumulation d'ions Na^+ dans l'environnement, qui perturbe l'équilibre ionique à l'intérieur de la cellule **(Rao et al., 2007).** Cependant, une capacité d'adaptation graduelle a été observée jusqu'au dixième jour, comme le montre la baisse des taux d'inhibition à partir du huitième jour, indiquant une adaptation des cellules au stress osmotique modéré **(demorais et al., 2007).** Sous une luminosité accrue (5000 lux), l'impact du stress salin se renforce et devient dépendant de la dose. Les concentrations faibles (0,5 et 1 g/L) ont entraîné un modeste effet inhibiteur durant toute la culture, illustrant une capacité physiologique de la spiruline à supporter ces conditions combinées **(Marko et al., 2013)**. Cependant, aux concentrations de 2,5 et 3 g/L, les niveaux d'inhibition ont grimpé à des sommets significatifs, surtout dès le sixième jour. Cela indique que l'impact du NaCl est intensifié par l'augmentation de la lumière, probablement en raison de l'intensification du stress oxydatif provoqué par une activité photosynthétique démesurée **(Salama et al., 2017).** Finalement, exposée à une lumière vive de 6000 lux, la spiruline a démontré une inhibition significative de la croissance dès les premiers jours, avec des taux d'inhibition qui ont franchi la barre des 50% à 3 g/L de NaCl. À l'inverse des intensités lumineuses plus faibles, aucune réponse notable n'a été notée sur

la période de 10 jours, ce qui indique une interaction défavorable entre une forte salinité et une lumière vive **(Demorais et al., 2007).** Cette conjonction peut provoquer un excès de production d'espèces réactives à l'oxygène (ROS), nuire aux structures photosynthétiques, détériorer les membranes cellulaires et freiner l'activité enzymatique **(Torzillo & Vonshak, 1997).** Ces observations attestent que la capacité *d'A. platensis* à supporter le stress salin dépend de l'intensité lumineuse. Une luminosité modérée favorise une certaine plasticité physiologique, alors qu'une lumière trop forte fonctionne comme un facteur de détérioration, restreignant la génération de biomasse. Cela met en évidence l'importance d'un équilibre idéal entre la luminosité et le taux de salinité dans les systèmes agricoles ou les usages de bioremédiation.

Les pigments photosynthétiques sont impliqués dans l'absorption et le transfert d'énergie lumineuse lors de la photosynthèse des cyanobactéries **(Srivastava et al., 2022).** La teneur en Chl a Sous 2500 Lux**,** est augmenté à 1–2 g/L, mais diminue fortement à 2,5–3 g/L, indiquant un effet stimulant à salinité modérée et inhibiteur à forte salinité. tandis que Sous 6000 Lux, une augmentation est observée à 0,5–1 g/L, puis une baisse au-delà, montrant une tolérance limitée au sel malgré l'intensité lumineuse élevée. Des résultats similaires ont été rapportés par **(Yu et al., 2024)** où Une forte salinité a freiné la production de Chl a, cependant, la GB a stimulé le niveau de Chl a à 1,12 et 1,20 fois en comparaison avec le groupe témoin, qu'il y ait ou non un stress salin. Selon **(Zhou et al.2021)** l'exposition de Spiruline platensis à des concentrations élevées de chlorotétracycline a entraîné une diminution de la synthèse de Chl a. La chlorophylle b augmente à faible salinité sous 2500 Lux, puis diminue à forte concentration. Sous 6000 Lux, une baisse précoce est observée, avec une reprise transitoire à 1,5–2 g/L, suivie d'un déclin. Ces résultats indiquent qu'une salinité élevée combinée à une forte lumière inhibe la biosynthèse de la chlorophylle b, probablement via un stress oxydatif. Ces observations sont cohérentes avec les résultats rapportés par **(Shetty et al 2019).** Chez *Chlorella vulgaris*, une espèce sensible au sel, la teneur en chlorophylle (incluant la b) augmente à faible salinité mais diminue à des concentrations plus élevées, ralentissant la croissance. En revanche, chez *Dunaliella salina*, espèce halotolérante, une augmentation de la chlorophylle a est observée, tandis que la proportion de chlorophylle b diminue légèrement, ce qui reflète une adaptation pour favoriser l'utilisation des pigments plus efficaces et plus stables dans des conditions extrêmes. Par ailleurs**, (Elloumi et al. 2020)** ont rapporté chez *Scenedesmus sp.* qu'une salinité modérée (10 g/L NaCl) induit une élévation remarquable de la chlorophylle b,

traduisant une réponse adaptative. Cette augmentation est suivie d'une baisse à des concentrations supérieures (20–60 g/L), ce qui indique une limite de tolérance au stress salin. Ainsi les caroténoïdes sont des antioxydants liposolubles et sont principalement situés à l'intérieur de l'enveloppe du chloroplaste et protègent le LHC (Complexe collecteur de lumière) contre les dommages induits par les ROS (espèces réactives de l'oxygène) **(Shetty et al 2019).** Les résultats obtenus montrent que la teneur en caroténoïdes chez *Spiruline platensis* est clairement influencée par la variation de l'intensité lumineuse et du degré de salinité. Sous une intensité lumineuse de 2500 lux, une diminution progressive de la teneur en caroténoïdes a été observée avec l'augmentation de la concentration en NaCl, avec un pic relatif enregistré à 1,5 g/L, suivi de baisses marquées à 2,5 et 3 g/L. Ces résultats suggèrent qu'un stress salin élevé affecte négativement la production de caroténoïdes en conditions de faible luminosité. En revanche, sous une intensité lumineuse élevée (6000 lux), bien qu'une baisse initiale ait été observée jusqu'à 1,5 g/L, une augmentation significative a été notée à 2 et 2,5 g/L, indiquant une réponse adaptative possible de la spiruline face à un stress salin modéré en présence d'une lumière intense. Cependant, cette hausse n'a pas été maintenue à 3 g/L, ce qui pourrait refléter un dépassement du seuil de tolérance physiologique. Ces résultats concordent partiellement avec ceux rapportés par **(Pancha et al.2015),** qui ont montré qu'une salinité élevée réduit la teneur en caroténoïdes chez *Scenedesmus sp.*. Toutefois, la présente étude révèle un comportement différent sous forte intensité lumineuse, où la spiruline augmente sa production de caroténoïdes en condition de salinité modérée, ce qui pourrait s'expliquer par une différence d'espèce, ou par le rôle de la lumière comme inducteur de la réponse défensive, notamment en cas de stress combiné (salin et lumineux). Ainsi, *A. platensis* semble posséder une capacité adaptative remarquable, consistant à renforcer la synthèse des caroténoïdes comme mécanisme de protection contre les dommages oxydatifs causés par des conditions environnementales extrêmes.

En ce qui concerne la composition macromoléculaire, la teneur en protéines d'*A. platensis* a globalement augmenté sous des concentrations modérées de Nacl (notamment à 1 g/L), aussi bien sous 2500 lux que 6000 lux, suggérant une stimulation de la synthèse protéique en réponse au stress salin contrôlé. Ce phénomène pourrait s'expliquer par l'activation de voies métaboliques adaptatives impliquant la production de protéines fonctionnelles ou de stress. Ces observations rejoignent les résultats d'une étude complémentaire, où la teneur en protéines a montré une hausse initiale dans tous les groupes, atteignant un pic au 7^{e} jour avant de diminuer. L'ajout de glycine bétaïne (GB) a renforcé cet effet Cette réponse adaptative combinée au stress salin et à la GB reflète une stratégie métabolique de survie,

cohérente avec l'augmentation observée dans notre étude à 1,5 g/L de Nacl. Ainsi, la salinité modérée semble constituer une condition favorable à l'induction de la synthèse protéique chez *A. platensis*. Concernant les lipides, une nette augmentation a été observée principalement à des concentrations salines élevées (2,5 g/L), notamment sous une intensité lumineuse de 6000 lux. Ce résultat suggère une réponse adaptative d'*A. platensis* par une accumulation lipidique en condition de stress osmotique. Cette tendance pourrait être liée à une redistribution du flux de carbone des glucides vers la biosynthèse des acides gras, comme cela a été rapporté sous traitement combiné glycine bétaïne/salinité **(Yu et al., 2024).**Ainsi, l'augmentation des lipides chez *A. platensis* en condition de stress salin intense pourrait refléter une stratégie de stockage énergétique ou une adaptation membranaire. Le stress salin semble stimuler l'accumulation de lipides chez les microalgues, possiblement en lien avec la production d'espèces réactives de l'oxygène (ROS), comme le suggèrent les travaux de **(Qiao et al., 2021). Verma et al. (2019)** ont également montré qu'une augmentation de la concentration en sel induit une accumulation accrue de lipides. Les cyanobactéries, telles qu'*Arthrospira platensis*, répondent aux variations de salinité en ajustant leur métabolisme lipidique, notamment par la modulation de la synthèse des lipides et de la composition en acides gras. Ce mécanisme adaptatif permettrait de maintenir l'intégrité des membranes et d'assurer la survie en conditions de stress osmotique. Les glucides jouent un rôle essentiel dans la réponse des microalgues au stress environnemental en servant de source d'énergie rapidement mobilisable. Cette accumulation transitoire permet aux cellules de maintenir leur métabolisme de base et de s'adapter rapidement aux conditions stressantes, notamment en situation de stress salin **(Song et al., 2022).** Dans la présente étude, il a été observé que l'effet du NaCl sur l'accumulation des glucides chez *A. platensis* dépendait à la fois de la concentration de sel et de l'intensité lumineuse. Sous une faible intensité lumineuse (2500 Lux), une concentration modérée de NaCl (1 g/L) a favorisé une accumulation maximale des glucides (~240% par rapport au témoin), indiquant un effet bénéfique du stress osmotique modéré sur le métabolisme carboné. Ce résultat est cohérent avec les observations précédentes sur *C. reinhardtii*, où le stress salin a induit une augmentation significative de la teneur en glucides **(Shen et al., 2015 ; Mirizadeh et al., 2020 ; Hang et al., 2020).** L'accumulation des glucides peut ici jouer un rôle d'osmoprotecteur permettant l'ajustement osmotique des cellules face à l'élévation de la salinité **(Siaut et al., 2011 ; Wang et al., 2018).** En revanche, sous une forte intensité lumineuse (6000 Lux), la réponse a été différente. Les faibles concentrations de NaCl (0,5 et 1 g/L) ont entraîné une diminution de la teneur en glucides, probablement en raison d'un

stress combiné lumière-salinité dépassant les capacités adaptatives de la cellule. Une accumulation maximale a néanmoins été observée à 2 g/L (~120 % par rapport au témoin), suggérant qu'à ce niveau de stress combiné, les cellules activent des mécanismes de protection et de stockage énergétique similaires à ceux décrits dans d'autres espèces de microalgues **(Hounslow et al., 2021 ; Hang et al., 2020).** Ces résultats confirment que l'accumulation des glucides constitue une réponse adaptative importante permettant aux microalgues de faire face au stress salin via des mécanismes d'ajustement osmotique et de stockage énergétique transitoire **(Tietel et al., 2019)**. La variation de la réponse selon l'intensité lumineuse témoigne de l'importance des interactions complexes entre les facteurs environnementaux dans la régulation du métabolisme algal.

La peroxydation lipidique est un autre biomarqueur de stress largement utilisé chez les microalgues, mesuré en termes de teneur en MDA dans les cellules **(Pancha et al., 2015 ; Wang et al., 2020).** Le malondialdéhyde (MDA) est un indicateur clé du stress oxydatif, résultant de la peroxydation des lipides membranaires induite par l'accumulation d'espèces réactives de l'oxygène (ROS). La peroxydation des lipides membranaires est le principal indicateur des dommages cellulaires **(Acet et Kadıoglu, 2020 ; Xudong et al., 2020)**. Le MDA est le principal produit de cette peroxydation, généré par l'oxydation des acides gras polyinsaturés par les radicaux libres, et il est considéré comme un marqueur fiable du stress oxydatif **(Meng et al., 2020 ; Yang et Hu, 2020).** Les résultats obtenus suggèrent que *Spiruline platensis* présente une élévation du MDA sous 2500 lux en fonction de la salinité, atteignant à 2 g/L et ensuite une légère décroissance à 2,5 et 3 g/L, indiquant une éventuelle adaptation ou diminution de l'activité métabolique. Cependant, à moins de 6000 lux, le MDA augmente continuellement avec la salinité, sans baisse, ce qui indique une augmentation du stress oxydatif supérieur aux capacités de défense antioxydante.

Ces observations s'accordent avec les recherches de **Fal et al (2022),** qui ont démontré une augmentation notable du niveau de MDA dans des cultures de microalgues exposées au NaCl. **Polat et al (2020)** ont également signalé une augmentation significative des niveaux de H_2O_2 et de MDA dans *Auxenochlorella protothecoides* exposés à 40 g/L de NaCl, suggérant une forte stress oxydative provoquée par la salinité. **Yang et Hu (2020)** ont également noté une augmentation notable du MDA dans *Micractinium sp.* sous des conditions comparables. Ces constatations attestent que l'augmentation du MDA, signe de la peroxydation lipidique, est un indicateur fiable du stress salin chez les microalgues. Par

conséquent, les informations issues de cette recherche s'alignent sur une tendance confirmée par de nombreuses études, qui indiquer que l'exposition à un stress salin intense provoque une surproduction de ROS, dégradant aux membranes cellulaires et résultant en une accumulation de MDA. Cependant, la diminution modérée du MDA à forte salinité sous une faible luminosité pourrait signaler une stratégie adaptative propre à *Spiruline platensis*. H_2O_2 agit comme une molécule de signalisation dans les stress environnementaux et les réponses adaptatives, mais est également nocif pour les membranes cellulaires **(Hu et al., 2012 ; Moghimifam et al., 2020).** De plus, H_2O_2 a été dismuté en H_2O et O_2 par la catalase et en deux molécules d'eau par la peroxydase et l'ascorbate peroxydase en utilisant l'acide ascorbique comme donneur d'électrons **(Singh et al., 2018 ; Wang et al., 2020 ; Zhang et al., 2020)**. Les observations issues de cette étude montrent que *S. platensis* répond rapidement au stress salin, suivie d'une augmentation substantielle de la teneur en H_2O_2 même pendant l'exposition au plus faible NaCl 0,5 g/L, tandis qu'à 3 g/L, il n'y a pas de différence significative. Ainsi, la microalgue présente une accumulation précoce de l'effet du stress oxydatif aggravée par une forte intensité lumineuse 6000 lux. Ce résultat devrait être pris en compte pour la préparation de systèmes photo-bioréacteurs. En comparaison, chez *Dunaliella salina* **(Mishra & Jha, 2011),** l'accumulation de H_2O_2 est progressive, atteignant un pic à des salinités extrêmes (5,0 M NaCl). Cette dynamique lente s'accompagne d'une modulation enzymatique adaptative (activation initiale de la SOD, puis déclin), ce qui reflète une stratégie de tolérance plus régulée. Ainsi, Spiruline semble moins capable de réguler le H_2O_2, ce qui pourrait indiquer une capacité antioxydante plus limitée ou rapidement saturée. De plus, l'interaction entre le stress lumineux et le stress salin accentue cette accumulation, suggérant que les mécanismes de défense oxydative sont dépassés rapidement, contrairement à *Dunaliella,* qui mobilise ses défenses de manière plus progressive.

Dans le système enzymatique antioxydant des cyanobactéries, l'ascorbate peroxydase (APX) occupe une position clé en détoxifiant le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) grâce à l'ascorbate. Dans cette étude, l'activité de l'APX chez *Arthrospira platensis* a été notablement influencée par l'accroissement des concentrations en Nacl, avec une réaction qui dépend de la force du rayonnement lumineux. Dans des conditions d'éclairement modéré (2500 Lux), une importante inhibition de l'activité enzymatique a été notée dès les concentrations réduites de sel (0,5 g/L), avec une diminution graduelle atteignant des seuils critiques à partir de 1 g/L de Nacl. Cette baisse pourrait être due à une accumulation excessive d'ESP (espèces réactives de l'oxygène) qui excède la capacité de défense de l'APX, ce qui pourrait

compromettre la structure ou la production de l'enzyme **(Mittler, 2002).** Ces résultats sont en accord avec celles de **Khan et al. (2015)**, qui ont démontré que le stress salin diminue l'activité des enzymes antioxydantes dans diverses microalgues et cyanobactéries, particulièrement quand la salinité est associée à une luminosité faible ou moyenne. Toutefois, quand la luminosité est forte (6000 Lux), l'effet répressif du Nacl sur l'APX parait diminué. Même si une baisse de l'activité enzymatique persiste, elle est moins marquée, et on note une stabilité comparative entre 1,5 et 3 g/L de Nacl. Ceci laisse supposer que la lumière pourrait avoir un rôle de protection indirect, en activant le processus photosynthétique et en offrant davantage d'énergie (ATP, NADPH) pour renforcer les mécanismes antioxydants **(Foyer & Noctor, 2005).** Des recherches précédentes ont souligné une stimulation de la voie ascorbate-glutathion en présence d'une forte luminosité, favorisant ainsi un meilleur contrôle du stress oxydatif **(Foyer et Noctor, 2011)**

Il semble donc que l'interaction entre le stress salin et la lumière soit essentielle. Alors que le sel génère une augmentation de la production de ROS, un éclairage adéquat pourrait améliorer la capacité d'adaptation du corps en régulant des enzymes antioxydantes. Cette affirmation est soutenue par les données concernant la peroxydase (POD), dont l'activité s'intensifie à 2 g/L de Nacl sous 6000 Lux, indiquant une réaction de compensation via d'autres voies enzymatiques lorsque l'APX est moins active.

La peroxydase (POD) est une enzyme antioxydante qui joue un rôle crucial dans la décomposition du peroxyde d'hydrogène (H_2O_2), réduisant de ce fait les lésions oxydatives infligées aux cellules. Cet ouvrage a permis de mettre en lumière une modulation significative de l'activité de la POD chez *Arthrospira platensis* en lien avec les variations des concentrations en Nacl et de l'intensité lumineuse, révélant ainsi une réaction adaptative au stress environnemental.

Sous un éclairage de 2500 Lux, l'activité de la POD demeure assez constante à de faibles concentrations de Nacl (jusqu'à 1 g/L), puis révèle une hausse progressive dès 1,5 g/L, laissant supposer l'activation de processus défensifs pour gérer l'accumulation de ROS. Cette Réduction est en accord avec la fonction bien définie de la POD en tant que première ligne de défense, particulièrement efficace lorsque l'APX manque d'activité **(Gill & Tuteja, 2010).** Ainsi, l'accroissement de la POD pourrait constituer une réaction compensatoire destinée à restreindre les dommages dus à l'oxydation.

En dessous de 6000 Lux, la réaction est plus accentuée, avec une augmentation visible de l'activité POD dès 0.5 g/L, atteignant un pic à 1.5 g/L de Nacl. On pourrait attribuer cette excitation à une augmentation de la production de ROS sous une forte luminosité,

associée à un stress salin intensifié. Un tel niveau de luminosité stimule à la fois la photosynthèse et les réactions photoréductrices, ce qui peut entraîner une surcharge en oxygène si un déséquilibre se produit. Cela pourrait expliquer l'augmentation accrue de l'activité enzymatique **(Foyer & Noctor, 2005).** Ces conclusions sont en accord avec celles de **Khan et al. (2016),** qui ont constaté une stimulation considérable de la POD chez des cyanobactéries soumises à des stress conjoints (sel + lumière).

Par rapport à l'APX, la POD paraît avoir une meilleure résistance au stress salin, surtout en présence de lumière intense, laissant à penser qu'elle pourrait constituer une voie antioxydante secondaire mais cruciale lorsque la voie ascorbate-glutathion est défaillante. Cette duplication des systèmes de défense reflète une stratégie adaptative qui permet à Arthrospira platensis de préserver son intégrité cellulaire dans des conditions environnementales changeantes.

Conclusion et Perspectives

Conclusion et Perspectives

Les résultats de la présente étude ont montré que l'augmentation de la salinité exerce des effets contrastés selon l'intensité lumineuse appliquée. Une stimulation de la production de biomasse et de certains composés biochimiques a été enregistrée à des concentrations modérées de NaCl, tandis que des effets inhibiteurs ont été observés à des concentrations plus élevées, notamment sous faible intensité lumineuse. Concernant les pigments photosynthétiques, des augmentations significatives de la chlorophylle-a, de la chlorophylle-b et des caroténoïdes ont été observées à des concentrations modérées de sel. En revanche, des diminutions notables de ces pigments ont été enregistrées à des concentrations élevées, traduisant une altération de l'efficacité photosynthétique sous le stress salin. Au niveau des composés macromoléculaires, les protéines ont atteint leurs concentrations maximales à une salinité modérée (particulièrement à 1,5 g/L sous 2500 lux), tandis que les glucides et les lipides ont présenté des profils variables en fonction de la concentration en NaCl et de l'intensité lumineuse. Une accumulation notable de glucides a été observée sous faible salinité et faible intensité lumineuse, tandis qu'une augmentation marquée des lipides a été enregistrée sous forte salinité (notamment à 2,5 g/L sous 6000 lux). En ce qui concerne les indicateurs de stress oxydatif, les teneurs en MDA et H_2O_2 ont augmenté progressivement avec la concentration croissante de NaCl, indiquant une activation des voies oxydatives en réponse au stress salin, particulièrement sous forte intensité lumineuse. Parallèlement, les enzymes antioxydantes (APX et POD) ont montré des profils adaptatifs distincts : une nette diminution de l'activité de l'APX a été observée avec l'augmentation de la salinité, tandis que l'activité de la POD a présenté des variations en fonction de la concentration en NaCl et de l'intensité lumineuse, avec une stimulation notable à des concentrations intermédiaires. Ces résultats confirment la capacité d'adaptation de *Spiruline platensis* à des conditions environnementales variées en modulant ses voies métaboliques et ses réponses physiologiques. Ils soulignent l'importance du contrôle des facteurs environnementaux tels que la lumière et la salinité pour optimiser la production biotechnologique de cette cyanobactérie.

Dans la continuité de ce travail, plusieurs perspectives peuvent être envisagées : approfondir l'étude de l'effet de la salinité sur l'expression génique des enzymes antioxydantes, élargir la gamme des intensités lumineuses et des durées d'exposition, exploiter la salinité comme levier pour stimuler la production de composés à haute valeur ajoutée tels que les pigments naturels et les acides gras insaturés, et enfin, intégrer des

études sur la dynamique du métabolisme énergétique sous stress combiné de lumière et de salinité afin de mieux comprendre les mécanismes adaptatifs mis en jeu.

Références Bibliographiqu

Références Bibliographiques

1. Acet, T., Kadıoglu, A., 2020. SOS5 gene-abscisic acid crosstalk and their interaction with antioxidant system in Arabidopsis thaliana under salt stress. Physiol. Mol. Biol. Plants 26, 1831–1845.

2. Agrios, G. N. (2005). *Plant Pathology* (5th ed.). Academic Press.

3. AHOUNOU, M. (2018). La spiruline : un complément alimentaire en conseil à l'officine. Enquête d'utilisation.thèse doctorat, *UNIVERSITE DE ROUEN*, Rouen, France. CIFERRI.O.(1983). Spirulina, the Edible Microorganism. Microbial. Rev. Vol. 47:551-578.

4. Ainas M, Hasnaoui S, Bouarab R, Abdi N, Drouiche N, Mameri N. Hydrogen production with the cyanobacterium Spirulina platensis. International Journal of Hydrogen Energy. 2017; 42 : 4902–4907.

5. Ainas, M.(2018).Valorisation dune biomasse algale par un photobioréacture pour la production d'hydrogène. Thèse de doctorat, ENP algerie, ELHARRACH.

6. Al Mahrouqi, H, Amar Naqqiuddin, M, Achankunju, J, Omar, H , & Ismail, H.(2015). Different salinity effects on the mass cultivation of Spirulina (Arthrospira platensis) under sheltered outdoor conditions in Oman and Malaysia. Journal of Algal Biomass Utilisation, 6 (1): 1-14, 2229 – 6905.

7. Alge, D. And Peschek, G.A., (1993). Characterization of a ctacde Operon-Like Genomic Region Encoding Subunits I–III of the Cyanobacterium Synechocystis PCC 6803. Biochem Mol Biol Int 29: 511-525.

8. Allakhverdiev, S.I., Kinoshita, M., Inaba, M., Suzuki, I. And Murata, N. (2001). Unsaturated Fatty Acids in Membrane Lipids Protect the Photosynthetic Machinery against Salt-Induced Damage in Synechococcus. Plant Physiol 125: 1842-1853.

9. Allakhverdiev, S.I., Nishiyama, Y., and Suzuki, I. (1999). Genetic Engineering of the Unsaturation of Fatty Acids in Membrane Lipids Alters the Tolerance of Synechocystis to Sail Stress.Proc Natl Acad Sci US 96: 5862-5867.

10. Anses. 2017.(AVIS de l'Agence nationale de sécurité sanitaire de l'alimentation,de l'environnement et du travail relatif aux « risques liés à la consommation de compléments alimentaires contenant de la spiruline » Maisons-Alfort,fr.Anses, 6 p.

11. Anses. 2017.(AVIS de l'Agence nationale de sécurité sanitaire de l'alimentation,de l'environnement et du travail relatif aux « risques liés à la consommation de compléments alimentaires contenant de la spiruline » Maisons-Alfort,fr.AnsesApplications of spirulina. Curr. Trends Biotechnol. Pharm. P.681-95.).

12. Apte, S.K. and Bhagwat, A. (1989). Salinity Stress-Induced Proteins in Two Nitrogen Fixing Anabaena Strains ferentially to Salt. J Bacteriol 171: 909-915.

13. Apte, S.K. and Haselkorn, R. (1990). Cloning of Salinity Stress-Induced Genes from the Salt-Tolerant Nitrogen- Fixing Cyanobacterium Anabaena torulosa. Plant Mol Biol 15: 723 733.

14. Artivle: Advances in delivery methods of Arthrospira platensis (spirulina) for enhanced therapeutic outcomes

15. Ashih Kumar Srivastava,Amar Nath Rai.Brett A .Neilan (2013) .Stress biology of cyanobacteria : Molecular Mechanisms to cellular Responses . 369p

16. Baliarda, a.(2003). Evaluation de la reponse au stress chezles bacteries lactiques appartenant aux genrespediococcus et tetragenococcusapproches physiologiques et genetiques (thèse de doctorat, l'université bordeaux 1).

17.BEMIARANA,v.,Vicente,N,.Riva,A.(éditeur).(2008) COLLOQUE INTERNATIONAL SUR LA SPIRULINE : LA SPIRULINE ET LE DEVELOPPEMENT.Université de Toliara, Madagascar,28-30 avril 2008.

18. Blumwald, E., Wolosin, J.M. and Packer, L. (1984). Na+/H+ Exchange in the Cyanobacterium Synechococcus 6311. Biochem. Biophys. Res. Commun. 122: 452-459.

19. Bradford MM. A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. Analytical Biochemistry. 1976; 72 : 248–254.

20. Bremer, E., et R. Kramer. 2000. Coping with osmotic challenges: osmoregulation through accumulation and release of compatible solutes in bacteria, p. 79-97. In G. Storzet R. Henge Aronis (ed.), Bacterial stress responses. ASM Press, Washington.

21. Cakmak I, Marschner H. Magnesium deficiency and high light intensity enhance activities of superoxide dismutase, ascorbate peroxidase, and glutathione reductase in bean leaves. Plant Physiology. 1992; 98 : 1222–1227.
22.CAT / Aebi H. [13] Catalase in Vitro. Methods in Enzymology. 1984; 105 : 121–126
23. Chaiklahan, R., Chirasuwan, N., Srinorasing, T., Attasat, S., Nopharatana, A., Bunnag, B., 2022a. Enhanced biomass and phycocyanin production of Arthrospira (Spirulina) platensis by a cultivation management strategy: light intensity and cell concentration. Bioresour. Technol. 343, 126077.
24. Charpy, L., Langlade, M. J., & Alliod, R. (2008). « La Spiruline peut-elle être un atout pour la santé et le développement en Afrique ? ». 167, 1–4.
25. Chen, H. And Jiang, J.G. (2009). Osmotic Responses of Dunaliella to the Changes of Salinity. J Cell Physiol 219: 251-258.
26.CRUCHOT,H.(2008). LA SPIRULINE : BILAN ET PERSPECTIVES. Thèse de doctorat en pharmacie, Université de Rouen, France.

27. Danesi, E. D. G., Rangel-Yagui, C. O., Carvalho, J. C. M., & Sato, S. (2004). Effect of reducing the light intensity on the growth and production of chlorophyll by *Spirulina platensis*. *Biomass and Bioenergy*, *26*(4), 329–335.

28. Dubois M, Gilles KA, Hamilton JK, Rebers PA, Smith F. Colorimetric Method for Determination of Sugars and Related Substances, Analytical Chemistry. 1956; 28 : 350–356.
29. Durand-Chastel H (1993) .La Spiruline, algue de vie. Bull. Inst. Océanog. Monaco, n° spécial 12 : 7-11.
30. Elloumi, W., Jebali, A., Maalej, A., Chamkha, M., & Sayadi, S. (2020). Effect of mild salinity stress on the growth, fatty acid and carotenoid compositions, and biological activities of the thermal freshwater microalgae Scenedesmus sp. Biomolecules, 10(11), 1536.
31. Elloumi, W., Jebali, A., Maalej, A., Chamkha, M., & Sayadi, S. (2020). Effect of mild salinity stress on the growth, fatty acid and carotenoid compositions, and biological activities of the thermal freshwater microalgae Scenedesmus sp. Biomolecules, 10(11), 1515.
32. Erdmann, N., Fulda, S. And Hagemann, M. (1992). Glucosylglycerol accumulation during salt acclimation of two unicellular cyanobacteria. J Gen Microbiol 138: 363-368.
33. Fal, S., Aasfar, A., Rabie, R., Smouni, A., & El Arroussi, H. (année). Salt induced oxidative stress alters physiological, biochemical and metabolomic responses of green microalga Chlamydomonas reinhardtii. Heliyon.
34. Fernandes, T.A., Iyer, V. And Apte, S.K. (1993). Differential Responses of Nitrogen-Fixing Cyanobacteria to Salinity and Osmotic Stresses. Appl Environ Microbiol 59: 899-904.
35.FOX .R.D. (1999).‘’Spiruline Technique, pratique et promesse’’. Aix en provence: Edisud; 1999.

36. Foyer, C. H., & Noctor, G. (2005). Redox homeostasis and antioxidant signaling: A metabolic interface between stress perception and physiological responses. *The Plant Cell*, *17*(7), 1866–1875.

37. Foyer, C. H., & Noctor, G. (2011). Ascorbate and glutathione: The heart of the redox hub. *Plant Physiology*, *155*(1), 2–18.

38. Fulda, S., Huang, F. And Nilsson, F. (2000). Proteomics of Synechocystis sp. Strain PCC 6803: Identification of Periplasmic Proteins in Cells Grown at Low and High Salt Concentrations. Eur J Biochem 267: 5900-5907.

39. Gill, S. S., & Tuteja, N. (2010). Reactive oxygen species and antioxidant machinery in abiotic stress tolerance in crop plants. *Plant Physiology and Biochemistry*, *48*(12), 909–930.

40.GIRARDIN.A., C. (2011). ‘’Algues et cyanobactéries’’. Paris XIII. P 4.

41.GOULAMABASSE, T. (2018). LA SPIRULINE : ACTIVITES THERAPEUTIQUES ET SON INTERET DANS LA LUTTE CONTRE LA MALNUTRITION A MADAGASCAR. Thèse doctorat, Université de Lille,France,

42. Greque de Morais, M., & Vieira Costa, J. A. (2007). Biofixation of carbon dioxide by *Spirulina* sp. And *Scenedesmus obliquus* cultivated in a three-stage serial tubular photobioreactor. *Journal of Biotechnology, 129*(3), 439–445.

43. Hagemann, M. And Erdann, N. (1997). Environmental stresses. In: AK (ed). Cyanobacterial nitrogen metabolism and environmental biotechnology. Springer, Berlin Heidelberg New York and Narosa, New delhi. P156-221

44. Hagemann, M., Fulda, S. And Shubert, H. (1994). DNA, RNA and Protein Synthesis in the Cyanobacterium Synechocystis sp. PCC 6803 Adapted to Different Salt Concentrations Curr Microbiol 28: 201-207.

45. Hagemann, M., Wolfel, L. And Krüger, B. (1990). Alterations of Protein Synthesis in the Cyanobacterium Synechocystis spec. PCC 6803 after a Salt Shock, J Gen Microbiol 136: 1393-1399.

46.HAMOUDA,I.(2019). ETUDE IN VITRO ET IN VIVO DE L'INFLUENCE DE SPIRULINA PLATENSIS ET CHLORELLA PYRENOIDOSA SEULE ET EN ASSOCIATION SUR LA FLORE INTESTINALE. Thèse de doctorat en sciences. UNIVERSITE SAAD DAHLAB DE BLIDA.alger

47. Hang, L.T., Mori, K., Tanaka, Y., Morikawa, M., Toyama, T., 2020. Enhanced lipid productivity of Chlamydomonas reinhardtii with combination of nacl and cacl2 stresses. Bioproc. Biosyst. Eng. 43, 971–980.

48. Heath RL, Packer L. Photoperoxidation in isolated chloroplasts. I. Kinetics and stoichiometry of fatty acid peroxidation. Archives of Biochemistry and Biophysics. 1968; 125 : 189–198

49. Hongmei G, Yunlai T, Jia W, Xiaogang W, Lixin Z, Congming L.(2008). Characterization of photosystem II in salt-stressed cyanobacterial Spirulina platensis cells. Biochimica et Biophysica Acta, 1777, 488–495.

50. Hopkinsw.W;(2003). Les relations hydriques dans la plante entière, In: Physiologie végétale, Ed. De book &Larcier, Bruxelles, p44-58.

51. Hounslow, E., Evans, C.A., Pandhal, J., Sydney, T., Couto, N., Pham, T.K., Gilmour, D.J., Wright, P.C., 2021. Quantitative proteomic comparison of salt stress in Chlamydomonas reinhardtii and the snow alga Chlamydomonas nivalis reveals mechanisms for salt-triggered fatty acid accumulation via reallocation of carbon resources. Biotechnol. Biofuels 14, 1–25

52. Hu, L., Li, H., Pang, H., Fu, J., 2012. Responses of antioxidant gene, protein and enzymes to salinity stress in two genotypes of perennial ryegrass Lolium perenne differing in salt tolerance. J. Plant Physiol. 169, 146–156.

53. Ismaiel, M.M.S., Piercey-Normore, M.D., Rampitsch, C., 2018. Proteomic analyses of the cyanobacterium Arthrospira (Spirulina) platensis under iron and salinity stress. Environ. Exp. Bot. 147, 63–74.

54. Iyer, V., Fernandes, T., and Apte, S.K., (1994). A Role for Osmotic Stress-Induced Proteins in the Osmotolerance of a Nitrogen-Fixing Cyanobacterium Anabaena sp. Strain L-31. J Bacteriol 176: 5868-5870.

55. Jang, J.Y., Kim, D.G., Kim, Y.O., Kim, J.S. and Kang H. (2004). An expression analysis Of a gene family encoding plasma membrane aquaporins in response to abiotic stresses in Arabidopsis thaliana. Plant Mol Bio 54: 713-725.

56. Jean-Paul Cadoret et Olivier Bernard (2008). La production de biocarburant lipidique avec Des micro-algues : promesses et défis, Journal de la Société de Biologie 202 (3), 201-211

57.JOURDAN, et al. 2012.MANUEL DE CULTURE ARTISANALE DE SPIRULINE p36

58.JOURDAN.J.P.(2006).Cultivez votre spiruline: manuel de culture artisanal .Publication Antenna Technologies

59. Karandashova, I.V. and Elanskaya, I.V. (2005). Genetic Control and Mechanisms of Salt and Hyperosmotic Stress Resistance in Cyanobacteria. Russ J Genet 41: 1311-1321.

60. Khan, M. I. R., Asgher, M., & Khan, N. A. (2014). Alleviation of salt-induced photosynthesis and growth inhibition by salicylic acid involves glycinebetaine and ethylene in mungbean (*Vigna radiata* L.). *Plant Physiology and Biochemistry, 80*, 67–74

61. Kim, W. S., J. Ren, and N. W. Dunn.1999. Differentiation of lactovoccus lactis subspecies lactis and subspecies cermoris strains by their adaptivrespons to stress. FEMS Microbiol Lett.67(10):4594-602.
62. Laberche.J.C; (2004). La nutrition de la plante In Biologie Végétale. Dunod. 2e (éd). Paris, p154 -163.
63. Leclerc J.C., 1999 :Ecophysiologie végétale-publications univ. Saint Etienne p 188- 235.
64. Levitt J., 1980: Responses of Plants to Environmental Stresses: Water, Radiation, Salt, and other stresses, Academic Press, New York, pp. 365-488.
65. Live: ARTHROSPIRA PLATENSIS Monograph Alejandra Guasto Wojciech Waliszewski Colegio Bolivar 2018-2019
66. Lu, C., & Vonshak, A. (2002). Effects of salinity stress on photosystem II function in cyanobacterial Spirulina platensis cells. Physiologia Plantarum, 114(3), 405–413.
67.LUU Doan Trung,(2025), Comment les plantes supportent-elles un régime salé . Chercheur CNRS, Laboratoire Biochimie & Physiologie Moléculaire des Plantes, Université Montpellier, CNRS, INRAE, Institut Agro, Montpellier.
68. Maasmoudi,S.2015 . Dynamique du phytoplancton et caractérisation physiologique et moléculaire de trois espèces autotrophes de la saline de Sfax(Tunisie), un milieu extrémophile. Mansuniversité; Université de Sfax (Tunisie), 2014. Français. NNT: 2014LEMA1015. Tel-01150399
69. Mackay, M. And Norton, R.S. (1987). 13C Nuclear Magnetic Resonance Study of Biosynthesis of Glucosylglycerol by Cyanobacterium under Osmotic Stress, J Gen Microbiol 130: 2177-2191.
70. Marceau, A., M. Zagorec, and M. C. Champomier-Verges.2002. Analysis of lactobacillus saki adaptation to its envirenement by a proteomic approvh. Sciences des aliments.22:97-105.
71. Marin, K., Suzuki, I., Yamaguchi, K., Ribbeck, K., Yamamoto, H., Kanesaki, Y., Hagemann M. And Murata, N. (2003). Identification of histidine kinases that act as sensors in the perception of salt stress in Synechocystis sp. PCC 6803. Proc Natl Acad Sci USA 100: 9061-9066

72. Markou, G., & Nerantzis, E. (2013). Microalgae for high-value compounds and biofuels production: A review with focus on cultivation under stress conditions. *Biotechnology Advances, 31*(8), 1532–1542.

73. Meng, Y., Chen, H., yan Liu, J., Zhang, C.Y., 2020. Melatonin facilitates the coordination of cell growth and lipid accumulation in nitrogen-stressed Chlamydomonas reinhardtii for biodiesel production. Algal Res. 46, 101786.
74. Mirizadeh, S., Nosrati, M., Shojaosadati, S.A., 2020. Synergistic effect of nutrient and salt stress on lipid productivity of Chlorella vulgaris through two-stage cultivation. Bioenergy Res. 13, 507–517.
75. Mishra SK, Suh WI, Farooq W, Moon M, Shrivastav A, Park MS, et al. Rapid quantification of microalgal lipids in aqueous medium by a simple colorimetric method. Bioresource Technology. 2014; 155 : 330–333.
76. Mishra, A., & Jha, B. (2011). Antioxidant response of the microalga Dunaliella salina under salt stress. Botanica Marina, 54(2).
77. Mishra, A., Mandoli, A. And Jha, B. (2008). Physiological characterization and stress induced metabolic responses of Dunaliella salina isolated from salt pan. J Ind Microbiol Biotechnol 35: 1093-1101.
78. Mittler, R. (2002). Oxidative stress, antioxidants and stress tolerance. Trends in Plant Science, 7(9), 405–410.
79. Moghimifam, R., Niknam, V., Ebrahimzadeh, H., Hejazi, M.A., 2020. The influence of different CO2 concentrations on the biochemical and molecular response of two isolates of Dunaliella sp. (ABRIINW-CH2 and ABRIINW-SH33). J. Appl. Phycol. 32, 175–187

80. Molitor, V., Erber, W. And Peschek, G.A. (1986). Increased Levels of Cytochrome-Oxidase and Sodium-Proton Antiporter in the Plasma Membrane of Anacystis nidulans after Growth in Sodium-Enriched Media. FEBS Lett 204: 251-256.
81. Mouellef .A; (2010). Caractères physiologiques et biochimiques de tolérances du blé dur (triticumdurumdessf) au stress hydrique. Mémoire, université mentouri, constantine Faculté de biologie, Département de Biologie Végétale et Ecologie, p10-11.
82. Munns R., 2002: Comparative physiology of salt and water stress; Plant, Cell and Environment pp239-250.
83. Munns, R. Et Termaat, A. (1986). "Whole-Plant Responses to Salinity." Australian Journal of Plant Physiology, 13(1), 143-160.
84. Nakano Y, Asada K. Hydrogen peroxide is scavenged by ascorbate-specific peroxidase in spinach chloroplasts, Plant and Cell Physiology. 1981; 22 : 867–880.
85. Nitesh Kumar Yadav · Arun Bhai Patel · Himanshu Priyadarshi · Sampa Baidya.(2025) .Salinity stress-induced impacts on biomass production, bioactive compounds, antioxidant activities and oxidative stress in watermeal (Wolfa globosa). Discover Applied Sciences.
86. Oukarroum.A; (2007).Vitalité des plantes d'orge (Hordeumvulgare L.) En conditionsde stress hydrique et thermique analysée par la fluorescence chlorophyllienne. Thèse de doctortat 3878.Univ. Genève, Maroc.
87.OULD BELLAHCEN.T., BOUCHABCHOUB A.1., MASSOUI.M., EL YACHIOUI .M .2013.Culture et production de spirulina platensis dans les dans les eaux usees domestiques.14 :107-122.
88. Pagels, F., Guedes, A. C., Amaro, H. M., Kijjoa, A., & Vasconcelos, V. (2019). Phycobiliproteins from cyanobacteria: Chemistry and biotechnological applications. Biotechnology Advances, 37(3), 422–443.
89. Paliwal, C., Mitra, M., Bhayani, K., Bharadwaj, S.V.V., Ghosh, T., Dubey, S., Mishra, S., 2017. Abiotic stresses as tools for metabolites in microalgae. Bioresour. Technol. 244 (Pt 2), 1216–1226.
90. Pancha, I., Chokshi, K., Maurya, R., Trivedi, K., Patidar, S. K., Ghosh, A., & Mishra, S. (2015). Salinity induced oxidative stress enhanced biofuel production potential of microalgae Scenedesmus sp. CCNM 1077. Bioresource Technology, 189, 341–348.
91. Patel S, Goyal A.201) .Current and prospective insights on food and pharmaceutical
92. Polat, E., Yüksel, E., Altınbas¸, M., 2020. Mutual effect of sodium and magnesium on the cultivation of microalgae Auxenochlorella protothecoides. Biomass Bioenergy 132, 1–9.
93. Poolman, B. And Glaasker, E. (1998). Regulation of Compatible Solute Accumulation in Bacteria. Mol Microbiol 29: 397-407.
94. Ranga Rao, A., Dayananda, C., Sarada, R., Shamala, T. R., & Ravishankar, G. A. (2007). Effect of salinity on growth of green alga Botryococcus braunii and its constituents. Bioresource Technology, 98(3), 560–564.
95. Reed, R.H. and Stewart, W.D.P. (1985). Osmotic Adjustment and Organic Solute Accumulation in Unicellular Cyanobacteria from Freshwater and Marine Habitats. Mar Biol (Berlin) 88: 1-9.
96. Salama, E.-S., Kurade, M. B., Abou-Shanab, R. A. I., El-Dalatony, M. M., Yang, I.-S., Min, B., & Jeon, B.-H. (2017). Recent progress in microalgal biomass production coupled with wastewater treatment for biofuel generation. *Renewable and Sustainable Energy Reviews, 79*, 1189–1211.
97. Salt,and Hyperosmotic Stress Resistance in Cyanobacteria. Russ J Genet 41: 1311-1321.
98. Sarada, R., Pillai, M. G., Ravishankar , G. A., 1999. Phycocyanin from Spirulina sp : influence of processing of biomass on phycocyanin yeld, analysis of efficacy of extraction methods and stability studies on phycocyanin. Process Biochemistry, 34, 795-801).
99. Serano R (1996) Salt tolerance in plants and microorganisms: toxicity targets and defense responses. Int Rev Cytol 165:1–52
100. Sharma, G., Kumar, M., Ali, M. I., & Jasuja, N. D. (2014). Effect of carbon content, salinity and ph on Spirulina platensis for phycocyanin, allophycocyanin and phycoerythrin accumulation. Journal of Microbial & Biochemical Technology, 6(4).

101. Shen, X.F., Chu, F.F., Lam, P.K.S., Zeng, R.J., 2015. Biosynthesis of high yield fatty acids from Chlorella vulgaris NIES-227 under nitrogen starvation stress during heterotrophic cultivation. Water Res. 81, 294–300.
102. Shetty, P., Gitau, M. M., & Maróti, G. (2019). Salinity stress responses and adaptation mechanisms in eukaryotic green microalgae. Cells, 8(12), 1657.
103. Siaut, M., Cuine, S., Cagnon, C., Fessler, B., Nguyen, M., Carrier, P., Beyly, A., Beisson, F., Triantaphylides, C., Li-Beisson, Y., Peltier, G., 2011. Oil accumulation in the model green alga Chlamydomonas reinhardtii: characterization, variability between common laboratory strains and relationship with starch reserves. BMC Biotechnol. 11, 1472–6750.
104. Singh, R. P., Yadav, P., Kujur, R., Pandey, K. D., & Gupta, R. K. (2022). Chapitre 10 – Cyanobactéries et tolérance au stress salin. In Mode de vie des cyanobactéries et ses applications en biotechnologie (pp. 253–280). Academic Press.
105. Singh, R., Upadhyay, A.K., Chandra, P., Singh, D.P., 2018. Sodium chloride incites reactive oxygen species in green algae Chlorococcum humicola and Chlorella vulgaris: implication on lipid synthesis, mineral nutrients and antioxidant system. Bioresour. Technol. 270, 489–497.
106. Song, X., Liu, B.F., Kong, F., Song, Q., Ren, N.Q., Ren, H.Y., 2022. Simultaneous chromium removal and lipid accumulation by microalgae under acidic and low temperature conditions for promising biodiesel production. Bioresour. Technol. 370, 128515.
107. Srivastava AK, Bhargava P, Kumar A et al (2009). Molecular characterization and the effect of salinity on cyanobacterial diversity in the rice fields of Eastern Uttar Pradesh, India. Saline Systems 5:4
108. Srivastava, A., Kalwani, M., Chakdar, H., Pabbi, S., Shukla, P., 2022. Biosynthesis and biotechnological interventions for commercial production of microalgal pigments: a review. Bioresour. Technol. 352, 127071.
109. Stanier R. Y .et Van Niel C. B. (1962) .The concept of a bacterium. Arch. Mikrobiol. 42: 17- 35
110. Tietel, Z., Wikoff, W.R., Kind, T., Ma, Y., Fiehn, O., 2019. Hyperosmotic stress in Chlamydomonas induces metabolomic changes in biosynthesis of complex lipids. Eur. J. Phycol. 55, 11–29.
111. Torrecilla, I., Leganés, F., Bonilla, I., and Fernández- Piñas, F. (2001). Calcium Transients in Response to Salinity and Osmotic Stress in the Nitrogen-Fixing Cyanobacterium Anabaena sp. PCC 7120, Expressing Cytosolic Aquaequorin, Plant Cell Environ 24: 641-450.
112. Torzillo, G., & Vonshak, A. (1994). Effect of light and temperature on the photosynthetic activity of the cyanobacterium Spirulina platensis. Biomass and Bioenergy, 6(5), 399–403.
113. Velikova V, Yordanov I, Edreva A. Oxidative stress and some antioxidant systems in acid rain-treated bean plants protective role of exogenous polyamines. Plant Science. 2000; 151 : 59–66
114. Vonshak, A., & Richmond, A. (1988). Mass production of the blue-green alga *Spirulina*: An overview. *Biomass*, *15*(4), 233–247.
115. Waditee, R., Hibino, T., Nakamura, T., Incharoensakdi, A. And Takabe, T. (2002). Overexpression of a Na+/H+ antiporter confers salt tolerance on a freshwater cyanobacterium, making it capable of growth in sea water. PNAS 99: 4109-4114.
116. Wang Q, Liu W, Li X, Wang R, Zhai J. Carbamazepine toxicity and its co-metabolic removal by the cyanobacteria Spirulina platensis. The Science of the Total Environment. 2020; 706 : 135686
117. Wang, N., Qian, Z., Luo, M., Fan, S., Zhang, X., Zhang, L., 2018. Identification of salt stress responding genes using transcriptome analysis in green alga Chlamydomonas reinhardtii. Int. J. Mol. Sci. 19, 3359.
118. Wang, X.D., Lu, Y.C., Xiong, X.H., Yuan, Y., Lu, L.X., Liu, Y.J., Mao, J.H., Xiao, W.W.,2020. Toxicological responses, bioaccumulation, and metabolic fate of triclosan in Chlamydomonas reinhardtii. Environ. Sci. Pollut. Res. 27, 11246–11259.
119. Xudong, Z., Xincheng, J., Shan, G., Zhenjia, W., Pengcheng, G., 2020. Effects of Oxytetracycline dihydrate and sulfamethoxazole on Microcystis aeruginosa and Chlamydomonas microsphaera. J. Oceanol. Limnol. 39, 160–172.

120. Yang, H., Hu, C., 2020. Regulation and remodeling of intermediate metabolite and membrane lipid during nacl-induced stress in freshwater microalga Micractinium sp. XJ-2 for biofuel production. Biotechnol. Bioeng. 117, 3727–3738.
121. Yang, W., Wang, F., Liu, L.N., Sui, N., 2020. Responses of membranes and the Photosynthetic apparatus to salt stress in cyanobacteria. Front. Plant Sci. 11, 713.
122. Yang, Y., Guo, Y., 2018. Unraveling salt stress signaling in plants. J. Integr. Plant Biol. 60 (9), 796–804.
123. Yu, C., Hu, Y., Zhang, Y., Luo, W., Zhang, J., Xu, P., Qian, J., Li, J., Yu, J., Liu, J., Zhou, W., & Shao, S. (2024). Concurrent enhancement of biomass production and phycocyanin content in salt-stressed Arthrospira platensis: A glycine betaine-supplementation approach. Chemosphere, 353, 141387.
124. Zhang, S., He, Y., Sen, B., Wang, G., 2020. Reactive oxygen species and their applications toward enhanced lipid accumulation in oleaginous microorganisms. Bioresour. Technol. 307, 123234.
125. Zhou, T., Cao, L., Zhang, Q., Liu, Y., Xiang, S., Liu, T., Ruan, R., 2021. Effect of chlortetracycline on the growth and intracellular components of Spirulina platensis and its biodegradation pathway. J. Hazard Mater. 413, 125310.