

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

Université de RELIZANE
Faculté des Sciences de la Nature et de la vie
Département des Sciences Biologiques



MEMOIRE

En vue de l'obtention du diplôme de MASTER en :

Microbiologie & contrôle de qualité

Intitulé

Etude du potentiel de *Chlorella* pour le dessalement
biologique des eaux salines

Présenté par :

Mlle : FEKIER Douaa

Mlle : GRINI Hanane

Devant les membres de jury :

Président : Mme ADDI Nesrine

Maître de conférence (A)

(U. Relizane)

Encadreur : Mr GADI Omar

Maître assistant (A)

(U. Relizane)

Examineur : Mme HANIS Fawzia

Maître de conférence (B)

(U. Relizane)

Année universitaire : 2024/2025

Remerciements

*Nous remercions Dieu le tout puissant qui nous a donné le
Courage, la patience et la force jusqu'à la fin de la réalisation de
Ce modeste travail.*

*Ce mémoire est aujourd'hui l'occasion de remercier toutes les
Personnes qui ont collaboré à ce travail.*

*Tout d'abord, nous tenons à remercier **Mr. GADI Omar** pour la
qualité de son encadrement exceptionnel, pour sa patience, sa rigueur
et sa disponibilité durant notre préparation de ce mémoire et d'avoir
dirigé ce travail et de nous faire partager ces connaissances qui ont
été très utiles et pour ces précieux Conseils et orientations.*

*Nos remerciements vont aussi aux membres du jury,
nous sommes conscientes de l'honneur que nous a fait Mme **ADDI
Nesrine** en étant présidente du jury et Mme **HANIS Fawzia** d'avoir
accepté d'examiner ce travail.*

*Un très grand merci à toutes nos familles qui nous ont gratifié de leur
amour et fourni les motivations. On leur adresse toute notre gratitude
du fond du cœur.*

*Nous tenons à notifier un remerciement spécial à tous nos
Professeurs du département de sciences biologiques qui ont
Contribué à notre formation.*

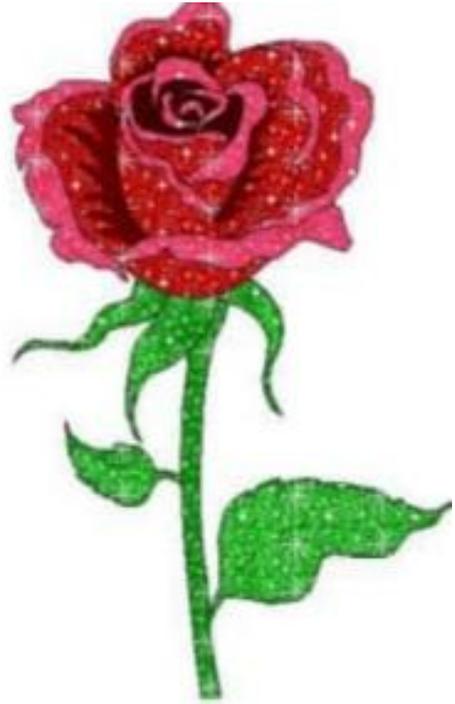
*Finalement, Nous remercions également toutes les personnes qui
Ont contribué de près ou de loin à la réalisation de
Ce mémoire.*

Mes remerciements à tous les amis de la promotion 2025

Hanane ET Douaa

DEDICACES

*Je dédie cet humble travail à celui
qui m'a donné la vie au nom du
Seigneur de la vie, au trésor le plus
précieux que Dieu m'a donné, au plus
doux amour dont le cœur bat au
symbole de la bonté et de la tendresse
"Gentil Maman"*



*Je dédie également à celui qui a lutté
pour me voir réaliser son rêve, qu'il a
souhaité toute sa vie, au symbole de
La patience, de la force et de l'endurance. "Cher papa"
Au plus merveilleux et merveilleux cadeau que mes parents bien-
aimés m'ont fait « Chers sœurs et frère »
A qui mon sang a appelé leur sang et mon âme avec leur âme A mes
sœurs que ma mère n'a pas enfantées « Mes collègues et amis »
A celui qui a été le meilleur soutien pour moi et la chose la plus
merveilleuse que la vie m'ait donnée " ma chère amie hanane "
A tous ceux qui ont contribué à la réalisation de cette humble note,
de près ou de loin, même avec un mot gentil.
A tous mes professeurs distingués qui n'ont pas lésiné sur leur don
pendant les années d'études, en particulier mon professeur
Superviseur que j'ai le plus grand respect et appréciation.*

FKEIR Douaa

DEDICACES

Je dédie ce modeste travail

A mes chers parents

*Qui m'ont soutenue et encouragée durant ces années d'étude et pour
l'éducation*

*qu'ils m'ont prodigué , avec tous les moyens et au prix de tous les
sacrifices*

*qu'ils ont consentis à mon égard, pour le sens du devoir qu'ils m'ont
enseigné*

depuis mon enfance.

A mes très chères sœurs Meriem et Aïcha

A mon très cher frère Mohamed

*Pour tout leur soutien moral et leur amour et affection, et
particulièrement et pour me motiver à avoir autant de succès et de
réussite.*

A mon très cher neveu petit Abdelillah

A toute la famille GRINI et ABDELKADER

A tous mes enseignants

A tous mes amis et camarades de promotion

A tous ceux que j'aime

GRINI Hanane

المخلص

يتزايد الطلب العالمي على المياه. وهناك حاجة إلى نهج مستدام وموفر للطاقة لتحلية المياه المخصصة للزراعة والبلديات. يهدف هذا العمل إلى دراسة سلوك طحلب الكلوريل في بيئات ملحية مختلفة من أجل تقييم قدرته على التنقية البيولوجية للمياه المالحة. تم تقييم تحمّل الملوحة داخل مفاعلات حيوية ضوئية باستخدام تراكيز مختارة من كلوريد الصوديوم (NaCl) بمقدار 2.9 و 5.8 و 35 غ/لتر. كانت الملوحة، والأس الهيدروجيني (pH) ، والكلوريد، والنترات، والكبريتات هي المعايير الرئيسية التي تم قياسها طوال فترة التجربة. أظهرت تقديرات نمو الكتلة الحيوية عدم قدرة الكلوريل على النمو في وسط ملحي بتركيز 35 غ/لتر، كما أظهرت النتائج أن نمو الكلوريل يتناسب عكسياً مع ملوحة الوسط. تم تسجيل ارتفاع في قيمة pH في أوساط زراعة الكلوريل. وقد انخفضت ملوحة الوسطين (2.9 و 5.8 غ/لتر) بشكل ملحوظ خلال الأسبوعين الأولين من التجربة، لتصل إلى 0.22% و 0.48% على التوالي. كما تم تسجيل انخفاض في تراكيز الكلوريد، والنترات، والكبريتات.

الكلمات المفتاحية: تحلية المياه؛ الكلوريل؛ الملوحة؛ المفاعلات الحيوية الضوئية

Abstract

Global water demand is increasing. A sustainable and energy-efficient approach is needed to desalinate water intended for agriculture and municipalities. The aim of this work is to study the behavior of *Chlorella* in different saline environments to assess its potential in the biological purification of saline water. Salt tolerance was evaluated in photobioreactors using selected NaCl concentrations of 2.9, 5.8, and 35 g/L. Salinity, pH, chloride, nitrate, and sulfate were the main parameters measured throughout the experiment. Biomass growth estimates revealed the inability of *Chlorella* to grow in a medium with a salinity of 35 g/L. According to our results, *Chlorella* growth is inversely proportional to medium salinity. An increase in pH was recorded in the *Chlorella* culture media. The salinity of the two media (2.9 g/L and 5.8 g/L) significantly decreased during the first two weeks of the experiment, reaching 0.22% and 0.48% respectively. A reduction in chloride, nitrate, and sulphate levels was also observed.

Keywords: Desalination; *Chlorella*; Salinity; Photobioreactors

Résumé

La demande mondiale en eau augmente. Une approche durable et économe en énergie est nécessaire pour dessaler les eaux destinées à l'agriculture et aux municipalités. L'objectif de ce travail est d'étudier le comportement de *Chlorella* dans différents milieux salins afin d'évaluer son potentiel dans la purification biologique de l'eau salée. La tolérance au sel a été évaluée dans des photo-bioréacteurs sur des concentrations sélectionnées de NaCl de 2,9, 5,8 et 35 g.L⁻¹. La salinité, le pH, le chlorure, le nitrate et le sulfate ont été les principaux paramètres mesurés tout au long de l'expérience. L'estimation de la croissance de la biomasse a révélé l'inaptitude de *Chlorella* de se développer en milieu de salinité égale à 35 g/L, selon nos résultats la croissance de *Chlorella* est inversement proportionnelle à la salinité de milieu. Une augmentation de pH a été enregistrée dans les milieux de culture de *Chlorella*. La salinité des deux milieux (2,9 g/L et 5,8 g/L), a nettement diminué au cours des deux premières semaines de l'expérience, atteignant respectivement 0,22 % et 0,48 %. Une réduction de taux de chlorure, nitrate et sulfate a été également enregistré.

Mots clés : Dessalement; *Chlorella*; Salinité; photo-bioréacteurs

TABLE DES MATIERES

Remerciements

Dédicace

Résumé

Table des matières

Liste des figures

Liste des tableaux

Liste des abréviations

Introduction 01

Chapitre I : Généralités sur le dessalement des eaux

1.1. Historique.....	03
1.2. Problème de la rareté de l'eau en Algérie.....	03
1.3. Définition du dessalement de l'eau de mer.....	03
1.4. Dessalement en Algérie	04
1.5. Classification des eaux selon la salinité.....	04
1.6. Différents types d'eau.....	05
1.6.1. Eau saumâtre.....	05
1.6.2. Eau de mer	05
1.6.3. Eau douce.....	06
1.7. Caractéristiques d'eaux salines	06
1.7.1. Les eaux marines	07
1.7.2. Les eaux saumâtres	07
1.8. Techniques de dessalement.....	07
1.9. Différents procédés de dessalement.....	08
1.9.1. Principe du système osmose inverse.....	09
1.9.1.1. Principe d'installation d'osmose inverse	10
1.9.2. Procédés de distillation	10

Chapitre II : Notions générales sur les microalgues

2.1. Définition des microalgues	11
2.2. Caractéristiques de base des microalgues	12
2.3. Espèce et diversité	12
2.3.1. Diatomées (bacillariophycées).....	13
2.3.2. Algues vertes (chlorophycées).....	13
2.3.3. Cyanobactéries ou algues bleues (cyanophycées)	14
2.3.4. Algues dorées (chrysophycées)	15
2.4. Habitat des microalgues.....	15
2.4.1. Modes de nutrition des microalgues	15
2.4.2. Modes de reproduction des microalgues	16
2.4.2.1. Reproduction asexuée	16
2.4.2.2. Reproduction sexuée.....	17
2.5. Composition biochimique.....	17

2.6. Paramètres de croissance	18
2.6.1. L'énergie lumineuse	18
2.6.2. L'agitation.....	19
2.6.3. La température	19
2.6.4. Le pH	19
2.7. La photosynthèse	19
2.8. Applications biotechnologiques des microalgues.....	20
2.8.1. Domaine alimentaire.....	20
2.8.2. Domaine pharmaceutique	21
2.8.3. Domaine cosmétique.....	21
2.8.4. Domaine énergétique	21
2.8.5. Domaine environnemental.....	22
2.9. Présentation du modèle d'étude « <i>Chlorella</i>	23
2.9.1. Généralité sur la <i>chlorelle</i>	23
2.9.2. Définition	23
2.9.3. Taxonomie	24
2.9.4. Développement et activité	25
2.9.5. Les différents modes de cultures	25
2.9.5.1. Systèmes de bassins ouvertes	26
2.9.5.2. Photo-bioréacteur fermé	26

Chapitre III : Matériels et Méthodes

3.1. Matériel biologique	28
3.2. Milieu de culture et nutriments.....	28
3.2.1. BG-11	29
3.3. Photo-bioréacteur	30
3.4. Mesure de la concentration de biomasse de microalgues	31
3.5. Détermination de la concentration cellulaire par densité optique	31
3.6. Mesure de pH.....	31
3.7. Mesure de la salinité	31
3.8. Détermination de chlorure(Méthode de Mohr).....	32
3.8.1. Principe du dosage	32
3.8.2. Mode opératoire	32
3.9. Détermination de Nitrate selon APHA	32
3.9.1. Principe	32
3.9.2. Mode opératoire	33
3.10. Détermination de Sulfate (SO ₄)	33
3.10.1. Principe	33
3.10.2. Mode opératoire	34
3.11. Analyse statistique	34

Chapitre IV : Résultats et Discussion

4.1. Effet de la salinité sur la croissance de <i>Chlorella</i>	35
4.2. Variation du pH	36
4.3. Salinité	37
4.4. Chlorure (Cl ⁻).....	39
4.5. Nitrate (NO ₃ ⁻).....	40
4.6. Sulfate (SO ₄ ⁻²).....	41
Conclusion	42
Références bibliographiques	43
Annexes	

LISTE DES FIGURES

Figure 1.1 : Procédés des dessalements industrialisés	09
Figure 1.2 : Principe de l'osmose inverse	09
Figure 1.3 : Schéma de principe d'une unité d'osmose inverse.....	10
Figure 1.4 : Procédés de distillation	10
Figure 2.1 : Diversité des formes des micro-algues	11
Figure 2.2 : Diatomées (bacillariophycées)- <i>Emilianahuxleyi</i>	13
Figure 2.3 : Algues vertes (chlorophycées)- <i>Micrasterias</i>	14
Figure 2.4 : Cyanobactéries (cyanophycées)- <i>Glaucozystis</i>	14
Figure 2.5 : Algues dorées (chrysophycées)- <i>Uroglenopsis</i>	15
Figure 2.6 : Reproduction sexuée et asexuée chez les micro-algues	17
Figure 2.7 : La photosynthèse_ Réaction globale	20
Figure 2.8 : Des applications variées dans des domaines clés (alimentation humaine et animale, pharmacie, cosmétiques, aquaculture).....	21
Figure 2.9 : Procédé de traitement des eaux par les micro-algues	22
Figure 2.10 : Cellules d'algue <i>Chlorella</i> sous microscope	24
Figure 2.11 : Système de photobioréacteurs	27
Figure 3.1 : Observation microscopique de <i>Chlorella</i>	28
Figure 3.2 : Culture de <i>Chlorella</i> dans le milieu BG-11	30
Figure 4.1 : Croissance de <i>Chlorella</i> dans les milieux à concentrations salines.....	35
Figure 4.2 : Evolution du pH dans des milieux salins au cours du temps.....	36
Figure 4.3 : Changement du taux de salinité au fil du temps	37
Figure 4.4 : Changement du taux de dessalement au fil du temps	38
Figure 4.5 : Changement du taux de chlorure au fil du temps	39
Figure 4.6 : Changement du taux de nitrate dans le milieu de culture.....	40
Figure 4.7 : Changement du taux de sulfate au cours du temps.....	41

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1.1 : Classification des eaux selon la salinité.....	05
Tableau 1.2 : Classification des eaux mers selon la salinité.....	06
Tableau 1.3 : Techniques de dessalement utilisées.....	08
Tableau 2.1 : Les différents types nutritionnels des micro-algues.....	16
Tableau 3.1 : Composition du milieu nutritif utilisé pour la culture de <i>Chlorella</i>	29

LISTE DES ABREVIATIONS

BG11: Milieu de culture.

TAP: Tris Acétate phosphate.

BBM: Milieu basal et Bold.

BPR: Photobioréacteur.

pH: Potentiel hydrogène.

UV: Ultra_visible.

BaCl₂: Chlorure de baryum.

Baso₄: Sulfate de baryum.

So₄ : Sulfate.

KrCro₄: Chromate de potassium.

AgCl: Chlorure d'argent.

ANOVA: Analyse de variance.

Introduction

La croissance démographique rapide, l'augmentation de la consommation par habitant et l'urbanisation galopante créent une demande critique en eau. L'approvisionnement en eau potable est un défi croissant.

Dans de nombreuses régions arides et semi-arides du monde, dont l'Algérie, la pénurie d'eau constitue un problème majeur. En raison de son immense superficie, de la croissance démographique rapide, des effets du changement climatique et de l'inefficacité de ses politiques de gestion de l'eau, l'Algérie, l'un des plus grands pays d'Afrique du Nord, connaît un stress hydrique croissant. Les régions côtières du pays sont particulièrement exposées à la pénurie d'eau ; des solutions innovantes sont donc nécessaires de toute urgence pour garantir un approvisionnement en eau fiable et durable (**Lakehal, 2023**).

Le dessalement des eaux pourrait exploiter les vastes ressources en eau et fournir une source d'eau durable aux régions du monde soumises à un stress hydrique. La distillation thermique et la séparation membranaire représentent respectivement 33 % et 53 % de l'utilisation mondiale (**Moayediet al., 2021**).

Cependant, les technologies actuelles de dessalement consomment de grandes quantités d'énergie (4 à 8 kWh d'électricité par m³ d'eau traitée) et nécessitent des investissements importants (**Moayediet al., 2021**).

Le coût de l'eau produite par dessalement est 3 à 5 fois supérieur à celui de l'eau produite à partir de sources conventionnelles, et cette technologie doit encore prouver sa viabilité pour fournir de l'eau à des fins autres que domestiques et à quelques industries stratégiques à un prix raisonnable. Par conséquent, l'approvisionnement en eau de l'agriculture par les technologies actuelles de dessalement pourrait ne pas garantir la sécurité alimentaire en raison de problèmes logistiques, financiers et environnementaux (**Moayediet al., 2021**).

Face à cette problématique, les approches alternatives à faible impact environnemental, la biodésalinisation par des microalgues telles que *Chlorella*, a un intérêt majeur.

Des systèmes à base d'algues sont développés pour le bio-dessalement depuis trois décennies. Bien que ces systèmes soient potentiellement moins chers, plus efficaces et plus respectueux de l'environnement que le traitement conventionnel, ils ne sont pas encore devenus un procédé standard (**Sahle-Demessieet al., 2019**).

Notre Objectif se focalise sur les points suivants :

- Évaluer la tolérance de la microalgue *Chlorella* à différentes concentrations de salinité.
- Analyser l'évolution des paramètres physico-chimiques du milieu (salinité, pH, nitrates, sulfates) en présence de *Chlorella* sur une période de 21 jours.
- Examiner le potentiel de *Chlorella* dans la bio-dessalement par réduction de la salinité du milieu au cours de la croissance.

La présent travail est subdivisé en deux parties :

La première partie (partie théorique) est constituée par deux chapitres :

Chapitre I : Généralités sur le dessalement des eaux.

Chapitre II : Notions générales sur les microalgues.

La deuxième partie (partie pratique) avec deux chapitres :

Chapitre III : Matériel et Méthode.

Chapitre IV : Résultats et Discussion.

En fin les conclusion essentielles sur l'ensemble de ce travail ainsi que les perspectives de sa continuité seront dégagées.

Chapitre I
Généralités sur
le dessalement des eaux

1.1.Historique

Histoire du dessalement de l'eau L'idée de séparer le sel de l'eau est très ancienne, datant du moment où le sel, pas l'eau, était un produit précieux. La croissance démographique, et par conséquent la demande en eau douce n'a pas cessé d'augmenter poussant les scientifiques et les industriels à rechercher des manières de produire l'eau douce dans des sites éloignés et, en particulier, sur les bateaux en mer. Une usine importante de dessalement d'eau de mer a été construite en 1938 dans ce qui est maintenant l'Arabie Saoudite. La recherche sur le dessalement a été conduite pendant la deuxième guerre mondiale pour satisfaire des besoins militaires d'eaux douces dans des régions arides. Les Etats-Unis et d'autres pays ont continué ce travail même après la guerre. Les premiers appareils de distillation apparurent dans la 1ère moitié du XX ème siècle, mais c'est à partir de 1975 que des moyens industriels ont été mis en œuvre pour dessaler l'eau(Absar,2012).

1.2.Problème de la rareté de l'eau en Algérie

En raison des conditions météorologiques : la pluviométrie est irrégulière et varie seulement entre 100 et 600 mm par an. Les ressources en eau en Algérie demeurent restreintes. Il est nécessaire de mobiliser toutes les ressources d'eau disponibles afin de garantir la sécurité l'approvisionnement en eau potable. Par conséquent, le dessalement des eaux de mer constitue la solution appropriée à ce problème(Unep,2023).

1.3.Définition du dessalement de l'eau de mer

Le dessalement s'appelle aussi désalinisation ou plus rarement dessalage. Il consiste à séparer l'eau et les sels à partir d'une eau brute, qui peut être de l'eau de mer ou une eau saumâtre d'origine continentale. L'eau de mer contient en moyenne 35g/L de sel qui sont essentiellement des chlorures de sodium (76%) et de magnésium (11%), des sulfates de magnésium (5%), de calcium (3,5%) et de potassium (2,4%). Dans l'eau, Les sels sont sous forme d'anions : chlorures et sulfates parallèlement aux cations : sodium, magnésium, calcium et potassium. La salinité de l'eau de mer n'est pas constante. Dans les zones maritimes chaudes et partiellement fermées elle est plus élevée en méditerranée elle varie de 36 à 39g/L, dans Le Golfe Persique elle peut monter au-delà de 60g/L. C'est l'inverse dans les mers froides recevant de forts apports fluviaux : 7g/L dans la Baltique (Germain,1997).

1.4. Dessalement en Algérie

Un ambitieux programme est lancé par le gouvernement Algérien depuis plusieurs années et qui vise à pallier le manque de ressources conventionnelles en eau potable et à répondre aux besoins domestiques de plus de 30 millions d'Algériens. Treize projets de dessalement d'eau de mer, d'une capacité globale de 2,260 millions de mètres cubes, soit 2,26 milliards de litres par jour. C'est à l'ouest du pays où la population souffre d'un déficit sévère en eau potable, que seront installées la plupart des stations de dessalement. A Oran, le projet de Mactaa près de Mers El Hadjdj, d'une capacité estimée à 500 000 m³ par jour est considéré comme l'un des plus grands projets dans le monde. Installé sur une surface de 18 hectares le projet permettra d'approvisionner la population de la région oranaise grâce à l'interchangeabilité du réseau. A Tlemcen ce sont deux projets d'une capacité respective de 200 000 mètres cubes par jour qui sont prévus à Malakoff et à Honein, alors que Beni Saf abritera une station de 200 000 mètres cubes et Mostaganem deux projets de dessalement de l'eau de mer de 200 000 mètres cubes chacun. De nombreux projets sont également prévus à travers d'autres régions du pays dont une station à Oued-Essebt à Cherchell d'une capacité de 100 000 mètres cubes par jour, une autre à Fouka , une autre à Ténès de 100 000 mètres cubes par jour également, et Cap Djanet , à Boumer- dès (100.000 m³/j). Une station installée tarf à l'extrême est du pays aura une capacité de 50 000 mètres cubes par jour alors qu'à Skikda un projet d'une capacité de 100000 m³ par jour est mis en service depuis 2007. Quant au centre, le grand projet du Hamma à Alger d'une capacité de 200 000 m³ par jour, est opérationnelle depuis l'année 2007(Absar,2012).

1.5. Classification des eaux selon la salinité

La salinité de l'eau est exprimée par la concentration de tous les sels dissouts (Sels Dissouts Totaux), en anglais TDS (Total dissolved Salt). Elle représente un critère de classification des eaux. Le tableau ci-dessous donne une classification des eaux selon leur salinité (Absar,2012).

Tableau 1.1 : Classification des eaux selon la salinité(Absar,2012)

Type d'eau	Salinité TDS
Eau douce	Inférieur à 1000 mg/l
Faiblement saumâtre	De 1000 à 5000 mg/l
Moyennement saumâtre	De 5000 à 15000 mg/l
Fortement saumâtre	De 15000 à 35000 mg/l
Eau de mer	35000 mg/l et plus

Pour l'organisation américaine de la protection de l'environnement (E. P. A), la salinité de l'eau potable destinée à la consommation ne doit pas dépasser la valeur de 500 mg/l. Pour l'organisation mondiale de la santé, l'OMS, la salinité doit être inférieure à 1000 mg/l et un taux de chlorures ne dépassant pas les 250 µl(Watson,2003).

1.6. Différents types d'eau

1.6.1. Eau saumâtre

Les eaux de surface et les eaux souterraines ont des compositions et des salinités très diverses. Les espèces ioniques peuvent changer de manière significative dans le même puits. Les analyses doivent être réalisées avec beaucoup de précision pour déterminer la qualité d'eau la plus inférieure car les caractéristiques des eaux peuvent de temps en temps changer de manières inattendues (Alain,2005).

1.6.2. Eau de mer

L'eau de mer est caractérisée par un pourcentage élevé et uniforme de salinité, environ 3,5 % ou 35 000 parties par million (mg/L), et dans les zones à fortes précipitations et la concentration d'eau de mer est moins importante que la concentration des zones à forte évaporation (comme la Mer Rouge, l'Arabie Saoudite, etc.). Dans les deux cas, le rapport relatif des ions principaux par rapport au TDS reste significativement fixe (Watson,2003).

1.6.3. Eau douce

L'eau douce, par opposition à l'eau de mer, est une eau dont la salinité est suffisamment faible pour pouvoir être consommée. Seule l'eau douce peut être communément exploitée pour la rendre potable (Greenlee, 2009).

1.7. Caractéristiques d'eaux salines

Les problèmes de dessalement concernent principalement deux catégories d'eau salée :

- l'eau de mer

- les eaux saumâtres (Alain, 2005).

1.7.1. Les eaux marines

La caractéristique la plus importante des eaux de mer est leur salinité, c'est-à-dire leur teneur globale en sels (chlorures de sodium et de magnésium, sulfates, carbonates). La salinité moyenne des eaux des mers et océans est de 35 g.L⁻¹ qui contient : (27.2 g.L⁻¹ de Na Cl ; 3,8 g.L⁻¹ de MgCl₂ ; 1,7 g.L⁻¹ MgSO₄ ; 1,26 g.L⁻¹ CaSO₄ ; 0,86 g.L⁻¹ K₂SO₄). Le pH moyen des eaux de mer varie entre 7,5 et 8,4 : l'eau de mer est un milieu légèrement basique. La salinité des mers ouvertes sur les masses océaniques (atlantique, manche, mer de nord, pacifique) est l'ordre de 35 g/l et c'est cette valeur qui est considérée comme salinité standard de l'eau de mer (Watson, 2003).

Tableau 1.2 : Classification des eaux mers selon la salinité (Alain, 2005)

Déférente d'eau mer	TDS
Mer méditerranée	36 à 39 g/l
Mer rouge	40 g/l
Mer baltique	7 g /l
Mer caspienne	13 g/l
Mer morte	270 g/l
Golfe arabo-persique	40 à 70 g/l
Mer noire	20 g/l

Toutefois, dans le cas des mers ouvertes, la proportion des différents sels en présence est relativement constante comme la montre le tableau 1.2 en particulier, la somme des ions chlorures et sodium représente environ 85% du poids total des sels. En revanche, dans les mers fermées ou les grands lacs salés, la concentration par évaporation à partir d'apports d'eaux de surface faiblement salées mais relativement différents de celle de l'eau de mer, conduit quelquefois à des compositions ioniques très particulières(**Alain,2005**).

1.7.2. Les eaux saumâtres

On appelle eau saumâtre une eau salée non potable de salinité inférieure à celle de l'eau de mer. La plupart des eaux saumâtres contiennent entre 1 et 10 g de sels par litre. Ce sont parfois des eaux de surface mais le plus souvent des eaux souterraines qui se sont chargées en sels en dissolvant certains sels présents dans les sols qu'elles ont traversés. Leur composition dépend donc de la nature des sols traversés et de la vitesse de circulation dans ces sols. Les principaux sels dissous sont le CaCO_3 , le CaSO_4 , le MgCO_3 et le Na Cl . Indépendamment de la composition chimique et de la structure physique des roches, d'autres facteurs interviennent également parmi lesquels nous citerons :

- La vitesse de circulation de l'eau et par conséquent de contact.
- Les matières chlorurées et gypseuses peuvent contenir en solution des quantités de sulfate de calcium supérieur de beaucoup à la solubilité de la surface de calcium dans l'eau pure(**Alain,2005**).

1.8. Techniques de dessalement

Les techniques utilisées actuellement dans le dessalement d'eau de mer sont classées en trois catégories, selon le principe appliqué :

- ❖ Les procédés thermiques faisant intervenir un changement de phases «la distillation »
- ❖ Les procédés utilisant des membranes : l'osmose inverse et l'électrodialyse échange Ionique.
- ❖ Procédés divers (congélation et autres) (**Ejaz et al.,2019**).

Tableau 1.3 : Techniques de dessalement utilisées(Jones et al.,2019)

Technique utilisées	Pourcentage
Electro dialyse	5%
Distillation multi-effet	3%
Distillation flash à plusieurs étages	35%
Osmose inverse	46%
Compression de vapeur	5%
Procédés divers (congélation et autres)	5%

Il apparait clair que la distillation et l'osmose inverse restent des technologies dont les performances ont été prouvées pour le dessalement d'eau de mer. En effet, ces deux procédés sont les plus commercialisés dans le marché mondial du dessalement. (Jones et al.,2019)

1.9.Différents procédés de dessalement

Un auteur a recense 27 procédés différents de dessalement. Ces différents procédés peuvent être classes en trois grandes familles :

1. Les procédés faisant intervenir en changement de phase :

- Evaporation
- Congélation

2. Les procédés de perméation sélective à travers une membrane :

- Transfert des ions sous l'action de champ électrique (électrodialyse) ou d'un gradient de pression (pie-zodialyses).
- Transfert d'eau sous l'action de gradient de pression (osmose inverse) ou sous l'action de gradient de température (thermo-osmose).

3. Les procédés chimique :

- Echange des ions
- Extraction par solvant

En fait, la totalité des installations actuellement en service fait appel à deux grandes familles de procédés : La procédés par évaporation et la procédés de séparation par membranes qui sont plus récent figure 1.1(Djalal,2010).

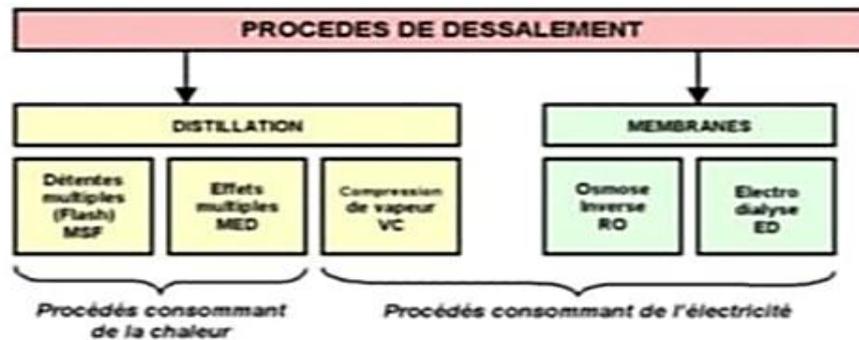


Figure 1. 1 :Procédés des dessalements industrialisés (Djalal,2010)

1.9.1. Principe du système osmose inverse

Le procédé d'osmose inverse est considéré comme moderne par rapport aux procédés de distillation et de dialyse, car il a été introduit commercialement au cours des années soixante-dix. L'osmose inverse est la séparation de l'eau d'une solution de saumure sous pression à travers une membrane. Il n'a pas besoin de chauffage ni de changement de forme. En pratique, l'eau d'alimentation est pompée dans un récipient fermé où elle appuie sur la membrane, et lorsqu'une partie de l'eau traverse la membrane, le contenu de l'eau restante augmente à partir du sel. Dans le même temps, une partie de l'eau d'alimentation est évacuée sans traverser la membrane. Sans cette élimination, l'augmentation constante de la salinité de l'eau d'alimentation entraîne de nombreux problèmes, tels que l'augmentation de la salinité, la sédimentation et l'augmentation de la pression osmotique à travers les membranes. La quantité d'eau ainsi éliminée varie de 20 à 70 % de la charge, selon la quantité de sels qu'elle contient(Absar,2012).

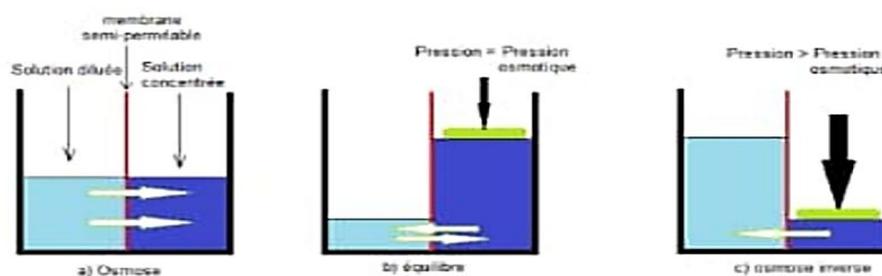


Figure 1.2:Principe de l'osmose inverse (Absar,2012)

1.9.1. 1. Principe d'installation d'osmose inverse

Les principaux constituants d'une installation d'osmose inverse sont les suivants fig. 1.3 :

- La membrane proprement dite
- Le module
- La pompe haute pression
- Eventuellement un système récupération d'énergie
- La poste de prétraitement(Alain,2005)

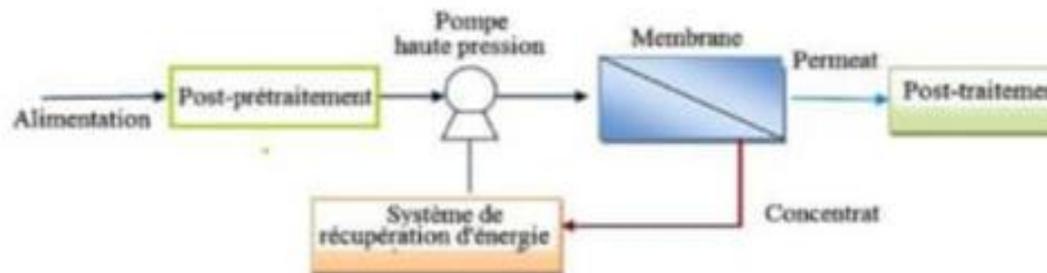


Figure 1.3:Schéma de principe d'une unité d'osmose inverse(Alain,2005)

1.9.2. Procédés de distillation

L'eau de mer chauffée émet une vapeur d'eau pure qu'il suffit d'un condenseur pour obtenir de l'eau douce. Ce principe de dessalement très simple et utilisée depuis des temps fort anciens comme le montre la fig 1.4(Perry,2008).

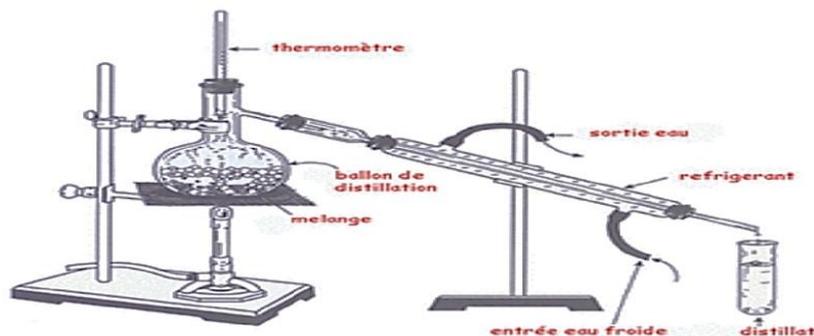


Figure 1.4:Procédés de distillation(Perry,2008)

Chapitre II

Notions générales sur les microalgues

2.1. Définition des micro-algues

Les microalgues sont des micro-organismes de formes et de tailles variées, allant de quelques à plusieurs dizaines de micromètres (Cadoret et Bernard, 2008), photosynthétiques, eucaryotes (ex : algues vertes, rouges et brunes) ou procaryotes (ex : cyanobactéries). Elles peuvent être unicellulaires ou multicellulaires. Elles ont la capacité de se développer rapidement dans des milieux et elles peuvent croître dans des conditions extrêmes (espèces halophiles dans les milieux très salés, espèces thermophiles dans les milieux très chauds. Les microalgues sont présentes dans quasiment tous les écosystèmes terrestres, et il en existe une grande variété d'espèces 50 000 à 1 million d'espèces estimées pour 30 000 étudiées (Mata *et al.*, 2010).

La majorité des microalgues croissent à une température de 25-35°C avec un pH neutre (Zeng *et al.*, 2011).

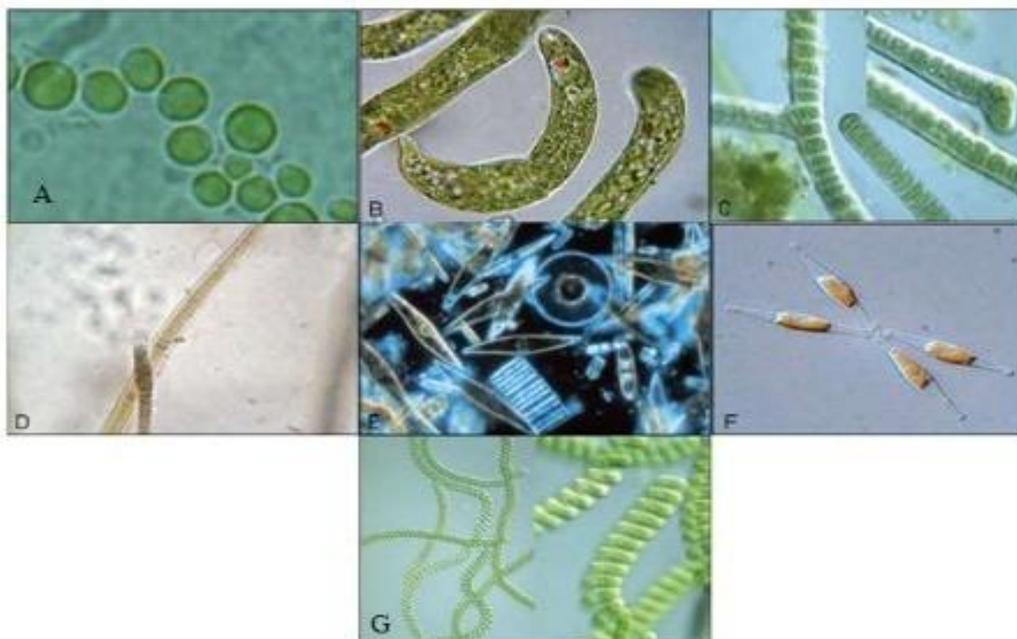


Figure 2.1 : Diversité des formes des microalgues.

A) *Chlorella vulgaris*, B) *Euglena*, C, D) *Cyanobacteria*, E) *Thalassiosira pseudonana*, F) *Phaeodactylum tricorutum*, G) *Cyanobactérie : Spirulina platensis* (Legrand, 2002).

2.2. Caractéristiques de base des micro-algues

La majorité des micro-algues sont dites photo-autotrophes ou autotrophes. Elles tirent leur énergie de la lumière par photosynthèse et leur principale source nutritive est le CO₂ en solution dans l'eau. Leur relative simplicité et la petitesse de leur taille permettent d'effectuer une photosynthèse très efficace. Elles convertissent ainsi l'énergie lumineuse en lipides et en hydrates de carbone, des formes plus condensées et stables d'énergie. De plus, leur condition aquatique leur donne un accès optimal à l'eau et en particulier aux nutriments comme le CO₂ dissout. Par exemple, ces petites plantes peuvent être de dix à trente fois plus productives en huiles par unité de surface de production en comparaison avec les cultures oléagineuses terrestres conventionnelles (NREL, 2012).

Certaines espèces peuvent aussi être chimio-hétérotrophes ou hétérotrophes. Ainsi, au besoin, elles sont capables de puiser de l'énergie et des nutriments directement des matières organiques présentes dans le milieu aquatique (Chevalier, 2002). Par exemple, l'espèce *Agmenellum quadruplicatum* devient hétérotrophe en conditions de faible luminosité (Vanet *al.*, 1970). On note que l'espèce hétérotrophe *Cryptocodium cohnii* est exploitée pour produire de l'huile DHA, l'acide gras oméga-3 dont l'importance est de plus en plus reconnue pour le maintien d'une bonne santé (Martek, 2008).

2.3. Espèces et diversité

Les microalgues sont très diversifiées et environ 30 000 espèces ont déjà été analysées. Ce nombre représente moins de 10 % du total existant estimé (Cavalla, 2000).

Les scientifiques ont analysé les microalgues pour les distinguer et les diviser en plusieurs classes selon des critères généraux comme la pigmentation, la structure biologique et le métabolisme.

Les espèces sont ainsi classées en 11 divisions et en 29 classes. Les quatre classes les plus communes au niveau de l'abondance relative sont les diatomées (bacillariophycées), les algues vertes (chlorophycées), les cyanobactéries ou algues bleues (cyanophycées) et les algues dorées (chrysophycées) (Berberogluet *al.*, 2009).

2.3.1. Diatomées (bacillariophycées)

Les diatomées sont phytoplancton des océans et elles sont aussi présentes en eaux douces ou saumâtres, dans les sols humides ou sous les feuilles humides. Plus de 100 000 espèces de diatomées sont connues. Elles forment des colonies qui apparaissent généralement brunes ou jaunes (NREL, 2012).

Elles sont caractérisées par leurs armures de silice qui présentent des structures géométriques complexes et extrêmement variées. Les enveloppes de silice des diatomées sont très résistantes et persistantes. Elles ont fait l'objet de recherches intensives aux NREL des États-Unis dans le cadre du programme de recherche de l'ASP parce qu'elles produisent des huiles et des protéines intéressantes (NREL, 2012).

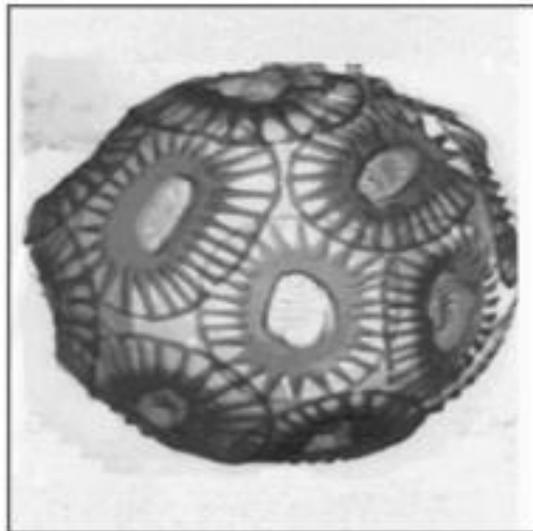


Figure 2.2 : Diatomées (bacillariophycées)- Emiliana huxleyi (Benemann, 2008)

2.3.2. Algues vertes (chlorophycées)

Les chlorophycées sont très abondantes en eaux douces. Elles peuvent se développer en mode unicellulaire ou en colonies qui peuvent devenir très denses. Elles accumulent l'énergie qu'elles capturent, principalement par photosynthèse, sous la forme d'hydrates de carbone et d'huiles. Elles peuvent tolérer plusieurs types de conditions. Elles se sont d'ailleurs adaptées à des milieux étonnamment variés (Lindblad, 2005).



Figure 2.3 :Algues vertes (chlorophycées) – Microasterias,(Coste, 2008).

2.3.3. Cyanobactéries ou algues bleues (cyanophycées)

Cette famille très ancienne de microalgues compte environ 2 000 espèces dans divers habitats. Elle absorbe et fixe l'azote directement à partir de l'atmosphère. Des espèces de cyanobactéries peuvent être aussi rouges, jaunes ou brunes. Mais leur couleur caractéristique bleue signale trop souvent des eaux polluées la figure 2.4. Mise à part des traces de NPK, elles ne nécessitent essentiellement que de quatre sources vitales : eau, lumière, azote et CO₂. On peut en trouver dans tous les habitats, aquatiques ou terrestres. Les spirulines (*Spirulina* sp.) sont parmi les plus produites dans le monde essentiellement pour la consommation humaine (CRBM, 2006).

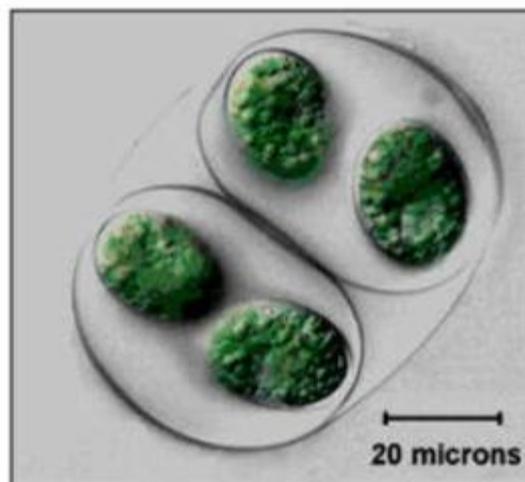


Figure 2.4 : Cyanobactéries (cyanophycées)-Glaucocystis (Koning, 1994)

2.3.4. Algues dorées (chrysophycées)

Les chrysophycées se retrouvent surtout en eaux douces et on en compte environ 1 000 espèces. Elles ressemblent aux diatomées mais elles peuvent arborer plus de couleurs que ces dernières : du jaune au brun en passant par l'orange. Chez plusieurs espèces d'algues dorées l'enveloppe est principalement composée de silice et en plus faibles proportions de cellulose (NREL, 2012).

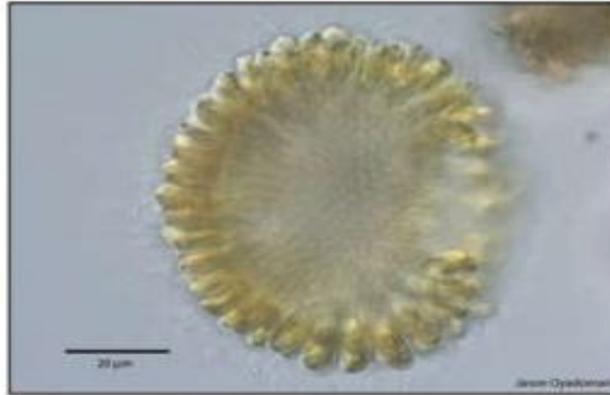


Figure 2.5 : Algues dorées (chrysophycées)-Uroglenopsis (Oyadomary, 2005)

2.4. Habitat des microalgues

Naturellement, les algues préfèrent les lieux les plus humides. En effet, la plupart des algues vivent dans les océans. D'autres algues qualifiées des lieux terrestres ou aériennes (Leclerc et Floch, 2010).

Elles colonisent les sols et une vaste gamme de supports comme les rochers, les arbres ou encore les édifices architecturaux. Certaines microalgues se développent dans les eaux fonte de la glace ou de la neige et se trouvent également dans les déserts arides à semi-arides. L'atmosphère constitue également un environnement dans lequel une diversité notable de microalgues eucaryotes et de cyanobactéries est signalée (Sialve et Steyer, 2013).

2.4.1. Modes de nutrition des micro-algues

Les micro-algues possèdent plusieurs modes de nutrition (Tableau 2.1), ils sont généralement des organismes photo autotrophes. L'autotrophie est un mode de nutrition des micro-algues leur permettant d'utiliser les rayons solaires afin de synthétiser leur énergie.

Elles utilisent également une source de carbone inorganique comme le CO₂ et l'hydrogencarbonate HCO₃ pour la synthèse du carbone organique. Ce carbone organique est essentiel à la synthèse de toutes les composantes organiques nécessaires à leur survie. D'autre part, plusieurs microalgues ont un métabolisme hétérotrophe de nutrition et celles-ci n'ont pas besoin d'énergie solaire. Elles utilisent plutôt une source de carbone organique pour la production de l'énergie et des composants organiques. Les microalgues de métabolisme mésotrophe peuvent se nourrir soit par autotrophie soit par hétérotrophie. En effet, en absence d'énergie lumineuse, lorsqu'une source de carbone organique est disponible, le développement des chloroplastes est inhibé et ces microalgues métabolisent leur énergie en mode hétérotrophe (Guillaume, 2006).

Tableau 2.1: Les différents types nutritionnels des micro-algues (Guillaume, 2006)

Mode de nutrition	Source d'énergie	Source
Photo autotrophe	Radiation solaire	CO ₂ seulement
Photo hétérotrophe	Radiation solaire	CO ₂ et carbone organique
Chimio-autotrophe	Composé inorganique	CO ₂
Chimio-hétérotrophe	Composé organique	Carbone organique

2.4.2. Mode de reproduction des microalgues

Le cycle de vie des microalgues comprend le mode de reproduction sexuée et/ou mode asexuée.

2.4.2.1. Reproduction asexuée

La prolifération microalgale s'effectue principalement par une reproduction asexuée ou multiplication végétative : une cellule mère se divise alors en deux cellules filles génétiquement identiques (figure 06) (Guebabi et Zerroukhi, 2019).

2.4.2.2. Reproduction sexuée

Ce mode est le moins fréquent et le plus aléatoire, généralement déclenchée par des conditions environnementales particulières souvent multifactorielles. Au cours de ce mode de reproduction les gamètes mâle et femelle fusionnent pour produire un zygote diploïde (figure 06) (Guebabi et Zerroukhi, 2019).

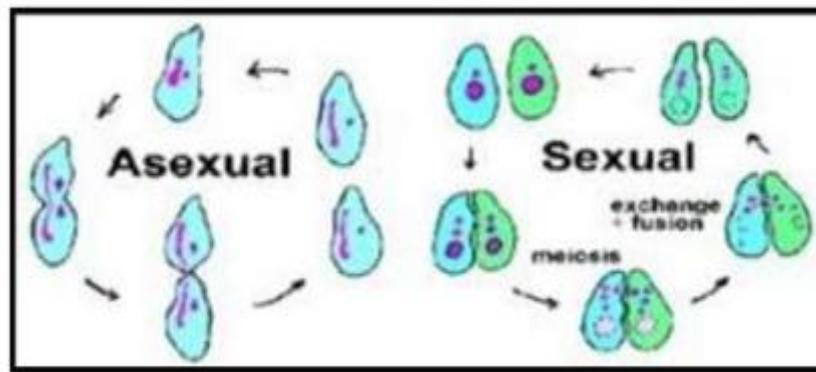


Figure 2.6 :Reproduction sexuée et asexuée chez les microalgues (Guebabi et Zerroukhi, 2019)

2.5.Composition biochimique

L'intérêt des microalgues se manifeste par la diversité de leurs compositions biochimiques, mais également par des particularités qui justifient l'utilisation de certains procédés de reproduction. Ainsi l'absence de paroi autour des cellules de *Dunaliella* et l'existence de globules de β -carotène extraplastidiaux permettent l'extraction de ce métabolite par des procédés utilisant des chocs osmotiques, ou des réacteurs biphasiques utilisant la diffusion du pigment à l'aide de solvants (do-décane), sans perte de viabilité (Jencket *al.*, 2011).

Les microalgues représentent une source importante de quasi toutes les vitamines essentielles : B1, B6, B12, C, E, K1, et possèdent un large panel de pigments, fluorescents ou non, pouvant aussi avoir un rôle d'antioxydants. En plus de la chlorophylle (0,5 à 1 % de la matière sèche) qui est le pigment photosynthétique primaire chez toutes les algues photosynthétiques, on trouve toute une gamme de pigments supplémentaires de type caroténoïdes (0,1 à 0,2 % de la matière sèche) et phycobiliprotéines (phycoérythrine et phycocyanine). Les pigments principalement exploités sont la phycocyanine de la spiruline (colorant bleu), la phycoérythrine (couleur rouge) de *Porphyridium purpureum*,

l'astaxanthine de *Haematococcus pluvialis* ou le bêta-carotène de *Dunaliella salina*. Elles peuvent accumuler plus de 50 % de leur poids sec en lipides. Ces derniers sont principalement constitués de triglycérides, de phospholipides, et de glycolipides (Person, 2010).

La microalgue *Odontella aurita* est par exemple une source importante d'acides gras saturés. Par ailleurs, l'huile extraite de *Schizochytrium* a été récemment autorisée en tant que nouvel ingrédient alimentaire.

A l'heure actuelle, la richesse en lipides des micro-algues et leur relative facilité de production font de ces dernières une source intéressante pour les secteurs de la pétrochimie afin de produire des biocarburants. Certaines microalgues ont des constituants pariétaux particuliers tels que des polysaccharides sulfatés, pouvant donner des oligosaccharides, du β -glucane ou des glycoprotéines impliqués dans des processus d'agrégation cellulaire, utilisables comme bioflocculants (Jenckel *al.*, 2011), d'autres encore peuvent produire des molécules à activité antivirales, antibiotiques, ou anti-prolifératrices chez l'homme (Person, 2010).

Le contenu élevé en protéines, peptides et acides aminés (entre 12 et 65 % de matière sèche) de plusieurs espèces de microalgues est une des principales raisons pour les considérer comme une source non conventionnelle de protéines dans l'alimentation humaine et animale (pisciculture) (Person, 2010).

2.6. Paramètres de croissance

2.6.1. L'énergie lumineuse

Comme tout organisme photosynthétique, les microalgues trouvent leur source d'énergie dans la lumière. Celle-ci a une influence notable sur la composition de la biomasse produite et sur la vitesse de croissance (Becerra, 2009).

La lumière est la source d'énergie primaire des organismes réalisant la photosynthèse. Pour les microalgues les durées et les périodes d'ensoleillement seront déterminantes. Selon les régions du monde plus ou moins de lumière est disponible, les régions les plus ensoleillées seront les plus favorisées pour la culture des microalgues (Salomez, 2009).

2.6.2. L'agitation

L'agitation est liée directement avec la lumière pour avoir une croissance optimale ; mais si la lumière et l'agitation sont faibles, la croissance sera lente (**Salomez, 2009**).

2.6.3. La température

La température est un des principaux facteurs influant sur le taux de croissance des microalgues. La température est un facteur qui conditionne la conversion globale de l'énergie lumineuse et en conséquence la croissance cellulaire. La plupart des microorganismes survivent à l'exposition à de larges plages de températures (**Becerra, 2009**). Chaque espèce de microalgues a son optimum de température. Sachant qu'à l'état naturel, les microalgues se retrouvent autant sur les calottes glaciaires qu'au niveau d'un volcan. Cet optimum peut varier de -20°C à $+50^{\circ}\text{C}$. Les souches des milieux tempérés poussent à des températures de 20 à 22°C (espèces : *tetraselmis*, *dunaliella*, *chlorella*, *monochrysis*, ...). Pour des espèces tropicales (*T. isochoyris galbana*, *platyomonas*), les températures de cultures seront plus proches de 25 - 26°C (**Salomez, 2009**). Mais en général, il existe une température optimale pour la croissance. Dans le cas des microalgues elles se situent entre 21 et 26°C et est probablement plus proche de 26°C (**Becerra, 2009**).

2.6.4. Le pH

Les microalgues admettent des variations lentes et progressives de pH, mais elles peuvent être détruites suite à des variations brutales. Le pH influence aussi indirectement la croissance cellulaire en intervenant dans la solubilité de certains éléments nutritifs : les carbonates et les phosphates de Ca, Mg ou Fe ont tendance à précipiter quand le pH du milieu augmente (**Becerra, 2009**). Chaque espèce de microalgues possède un pH optimal. La spiruline par exemple vit en milieu alcalin avec un pH de $8,3$ à 11 (**Salomez, 2009**).

2.7. La Photosynthèse

Le principe de la photosynthèse a été découvert par Priestley en 1780, le dioxyde de carbone est absorbé par les plantes grâce à un pigment vert : la chlorophylle. Lors de la photosynthèse, par action de la lumière, le dioxyde de carbone est réduit en sucre (CH_2O) servant à la construction des réserves (des sucres comme l'amidon ou des huiles). L'eau est quant à elle photo-oxydée en oxygène. La photosynthèse est donc la transformation de

carboneinorganique en matière organique ou encore la transformation d'énergie lumineuse en énergiechimique, c'est un processus de capture de l'énergie (**Grobbelaar, 2000**).

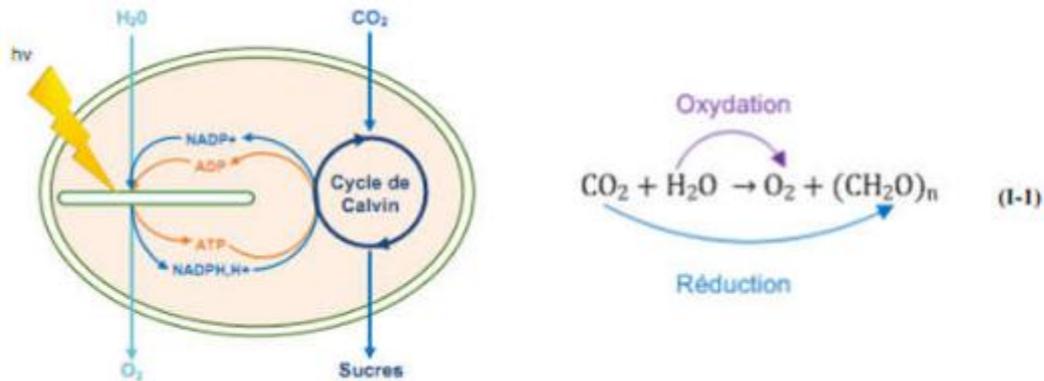


Figure 2.7 : La photosynthèse – Réaction globale (**Grobbelaar, 2000**)

2.8.Applications biotechnologiques des microalgues

Les microalgues sont utilisées en industrie dans les domaines énergétique, pharmaceutique, cosmétique et alimentaire.

Les principales utilisations sont détaillées comme suite :

2.8.1. Domaine alimentaire

Les microalgues constituent un réel apport nutritif. Ces microorganismes sont utilisés dans l'alimentation animale et humaine, et dans l'aquaculture (**PulzetGross, 2004**).

La biomasse peut être produite sous forme de poudre, tablettes, capsules ; pastilles...

Les polysaccharides (polymères hydrosolubles) issues des microalgues sont exploités dans l'industrie agroalimentaire en tant qu'agents gélifiants ou épaississants. Le glycérol (molécule intervenant dans les systèmes d'osmorégulation des microalgues) est exploité dans l'agroalimentaire comme édulcorant.

Les microalgues ont un potentiel intéressant de production de pigments, les caroténoïdes sont de plus employés dans l'industrie alimentaire, suite à la pression du

consommateur et à l'augmentation des réglementations alimentaire, suite à la colorants artificiels (Richmond,2004).

2.8.2. Domaine pharmaceutique

Les microalgues représentent une source intéressante de molécules bioactives et detoxines utilisables dans le développement de nouveaux médicaments pour le traitement de maladies cancéreuses notamment (Pulzet Gross, 2004). Les polysaccharides extraites des microalgues permettent la synthèse d'agents antioxydants, antiviraux, anti-tumoraux et anticoagulants, les microalgues sont également capables de synthétiser des vitamines.

2.8.3. Domaine cosmétique

Plusieurs espèces de microalgues sont exploitées industriellement dans le domaine cosmétique, principalement les deux espèces *Arthrospira* et *Chlorelle* (Stolzet Obermayer,2005). Les pigments issus des microalgues sont également utilisés pour les cosmétiques.



Figure 2.8 :Des applications variées dans des domaines clés (alimentation humaine et animale, pharmacie, cosmétiques, aquaculture...)(Legrand, 2002).

2.8.4. Domaine énergétique

La valorisation de la biomasse algale peut se traduire par la production de bioénergies sous forme d'électricité et/ou chaleur par combustion directe, ou sous forme de biométhane après méthanisation ou sous forme de biocarburant ou d'hydrogène. Cependant, cette valorisation ne sera concurrentielle qu'avec une forte productivité de biomasse, une possibilité de récolte mécanique simple et un coût de production plus réduit que les procédés mettant en œuvre d'autres types de biomasse (Chisti, 2008).

2.8.5. Domaine environnemental

L'utilisation des microalgues dans le secteur de l'environnement s'intègre dans une optique de dépollution avec pour idée de transformer nos déchets en produits ; comme par exemple le traitement des eaux usées chargées en nitrates, phosphates, l'épuration d'effluents gazeux contenant du CO₂ mais aussi divers oxydes NO_x, SO_x, et la bioremédiation possible des sites pollués... (fig. 09) (Person, 2010).

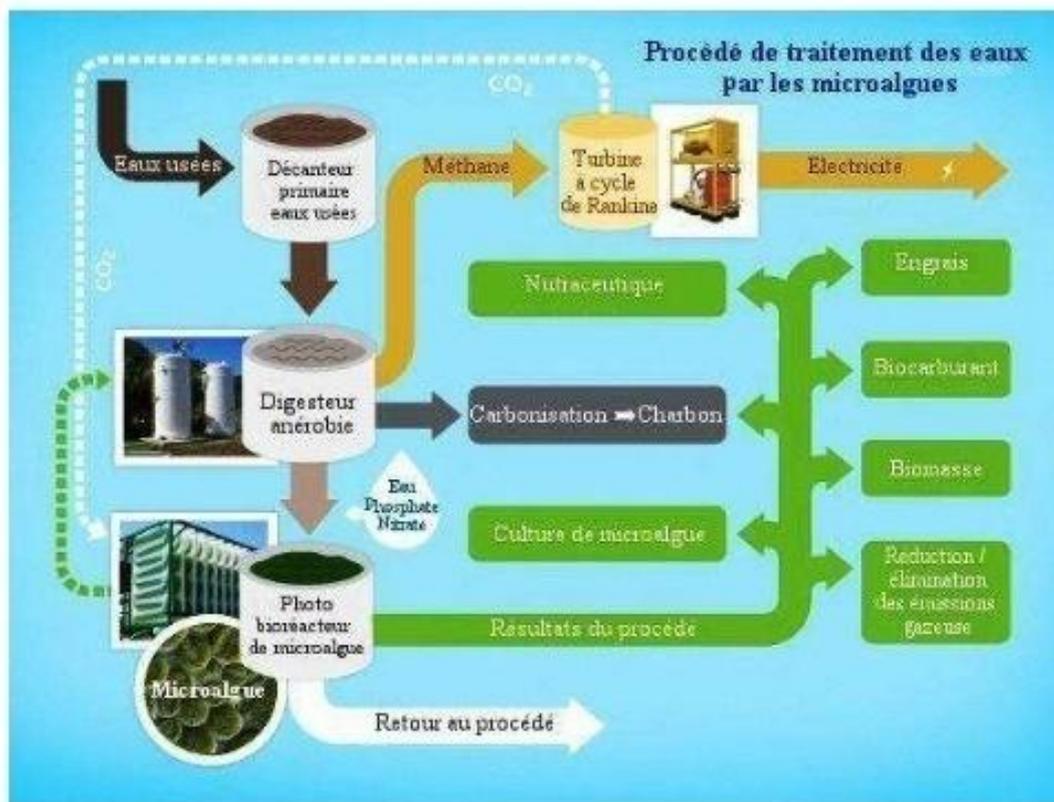


Figure 2.9 : Procédé de traitement des eaux par les microalgues (Filali, 2012)

Au vu de leur capacité d'assimilation de nombreux nutriments nécessaires à leur croissance, les microalgues représentent une solution intéressante pour éliminer ces éléments ; elles sont également capables de fixer des métaux lourds. Elles sont ainsi les principaux éléments biologiques de certains systèmes de traitement des eaux municipales et industrielles (essentiellement traitement tertiaire). Grâce à l'absorption de l'azote et du phosphore, elles contribuent à réduire le phénomène d'eutrophisation de certains milieux aquatiques (Filali, 2012).

2.9. Présentation du modèle d'étude « *Chlorella* »

2.9.1. Généralités sur la *Chlorelle*

La *chlorelle*, ou *chlorella*, Elle est la plus petite et la plus simple plante connue. C'est un microalgue dulcicole d'eau douce issue d'une aquaculture Biologique, de structure microscopique, unicellulaire de type eucaryote (Du grec eu: bon et karyon :noyau) volumineuse structure centrale, de forme caractéristique, appelée noyau, divisée en de nombreux compartiments par des cloisons membranaires. Elle se forme principalement à la surface de l'eau des lacs, des marais et des mares. Cette algue sphérique mesure dont les dimensions sont à peu près celles d'un lymphocyte (globule blanc), (entre 2 et 8 microns) et possède un noyau bien spécifique et une membrane cellulosique si épaisse que les virus ne peuvent pas l'attaquer.

La *chlorelle* se reproduit très rapidement par division cellulaire est très rapide toutes les 24 heures, chaque cellule mère se divise en quatre cellules filles. D'après Frank Liebknecht le rythme de division extrêmement rapide est géré par le C.G.F, obtenu par extraction et la régénération cellulaire. C'est un concentré de substances actives (Saarbrücken, 2011).

2.9.2. Définition

Chlorella appartient à la lignée des Chlorophytes. Le genre *Chlorella* se retrouve dans tous les habitats aquatiques, marins ou d'eau douce. Est une micro-algue verte unicellulaire eucaryote d'eau douce. Elle est de forme ronde ou ellipsoïde, d'un diamètre moyen de 5 µm. Elle possède un chloroplaste pariétal contenant de la chlorophylle a et b ainsi que des caroténoïdes comme pigments accessoires, un pyrénoïde, des thylakoïdes, des grains d'amidons et du matériel génétique. L'amidon est la réserve majeure de glucides de la cellule. D'autres organites sont également présents dans la cellule : un noyau, des mitochondries, de petites vacuoles, des gouttelettes lipidiques, des ribosomes (Van et al., 1995). La membrane cellulaire externe est composée de trois membranes contenant de la glucosamine (Takeda, 1993 et Allard et al., 2000).

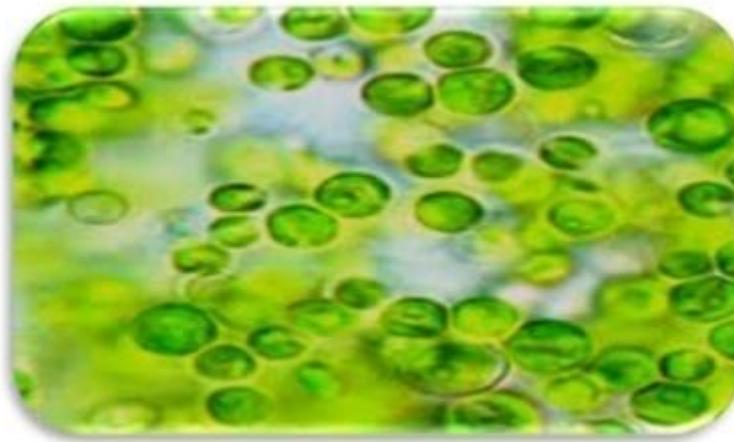


Figure 2.10 : Cellules d'algue *Chlorella* sous microscope (Clément -Larosière, 2012)

2.9.3. Taxonomie

Ce sont en l'occurrence des algues vertes cocciques qui présentent de petites cellules vertes sphériques, raison pour laquelle les chlorelles sont souvent qualifiées également de "boules vertes". Or les algues les plus diverses dans différents groupes ont cet aspect, que l'on désigne par morphologie convergente (comparable à la morphologie convergente de beaucoup d'euphorbiacées succulentes et de cactées).

En résumé, le classement et la différenciation de la *Chlorella* sont difficiles et restent une affaire de spécialistes. Il s'agit d'espèces dont la plupart des caractéristiques sont très similaires et peuvent de surcroît varier fortement (au plan morphologique et physiologique). Bien entendu, ceci complique la détermination et la classification, avec pour conséquence des classements erronés et des doublons. Plus de 100 espèces de *Chlorella* ont été décrites, dont la plupart ont dû être revues. Pour distinguer les différentes espèces les unes des autres, différentes caractéristiques ont été étudiées: par exemple l'ultra structure de la paroi cellulaire, l'ultra structure des pyrénoides, la composition chimique de la paroi cellulaire, les réactions sérologiques croisées, la physiologie, la biochimie, la morphologie et la biologie moléculaire. En 1992, entre autres, divers dépôts de cultures d'algues dénommés "*C. pyrenoidosa*" ont été examinés, montrant que les cultures dénommées *C. pyrenoidosa* devaient être classées dans des espèces très différentes. Ainsi, par exemple, on a pu identifier des souches de *C. vulgaris* qui avaient été déposées sous le nom de "*C. pyrenoidosa*" (Kessler et Huss, 1992).

Autrement dit: d'après les découvertes les plus récentes, l'espèce "*Chlorellapyrenoidosa*" n'existe pas, il s'agit plutôt d'un terme obsolète qui regroupait des espèces et des souches appartenant à des groupes d'algues différents. À l'heure actuelle, trois espèces constituent le groupe *Chlorella*: *C. vulgaris*, *C. lobophora* et *C. sorokiniana* (Krienitz *et al.*, 2004). Dès 1999, seules ces trois espèces et *C. kesseli* étaient encore incluses dans le genre *Chlorella* (Huss *et al.*, 1999).

2.9.4. Développement et activité

La *chlorella* est un eucaryote. Pour se développer, elle pousse sur un milieu minéral avec des besoins fondamentaux. Cet eucaryote est particulier, il est photo-litho-autotrophe par conséquent :

- Photo par l'exercice de la photosynthèse en réduisant le CO₂ grâce à la lumière.
- Litho par le besoin de minéraux pour se nourrir.
- Autotrophe vis-à-vis du carbone et de l'azote car il est capable de synthétiser des acides aminés et des protéines à partir de l'azote atmosphérique en le réduisant en ammonium ou en nitrate.

Les algues sont la première source de production de dioxygène sur terre avec près de 90% soit 330 milliards de tonnes d'O₂ par an. Les 10% restant sont essentiellement produits par les végétaux terrestres (arbres et plantes). En absorbant le CO₂ de la planète, elles permettent une lutte contre le réchauffement climatique. Cependant on ne peut pas ignorer que le phytoplancton est à la base de toutes les chaînes trophiques marines. En effet, sans eux, une déstabilisation de certaines chaînes alimentaires marines aurait alors des effets de sélections d'espèces et d'autres conséquences encore difficiles à prévoir. (Sassi *et Person*, 2011).

2.9.5. Les différents modes de cultures

Les microalgues sont cultivées soit en systèmes ouverts, appelés bassins ouverts (open ponds) ou en systèmes fermés, les photobioréacteurs. L'utilisation de l'une de ces méthodes de culture ou de l'autre dépend du devenir de la biomasse produite. Les photobioréacteurs offrent un certain nombre d'avantages par rapport aux systèmes ouverts. Ils présentent un meilleur rendement de fixation du CO₂ par les microalgues, une meilleure production de biomasse, un meilleur contrôle du procédé et permettent de limiter les

contaminations. Cependant, cher et reste donc peu utilisé pour la culture à grande échelle contrairement aux bassins ouverts (Clément-Larosière, 2012).

2.9.5.1. Systèmes de bassins ouverts

Les étangs ouverts est le mode de production le moins coûteux pour la production de biomasse à grande échelle. Ces systèmes peuvent se classer en 2 catégories : en eaux naturelles (lacs, lagunes et étangs) ou en étangs artificiels. Ils sont généralement construits à côté de centrales électriques ou d'une industrie lourde avec un rejet massif de dioxyde de carbone où la biomasse absorbe l'azote de l'atmosphère sous forme de NOx. Afin de permettre une exposition facile de toutes les cellules à la lumière du soleil, en particulier à la fin de la phase de croissance exponentielle, la profondeur de bassin optimale est de 15-50 cm (Richmond *et al.*, 1993 et Safi *et al.*, 2014).

2.9.5.2. Photo-bioréacteur fermé

Cette technologie a été mise en œuvre principalement pour surmonter certains facteurs limitatifs des systèmes de bassins ouverts et ainsi accroître la biomasse dans un environnement contrôlé : pH, intensité lumineuse, température, concentration de dioxyde de carbone. Cette technique permet d'obtenir une concentration cellulaire plus élevée ainsi que des produits qui conviennent mieux à la production de produits pharmaceutiques, de produits alimentaires ou de cosmétiques. En outre, ces systèmes sont plus appropriés pour les souches sensibles qui ne peuvent pas concurrencer et se développer dans un environnement difficile. Cette production se fait dans des salles à 25°C, avec une alimentation de la biomasse en CO₂ contrôlée et injectée dans les tubes. Des lampes sont utilisées si les tubes sont peu ou pas suffisamment exposés au soleil. Les tubes ont généralement un diamètre de 20 cm et l'épaisseur de leurs parois transparentes est de l'ordre de quelques millimètres permettant une absorption appropriée de la lumière.

Par conséquent, plusieurs conceptions ont été utilisées et testées : photo bioréacteur tubulaire, annulaire et photo bioréacteur à poche. Néanmoins, les principaux inconvénients d'un système fermé sont le coût de la construction sophistiquée, la petite zone d'éclairage et les coûts de stérilisation (Safi *et al.*, 2014).

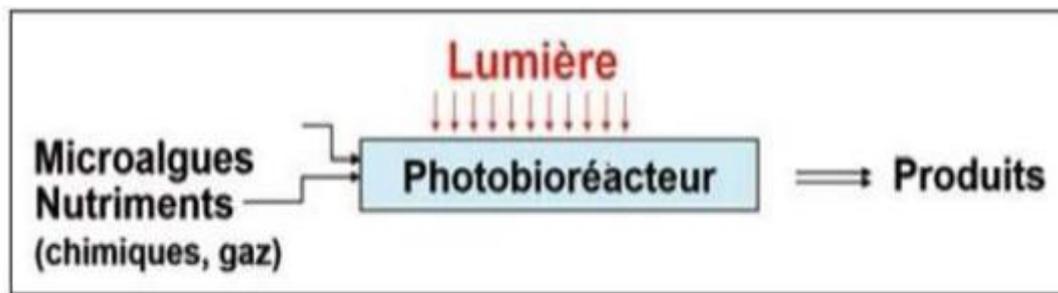


Figure 2.11 : Système de photo-bioréacteurs (Legrand, 2002)

Chapitre III

Matériels et Méthodes

3.1. Matériel biologique

Chlorella est un groupe de microalgues vertes eucaryotes dotées d'une grande capacité de photosynthèse. Elles se reproduisent en quelques heures et ne nécessitent que la lumière du soleil, du dioxyde de carbone, de l'eau et une faible quantité de sels. Ces microalgues sont faciles à cultiver, ont des cycles de vie simples et des voies métaboliques similaires à celles des plantes supérieures et ont donc été utilisées comme organismes modèles pour la recherche sur les mécanismes de la photosynthèse et de l'assimilation du dioxyde de carbone (Silva *et al.*, 2019).

Des travaux pionniers ont permis d'étudier les processus fondamentaux de la physiologie végétale, tels que la photosynthèse et la réduction des nitrates, chez *Chlorella*. Grâce à leur facilité de manipulation et à leurs performances de croissance prévisibles, les cultures de *Chlorella* ont été privilégiées par les laboratoires de physiologie végétale et les organismes d'analyse des algues. Leur polyvalence dans les systèmes de culture d'algues en masse a fait de *Chlorella* un candidat de choix pour diverses applications biotechnologiques (Krienitz *et al.*, 2015). Les Chlorelles sont isolées à partir d'un milieu naturel, et ensemencées dans les milieux de cultures en raison de 0,1g/L. L'identification de l'espèce algale a été réalisée à partir des données taxonomiques et morphologiques disponibles sur la base de données scientifique AlgaeBase, reconnue pour la classification et la description des algues.



Figure 3.1 : Observation microscopique de *Chlorella* ;(A) : grossissement X100 ; (B) : grossissement X40. Source : originale, laboratoire pédagogique-SNV, Université de Relizane.

3.2. Milieu de culture et nutriments

Dans les milieux naturels, les micro-algues obtiennent toutes les nutriments, minéraux et vitamines dont ils ont besoin dans l'eau dans laquelle ils vivent. Cependant, pour les développer en laboratoire, nous devons leur fournir toutes ces ressources essentielles.

Les milieux de culture des micro-algues font référence à la solution ou à la culture dans laquelle les micro-algues se multiplient. Tous les milieux ont plusieurs composants en commun : les sources d'azote (dans les nitrates, les nitrites et l'ammoniac), le phosphore, les vitamines et les éléments traces.

- **BG-11**

Le BG-11 est l'un des milieux de croissance les plus appréciés, car il favorise la croissance de diverses microalgues d'eau douce et de quelques microalgues marines.

Le BG-11 présente une meilleure productivité de biomasse. Outre le BG-11, divers autres milieux de croissance, tels que le milieu Tris Acétate Phosphate (TAP), le milieu basal de Bold (BBM), le milieu Chu-10 et le milieu D, ont été utilisés pour la culture des microalgues d'eau douce. Les milieux BG-11, BBM et TAP sont les plus utilisés pour une bonne productivité en biomasse et en lipides. Le BG-11 peut être utilisé pour la croissance des microalgues d'eau douce et marines, mais il est plus adapté aux microalgues d'eau douce (Pandey *et al.*, 2023).

Les espèces de *Chlorella* ont été cultivées dans du milieu BG-11. Le **tableau 3.1** présente la composition chimique des milieux BG-11. Avant chaque expérience, le milieu de culture est autoclavé à une température de 121 °C et à une pression de 1,5 bar pendant 20 minutes, le pH est ajusté à 7.5.

Tableau 3.1 : Composition du milieu nutritif utilisé pour la culture de *Chlorella*.

N°	Composant	Concentration de la solution mère (g/l)	Volume ajouté pour 1 litre (ml)	Concentration finale (mg/l)
1	NaNO ₃	150	10	1500
2	K ₂ HPO ₄	4.0	10	40
3	MgSO ₄ ·7H ₂ O	7.5	10	75
4	CaCl ₂ ·2H ₂ O	3.6	10	36
5	Acidecitrique	0.6	10	6
6	Citrate ferrique	0.6	10	6
7	EDTA-Na	0.1	10	1
8	Na ₂ CO ₃	2.0	10	20
9	Solution de micronutriments (Mg/l)		1	
	a. H ₃ BO ₃	61.0		0.061
	b. MnSO ₄ ·H ₂ O	169.0		0.169
	c. ZnSO ₄ ·7H ₂ O	287.0		0.287
	d. CuSO ₄ ·5H ₂ O	2.5		0.0025
	e. (NH ₄) ₆ Mo ₇ O ₂₄ ·4H ₂ O	12.5		0.00125

3.3. Photo-bioréacteur

La culture a été réalisée dans des flacons en verre de 500 ml servant de photo-bioréacteurs. Le réacteur était recouvert de couvercles en coton pour éviter la contamination des microalgues par des agents externes. Chaque réacteur était alimenté en air par un tube en silicone relié à une pompe à air équipé d'un filtre. Le débit d'air utilisé pendant les expériences est de 200 ml/min à 1 atm et une température ambiante. L'air traverse un filtre puis pénètre dans le réacteur par le haut. Un bullage d'air est effectué au fond de chaque réacteur pour fournir du CO₂ et maintenir un mélange adéquat.

Chaque photo-bioréacteur a étéensemencé et placé dans un carton, comme illustré à la **figure 3.2**. Le réacteur a été placé sous une lumière blanche froide, alimentée par des lampes de 23 W, selon un cycle de 16 heures de lumière et 8 heures d'obscurité, L'expérience est suivie pendant un mois.

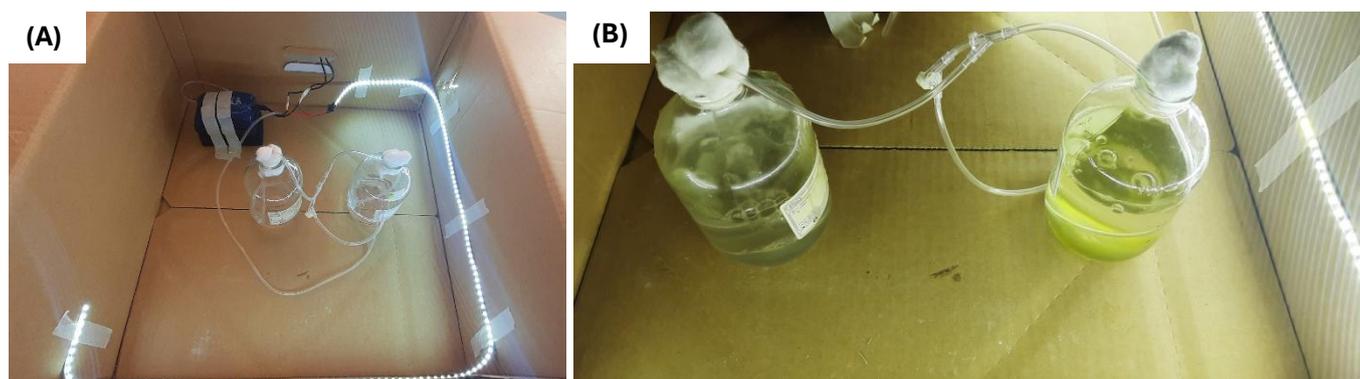


Figure 3.2 : Culture de *Chlorella* dans le milieu BG-11, (A) : Photo-bioréacteur dans le premier jour de la culture ;(B) : Photo-bioréacteur après une semaine de la culture.

Après avoir confirmé le succès de la culture des micro-algues, le bio-dessalement se fait en convertissant les micro-algues au milieu salin. Nous avons étudié la croissance de *Chlorella* en milieu salin afin d'évaluer son potentiel dans la désalinisation de l'eau de mer. La souche a été cultivée dans quatre milieux différents à base de BG11. Le premier milieu contenait uniquement le BG11 standard (milieu témoin), tandis que les trois autres contenaient du chlorure de sodium (NaCl) ajouté au milieu BG11 à différentes concentrations. Les concentrations de sel utilisées étaient les suivantes : 35 g/L (soit environ 3,5 %), correspondant à la salinité de l'eau de mer ; 5,8 g/L (0,58 %) ; et 2,9 g/L (0,29 %). Le NaCl a été ajouté directement au milieu BG11 avant stérilisation. Cette approche vise à

simuler différents niveaux de salinité pour évaluer la capacité d'adaptation et de bio-dessalement de la souche étudiée.

3.4. Mesure de la concentration de biomasse de microalgues

La concentration de biomasse générée par les microalgues a été déterminée en séparant les microalgues trouvées du milieu de culture et en les séchant selon la méthode recommandée par **Ghayal et Pandya, 2013**. 50 ml d'échantillon ont été prélevé et filtré. La masse de microalgues ainsi obtenu, accumulé sur le filtre, a été séché en le plaçant sur une montre en verre, puis à 45 °C dans une étuve pendant trois jours.

3.5. Détermination de la concentration cellulaire par densité optique

La détermination de la concentration cellulaire et de sa variation dans le temps a été réalisée par méthode indirecte. Une courbe d'étalonnage a été obtenue, reliant la densité optique à la concentration cellulaire, permettant ainsi de mesurer simplement l'absorbance pour connaître la concentration cellulaire des futurs échantillons. L'absorbance cellulaire a été mesurée à 650 nm à l'aide d'un spectrophotomètre UV-1800.

3.6. Mesure du pH

Nous avons mesuré le pH des Filtrats à l'aide d'un pH-mètre par plonger la sonde de mesure dans l'eau analysée. Après, on lie la valeur de pH obtenu.

3.7. Mesure de la salinité

Après la culture de l'algue dans des milieux contenant des concentrations croissantes de chlorure de sodium, les échantillons ont été filtrés afin d'éliminer les particules solides. La salinité des filtrats a ensuite été déterminée à l'aide d'un réfractomètre Abbe. Quelques gouttes de chaque échantillon ont été placées sur la surface prismatique de l'appareil, puis l'indice de réfraction a été relevé après ajustement et mise au point. Les valeurs obtenues ont été converties en concentrations en sel (g/L) à l'aide d'un courbe d'étalonnage préalablement établie à partir de solutions de NaCl de concentrations connues.

En complément à la mesure au réfractomètre, la salinité des échantillons filtrés a également été déterminée par conductimétrie. Chaque échantillon a été introduit dans une cuve propre, puis la conductivité électrique (en $\mu\text{S}/\text{cm}$) a été mesurée à l'aide d'un conductimètre préalablement calibré avec une solution standard. Les valeurs de conductivité

obtenues ont ensuite été converties en concentrations de sel (g/L) à l'aide d'un courbe d'étalonnage établie à partir de solutions de NaCl de concentrations connues.

3.8. Détermination de chlorure (Méthode de Mohr)

La méthode de Mohr est une méthode de dosage par précipitation. Elle est utilisée pour le dosage d'halogénures.

- **Principe du dosage**

La méthode de Mohr est un titrage argentimétrique utilisé pour déterminer la concentration en ions chlorure (Cl^-) dans une solution. Elle est basée sur la réaction de précipitation entre les ions Ag^+ et Cl^- pour former AgCl (chlorure d'argent). L'indicateur utilisé est le chromate de potassium (K_2CrO_4), qui forme un précipité rouge brique d' Ag_2CrO_4 lorsque tout le Cl^- a été consommé.

- **Mode opératoire**

- Prélever un volume précis de la solution contenant les chlorures à l'aide d'une pipette.
- Verser l'échantillon dans un erlenmeyer propre.
- Ajouter environ 1 mL de solution de chromate de potassium (K_2CrO_4) à 5 %, la solution prend une couleur jaune pâle.
- Rincer et remplir une burette avec la solution de AgNO_3 de concentration connue.
- Ajouter progressivement le AgNO_3 dans l'erlenmeyer sous agitation constante.
- Continuer le titrage jusqu'à l'apparition d'une coloration rouge brique persistante.
- Noter le volume de AgNO_3 consommé à l'équivalence et Calculer de la concentration en chlorures.

3.9. Détermination de Nitrate selon APHA

La détermination du nitrate (NO_3) peut être difficile en raison de la forte probabilité que des constituants interférents soient présents dans diverses matrices. La technique de la lumière ultraviolette (UV), qui mesure l'absorbance du NO_3 à 220 nm, est adaptée au dépistage des eaux non contaminées (à faible teneur en matière organique).

- **Principe**

La mesure de l'absorption UV à 220 nm permet aux analystes de déterminer rapidement le NO₃. Il est à noter que la matière organique dissoute peut également absorber à 220 nm, mais que le NO₃ n'absorbe pas à 275 nm. Une deuxième mesure à 275 nm peut donc être effectuée et utilisée pour corriger la valeur du NO₃, si nécessaire. L'importance de cette correction empirique dépend de la nature et de la concentration de la matière organique et peut varier. Cette méthode n'est donc pas recommandée si une correction importante est nécessaire.

- **Mode opératoire**

-50 ml d'échantillon est filtré,

-Mesure spectrophotométrique : Lire l'absorbance ou la transmittance par rapport à l'eau distillée,

-Utiliser une longueur d'onde de 220 nm pour obtenir la mesure de NO₃ et une longueur d'onde de 275 nm pour déterminer toute interférence due à la matière organique dissoute, une courbe d'étalonnage du NO₃ a été établie.

-Pour les échantillons et les étalons, soustrayez deux fois l'absorbance mesurée à 275 nm de celle mesurée à 220 nm pour obtenir l'absorbance de NO₃ (Si la valeur de correction est égale à 10 % de la valeur mesurée à 220 nm pour un échantillon donné).

-Calculez la concentration en NO₃ à partir de l'équation suivante :

$$C = \frac{A - I}{S}$$

où :

C : concentration,

A : absorbance,

I : interception de la droite de régression,

S : pente de la droite de régression.

3.10. Détermination de Sulfate (SO₄)

- **Principe**

Les ions sulfate (SO₄²⁻) présents dans une solution réagissent avec le chlorure de baryum (BaCl₂) en milieu acide pour former un précipité blanc insoluble de sulfate de baryum (BaSO₄). Ce précipité est filtré, lavé, séché, puis pesé. La masse du BaSO₄ obtenu permet de

calculer la concentration en sulfates dans l'échantillon, selon une relation stœchiométrique fixe entre BaSO₄ et SO₄²⁻.

- **Mode opératoire**

- Prélever un volume précis de l'échantillon contenant les sulfates.
- Acidifier légèrement avec quelques gouttes d'HCl dilué (pH ≈ 2–3).
- Chauffer doucement la solution.
- Ajouter goutte à goutte une solution chaude de chlorure de baryum (BaCl₂) 10% sous agitation constante.
- Laisser reposer pour permettre la précipitation complète du sulfate de baryum (BaSO₄).
- Filtrer le précipité chaud à l'aide d'un papier filtre préalablement pesé.
- Laver le précipité avec de l'eau distillée chaude pour éliminer les ions chlorure.
- Sécher le papier filtre contenant le précipité dans une étuve à 105–120 °C jusqu'à masse constante.
- Refroidir dans un dessiccateur puis peser.
- Calcul du taux de sulfates : $[\text{SO}_4^{2-}] \text{mg/L} = \text{Masse de BaSO}_4 \times 96,06 \times 10^6 / 233,4 \times V$

3.11. Analyse statistique

Nous avons réalisé une analyse statistique en utilisant le test ANOVA pour évaluer l'impact de différents niveaux de salinité (2,9 g/L, 5,8 g/L, 35 g/L et le milieu BG 11) sur la croissance de la biomasse algale.

Chapitre IV

Résultats et Discussion

4.1. Effet de la salinité sur la croissance de *Chlorella*

Les principaux facteurs environnementaux et caractéristiques de composition chimique affectant la croissance des microalgues sont la lumière, la nourriture, le pH et la température (Moayedi *et al.*, 2021).

Les résultats de la croissance de *Chlorella* en fonction de temps montrent l'inaptitude de celle-ci de se développer en milieu de salinité égale de celle de l'eau de mer 35 g/L. Bien que *Chlorella* soit souvent présent en eau douce, il a été démontré qu'il pouvait résister à une salinité allant jusqu'à 20 g/L de NaCl (Barghbani *et al.*, 2012), alors qu'aucune croissance n'a été observée à 30 g/L de NaCl (Sahle-Demessie *et al.*, 2019).

Selon nos résultats la figure 4.1, la croissance de *Chlorella* est inversement proportionnelle à la salinité de milieu, le Milieu BG-11 présente un meilleur taux de croissance avec une moyenne de 1,23 g/L en 21 jours, cependant les milieux salins de 2,9 g/l et 5,8 g/l présentent des biomasses de 0,9 g/l et 0,3 g/l, respectivement. Selon Sahle-Demessie *et al.*, 2019, *Chlorella* a montré de faibles taux de croissance en se développant à une concentration en sel de 10 g/L.

Les concentrations élevées en sel ont créé des conditions défavorables à la croissance des algues. L'augmentation des concentrations externes d'ions altère l'équilibre osmotique des cellules et de leur environnement, forçant l'exosmose. Cette dernière entraîne une perte de pression de turgescence et limite l'afflux d'ions dans les cellules en fonction de leurs gradients électrochimiques. L'acclimatation des algues se poursuit jusqu'à la tolérance au sel et conduit progressivement à une croissance stable (Amezaga *et al.*, 2014).

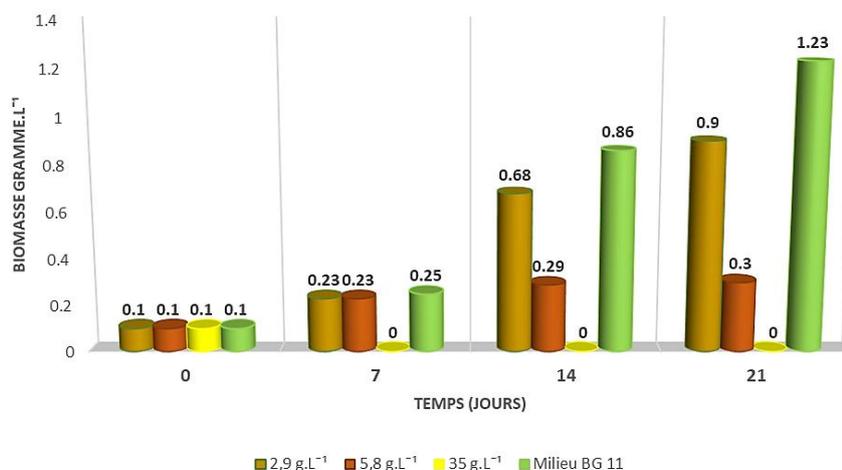


Figure 4.1 : Croissance de *Chlorella* dans les milieux à concentrations salines différentes ; Analyse de Variance : Différence significative (p < 0.05) entre les groupes, la salinité influence significativement la biomasse algale, avec un effet inhibiteur aux concentrations élevées.**

4.2. Variation du pH

La figure 4.2 présente l'évolution de pH dans les milieux de cultures au cours du temps. On note une augmentation progressive du pH dans le milieu BG-11 de 7,2 à 8,8 pendant la durée de la culture qui s'étale sur les 21 jours. L'augmentation de pH de milieu a été également enregistrée dans les milieux salins de 2,9 g/l et 5,8 g/l.

Selon **Ghobrini,(2022)**, les valeurs du pH dans les différents milieux testés augmentent progressivement pour se maintenir dans la zone d'intervalle (7,5 – 9), et les valeurs de pH qui se superposent sur les valeurs optimales de l'accroissement de la biomasse correspondent à un pH (8,8).

Sahle-Demessieet al.,(2019) ont trouvé que le pH des milieux de culture a varié avec le temps, affectant la croissance des algues et la reproductibilité des résultats. Le milieu BM a montré le pH le plus élevé (8,7) et un effet tampon notable, même en présence de CO₂.

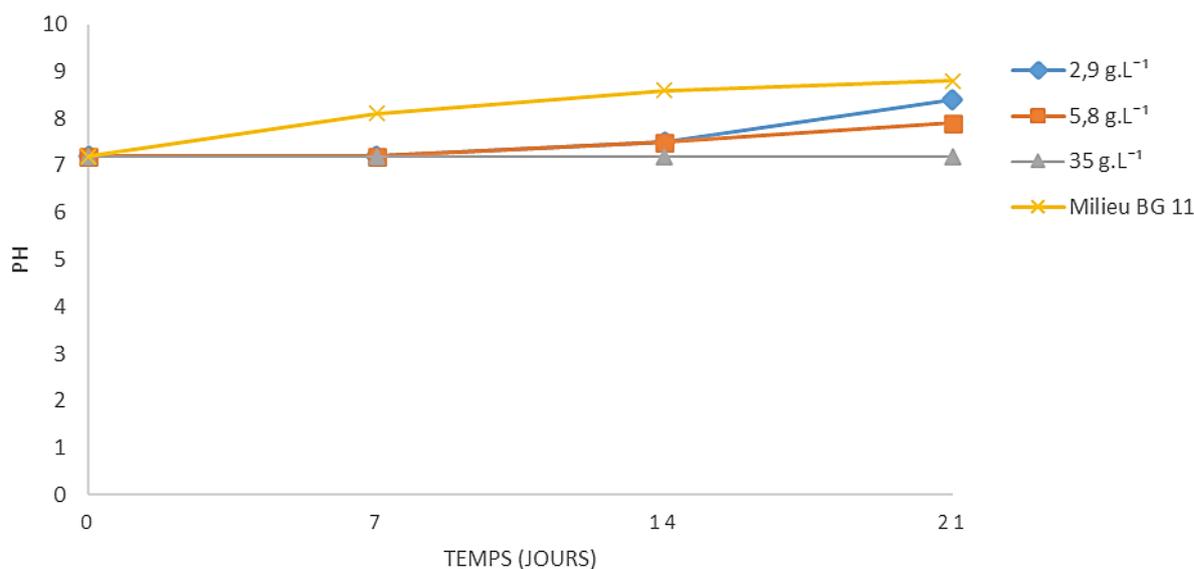


Figure 4.2 : Évolution du pH dans des milieux salins au cours du temps

4.3. Salinité

La bioaccumulation et la biosorption se produisent dans la plupart des organismes vivants (Gupta et Rastogi, 2008).

Selon nos résultats, la salinité des deux milieux (5,8 g/L et 2,9 g/L) a nettement diminué au cours des deux premières semaines de l'expérience, atteignant respectivement 0,48 % et 0,22 %. Cette réduction suggère une activité biologique des algues, impliquant une biosorption des sels, accompagnée éventuellement d'une bioaccumulation intracellulaire.

Les microalgues peuvent éliminer les ions métalliques de l'eau par biosorption ou bioaccumulation (Gupta et Rastogi, 2008).

Les mécanismes par lesquels les algues absorbent les cations comprennent le dépôt en surface, la sorption physique et la biosorption, le transport actif et la diffusion passive (Gupta et Rastogi, 2008). L'absorption métabolique des sels dans les systèmes biologiques est un processus spontané, où la bioabsorption est favorisée par la thermodynamique et ne nécessite aucune énergie, l'adsorption de contaminants ioniques sur une structure cellulaire pourrait entraîner une bioaccumulation, un processus métabolique aérobie entraîné par l'énergie d'un organisme vivant (Velásquez et Dussan, 2009).

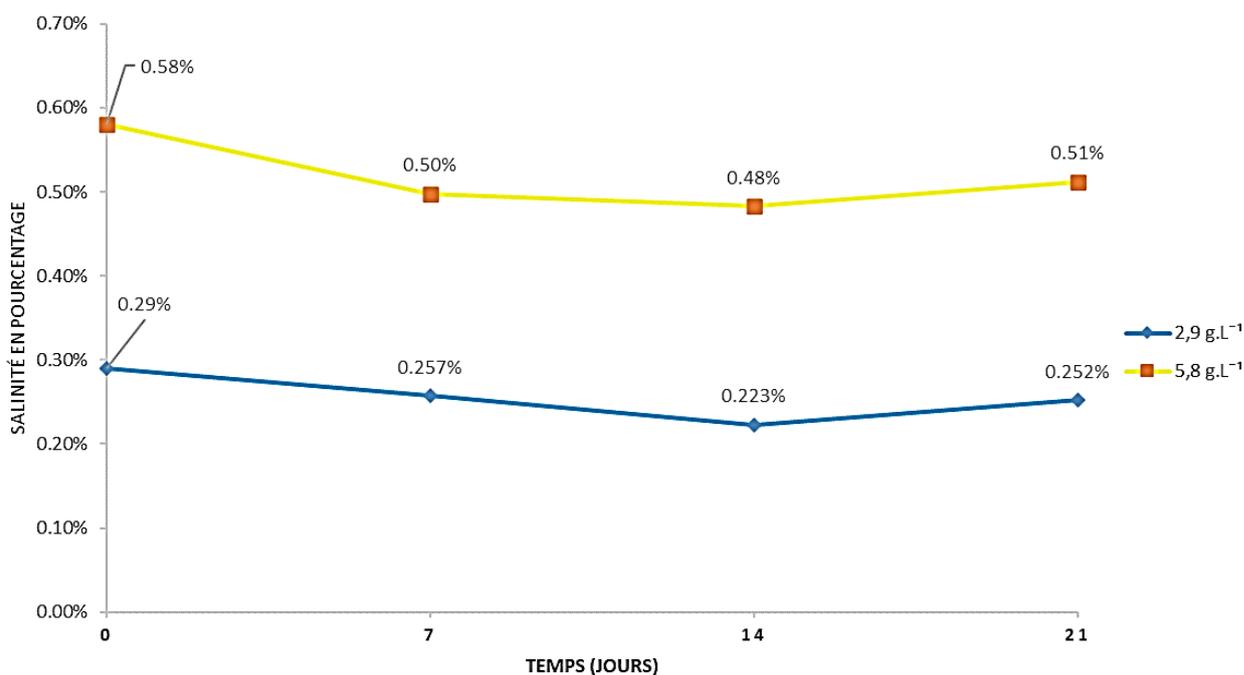


Figure 4.3 : Changement du taux de salinité au fil du temps

La troisième semaine de la culture se caractérise par une légère augmentation de la salinité dans les deux milieux, cela signifie un déplacement des sels du cellules et de la matières organique vers le milieu, à cause probablement d'un ralentissement de croissance cellulaire et d'une lyse cellulaire possible avec une diminution dans la capacité des cellules d'absorber les sels.

Selon **Sahle-Demessieet al., 2019**, la salinité s'augmente lorsque la génération de nouvelles cellules est bien supérieure aux cellules perdues, la quantité de sel libérée par les cellules mortes est inférieure à la quantité absorbée lors de la formation de nouvelles cellules.

La lumière et la salinité sont considérées comme des facteurs importants, et leur variation influence la chlorophylle, les caroténoïdes et la croissance cellulaire. Des études ont montré que les algues ont une plus grande capacité à utiliser la salinité. De plus, elles contribuent de manière significative à la croissance et à la reproduction des éléments mentionnés précédemment. Ce processus s'effectue en réduisant la salinité par l'absorption des sels et leur utilisation dans le métabolisme(**Moayediet al., 2021**).

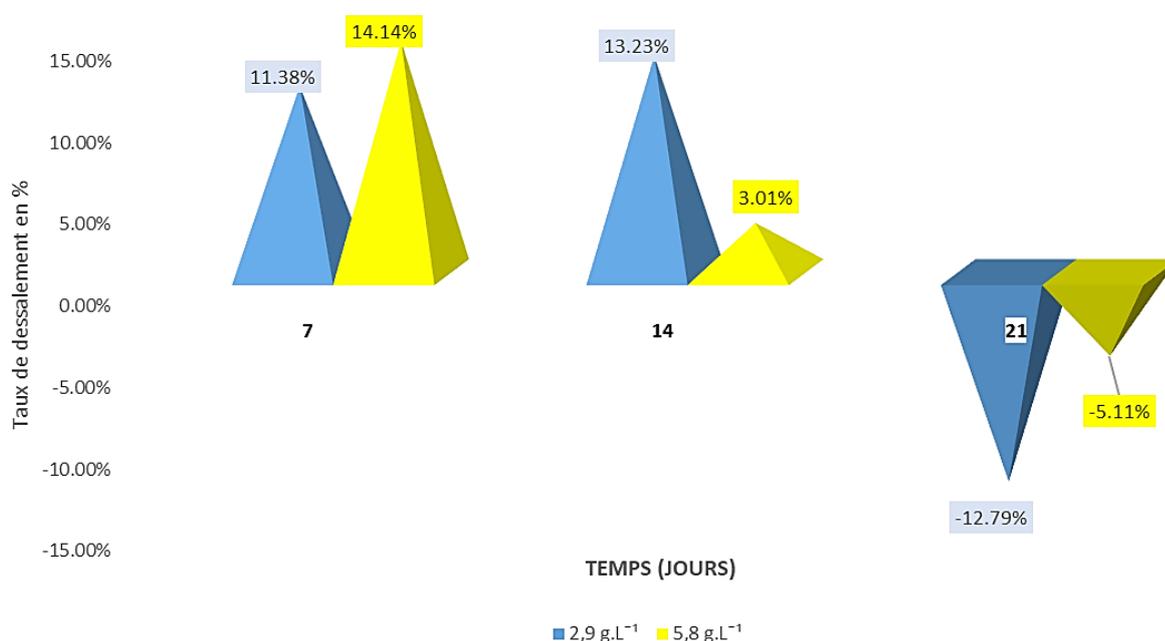


Figure 4.4 : Changement du taux de dessalement au fil du temps

4.4. Chlorure (Cl^-)

Selon **Moayediet al., 2021**, les algues utilisaient des éléments nutritifs comme le chlore, le sodium et le bicarbonate pour croître et se reproduire. Selon le nombre d'algues à dessaler par rapport à la quantité de matière sèche, les algues présentaient la matière sèche la plus saline et la plus forte teneur en sel.

La figure 4.5 montre les variations dans le taux de chlorure au niveau du milieu de culture pendant la durée de la culture, on remarque une diminution enregistrée le 21^{ème} jours, à savoir que la mesure de taux de chlorure en milieux est effectuée une seule fois dans la fin de l'expérience, ça rend difficile de prévoir les variations possibles pendant la première et la deuxième semaine, mais une réduction globale dans la quantité des ions chlorure reste sans doute.

Différentes études ont montré que la présence de composés à la surface des algues (par exemple, amines, phosphates, sulfites, sulfhydryles, carboxyles, protéines et saccharides) a une charge positive lorsqu'ils sont combinés à des protéines. Ils peuvent également absorber des composés complexes, tels que les composés phénoliques, qui absorbent les électrons chargés électriquement. Cependant, ces composés ont une charge électrique négative. Par conséquent, les algues absorbent le chlore de l'environnement et en diminuent ainsi la quantité (**Moayediet al., 2021**).

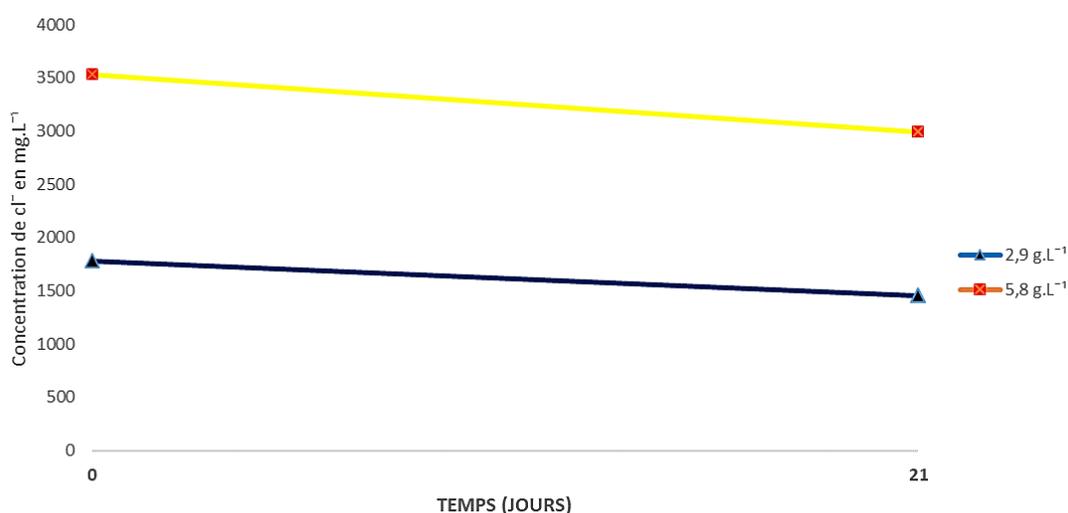


Figure 4.5 : Changement du taux de Chlorure au fil du temps

4.5. Nitrate (NO_3^-)

Il est rapporté que les microalgues peuvent assimiler l'azote ammoniacal (NH_4^+), le nitrate (NO_3^-), le nitrite (NO_2^-) et l'azote organique simple tel que l'urée, l'azote est utilisé dans la formation des protéines et joue un rôle important dans la croissance cellulaire, ce qui explique la diminution de taux de nitrate pendant la première semaine. Cependant, une décroissance dans la consommation de nitrate pendant la deuxième semaine a été enregistrée.

Selon **Ghobrini, (2022)**, la valeur optimisée de la teneur en NaNO_3 était de 7 g/L, ce qui dévie de la valeur centrale du NaNO_3 (3.5 g/L). Même si les essais ont confirmé que la croissance de *Chlorella* n'était pas limitée par une teneur en NaNO_3 plus élevée.

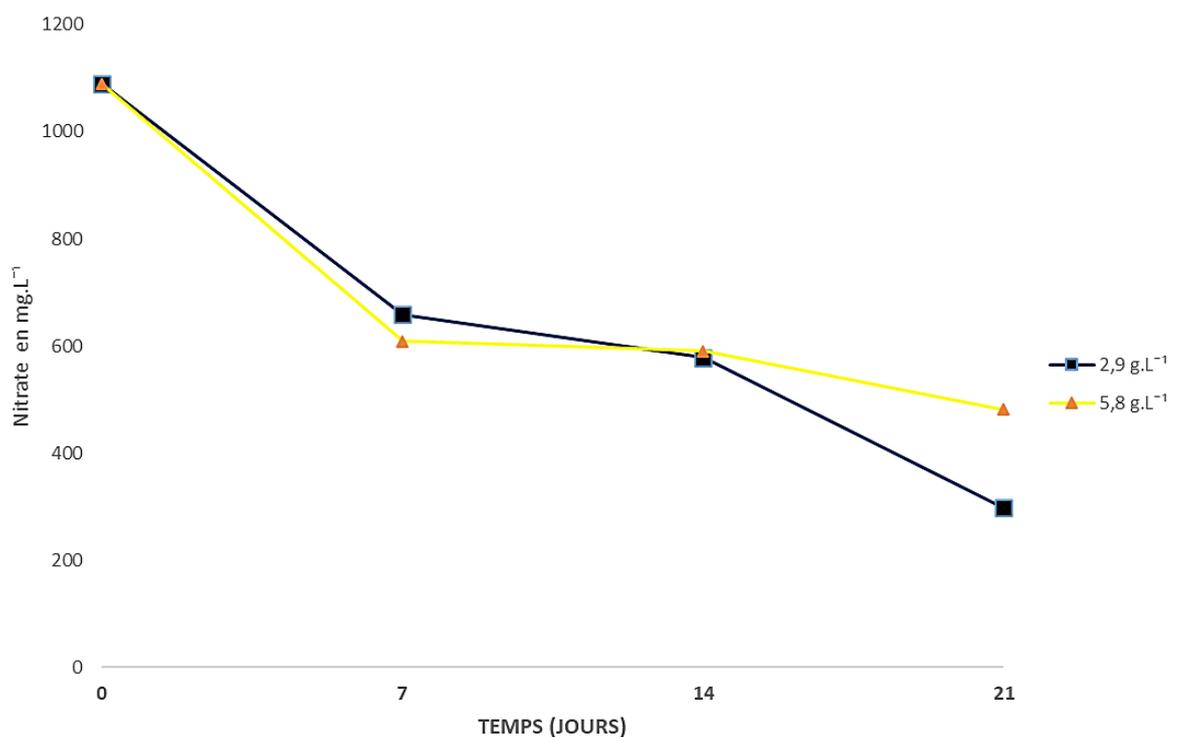


Figure 4.6 : Changement du taux de Nitrate dans le milieu de culture

4.6. Sulfate (SO₄²⁻)

Les microalgues acquièrent du soufre sous forme de sulfate (SO₄²⁻), la forme la plus abondante de soufre inorganique dans la nature. Alors qu'il est assimilé dans la matière organique sous forme de sulfure (S²⁻). L'assimilation a lieu principalement dans le chloroplaste.

Les résultats révèlent à une diminution progressive de la concentration de sulfates dans les deux milieux durant toute la durée de l'expérience. En outre, il est évident que le milieu à plus faible concentration en chlorure de sodium (NaCl) a présenté une diminution plus marquée de la concentration en sulfates par rapport à l'autre milieu.

Des concentrations élevées en sulfates dans les eaux usées salines peuvent devenir inhibitrices, affectant la croissance algale en provoquant un stress osmotique ou une toxicité ionique. Ainsi, une concentration optimale en sulfates est nécessaire pour favoriser une bonne productivité en biomasse sans nuire à la viabilité cellulaire. La gestion de ces concentrations est donc cruciale dans les milieux de culture utilisant des effluents industriels salins (Ghobrini, 2022).

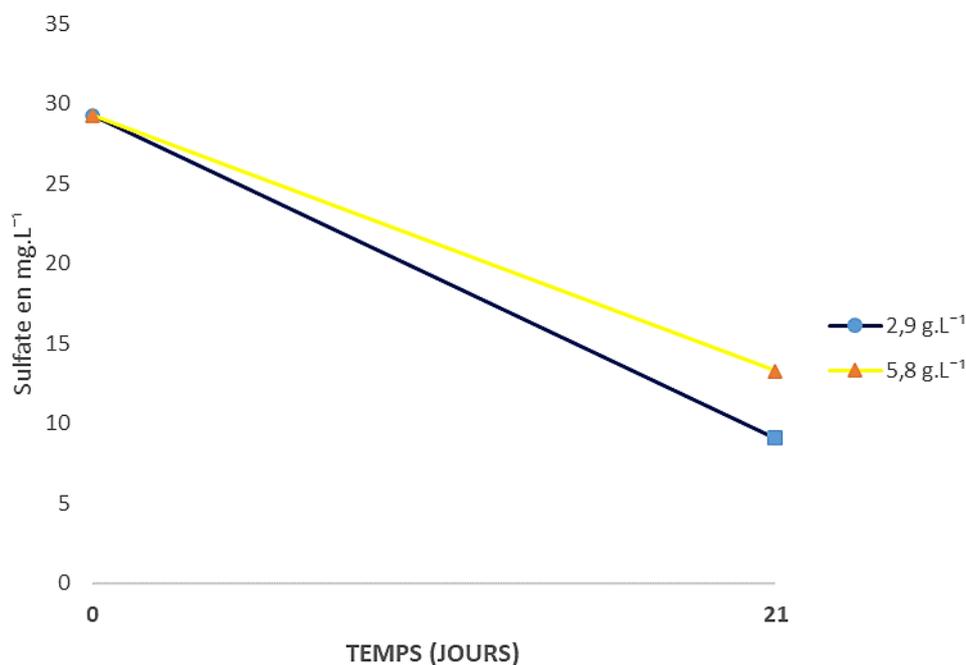


Figure 4.7 : Changement du taux de Sulfate au cours du temps

Conclusion

La crise de l'eau est actuellement l'une des plus grandes crises à l'échelle mondiale, touchant divers domaines tels que la santé humaine, le développement industriel et la stabilité des écosystèmes. Pour surmonter ce problème, le bio-dessalement de l'eau a été employé.

Les microalgues représentent une approche révolutionnaire du dessalement, combinant une élimination efficace des sels et une capacité unique à relever les défis environnementaux associés. Grâce à la photosynthèse, ces micro-organismes absorbent les sels et les polluants de l'eau salée, produisant une biomasse riche en protéines et en lipides qui peut être convertie en biocarburants, en aliments pour animaux ou en produits pharmaceutiques.

Grace à notre étude, nous avons constaté que l'algue *Chlorella* pourrait être un moyen de dessalement, comme l'ont prouvé les résultats :

- Les algues *Chlorella* peuvent réduire de la salinité de l'eau,
- Croissance biologique maintenue : l'algue a enregistré un rendement optimal de la biomasse dans le milieu nutritif BG11, améliorant ainsi sa viabilité économique.
- La capacité de l'algue à absorber les ions dissous (par exemple, le chlorure et le nitrate) et à les utiliser dans sa croissance a été confirmée, réduisant ainsi la salinité du milieu.

A la lumière de ces résultats, nous recommandons :

- Développer des systèmes de dessalement discontinus intermittents.
- Etudier l'effet de l'ajoute de biocatalyseurs (par exemple le saccharose) pour prolonger la durée de vie des algues actives.
- Optimiser génétiquement les souches de *Chlorella* pour une tolérance à la salinité à long terme.
- Développer des mécanismes pour contrôler le cycle de vie des algues.
- La conception de systèmes de dessalement hybrides (algues+énergie solaire) pour minimiser les couts.

En bref, le projet de dessalement par les micro-algues est un projet économique et respectueux de l'environnement en cours qui nécessite l'attention afin d'exploiter les eaux saumâtres côtières et intérieures.

Références

Bibliographiques

1. **Absar Belkacem** (2012). *Chercheur de modélisation et simulation de système de désalement d'eau de mer par osmose inverse et énergie renouvelable*. [Thèse de doctorat].
2. **Ahmed, F. E., Hashaikeh, R., Diabat, A., & Hilal, N.** (2019). Modélisation mathématique et optimisation dans le dessalement : état de l'art et perspectives futures. *Desalination*, 469.
3. **Allard, B., & Templier, J.** (2000). Comparison of neutral lipid profile of various trilaminar outer cell wall (TLS)-containing microalgae with emphasis on algaenan occurrence. *Phytochemistry*, 54, 369–380.
4. **Amezaga ,J.M., Amtmann, A., Biggs, C.A., Bond ,T., Gandy, C.J., Honsbein, A., Karunakaran, E., Lawton, L., Madsen ,M.A., Minas, K., & Templeton, M.R.** (2014) Biodesalination: a case study for applications of photosynthetic bacteria in water treatment, *Plant Physiol.* 164 1661–1676. [PubMed: 24610748]
5. **APHA (American Public Health Association), AWWA (American Water Works Association), WEF (Water Environment Federation),**(2017). *Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater*, 23rd Edition.
6. **Barghbani, R., Rezaei, K., Javanshir, A.** (2012) Investigating the effects of several parameters on the growth of *Chlorella vulgaris* using Taguchi's experimental approach, *Int. J. Biotechnol. Wellness Ind.* 1 .128.
7. **Becerra, C. G.** (2009). *Proposition de stratégies de commande pour la culture de microalgues dans un photobioréacteur continu*. [Thèse de doctorat, École Centrale d'Électricité].
8. **Benemann, J. R.**(2008). *Open ponds and closed photobioreactors: Comparative economics*. 5th Annual World Congress on Industrial Biotechnology & Bioprocessing.
9. **Berberoglu, H., Gomez, P. S., & Pilon, L.** (2009). Radiation characteristics of “*Botryococcus braunii*”, “*Chlorococcum littorale*”, and “*Chlorella*” sp. used for CO₂ fixation and biofuel production. *Journal of Quantitative Spectroscopy and Radiative Transfer*, 110 (18–19), 1879–1893.
10. **Cadore, J.-P., & Bernard, O.** (2008). La production de biocarburant lipidique avec des microalgues : promesses et défis. *Journal de la Société de Biologie*, 202 (3), 201–211.

11. **Cavalla, M.** (2000). *Les algues - Les microalgues*. Mcavalla.free.fr.
12. **Chevalier, P.** (2002). *Technologies d'assainissement et prévention de la pollution*. Presses de l'Université du Québec.
13. **Chisti, Y.** (2008). Biodiesel from microalgae beats bioethanol. *Trends in Biotechnology*, 26 (3), 126–131.
14. **Clément-Larosière, B.** (2012). *Étude de la croissance de Chlorella vulgaris en photobioréacteur batch et continu, en présence de concentrations élevées de CO₂*. [Thèse de doctorat, École Centrale Paris].
15. **Coste, S.** (2008). *Les algues*. CIRAD.
16. **CRBM (Centre de recherche sur les biotechnologies marines de Rimouski)** (2006). *Étude d'opportunité des biotechnologies marines sur la production et l'utilisation des microalgues*.
17. **Filali .** (2012). *Estimation et commande robustes de culture de microalgues pour la valorisation biologique du CO₂* . [Thèse de doctorat, École Supérieure d'Électricité].
18. **Geenlee , H.** (2009). *Dessalement de eau de mer et eau douce* . [Thèse de doctorat a université de Adrar].
19. **Germain, R. D.** (1997). *L'organisation internationale du crédit : États et finance mondiale dans l'économie mondiale*. Cambridge University Press.
20. **Ghaffour, N.** (2019). *Désalination des eaux de mer et autres procédés*. (2^e éd.). Tec & Doc.
21. **Ghobrini, D.**(2022). *Optimisation de la production de biomasse chez Chlorella vulgaris cultivée dans des eaux usées laitières (lactosérum des fromageries industrielles et ses dérivés) pour la production d'algo-carburant* (Doctoral dissertation, Université Mouloud MAMMERRI Tizi-Ouzou).
22. **Grobbelaar, J. U.** (2000). Physiological and technological considerations for optimising mass algal cultures. *Journal of Applied Phycology*, 12(3–5), 201–206.

23. **Guebabi, K., & Zerroukhi, H.** (2019). *Étude de la croissance et de la composition biochimique de deux souches microalgales marines « Nannochloropsis gaditana » et « Nannochloris »*. [Mémoire de master, Université Abdelhamid Ben Badis].
24. **Guillaume, R.** (2006). *Contrôle de tension auto adaptatif pour des productions décentralisées d'énergies*. [Thèse de doctorat, INPG].
25. **Gupta, V. K., Rastogi, A.** (2008). Biosorption of lead from aqueous solutions by green algae *Spirogyra* species: kinetics and equilibrium studies, *J. Hazard. Mater* 152 407–414. [PubMed: 17716814]
26. **Huss, V.A.R., Frank, C., Hartmann, E.C., Hirmer, M., Kloboucek, A., Seidel, B.M., Wenzeler, P. & Kessler, E.** (1999). Biochemical taxonomy and molecular phylogeny of the genus “*Chlorella*” sensu lato (Chlorophyta). *Journal of Phycology*, 35 (3), 587–598.
27. **Jenck, J., Lepine, O., Legrand, J., Dreno, P., Grizeau, D., & Dupre, C.** (2011). ‘Valorisation industrielle des micro algues photosynthétiques’, Ed., *Technique de l'Ingénieur*, 13p.
28. **Jones, E., Qadir, M., van Vliet, M. T. H., Smakhtin, V., & Kang, S. M.** (2019). L'état du dessalement et de la production de saumure : une perspective mondiale. *Science of the Total Environment*, 657, 1343–1356.
29. **Kessler, E., & Huss, V. A. R.** (1992). Comparative physiology and biochemistry and taxonomic assignment of the “*Chlorella*” (*Chlorophyceae*) strains. *Journal of Phycology*, 28 (4), 550–553.
30. **Koning, R. E.** (1994). *Cyanobacteria Slides*. University of Texas.
31. **Krienitz, L., Hegewald, E.H., Hepperle, D., Huss, V.A.R., Rohr, T. & Wolf, M.** (2004). Phylogenetic relationship of ‘*Chlorella*’ and ‘*Parachlorella*’ gen. nov. *Phycologia*, 43 (5), 529–542.
32. **Krienitz, L., Huss, V. A., & Bock, C.** (2015). *Chlorella*: 125 years of the green survivalist. *Trends in plant science*, 20(2), 67-69.

33. **Lakehal, E. A.** (2023). Sea water Desalination in Algeria: A Comprehensive Assessment of its Viability as a Water Security Strategy. *Le Manager*, 10(2), 123-148.
34. **Leclerc, V., & Floch, J. Y.** (2010). *Les secrets des algues*. Éditions Quae.
35. **Legrand, J.** (2002). *Les micro-algues pour quoi faire ?* Université de Nantes.
36. **Lindblad, P.** (2005). *Bio Hydrogen Nordic Energy Research Program*. Uppsala University.
37. **Mata, T. M., Martins, A. A., & Caetano, N. S.** (2010). Microalgae for biodiesel production and other applications: A review. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, 14 (1), 217–232.
38. **Martek Biosciences Corporation** (2008). *About Martek* . www.martek.com
39. **Maurel, A.** (2006). *Dessalement de l'eau de mer et des eaux saumâtres* (2^e éd.). Tec & Doc.
40. **Moayedi, A., Yargholi, B., Pazira, E., & Babazadeh, H.** (2021). Investigation of bio-desalination potential algae and their effect on water quality. *Desalination and Water Treatment*, 212, 78-86.
41. **National Renewable Energy Laboratory (NREL)** (2012).
42. **Oyadomary, J.** (2005). *Algal images*. Keweenaw algae.mtu.edu.
43. **Pandey, S., Narayanan, I., Vinayagam, R., Selvaraj, R., Varadavenkatesan, T., & Pugazhendhi, A.** (2023). A review on the effect of blue green 11 medium and its constituents on microalgal growth and lipid production. *Journal of Environmental Chemical Engineering*, 11(3), 109984.
44. **Perry, R. H., Green, D. W., & Maloney, J. O.** (2008). *Dessalement des eaux et autres procédés de désalination*. McGraw-Hill.
45. **Person, J.** (2010). *Livre turquoise – Algues, filières du futur*. Edition Adebitech.
46. **Programme des Nations Unies pour l'Environnement (PNUE)** (2023). Nairobi, k.
47. **Pulz, O., & Gross, W.** (2004). Valuable products from biotechnology of microalgae. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 65 (6), 635–648.

48. **Richmond, A.** (2004). *Handbook of microalgal culture: Biotechnology and applied phycology*. Blackwell Science.
49. **Richmond, A., Boussiba, S., Vonshak, A., & Kopel, R.** (1993). A new tubular reactor for mass production of microalgae outdoors. *Journal of Applied Phycology*, 5 (3), 327–332.
50. **Guillaume, R.** (2006). *Contrôle de tension auto adaptatif pour des productions décentralisées d'énergies*. [Thèse de doctorat, INPG].
51. **Saarbrücken** (2011). *BIO Chlorella, Biologische Nahrungsergänzung & Heilmittel GmbH*. BIO GSE Vertrieb.
52. **Safi, C., Zebib, B., Merah, O., Pontalier, P.Y., & Vaca-Garcia, C.** (2014). Morphology, composition, production, processing and applications of “*Chlorella vulgaris*”: A review. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, 35 , 265–278.
53. **Sahle-Demessie, E., Hassan, A. A., & El Badawy, A.** (2019). Bio-desalination of brackish and sea water using halophytic algae. *Desalination*, 465, 104-113.
54. **Salomez, M.** (2009). *Opportunités de développement de la filière microalgues à l'île de la Réunion*.
55. **Sassi, J. F., & Person, J.** (2011). *Livre Turquoise – Algues. filières du futur*.
56. **Sialve, B., & Steyer, J. P.** (2013). Les microalgues, promesses et défis. *Innovations Agronomiques* , 26 , 25–39.
57. **Silva, J., Alves, C., Pinteus, S., Reboleira, J., Pedrosa, R., & Bernardino, S.** (2019). *Chlorella*. In *Nonvitamin and nonmineral nutritional supplements* (pp. 187-193). Academic Press.
58. **Stolz, P., & Obermayer, B.** (2005). Manufacturing microalgae for skin care. *Cosmetics & Toiletries* , 120 (7), 99–106.
59. **Takeda, H.** (1993). Chemical composition of cell walls as a taxonomical marker. *Journal of Plant Research* , 106 (3), 195–200.
60. **Van Baalen, C., Hoare, D. S., & Brandt, E.** (1970). Heterotrophic growth of blue-green algae in dim light. *Journal of Bacteriology* , 105 (2), 685–689.

61. **Van den Hoek, C., Mann, D., & Jahns, H. M.** (1995). *Algae: An introduction to phycology*. Cambridge University Press.
62. **Velásquez, L., Dussan, J.** (2009). Biosorption and bioaccumulation of heavy metals on dead and living biomass of *Bacillus sphaericus*, *J. Hazard. Mater* 167, 713–716. [PubMed: 19201532]
63. **Watson, I. C., Morin, O. J., & Henthorne, L.** (2003). *Desalting handbook for planners* (Report No. 72). US Bureau of Reclamation.
64. **Wenzeler, P., & Kessler, E.** (1999). Biochemical taxonomy and molecular phylogeny of the genus *Chlorella sensu lato* (Chlorophyta). *Journal of Phycology*, (35) 587-598.
65. **Zeng, X., Danquah, M. K., Chen, X. D., & Lu, Y.** (2011). Microalgae bioengineering: From CO₂ fixation to biofuel production. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, 15 (6), 3252–3260.

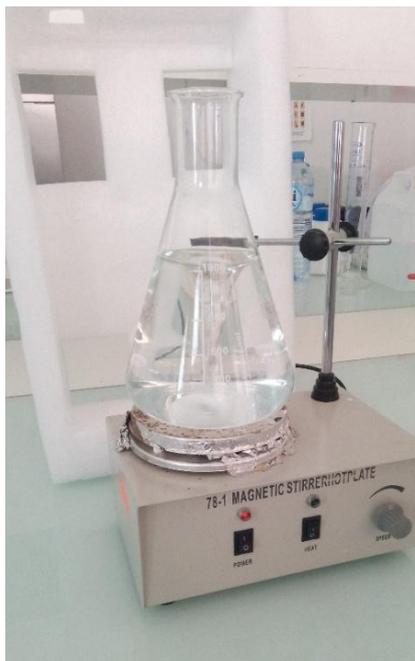


Photo 01 : Milieu BG-11



Photo 02 : Conductimètre



Photo 03 : Titrage de Chlorure par la méthode de Mohr



Photo 04 : Refractomètre ABBE

المخلص

يتزايد الطلب العالمي على المياه. وهناك حاجة إلى نهج مستدام وموفر للطاقة لتحلية المياه المخصصة للزراعة والبلديات. يهدف هذا العمل إلى دراسة سلوك طحلب الكلوريليا في بيئات ملحية مختلفة من أجل تقييم قدرته على التنقية البيولوجية للمياه المالحة. تم تقييم تحمل الملوحة داخل مفاعلات حيوية ضوئية باستخدام تراكيز مختارة من كلوريد الصوديوم (NaCl) بمقدار 2.9 و 5.8 و 35 غ/لتر. كانت الملوحة، والأس الهيدروجيني (pH)، والكلوريد، والنترات، والكبريتات هي المعايير الرئيسية التي تم قياسها طوال فترة التجربة. أظهرت تقديرات نمو الكتلة الحيوية عدم قدرة الكلوريليا على النمو في وسط ملحي بتركيز 35 غ/لتر، كما أظهرت النتائج أن نمو الكلوريليا يتناسب عكسياً مع ملوحة الوسط. تم تسجيل ارتفاع في قيمة pH في أوساط زراعة الكلوريليا. وقد انخفضت ملوحة الوسطين (2.9 و 5.8 غ/لتر) بشكل ملحوظ خلال الأسبوعين الأولين من التجربة، لتصل إلى 0.22% و 0.48% على التوالي. كما تم تسجيل انخفاض في تراكيز الكلوريد، والنترات، والكبريتات.

الكلمات المفتاحية: تحلية المياه؛ الكلوريليا؛ الملوحة؛ المفاعلات الحيوية الضوئية

Abstract

Global water demand is increasing. A sustainable and energy-efficient approach is needed to desalinate water intended for agriculture and municipalities. The aim of this work is to study the behavior of *Chlorella* in different saline environments to assess its potential in the biological purification of saline water. Salt tolerance was evaluated in photobioreactors using selected NaCl concentrations of 2.9, 5.8, and 35 g/L. Salinity, pH, chloride, nitrate, and sulfate were the main parameters measured throughout the experiment. Biomass growth estimates revealed the inability of *Chlorella* to grow in a medium with a salinity of 35 g/L. According to our results, *Chlorella* growth is inversely proportional to medium salinity. An increase in pH was recorded in the *Chlorella* culture media. The salinity of the two media (2.9 g/L and 5.8 g/L) significantly decreased during the first two weeks of the experiment, reaching 0.22% and 0.48% respectively. A reduction in chloride, nitrate, and sulphate levels was also observed.

Keywords: Desalination; *Chlorella*; Salinity; Photobioreactors

Résumé

La demande mondiale en eau augmente. Une approche durable et économe en énergie est nécessaire pour dessaler les eaux destinées à l'agriculture et aux municipalités. L'objectif de ce travail est d'étudier le comportement de *Chlorella* dans différents milieux salins afin d'évaluer son potentiel dans la purification biologique de l'eau salée. La tolérance au sel a été évaluée dans des photobioréacteurs sur des concentrations sélectionnées de NaCl de 2.9, 5.8 et 35 g.L⁻¹. La salinité, le pH, le chlorure, le nitrate et le sulfate ont été les principaux paramètres mesurés tout au long de l'expérience. L'estimation de la croissance de la biomasse a révélé l'inaptitude de *Chlorella* de se développer en milieu de salinité égale à 35 g/L, selon nos résultats la croissance de *Chlorella* est inversement proportionnelle à la salinité de milieu. Une augmentation de pH a été enregistrée dans les milieux de culture de *Chlorella*. La salinité des deux milieux (2,9 g/L et 5,8 g/L), a nettement diminué au cours des deux premières semaines de l'expérience, atteignant respectivement 0,22 % et 0,48 %. Une réduction de taux de chlorure, nitrate et sulfate a été également enregistré.

Mots clés : Dessalement; *Chlorella*; Salinité; photobioréacteurs