

République Algérienne Démocratique et Populaire

Université Abdelhamid Ibn
Badis

Mostaganem Faculté des Sciences
de la Nature et de la Vie



جامعة عبد الحميد بن باديس
مستغانم
كلية العلوم الطبيعية والحياة

DEPARTEMENT DES SCIENCES DE LA MER ET DE L'AQUACULTURE

MÉMOIRE DE FIN D'ÉTUDES

Présenté par:

Feknous Massinissa & Mohamed cheikh cheikh sidi

Pour l'obtention du diplôme de

MASTER EN HYDROBIOLOGIE MARINE ET CONTINENTALE

Spécialité : Bioressources Marines

THÈME

**Production de spiruline pour traitement des eaux
usées**

Soutenu le : 10/06/2024

DEVANT LE JURY

Président :	Dr. BORSALI Sofia	M.C.A	U. Mostaganem
Examinatrice :	Mme. BILAMI Malika	M.A.A	U. Mostaganem
Encadreur :	Pr. BELHAKEM Fadela	Pr.	U. Mostaganem
Co-Encadreur :	Dr. BENZIDANE Dehiba	M.C.A	U. Mostaganem
Invité :	Dr. BOURAHLA Sarra	M.C.A	U. Mostaganem

Année universitaire 2023/2024

Remerciements

Tout d'abord, louange à « Allah » le tout puissant qui nous a guidés sur le droit chemin tout au long du travail.

A notre encadreur Pr. BELHAKEM Fadela et Dr. BENZIDANE Dehiba

*Nous tenons à exprimer notre profonde gratitude à notre encadreur **Pr. Belhakem Fadela** et à **Dr. Benzidane Dehiba**. C'est un grand honneur et un immense plaisir d'avoir eu l'opportunité de travailler sous votre direction.*

Merci de nous avoir confié ce projet et de nous avoir guidés tout au long de sa réalisation. Votre rigueur scientifique, votre dynamisme, et votre disponibilité ont été essentiels à notre progression. Le temps et les efforts que vous avez consacrés à chaque étape de ce travail sont inestimables.

Votre gentillesse et votre modestie resteront gravées dans nos mémoires. Nous vous adressons nos remerciements les plus sincères pour tout ce que vous nous avez apporté.

A notre présidente du jury Dr. BORSALI Sofia.

Nous sommes très émues par la spontanéité avec laquelle vous avez accepté de juger et présider le jury de notre mémoire. Nous sommes très honorées par votre présence parmi notre jury de mémoire

A notre examinatrice Mme. BILAMI Malika.

On vous remercie infiniment, pour l'honneur que vous nous faites en acceptant de juger notre travail.

*Nous souhaitons exprimer notre sincère gratitude à **Dr BOURAHLA Sarra** et au doctorant **Benhadda Abir** pour l'aide précieuse apportée dans la réalisation de ce travail.*

*Merci à **Dr BOURAHLA Sarra** pour ses conseils avisés et son soutien constant. Votre expertise et votre disponibilité ont été d'une grande aide tout au long de ce projet.*

*Également au doctorant **Benhadda Abir** pour son assistance et son engagement. Votre aide et vos suggestions ont grandement contribué à la qualité de notre travail.*

*Merci **KENNAI Rabah Abdelillah** et **BOUSSADI Abdelkrim** pour Votre aide tout au long de notre travail*

Dédicace

Louange au Bon Dieu, le seul, l'unique et le
tout puissant

Je dédie ce mémoire à ma famille, pour leur soutien
inconditionnel et leur amour sans faille. À mes parents,
qui m'ont toujours encouragé à poursuivre mes rêves
et m'ont inculqué les valeurs de la persévérance et du
travail acharné. À mes frères et sœurs, pour leur
inspiration et leur camaraderie.

A tous ceux qui ont participés de près ou de loin dans la
réalisation de ce travail

Feknous Massinissa

Dédicace

Louange au Bon Dieu, le seul, l'unique et le tout puissant

A ma très chère mère

A mon très cher père

A mes oncles

A mes frères

A mes soeurs

A Toute la famille

A mes proches grands et petits

Tous mes amis

A tous ceux qui ont participés de près ou de loin dans la

réalisation de ce travail

Cheikh Sidi Mohamed

Résumé

La spiruline, également connue sous le nom *d'Arthrospira platensis*, est une cyanobactérie filamenteuse ou algue bleu verte qui se développe facilement dans les lacs alcalins et les eaux saumâtres à travers le monde. Pour notre projet, nous avons cultivé la spiruline en un photobioréacteur plat (PBR plat) pour traiter des eaux usées

La première étape consiste à produire de la biomasse *d'A. platensis* dans de photobioréacteur plat.

Et la deuxième étape a commencé lorsque nous avons atteint la quantité de biomasses requise. Dans cette partie, nous avons valorisé la biomasse de spiruline en traitement des eaux usées. Lors de la dernière étape, des analyses physico-chimiques des eaux.

L'étude sur le traitement des eaux usées par la spiruline montre son efficacité dans la réduction des polluants tels que la demande chimique on oxygène, les nitrates et les sulfates. La spiruline a réduit le DCO de 563 mg/L à 38,4 mg/L, soit une réduction de 80 %, indiquant sa capacité à éliminer les matières organiques dans les eaux usées. Il a également réduit les nitrates de 4,63 mg/L à 0,309 mg/L, soit une réduction de 93 % et une réduction de 45 % des sulfates. Cependant, la spiruline a également augmenté la concentration de chlorures de 53.175 mg/L à 149 mg/L, soit une augmentation de 64 %, indiquant son potentiel pour améliorer la qualité de l'eau. La combinaison de cette approche avec des techniques complémentaires peut optimiser le traitement des eaux usées de manière globale et durable.

Mots-clés : *Arthrospira platensis*, spiruline, valorisation, culture, traitement des eaux usées

Abstract

Spirulina, also known as *Arthrospira platensis*, is a filamentous cyanobacteria or blue-green algae that grows readily in alkaline lakes and brackish waters throughout the world. For our project, we cultivated spirulina in a flat photobioreactor (flat PBR) to treat wastewater

The first step is to produce biomass of *A. platensis* in a flat photobioreactor

And the second stage began when we reached the required amount of biomass. In this part, we valorized spirulina biomass in wastewater treatment. During the last stage, physico-chemical analyzes of the water.

The study on the treatment of wastewater with spirulina shows its effectiveness in reducing pollutants such as chemical demand for oxygen, nitrates and sulfates. Spirulina reduced COD from 563 mg/L to 38.4 mg/L, an 80% reduction, indicating its ability to remove organic matter in wastewater. It also reduced nitrates from 4.63 mg/L to 0.309 mg/L, a 93% reduction and a 45% reduction in sulfates. However, spirulina also increased the concentration of chlorides from 53,175 mg/L to 149 mg/L, an increase of 64%, indicating its potential to improve water quality. Combining this approach with complementary techniques can optimize wastewater treatment in a comprehensive and sustainable manner.

Keywords: *Arthrospira platensis*, spirulina, valorization, cultivation, wastewater treatment

المخلص

سيبرولينا، والمعروفة أيضاً باسم *Arthrospira platensis*، هي بكتيريا زرقاء خيطية أو طحالب خضراء مزرققة تنمو بسهولة في البحيرات القلوية والمياه قليلة الملوحة في جميع أنحاء العالم. بالنسبة لمشروعنا، قمنا بزراعة السيبرولينا في مفاعل حيوي ضوئي مسطح لمعالجة مياه الصرف الصحي

تتمثل الخطوة الأولى في إنتاج كتلة حيوية من *A. Platensis* في مفاعل حيوي ضوئي مسطح.

وبدأت المرحلة الثانية عندما وصلنا إلى الكمية المطلوبة من الكتلة الحيوية. في هذا الجزء، قمنا بتثمين الكتلة الحيوية للسيبرولينا في معالجة مياه الصرف الصحي. خلال المرحلة الأخيرة، قمنا بتحليلات الفيزيائية الكيميائية للمياه.

أظهرت دراسة معالجة مياه الصرف الصحي باستخدام السيبرولينا فعاليتها في تقليل الملوثات مثل الطلب الكيميائي على الأكسجين والنترات والكبريتات. فقد خفضت سيبرولينا نسبة DCO من 563 ملجم/لتر إلى 38.4 ملجم/لتر، أي بنسبة 80%، مما يشير إلى قدرتها على إزالة المواد العضوية في مياه الصرف الصحي. كما أنها خفضت النترات من 4.63 مجم/لتر إلى 0.309 مجم/لتر، أي بنسبة 93% وانخفاض بنسبة 45% في الكبريتات. ومع ذلك، فقد زادت السيبرولينا أيضاً من تركيز الكلوريدات من 53,175 ملغم/لتر إلى 149 ملغم/لتر، بزيادة قدرها 64%، مما يشير إلى قدرتها على تحسين جودة المياه. يمكن أن يؤدي الجمع بين هذا النهج والتقنيات التكميلية إلى تحسين معالجة مياه الصرف الصحي بطريقة شاملة ومستدامة.

الكلمات المفتاحية: *Arthrospira platensis*، سيبرولينا، التثمين، الزراعة، معالجة مياه الصرف الصحي

Sommaire

Introduction générale	01
Chapitre I : Généralité sur les eaux usées et leur traitement.	
I.1. Introduction	04
1.1. Définition d'une eau usée.....	04
I.2. Origine et composition des eaux usées	04
I.2.1.Les eaux domestique	04
I.2.2.Les eaux usées agricoles	04
I. 2.3.Les eaux pluviales.....	04
I.2.4.Les rejets industrielle.....	05
I.3.Paramètres de pollution de l'eau	05
I.3.1.Paramètres physiques.....	05
I.3.1.1.Température.....	05
I.3.1.2.Conductivité.....	05
I.3.1.3.Turbidité.....	06
I.3.2.Paramètres chimiques.....	06
I.3.2.1.pH.....	06
I.3.2.2.Oxygène dessous	06
I.3.2.3.Demande chimique en oxygène (DCO).....	06
I.3.2.4.Demande biologique en oxygène (DBO).....	06
I.3.2.5.Nitrates (NO_3^-).....	06
I.3.2.6.Nitrites (NO_2^-)	07
I.4.L'objectif du traitement des eaux usées	07
I.5. Les stations d'épuration des eaux usées (STEP)	07

I.6. Etapes du traitement des eaux usées	09
I.6.1.Prétraitement	09
I.6.1.1. Dégrillage.....	10
I.6.1.2.Dessablage	10
I.6.1.3. Déshuilage	10
I.7.Traitement primaire (Décantation)	11
I.8.Traitement secondaire (Traitement biologique)	12
I.9.Traitement des boues	13
I.9.1.Origine des boues	13
I.9.2.Procédés de traitement des boues	13
I.9.2.1.Traitement de l'épaississement et de concentration des boues	13
I.9.2.2.Traitements par stabilisation des boues.....	14
I.9.3.Conditionnement des boues	14
I.9.4. Elimination finale des boues	14
I.9.5.La réutilisation des eaux usées épurées (REUE)	14

Chapitre II : Généralités sur la spiruline (*Arthrospira platensis*).

II.1.Définition	16
II.1.1.Habitat naturel et répartition géographique.....	16
II.1.2.Classification taxonomique.....	18
II.1.3.Morphologie de spiruline.....	18
II.1.4.Reproduction	19
II.1.5.Croissance des microalgues	20
II.2.Culture de la spiruline	21
II.2.1.Conditions de culture	21

II.2.1.1. Température	21
II.2.1.2. La lumière.....	21
II.2.1.3. pH.....	22
II.2.1.4. Agitation.....	22
II.2.1.5. Le milieu de culture.....	22
II.3. Les systèmes de culture	22
II.3.1. Les bassins artificiels ouverts.....	22
II.3.2. Les cultures en milieu contrôlé	23
II.4. Les méthodes de suivi de croissance de la spiruline en milieu contrôlé.....	24
II.5. applications de la spiruline.....	25
II.5.1. Alimentation humaine	25
II.5.2. Supplémentation nutritionnelle	25
II.5.3. Aquaculture	25
II.5.4. Cosmétiques	25
II.5.5. Agriculture biologique	25
II.5.6. Traitement des eaux usées	26

Chapitre III : Matériels et méthodes

III.1. Matériels et méthodes.....	28
III.1.1. Souche et conditions de culture.....	28
III.2. photobioréacteur et Système d'éclairage.....	30
III.3. Prélèvements des eaux usées.....	31
III.4. Méthodes analytiques.....	32
III.4.1. La mesure du pH	33
III.4.2. La mesure de la conductivité.....	34

III.4.3.Détermination des nitrates (NO_3^-)	34
III.4.4.La mesure de la demande chimique en oxygène (DCO).....	36
III.4.5.Dosage des sulfates.....	37
III.4.6.Dosage des Chlorures.....	38

Chapitre IV : Résultats et discussion.

IV. Demande chimique en oxygène (DCO).....	40
IV. Dosage des Nitrates (NO_3^-).....	41
IV. Dosage des sulfates.....	42
IV. Chlorures.....	42
Conclusion	44
Références Bibliographiques	46

Liste des Figures

Figure I.1 : Station d'épuration des eaux usées (STEP)).(Source : tlgpro)	08
Figure I.2 : chaîne complète d'épuration dans la STEP(Aussel et al., 2004).....	09
Figure I.3 : Dégrilleur (Feknous et Cheikh.2022).....	10
Figure I.4 : Dessablage — Déshuilage(Feknous et Cheikh.2022).....	11
Figure I.5 : Décanteur(Feknous et Cheikh.2022).....	11
Figure I.6 : Bassin biologique (Bassin d'aération) (Feknous et Cheikh.2022).....	12
Figure I.7 : Epaisseur(Feknous et Cheikh.2022).....	13
Figure II.8 : Habitat naturel un lac de spiruline.....	16
Figure II.9 : répartition géographique de spiruline(Feknous et Cheikh.2024).....	17
Figure II.10 : Forme droites	19
Figure II.11 : Forme ondulées.....	19
Figure II.12 : Forme spiralées.....	19
Figure II.13 :Les phases de croissance des microorganismes.....	20
Figure II.14 : Exemples des bassins ouverts de type raceway(SCIANDRA.2020)	23
Figure II.15 : Images des photobioréacteurs	24
Figure III.16 : Flacon utilisés pour la stérilisation et la conservation du milieu de culture..	30
Figure III.17 : Installation des PBR pour la culture de la spiruline.....	31
Figure III.18 : Echantillons des eaux usées brutes (Feknous et Cheikh.2022).....	31
Figure III.19 : Schéma de la récupération de spiruline par centrifugeuse.....	32
Figure III.20 : Flacon utilisés pour le processus de traitement des eaux usées.....	33
Figure III.21 . Courbe d'étalonnage des nitrates à 415nm.....	36
Figure III.22 : les tubes de Détermination de DCO (Feknous et Cheikh.2024).....	37
Figure III.23 : Courbe d'étalonnage des sulfates à 650nm.....	38
Figure IV.24 :variation de DCO en mg/l des eaux usées brutes et des eaux usées traitées..	40
Figure IV.25 :variation des Nitrates en mg/l des eaux usées brute et des eaux usée traitées	41
Figure IV.26 :variation des Sulfates en mg/L des eaux usées brutes et des eaux usées	42
Figure IV.27 : variation des Chlorure en mg/L des eaux usées brutes et des eaux usées traitées.....	43

Liste des Tableaux

Tableau I.1 : Caractéristiques des eaux résiduaires urbaines en Algérie.....	07
Tableau III.2. Composition du milieu de culture spirulina (Robert, 2015).....	28
Tableau III.3. Solution des métaux traces (Robert, 2015).....	29
Tableau III.4 : Solution stock de B12 (Robert, 2015).....	29
Tableau III.5: caractéristiques des eaux usées brutes.....	32
Tableau III.6 : Courbe d'étalonnage.....	35
Tableau III.7 : Courbe d'étalonnage : Dans une série de béchers de 50mL.....	37

Introduction générale

La question de la gestion des eaux usées est devenue une préoccupation majeure à l'échelle mondiale, en raison de son impact sur l'environnement et la santé publique. Face à cette problématique croissante, les scientifiques et les chercheurs ont exploré diverses approches innovantes pour traiter efficacement les eaux usées, tout en répondant aux besoins nutritionnels de la population.

Dans ce contexte, la spiruline, micro-algue aux multiples vertus, émerge comme une solution prometteuse. Outre ses qualités nutritionnelles bien connues, la spiruline présente également des propriétés remarquables dans le domaine du traitement des eaux usées. Sa capacité à absorber les nutriments et les contaminants présents dans les eaux usées en fait un candidat idéal pour la bioépuration.

Cette thématique est étudiée en détail dans ce mémoire, en analysant les divers aspects liés à la production de spiruline pour le traitement des eaux usées. Les processus de culture de la spiruline, les méthodes de bioépuration employées, ainsi que les bénéfices environnementaux et économiques de cette méthode seront abordés.

Notre objectif sera d'évaluer l'efficacité de la spiruline en tant que solution de traitement des eaux usées, tout en repérant les obstacles et les possibilités liés à sa mise en place à grande échelle.

Dans le cadre de ce travail, nous nous sommes intéressés à étudier la culture de spirulina souches microalgales pour traiter les eaux usées, ainsi, l'évaluation des taux d'élimination des matières polluantes existant dans ces eaux usées. Ce travail est répartie en trois chapitres :

Le premier chapitre est consacré à une description générale sur la composition chimique des eaux usées. Ainsi, les procédés d'épuration des eaux usées.

Le deuxième chapitre est une étude bibliographique qui donnera une aperçue générale sur la spiruline et sur le développement de leur culture. Les systèmes de culture des microalgues et les éléments nutritifs nécessaires pour leur croissance ont été détaillés dans ce chapitre.

Enfin, le troisième chapitre décrit les résultats de la culture de spiruline dans un système fermé où les eaux usées comme un milieu de croissance dont le but de leur traitement

Ce mémoire vise à apporter une contribution significative à la compréhension de cette problématique complexe et à proposer des recommandations pratiques pour promouvoir l'utilisation de la spiruline dans le traitement durable des eaux usées.

Chapitre I : Généralité sur les eaux usées et leur traitement.

I.1. Introduction

En parlant de l'eau usée il semble important d'avoir une idée sur sa définition, son origine et ses caractéristiques, ainsi que les différentes méthodes utilisées pour son épuration.

I.2. Définition d'une eau usée

Les activités humaines, domestiques, agricoles et industrielles produisent toutes sortes de déchets et de souillures qui sont transportés par voie liquide. Ils sont susceptibles d'engendrer différentes sortes de pollution et de nuisance dans le milieu récepteur. Cet ensemble d'eau rejetée et de déchet constitue ce qu'on appelle les eaux usées (**Mara, 1980**).

I.2. Origine et composition des eaux usées

I.2.1. Les eaux domestique

Ils proviennent des différents usages domestiques de l'eau. Ce sont principalement des vecteurs de pollution organique. Ils sont divisés en eaux grises, qui proviennent des salles de bain et des cuisines, et sont généralement chargées en détergents, graisses, solvants, débris organiques, etc. et en eaux "d'égout" qui sont des déchets des toilettes, chargées de diverses matières organiques azotées et germes fécaux (**BAUMONT S, Camard J-P, Lefranc A, Franconie A, 2004**).

I.2.2. Les eaux usées agricoles

Les eaux usées agricoles représentent les eaux qui ont été contaminées et polluées par des substances utilisées dans le domaine de l'agriculture, dont les engrais et les pesticides. Les eaux issues de terres cultivées chargées d'engrais azotés, nitrates et phosphates conduisent par ruissellement à un enrichissement en matières azotées ou phosphatées des nappes superficielles et des cours d'eaux. L'agriculture est ainsi la cause principale des pollutions diffuses (**Grosclaude, 1999**).

I.2.3. Les eaux pluviales

Les eaux pluviales ruissellent dans les rues où se sont déjà accumulés les polluants, poussières, suies de combustion et hydrocarbures rejetés par les véhicules. Ces eaux se chargent ainsi par ces substances et sont souvent drainées directement dans les rivières entraînant ainsi une pollution intense du milieu aquatique (**Grosclaude, 1999**).

I.2.4. Les rejets industrielle

La génération de ce type d'eaux usées est liée aux activités des usines de production et de service ainsi qu'aux processus technologiques qui s'y déroulent. La majeure partie de la pollution est causée par les activités des industries minières, métallurgiques, pétrolières, textiles, de l'énergie, de l'électromécanique, de la tannerie, de la cellulose et de l'alimentation (**Gomella, Guerre, 1978**). Leurs caractéristiques varient d'une industrie à une autre. En plus des matières organiques, azotées ou phosphorées, elles sont chargées en substances chimiques et métalliques. Selon leur origine industrielle elles peuvent également contenir (**Kochtcheeva et Singh, 2000**) :

- Des hydrocarbures (raffineries) ;
- des métaux (métallurgie, traitement de surface) ;
- des graisses (industries agroalimentaires, équarrissage) ;
- des acides, des bases et divers produits chimiques (industries chimiques) ;
- des matières radioactives (centrales nucléaires et traitement des déchets radioactifs).

La toxicité, la mobilité et la charge des polluants industriels ont un impact potentiellement plus significatif sur les ressources hydriques, la santé humaine et l'environnement que les volumes d'eaux usées réels (**UNESCO, 2017**).

I.3. Paramètres de pollution de l'eau

I.3.1. Paramètres physiques

I.3.1.1. Température: La température est une réflexion écologique cruciale sur l'environnement. Il permet de corriger les paramètres d'analyse dont les valeurs sont associées à la température (notamment conductivité). Il est important de comprendre la température de l'eau avec une bonne précision, en effet elle joue un rôle au sein de la solubilité des sels et particulièrement des gaz, au sein de la Dissociation des sels dissous donc sur la conductivité électrique, au sein de la détermination du pH, pour la connaissance de l'origine de l'eau et des mélanges éventuels. Il agit également comme un facteur physiologique travaillant sur le métabolisme d'expansion des microorganismes vivant dans l'eau. (**Rodier et al. 1996**).

I.3.1.2. Conductivité: La conductivité mesure la puissance de l'eau à conduire le courant entre deux électrodes. La plupart des matériaux dissous dans l'eau se trouvent dans le type d'ions

CHAPITRE I : Généralités sur les eaux usées

chargés électriquement. La mesure de la conductivité permet donc d'évaluer la quantité de sels dissous dans l'eau. **(RODIER, 2009)**

I.3.1.3.Turbidité : La turbidité représente l'opacité d'un environnement nuageux. C'est la réduction dans la transparence d'un liquide grâce à la présence de matière non dissoute. Elle est causée dans l'eau par la présence de fines matières en suspension (MES) comme les argiles, les grains de silice et les micro-organismes. Une petite partie de la turbidité peut également s'écouler de à la présence de matières colloïdales d'origine organique ou minérale. **(RODIER, 2009)**

I.3.2.Paramètres chimiques

I.3.2.1.pH: Une mesure quantitative de l'acidité ou de la basicité des solutions liquides aqueuses ou autres. Le terme, couramment employé en chimie, en biologie et en agronomie, traduit les valeurs de la concentration de l'ion d'hydrogène - qui sont généralement compris entre 1 et 10⁻¹⁴ gram-equivalents par litre - en chiffres allant de 0 à 14. Dans l'eau pure, qui n'est ni acide ni alcaline, la teneur en ions d'hydrogène est de 10⁻⁷ gram-equivalents par litre, ce qui correspond à un pH de 7. Un pH inférieur à 7 est considéré comme acide ; un pH supérieur à 7 est considéré comme basic, ou alcalin.**(Selon Gaujous, 1999)**

I.3.2.2.Oxygène dessous : La concentration en oxygène dissous est un paramètre important dans le maintien de la vie, et donc dans les phénomènes de dégradation de la matière organique et de photosynthèse. L'eau très aérée est généralement sursaturée en oxygène, tandis que l'eau chargée en matière organique dégradable par les micro-organismes est sous-saturée. En effet, la forte présence de matière organique dans l'eau permet aux microorganismes de se développer tout en consommant de l'oxygène. **(RODIER, 2009)**

I.3.2.3.Demande chimique en oxygène (DCO): C'est la mesure du nombre d'oxygène requis qui correspond au nombre de matériaux oxydables par l'oxygène contenus dans un effluent. Ils représentent la plupart des composés organiques (détergents, matières fécales). **(RODIER, 2009).**

I.3.2.4.Demande biologique en oxygène (DBO) :C'est une mesure essentielle qui quantifie la quantité d'oxygène nécessaire pour que les microorganismes décomposent la matière organique dans l'eau. C'est un indicateur clé de la pollution organique, reflétant la charge de pollution présente dans un échantillon d'eau. **(Bourier, 2008)**

I.3.2.5.Nitrates (NO_3^-): Le nitrate représente un état plus oxydé de l'azote. Les bactéries autotrophes convertissent l'ammoniac en nitrite puis en nitrate dans des conditions aérobies ;

CHAPITRE I : Généralités sur les eaux usées

la foudre convertit directement en nitrate de grandes quantités d'azote atmosphérique (N_2). La réduction bactérienne du nitrate peut également produire du nitrite dans des conditions anaérobies (National Research Council, 1995)

I.3.2.6. Nitrites (NO_2^-) : L'azote nitrite est un stade intermédiaire de la décomposition biologique de l'ammoniac/ammonium. Les bactéries autotrophes convertissent l'ammoniac en nitrates dans des conditions oxygènes (aérobies). (National Research Council, 1995)

Tableau.I.1 : Caractéristiques des eaux résiduaires urbaines en Algérie

Paramètres	valeurs
pH	7.5 - 8.5
DBO5 (mg O ₂ /l)	100 -400
DCO (mg O ₂ /l)	300 – 1000
MES totales (mg/l)	150 - 500
N-NH ₄ ⁺ (mg/l)	20 – 80
N-NO ₂ ⁻ (mg/l)	<1
N-NO ₃ ⁻ (mg/l)	<1

I.4.L'objectif du traitement des eaux usées

Le traitement des eaux usées vise à produire une eau purifiée qui respecte les normes de rejet établies par la loi, et qui peut donc être rejetée sans risque pour la santé humaine et donc pour l'environnement.

Étant donné la nature et l'étendue de la pollution, diverses méthodes sont fréquemment employées pour purifier les eaux usées en fonction de leurs caractéristiques et donc du degré d'épuration désiré. (KOLLER, E., (2009))

I.5. Les stations d'épuration des eaux usées (STEP)

Une station d'épuration regroupe une série de mécanismes de traitement des eaux usées. Chacun de ses appareils est destiné à extraire un ou plusieurs polluants. L'épuration doit permettre, au minimum, d'éliminer la majeure partie de la pollution carbonée (KOLLER, E., (2009)).

CHAPITRE I : Généralités sur les eaux usées

Chaque étape de traitement est spécifiée pour la réduction du degré de polluants:

- Prétraitement pour l'élimination des pollutions en suspension (MES granulaires, graisse, huile, sable, argiles et graviers);
- Purification physico-chimique pour l'élimination de la pollution colloïdale (MES fin), des hydrocarbures en émulsion mécanique et chimique;
- Purification biologique pour l'élimination de la pollution dissoute et biodégradable;
- Purification tertiaire pour le développement de l'élimination de l'azote, du phosphore, des mauvaises odeurs et pour répondre aux normes de rejet (MES, DCO, DBO, pH, azote et phosphore) (KOLLER, E., (2009)).



Figure I.1 : Station d'épuration des eaux usées (STEP).(Source : tlgpro)

I.6. Etapes du traitement des eaux usées

Les différentes étapes du traitement des eaux usées et des boues dans la station sont schématisées par **Figure 01** de chaîne complète d'épuration dans la STEP

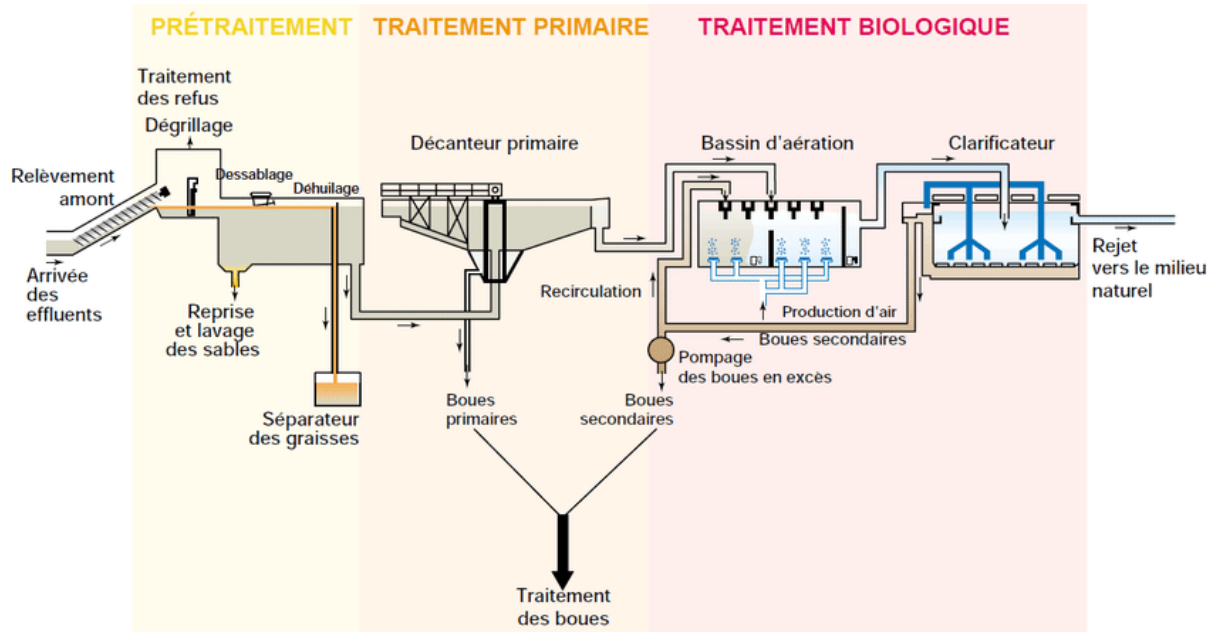


Figure I.2 : chaîne complète d'épuration dans la STEP (Aussel et al., 2004)

I.6.1. Prétraitement

Le prétraitement peut être un ensemble d'opérations physiques et mécaniques destinées à se débarrasser des éléments plus grossiers susceptibles d'interférer avec le traitement suivant de l'eau brute. S'il s'agit de déchets volumineux (criblage), de sable et de gravier (décapage) et de graisse (dégraissage-déshuilage) (BADAI-GONDARD, F., (2003)). Les principales opérations de prétraitements sont :

- Le dégrillage ;
- Le dessablage ;
- Le déshuilage et dégraissage.

I.6.1.1. Dégrillage

Le dégrillage est une opération importante pour éliminer les gros éléments qui vont interférer avec le fonctionnement des procédés situés en aval. L'efficacité de ce traitement dépend principalement de l'espacement des barreaux des grilles. (BADAI-GONDARD, F., (2003).



Figure I.03 : Dégrilleur (Feknous et Cheikh.2022)

I.6.1.2. Dessablage

Le dessablage consiste à éliminer les sables présents au sein de l'effluent brut pour arrêter leur dépôt au sein des canalisations induisant leur colmatage et permet de redimensionner l'ensemble des boues et d'éviter de perturber les étapes opposées du traitement, notamment le réacteur Biologique (BADAI-GONDARD, F., (2003).

I.6.1.3. Déshuilage

Le déshuilage c'est une opération de séparation liquide-liquide. Ce procédé vise à éliminer la présence de corps gras au sein des eaux usées qui peuvent nuire à l'efficacité du traitement biologique. La rétention d'environ 80% de la graisse lorsque la température est inférieure à 30° C (BADAI-GONDARD, F., (2003).



Figure I.4 : Dessablage — Déshuilage (Feknous et Cheikh.2022)

I.7.Traitement primaire (Décantation)

La décantation primaire consiste à se débarrasser par gravité des particules en suspension. Les matériaux sont placés au fond d'une structure connue sous le nom de « décanteur primaire » afin de produire des « boues primaires ». Ils sont recueillis à l'aide d'un système de raclage. (Selon Daloz, 2007)



Figure I.5: Décanteur (Feknous et Cheikh.2022)

I.8. Traitement secondaire (Traitement biologique)

La STEP est composée de deux bassins oblongs. Tous sont munis de six turbines et de 12 aérateurs. Un aérateur de surface est utilisé pour l'aération. Cette situation favorable entraîne l'émergence de bactéries qui, grâce à leur action physico-chimique, captent la pollution organique. Il existe une sonde de mesure d'oxygène dissous à chaque bassin afin de garantir l'activation automatique de l'aération en cas d'échec de sa concentration. (Selon **Koller, 2009**).



Figure I.6 : Bassin biologique (Bassin d'aération) (Feknous et Cheikh.2022)

I.9. Traitement des boues

I.9.1. Origine des boues

- **Les boues Primaire et secondaire** : Ils contiennent l'essentiel de la pollution réelle et colloïdale éloignée de l'eau (dans les décanteurs placés en aval) (SATIN, M, SELMI, B., (2006).
- **Les boues biologiques** : Ce sont les résultats de l'activité vitale des micro organismes. Les boues présentent une structure floculée et sont séparées dans des décanteurs secondaires.

I.9.2. Procédés de traitement des boues

I.9.2.1. Traitement de l'épaississement et de concentration des boues

L'épaississement est que l'initiative de réduire la quantité de boues tout en augmentant la concentration pour permettre la déshydratation. Le concentrateur statique comporte deux phases de fonctionnement: La clarification permet d'obtenir un surnageant pauvre en matières en suspension, l'épaississant est alors considéré comme un décanteur, puis sous l'action de la gravité, le contenu des boues en matières en suspension progressant (KOLLER, E., (2009).



Figure I.7 : Epaississeur (Feknous et Cheikh.2022)

I.9.2.2.Traitements par stabilisation des boues

L'objectif de la stabilisation des boues aérées est de diminuer la quantité de matière organique qui n'est pas dégradée par la présence d'oxygène grâce aux aérateurs installés à Ponts Biton, qui fonctionnent en alternance pendant 50 minutes à pied et 10 minutes d'arrêt. Les boues peuvent demeurer dans l'étang pendant une durée de 14 jours. La teinte brun chocolat témoigne d'une stabilisation remarquable. On peut mesurer différents paramètres tels que le niveau d'oxygène, la quantité de matière sèche, le pH, la température et l'analyse microbiologique. **(Molleta, 2006)**

I.9.3.Conditionnement des boues

Après épaissement, la boue contient encore une très forte proportion d'eau, ce qui rend difficile la réduction de son volume. Ils sont intimement liés à la masse colloïdale hydrophile (polymère) **(KOLLER, E., (2009))**, pour cela il faut le déshydrater.

➤ Déshydratation

Le but des procédés de déshydratation est de faire passer la boue de l'état liquide à une consistance plus ou moins solide, ce qui peut évidemment avoir besoin de répondre aux besoins de la destination finale choisie. **(RODIER, (2009))**

I.9.4. Elimination finale des boues

L'élimination définitive des boues de traitement des effluents semble utile pour la valorisation en agriculture car elle est riche en élément fertilisant **(KOLLER, E., (2009))**.

I.9.5.La réutilisation des eaux usées épurées (REUE)

La réutilisation des eaux usées épurées propose de récupérer directement cette eau, de la traiter à nouveau et de l'utiliser à tous types de fins comme **(Baumont. S., 1999)**.

Chapitre II : Généralités sur la
spiruline (*Arthrospira*
platensis).

II.1.Définition

La spiruline est une cyanobactérie (0,3 mm de long), vieux comme le monde dont le nom scientifique est "cyanobactérie *Arthrospira platensis*" se présente sous la forme d'un filament pluricellulaire bleu-vert, mobile, non ramifié et enroulé en spirale, qui vit de photosynthèse comme les plantes et prospère naturellement dans les lacs salés et alcalins des régions chaudes du globe(**Jordan, 1999; Cruchot, 2008**).

Il existe (2) espèces principales de spiruline, la spiruline maxima, qui provient du Mexique et la spiruline platensis du Tchad.la spiruline se développe à l'état naturel dans les lacs andins d'origine volcanique, ainsi que dans le lac Texaco au Mexique, Cependant elle pousse aussi en Afrique dans de grands lacs, en particulier au Tchad, Aujourd'hui l'engouement pour cette micro-algue et l'augmentation de sa demande, à clairement développé sa culture à travers le monde. (**Mr.GINSENG, 2012**) , des recherches en Afrique du sud ont permis la découverte de fossiles de cyanobactéries datant de 3,5 milliards d'années (**Durand-Chastel, 1993**).

II.1.1.Habitat naturel et répartition géographique

La spiruline, une cyanobactérie réputée pour ses propriétés nutritionnelles exceptionnelles, prospère principalement dans les milieux d'eau douce tels que les lacs, les étangs et les rivières. Sa répartition géographique s'étend sur plusieurs continents, avec une concentration particulière dans les régions tropicales et subtropicales du monde. (Selon **Cruchot, 2008**)



Figure.II.8 : Habitat naturel un lac de spiruline.(Source : **spiruphile.fr**)

CHAPITRE II :Généralités sur la spiruline

En Afrique, notamment au Tchad, la spiruline est traditionnellement récoltée dans les lacs alcalins où elle pousse naturellement. Des pays comme le Kenya, la Tanzanie, le Burkina Faso et Madagascar sont également des producteurs de spiruline. En Asie, l'Inde est l'un des principaux producteurs, où elle est cultivée dans des bassins peu profonds, tout comme en Chine, au Japon, en Thaïlande et au Vietnam. En Amérique du Sud, des pays comme le Mexique, le Pérou et le Brésil sont des producteurs majeurs, tandis qu'en Amérique centrale, le Guatemala et le Costa Rica ont également commencé à cultiver de la spiruline pour répondre à la demande croissante. Bien que moins répandue, la spiruline est également cultivée en Europe et en Amérique du Nord, avec des pays comme la France, l'Espagne et les États-Unis qui ont des installations de culture pour répondre à la demande locale. Outre ses habitats naturels, la spiruline est également cultivée dans des conditions contrôlées à travers le monde, dans des bassins et des réservoirs spécialement aménagés pour maximiser sa croissance et répondre à la demande commerciale croissante de ce super-aliment.(Selon **Cruchot, 2008**).



Figure II.9 : répartition géographique de spiruline (**Feknous et Cheikh.2024**)

II.1.2.Classification taxonomique

D'un point de vue taxonomique, selon la classification dans le Manuel de Bergey de Bactériologie Determinative", la spiruline (*Arthrospira*) appartient au groupe des cyanobactéries (Castenholz and Waterbury, 1989; Whitton, 1992), qui on la classe selon (Ripley Fox. 1999) dans:

Règne Monera
Sous règne Prokaryota
Phylum Cyanobacteria
Classe Cyanophyceae
Ordre Nostocales
Famille Oscillatoriceae
Genre Arthrospira
Espèce Arthrospira platensis

II.1.3.Morphologie de spiruline

La spiruline, une cyanobactérie particulièrement photosynthétique, présente une forme particulière. Son apparence est celle de filaments enroulés en spirale, d'où son appellation. On peut voir ces filaments sous la forme de petites brindilles vert-bleuâtre à l'œil nu. Malgré la variation de longueur des filaments individuels, qui peut aller de quelques micromètres à plusieurs millimètres, en culture, ils ont tendance à se regrouper pour former des colonies plus visibles. La spiruline est de couleur verte-bleuâtre à verte foncée, en raison de la présence de pigments photosynthétiques, la chlorophylle et la phycocyanine. Celles cylindriques, non ramifiées, disposées en filaments enroulés constituent sa structure cellulaire. Ces cellules contiennent des structures internes comme les thylakoïdes, où se déroule la photosynthèse. En raison de sa morphologie filamenteuse, la spiruline peut avoir une texture légèrement fibreuse lorsqu'elle est consommée sous forme de complément alimentaire ou ajoutée à des aliments. (Fox, 1999).

En ce qui concerne les différentes souches d'*Arthrospira platensis*, on distingue les souches "spiralées", "ondulées", et "droites" :

CHAPITRE II :Généralités sur la spiruline

-les souches "**spiralées**", désigne les souches dont les filaments ont la forme d'une queue de cochon, telle la "Lonar" (Inde) et "Toliara" .

-les souches "**ondulées**", le terme "ondulées" désigne les souches dont les filaments sont en spirale étirée, telle la "Paracas" (Pérou) les souches "droites",

-le terme "**droites**" désigne les souches dont les filaments sont tellement étirés qu'ils donnent l'impression d'être presque rectilignes.

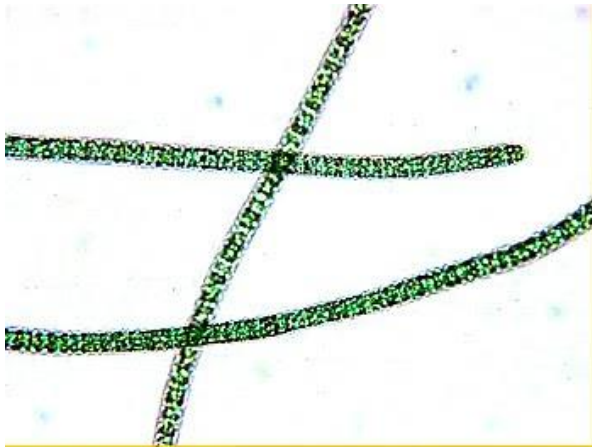


Figure II.10 : Forme droites

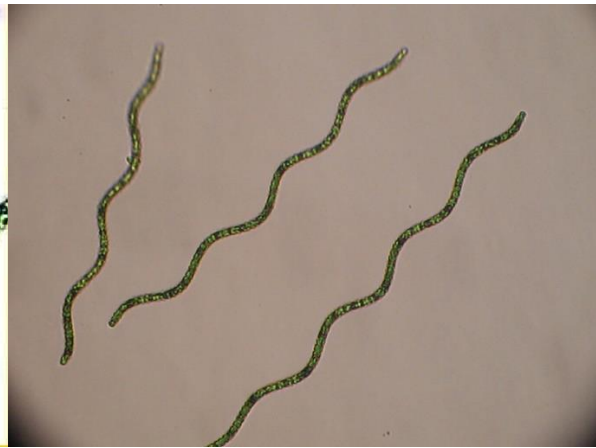


Figure II.11 : forme ondulées

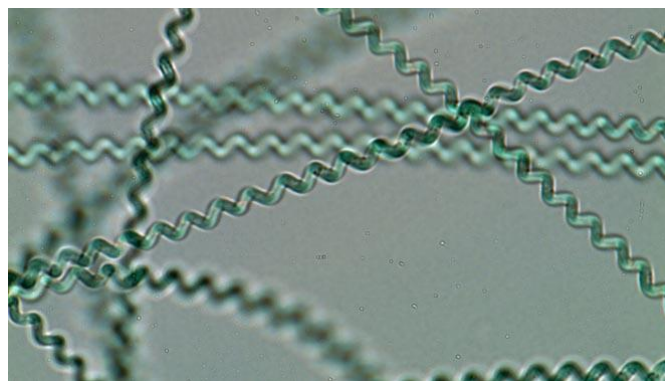


Figure II.12: Forme spiralées

Figures: Différentes d'*Arthrospira platensis*(source: Antenna Technologiemodifié) (**Jarisoia, 2005**)

II.1.4.Reproduction

La spiruline se développe de 25% chaque jour, sa quantité doublant en 4 jours. Sa reproduction est végétative (asexuée) et s'effectue par scission simple, fission binaire ou multiple, par bourgeonnement ou fragmentation au hasard. Les 3 étapes fondamentales de son cycle de vie

sont : - la fragmentation des trichomes, - - puis les cellules s'élargissent, le trichome mature, et se divise en filaments par fission binaire, ces filaments prenant une forme hélicoïdale (3). (Balloni et al. 1980 in Charpy, 2008).

II.1.5.Croissance des microalgues

Les microalgues sont des microorganismes. Comme l'ensemble des microorganismes, les microalgues ont une courbe de croissance divisée en quatre temps (**Figure 13**). Cette courbe est caractéristique de la croissance des microalgues en milieu non renouvelé, c'est-à-dire en milieu naturel ou en mode de culture batch.

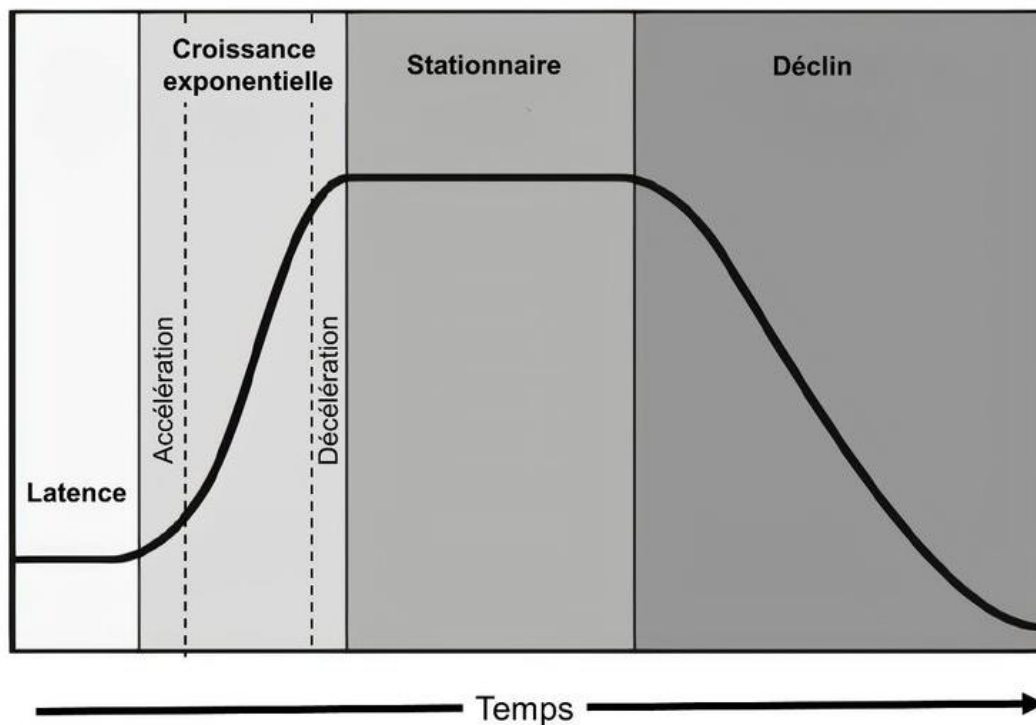


Figure II.13 :Les phases de croissance des microorganismes (Abdechakour ELKIHHEL.2022)

- 1. Phase de latence:** La phase de latence correspond à la période où le microorganisme s'adapte au milieu, la vitesse de croissance durant cette période est quasi nulle.
- 2. Phase exponentielle :** C'est la phase où la vitesse de croissance est à son maximum et est constante. Les microorganismes se multiplient et la mortalité est faible.
- 3. Phase stationnaire:** Durant cette phase, la capacité du milieu est atteinte, la croissance est nulle, le taux de reproduction est égal au taux de mortalité. (Richmond et al., 2004)

4. Phase de déclin: Phase durant laquelle les microorganismes meurent et ne se reproduisent plus. Les microalgues sont des organismes photoautotrophes, c'est dire que leur source d'énergie est la lumière et que leur source de carbone est un carbone inorganique comme le dioxyde de carbone. Cependant certaines microalgues sont capables de se développer sans lumière, elles sont dites hétérotrophes. Leur source de carbone peut être différents composés organiques comme le glucose (**Cadore et al. 2008**). Certaines algues peuvent se développer en combinant les deux modes, ce sont des organismes mixotrophes. Les microalgues produisent 20 fois plus d'huiles que les cultures terrestres d'oléagineux (**Suali et al. 2012**). Les microalgues ont une plus grande efficacité photosynthétique, elles fixent donc plus de dioxyde de carbone que les plantes terrestres (**Park et al. 2011; Langley et al. 2012**).

II.2.Culture de la spiruline

II.2.1.Conditions de culture

La culture de microalgues est influencée par trois éléments : la température, la lumière et le pH. Les microalgues sont vulnérables à tout changement brusque dans les conditions de culture. Il faudra également tenir compte d'autres facteurs moins importants tels que l'agitation du milieu, par exemple.

II.2.1.1.Température

La température du milieu influence directement la vitesse de croissance de la spiruline : bien qu'assez résistante au froid (jusqu'à 3°C à 5°C), la spiruline ne commence à croître d'une manière appréciable qu'à des températures supérieures à 20°C. La vitesse de croissance est maximale vers 35°C à 37°C. Au-delà de 44°C peut être létale au bout de quelques heures. (**Jourdan, 2006**).

II.2.1.2.La lumière

La lumière influe directement sur la croissance de la spiruline qui assurée par la photosynthèse ainsi que une forte intensité lumineuse peut conduire à la photolyse et pour l'éviter, il est convenable de vérifier deux conditions nécessaires (**Fox D.1999**) :

- Ensemencer le bassin avec une forte concentration afin que la lumière n'attient pas à la fond de bassin, et la mesure de la concentration et apporté par de disque Secchi .
- Une agitation suffisante.

II.2.1.3.pH

Afin d'assurer une croissance optimale de la spiruline, il est nécessaire que le milieu de culture soit alcalin entre 9 et 11.

II.2.1.4.Agitation

Il est impératif d'agiter, au moins 2 à 4 fois par jour une culture de spiruline. L'agitation du milieu de culture permet une bonne répartition de la lumière et favorise les échanges gazeux (élimination du dioxygène et absorption du gaz carbonique). Cependant, une agitation trop violente endommage la spiruline provoquant l'apparition de mousse. Certaines pompes centrifuges, ainsi que les chutes d'eau avec éclaboussures, sont spécialement néfastes. L'agitation peut se faire avec une pompe électrique, ou par injection d'air au moyen d'un compresseur pour aquarium ou encore par une roue à aubes. (**Jordan, 1999**)

II.2.1.5. Le milieu de culture

Le milieu de culture largement utilisé s'inspire principalement du milieu original élaboré par **Zarouk en 1966**. Ce milieu est généralement composé d'eau comme solvant principal, de carbonate/bicarbonate de sodium pour stabiliser le pH, de sources d'azote telles que le nitrate d'ammonium ou le nitrate de potassium, de sources de phosphore telles que le phosphate monopotassique, de fer ferreux ou ferrique pour les besoins en fer, ainsi que d'autres minéraux essentiels présents en traces comme le zinc, le cuivre, le manganèse, et le molybdène, qui sont tous nécessaires à la croissance et au développement optimaux des organismes étudiés. Ce milieu fournit ainsi un environnement nutritif équilibré pour la culture et l'étude de divers organismes, notamment les microalgues et les cyanobactéries. (Selon **Zarouk .1966**)

II.3. Les systèmes de culture

Il existe deux types de systèmes de production : les systèmes dits ouverts comme les bassins et les systèmes fermés (bioréacteurs et photobioréacteurs).

II.3.1. Les bassins artificiels ouverts

C'est une méthode simple et généralement utilisée dans des fermes artisanales qui peuvent s'étendre sur de grandes surfaces. L'un des principaux avantages de ce système est l'utilisation de l'éclairage naturel comme source de lumière épargnant au producteur des coûts supplémentaires. Néanmoins, ce système de production de microalgues présente de nombreux inconvénients :

CHAPITRE II :Généralités sur la spiruline

- absence de contrôle des conditions de culture (lumière, température,...) ;
- possible contamination par d'autres organismes (bactéries, champignons, levures,...) ;
- exposition à la pluie, poussières et autres (si le bassin n'est pas couvert).

Actuellement, les systèmes ouverts sont les plus répandus. Certains présentent également des améliorations (automatisation, contrôle des nutriments, régulation des conditions de culture...).
(Brennan et Owende, 2010).



Figure II.14: Exemples des bassins ouverts de type raceway (SCIANDRA.2020)

II.3.2. Les cultures en milieu contrôlé :

le photobioréacteur Un bioréacteur, appelé également fermenteur ou propageur, est un appareil dans lequel on cultive des micro-organismes (levures, bactéries, champignons microscopiques, microalgues,...) pour la production de biomasse. Dans cet espace, les substrats pour la culture sont contrôlés. Le photobioréacteur se différencie du bioréacteur classique essentiellement par l'ajout d'un autre élément : la lumière. Il existe diverses géométries de photobioréacteurs dont les plus utilisées sont la géométrie plane et la géométrie tubulaire. Pour la culture de la spiruline, la géométrie tubulaire est préférée. En effet, elle facilite les déplacements des microalgues au niveau des bordures évitant ainsi leur destruction. (Selon YAICHE ACHOUR 2019).



Figure II.15 : Images des photobioréacteurs (YAICHE ACHOUR 2019)

II.4. Les méthodes de suivi de croissance de la spiruline en milieu contrôlé

Plusieurs méthodes existent pour suivre la concentration cellulaire des microalgues . Parmi elles, la spectrophotométrie, le comptage par microscopie et la mesure de la matière sèche sont les plus utilisés. On utilise également la fluorescence de la chlorophylle et/ou de la phycocyanine avec l'exploitation d'images par télédétection. Cependant, cette méthode est plus utilisée pour la détection que pour l'estimation de la biomasse. Par ailleurs, la spectrophotométrie et la fluorescence sont utilisées pour la mesure des teneurs de la chlorophylle et de la phycocyanine. (M. NIANGORAN.2017).

II.5. applications de la spiruline

La spiruline, grâce à ses propriétés nutritionnelles exceptionnelles, trouve diverses applications dans plusieurs domaines :

II.5.1. Alimentation humaine :La spiruline est couramment utilisée comme complément alimentaire pour les humains en raison de sa richesse en protéines de qualité, en vitamines (en particulier la vitamine B12, qui est rare dans les sources végétales), en minéraux (fer, calcium, magnésium) et en acides gras essentiels. On l'emploie aussi comme composant dans la production de barres énergétiques, de smoothies et de produits de boulangerie afin d'améliorer leur apport nutritionnel.(Selon **Cruchot, 2008**).

II.5.2. Supplémentation nutritionnelle : La spiruline est conseillée en tant que supplément nutritionnel pour les individus atteints de malnutrition, de carence en micronutriments ou de problèmes métaboliques. Les programmes de lutte contre la malnutrition l'emploient fréquemment, notamment dans les régions où les ressources alimentaires sont restreintes. (Selon **Sguera, 2008**).

II.5.3. Aquaculture : La spiruline est employée en aquaculture pour nourrir les poissons, les crustacés et les mollusques. Son apport élevé en nutriments en fait un substitut idéal aux aliments classiques, favorisant ainsi la croissance et la santé des animaux aquatiques d'élevage. (**Banrie.2013**).

II.5.4. Cosmétiques : La spiruline est utilisée dans de nombreux produits cosmétiques en raison de ses propriétés antioxydantes et hydratantes, comme les crèmes, les lotions et les masques pour le visage. Elle est connue pour ses avantages pour la peau, des cheveux en particulier pour son effet régénérant et tonifiant. (Selon **Algosopette, 2017**).

II.5.5. Agriculture biologique : La spiruline est employée en tant qu'engrais organique dans le domaine de l'agriculture biologique afin d'améliorer la structure du sol et de favoriser la croissance des plantes. Le développement des racines et la santé des cultures sont favorisés grâce à ses nutriments essentiels et à ses enzymes, ce qui diminue la dépendance aux engrais chimiques. (**Barsanti and Gualtieri .2014**).

II.5.6. Traitement des eaux usées : une importante littérature évaluée l'utilisation des microalgues comme option pour le traitement des eaux usées remonte à 1977 et, bien que mentionnée auparavant (**Tamiya et al. 1957**), la première étude sur la valeur des eaux usées pour la production des microalgues est apparue en 1979 (**Benemann et al. 1979**). Par conséquent, au cours des dernières années, la recherche a été consacrée à l'amélioration de l'efficacité du processus de création de biocarburants à partir de la biomasse algale dérivée des eaux usées (**Doe et al. 2010**).

Chapitre III : Matériels et méthodes

III.1. Matériels et méthodes

III.1.1. Souche et conditions de culture

Pendant cette étude, nous avons utilisé une variété de Spiruline appelée "*Arthrospira platensis*".

Le développement des microalgues est grandement influencé par la composition du milieu réactionnel. Il est nécessaire d'apporter une quantité adéquate de nutriments afin d'éviter une carence qui pourrait avoir un impact sur la croissance des algues dans notre expérience. Un environnement a été sélectionné pour *A. platensis*. Avant de commencer la culture, le milieu Spirulina (**Tableau 2**) est préparé et stérilisé afin d'éviter toute contamination bactérienne avant ou pendant l'élevage. Dans cette culture, on trouve du bicarbonate, de l'azote, du fer, du carbone.

Il est nécessaire de préparer deux solutions distinctes afin d'éviter la sédimentation causée par la réaction chimique entre les produits lors de la préparation du milieu de culture spirulina. Le **tableau III.2** présente la préparation des solutions (I) et (II). Dans le cadre de la préparation de la solution de métaux traces, l'EDTA est d'abord dissout dans 900 ml d'eau distille. Ensuite, les autres composants de la solution sont ajoutés et le volume final est obtenu jusqu'à 1L (**Tableau 3**).

La solution vitaminique (**Tableau 4**) nécessite la dissociation de la cyanocobalamine dans 1 litre d'H₂O. Par la suite, la solution est filtrée et stockée.

Tableau III.2. Composition du milieu de culture spirulina (**Robert, 2015**).

Composants (g * L-1 dH ₂ O)	Solution stock	Quantité utilisée	Concentration dans le milieu de culture
Solution (I)	500ml		
NaHCO ₃	-	13.61g	1,62 x 10 ⁻¹
Na ₂ CO ₃	-	4.03g	3,80 x 10 ⁻²
K ₂ HPO ₄	-	0.5	2,87 x 10 ⁻³
Solution (II)	500ml		
NaNO ₃	-	2.5g	2,94 x 10 ⁻²
K ₂ SO ₄	-	1g	5,74 x 10 ⁻³
NaCl	-	1g	1,71 x 10 ⁻²
MgSO ₄ , 7H ₂ O	-	0.2g	8,11 x 10 ⁻⁴

CHAPITRE III : Matériels et méthodes

CaCl₂ ,2H₂O	-	0.04g	2,72 x 10 ⁻⁴
FeSO₄ , 7H₂O	-	0.01g	3,60 x 10 ⁻⁵
Na₂EDTA , 2H₂O	-	0.08g	2,15 x 10 ⁻⁴
Solution de métaux traces	ci-dessous		
Solution de vitamines	ci-dessous		

Tableau III.3. Solution des métaux traces (Robert, 2015).

Composants	1° Solution stock (g * L-1 dH₂O)	Quantité utilisée	Concentration dans le milieu de culture
Na₂EDTA , 2H₂O	-	0.8g	2,15 x 10 ⁻⁶
FeSO₄ , 7H₂O	-	0.7g	2,52 x 10 ⁻⁶
ZnSO₄ ,7H₂O	1	1ml	3,48 x 10 ⁻⁹
MnSO₄ ,7H₂O	2	1ml	8,97 x 10 ⁻⁹
H₃BO₃	10	1ml	1,62 x 10 ⁻⁷
Co(NO₃)₂ , 6H₂O	1	1ml	3,44 x 10 ⁻⁹
Na₂MnO₄ , 2H₂O	1	1ml	4,13 x 10 ⁻⁹
CuSO₄ , 5H₂O	0.005	1ml	2,00 x 10 ⁻¹¹

Tableau III.4 : Solution stock de B12 (Robert, 2015).

Composants	1° Solution stock (g * L-1 dH₂O)	Quantité utilisée milieu de culture (M)	Concentration Finale
Cyanobalamin (vitamin B12)	---	5mg	3.69 x 10 ⁻⁹

Pour assurer la stérilisation du milieu de culture, nous le placons tout d'abord dans des flacons en verre, puis nous les introduisons dans l'autoclave pendant 15 minutes à une température de 120 C° et une pression de 1,5 bar.

CHAPITRE III : *Matériels et méthodes*

Après avoir refroidi les solutions I et II (**Figure 16**), nous les conservons individuellement, puis nous les mélangeons et ajoutons 1 ml de la solution vitaminique immédiatement avant le début de la culture.



Figure III.16 : Flacon utilisés pour la stérilisation et la conservation du milieu de culture.
(Feknous et Cheikh.2024)

III.2.photobioréacteur et Système d'éclairage

Le choix de la forme des PBR construits est basé sur les bénéfices obtenus. Ils garantissent une bonne pénétration de la lumière, une production importante de biomasse et un rendement photosynthétique élevé. Ils sont simples à entretenir et peuvent être placés en plein air.

Nous avons utilisé deux systèmes d'éclairage que nous avons développés nous-mêmes dans notre expérience. Le dispositif lumineux est constitué de quatre lampes LED (deux lampes LED de 6W et deux lampes LED de 8W) fixées sur un support en bois.

On a employé des pompes d'aération pour aérer, chacune étant équipée de deux sorties d'air reliées au PBR par un tube d'aération. Le tube d'air a été installé dans une pipette et à la fin de celle-ci, un tube avec plusieurs trous en longitude a été installé afin de garantir une aération et une agitation totales.



Figure III.17 : Installation des PBR pour la culture de la spiruline (**KENNAI et BOUSSADI.2023**)

III.3.Prélèvements des eaux usées

Le prélèvement des eaux usées de stations d'épuration de Mostaganem pour une étude de traitement par la spiruline vise à exploiter cette micro-algue pour dépolluer efficacement. Des échantillons d'eaux usées sont recueillis et analysés pour déterminer leur teneur en nutriments et contaminants. La spiruline est ensuite cultivée dans ces eaux pour observer sa capacité à absorber et réduire les polluants.

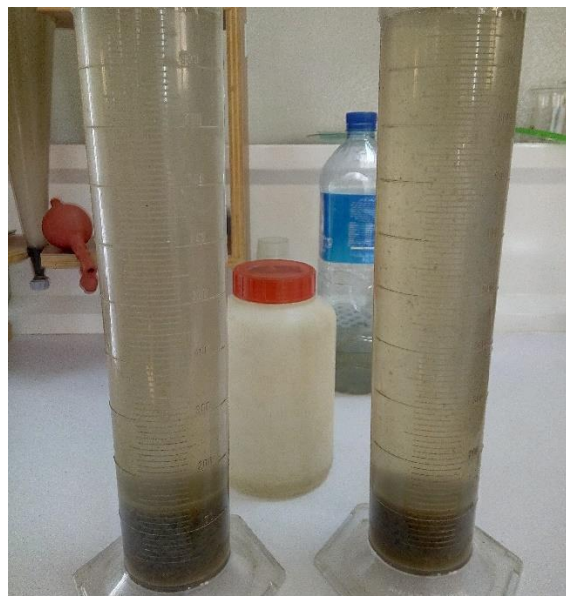


Figure III.18 : Echantillons des eaux usées brutes (**Feknous et Cheikh.2024**)

Le tableau ci-dessous résume les caractéristiques des eaux usées brutes utilisées dans cette expérience.

Tableau III.5: Caractéristiques des eaux usées brutes.

Paramètres	valeur
pH	7.46
Conductivité	1167µS/cm
Oxygène dessous	6.8 mg/L
DCO	563 mg/L
T(C°)	25
sulfates	1.31 mg/L
Chlorure	53.17 mg/L
Nitrate (NO ₃ ⁻)	4.63 mg/L

III.4.Méthodes analytiques

La première étape du procédé de traitement des eaux usées à base de spiruline consiste à séparer la spiruline de son milieu nutritif à l'aide d'une centrifugeuse à 4000 tr/min pendant 30 minutes. Cette technique permet la concentration de la biomasse de spiruline en supprimant le milieu de culture contenant les nutriments. Ensuite, toute la spiruline séparée est collectée dans un seul récipient, ce qui facilite sa manipulation ultérieure.

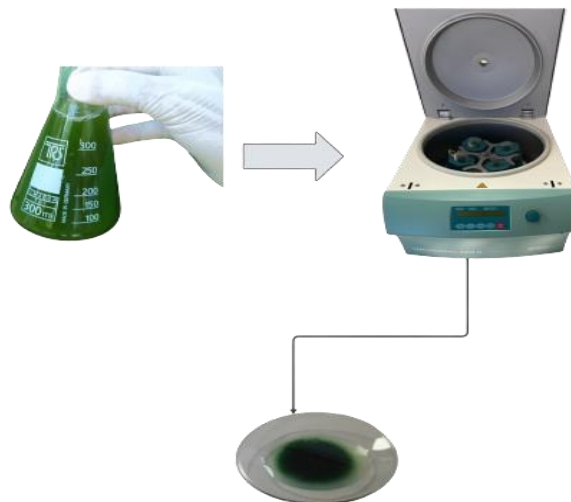


Figure III.19 : Schéma de la récupération de spiruline par centrifugeuse (Feknous et Cheikh.2024)

CHAPITRE III : Matériels et méthodes

La troisième étape implique la préparation des eaux usées qui seront traitées, ce qui peut inclure des ajustements de pH, de température, ou d'autres conditions pour optimiser l'efficacité du traitement.

Enfin, la spiruline collectée est introduite dans un flacon en verre avec les eaux usées, où elle commence le processus de traitement biologique en absorbant les nutriments et contaminants présents, contribuant ainsi à la purification de l'eau.



Figure III.20 : Flacon utilisés pour le processus de traitement des eaux usées (Feknous et Cheikh.2024)

III.4.1.La mesure du pH

La mesure du pH est simple on prend un bécher après rinçage par de l'eau distillée on le remplit par de l'eau à analyser.

- On allume le pH-mètre
- On rince l'électrode par de l'eau distillée
- On émerge l'électrode dans le bécher contenant de l'eau à analyser et on observe la valeur de pH.

III.4.2. La mesure de la conductivité

- Rincer plusieurs fois la cellule à conductivité, avec de l'eau distillée ;
- Plonger l'électrode complètement dans un récipient contenant l'eau à analyser ;
- Noter la valeur finale affichée dans le conductimètre.

III.4.3. Détermination des nitrates (NO_3^-). (Shamsuddin, M. S., et al. 2016):

Méthode au salicylate de sodium :

Principe :

En présence de salicylate de sodium, les nitrates donnent du paranitro-salicylate de sodium, coloré en jaune et susceptible d'un dosage colorimétrique.

Réactif :

-Solution de salicylate de sodium à 0.5 % à renouveler toute les 24 heures.

-Acide sulfurique concentré ($d=1.84$).

-Solution d'hydroxyde de sodium et de tartrate double de sodium et de potassium : Hydroxyde de sodium400g

-Tartrate double de sodium et de potassium 60g

-Eau distillée..... 1000mL

Faire dissoudre les sels dans de l'eau. Laisser refroidir et compléter à 1000 ml a conservé dans un flacon en polyéthylène.

-Solution mère étalon d'azote nitrique à 0.1 g/l :

-Nitrate de potassium anhydre0.722g

-Eau distillée1000 mL

-Solution fille étalon d'azote nitrique à 0.005 g/l.

Dans un contexte de dosage, il est probable que la solution de salicylate à 0,5 % soit utilisée comme réactif essentiel dans le processus analytique. L'acide sulfurique ainsi que la solution d'hydroxyde de sodium et de tartrate de sodium et potassium sont vraisemblablement employés pour ajuster le pH des solutions ou pour réagir avec les échantillons, créant ainsi les conditions appropriées pour l'analyse.

CHAPITRE III : Matériels et méthodes

Quant à la solution mère étalon à 0,1 g/L, préparée à partir de nitrate de potassium, elle constitue une référence pour le dosage des nitrates. Les solutions filles étalons à 0,005 g/L sont vraisemblablement obtenues par dilution de la solution mère, permettant ainsi de créer une série d'étalons de concentrations connues utilisés lors du processus de calibration ou d'étalonnage.

Tableau III.6 : Courbe d'étalonnage

Numéro des béchères	Témoin	B1	B2	B3	B4	B5	B6
Solution étalon (mL)	0	0.8	1	2	3	5	6
Eau distillée (mL)	10	9.2	9	8	7	5	4
Correspondance en mg/L d'azote nitrique	0.0	0.4	0.5	1.0	1.5	2.5	3.0
Solution de salicylate de sodium (mL)	1	1	1	1	1	1	1

Nous procédons à une évaporation à sec dans un bain-marie chauffé à une température comprise entre 75 et 80 °C. La substance sèche ainsi obtenue est ensuite humidifiée avec 2 mL d'acide sulfurique. Après un repos de 10 minutes, nous ajoutons 15 mL d'eau distillée et 15 mL de la solution d'hydroxyde de sodium et de tartrate de sodium et potassium, ce qui entraîne l'apparition d'une coloration jaune. La lecture est ensuite réalisée à une longueur d'onde de 415 nm.

Dans la phase de mesure, nous débutons en versant 10 mL de l'échantillon à analyser dans un récipient. Ensuite, nous ajoutons 1 mL de salicylate de sodium, puis nous suivons la même procédure que lors du dosage établi lors de la création de la courbe d'étalonnage. Un échantillon témoin également préparé en utilisant 10ml d'eau distillée. Avec une prise de 10ml, la courbe d'étalonnage permet de déterminer directement la concentration en azote nitrique, exprimée en mg/L.

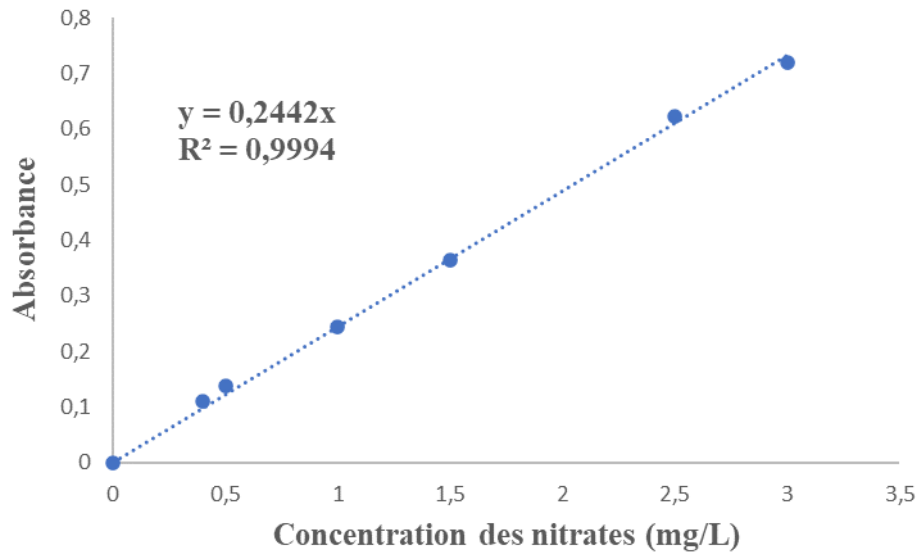


Figure III.21. Courbe d'étalonnage des nitrates à 415nm

III.4.4.La mesure de la demande chimique en oxygène (DCO)

Préparation des réactifs :

Réactif 1 :

- Sulfate d'argent (1g)
- Acide Sulfurique (96mL)
- Eau distillée (100mL)
- Laisser agiter pendant 48h

Réactif 2 :

- HgSO₄ (4g)
- Acide Sulfurique (10mL)
- dichromate de potassium K₂Cr₂ O₇ (0.588g)
- Eau distillée (50mL)
- Laisser agiter pendant 24h

Réactif 3 :

- Sel de Mohr (2.35g)
- Acide sulfurique (10mL)
- Eau distillée (50mL)

Détermination de la DCO

- 10 mL d'échantillon. 5 mL dichromate K₂Cr₂ O₇ 0.04 mol. 15 mL d'acide sulfurique contenant sulfate d'argent. En agitant soigneusement le tube.
- Mettre à l'ébullition pendant 2 heures à 150°C.
- Retirer les tubes et Laisser refroidir.
- Titrer l'excès de bichromate de potassium avec la solution de sulfate de fer (II) et d'ammonium. En présence d'une ou deux gouttes de ferroïne.

-Jusqu'à ce qu'une couleur rouge brique apparaisse et qu'on s'arrête le titrage et lise le volume.



Figure III.22 : les tubes de Détermination de DCO (Feknous et Cheikh.2024)

Expression des résultats :

$$\text{DCO (mg /l)} = (8000 * C * (V1 - V2)) / V_e$$

V1 : volume de $(\text{NH}_4)_2\text{Fe}(\text{SO}_4)_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$, utilisé pour l'échantillon (mL).

V2 : volume de $(\text{NH}_4)_2\text{Fe}(\text{SO}_4)_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$, utilisé pour le blanc (mL).

Ve : volume de la prise d'essai avant dilution (mL). **C=0.12**

III.4.5.Dosage des sulfates:

Préparation des Réactifs :

- Pour le chlorure de baryum : Dissoudre 10 g de chlorure de baryum ($\text{BaCl}_2, 2\text{H}_2\text{O}$) dans une fiole de 100 mL. Ensuite, ajouter 5 ml de solution de polyvinylpyrrolidone ou 20 mL de solution de Tween 20, puis compléter avec de l'eau distillée.

Acide chlorhydrique : Préparer une solution à 10 % (v/v)."

- Pour les sulfates de sodium : Préparer une solution mère étalon d'ions sulfate (SO_4^{2-}) à une concentration de 150 $\mu\text{g}\cdot\text{L}^{-1}$. Pour ce faire, dissoudre 0.1109 g de sulfate de sodium anhydre Na_2SO_4 dans de l'eau distillée dans une fiole de 500mL

Tableau.III.7 : Courbe d'étalonnage : Dans une série de béchers de 50mL.

	Témoin	B1	B2	B3	B4	B5	B6
Eau distillée (mL)	50	49	47	45	43	41	40
Na_2SO_4 (mL)	0	1	3	5	7	9	10
HCL 10% (mL)	1	1	1	1	1	1	1
BaCl_2 (mL)	5	5	5	5	5	5	5
SO_4^{2-} ($\mu\text{g}/\text{L}$)	0	150	450	750	1050	1350	1500

CHAPITRE III : Matériels et méthodes

Après avoir prélevé 50 mL de l'échantillon, ajoutez-y 1 mL d'acide Chlorhydrique à 10 % et 5 mL de l'agent stabilisant. Effectuez ensuite une agitation pendant 15 minutes, suivie d'une période de repos de 15 minutes. Enregistrez ensuite les valeurs d'absorbance à la longueur d'onde à 650 nm. Cette procédure doit être poursuivie de la même manière que pour la réalisation de la courbe d'étalonnage.

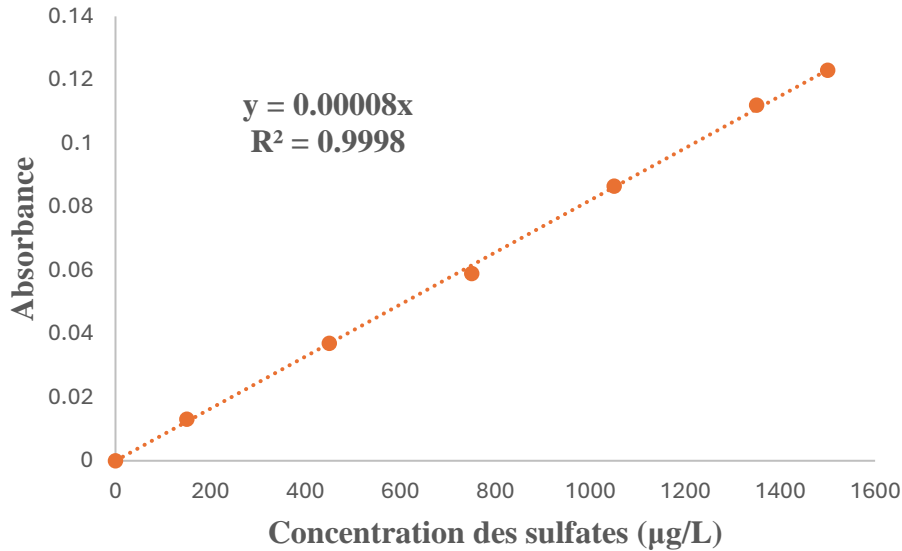


Figure III.23 : Courbe d'étalonnage des sulfates à 650nm.

III.4.6. Dosage des Chlorures

Mode opératoire

- Prendre un Bécher de 50 ml de capacité y mettre 20 mL d'eau usée et ajouter 0.5 ml environ de solution de chromate de potassium K_2CrO_4 , à 10%.
- Mettre dans la burette la solution de nitrate d'argent $AgNO_3$ (0,1N)
- Verser goûte à goûte $AgNO_3$ à la solution à doser jusqu'à l'obtention d'une coloration légèrement rouge orangé.
- Répéter l'expérience deux fois
- Le résultat du dosage, exprimé en mg de Cl par litre d'eau est donné par l'expression:

$$G_{Cl} \text{ (mg/l)} = N \cdot V \cdot 35.45 \cdot 10$$

N et V étant la normalité et le volume de la solution de nitrate d'argent utilisée respectivement (ISO 5725:1986).

Chapitre IV : Résultats et discussion

IV.1. Demande chimique en oxygène DCO

Dans le domaine des eaux usées, pour déterminer la pollution d'une eau, on utilise très souvent des paramètres globaux, qui décrivent la somme des pollutions provoquées par des polluants appartenant à un groupe déterminé de composés. L'un de ces paramètres est la demande chimique en oxygène (DCO), qui est une indication sur les quantités de substances organiques chimiquement oxydables, présentes dans l'eau (Bliefert et al. 2007).

L'interprétation des résultats de diminution de la Demande Chimique en Oxygène (DCO) des eaux usées par traitement à la spiruline montre une efficacité remarquable dans la purification de l'eau. En partant d'une concentration initiale de 563 mg/L, la DCO a été réduite à 38.4 mg/L après traitement, ce qui représente une diminution de 80%.

Cette réduction de 80% de la DCO indique que la spiruline est extrêmement efficace pour éliminer les matières organiques présentes dans les eaux usées. La DCO est un indicateur de la quantité de matière organique dans l'eau qui nécessite de l'oxygène pour se décomposer. Par conséquent, une diminution substantielle de la DCO signifie que la charge polluante des eaux usées a été considérablement réduite, rendant l'eau beaucoup plus propre et moins nocive pour l'environnement.

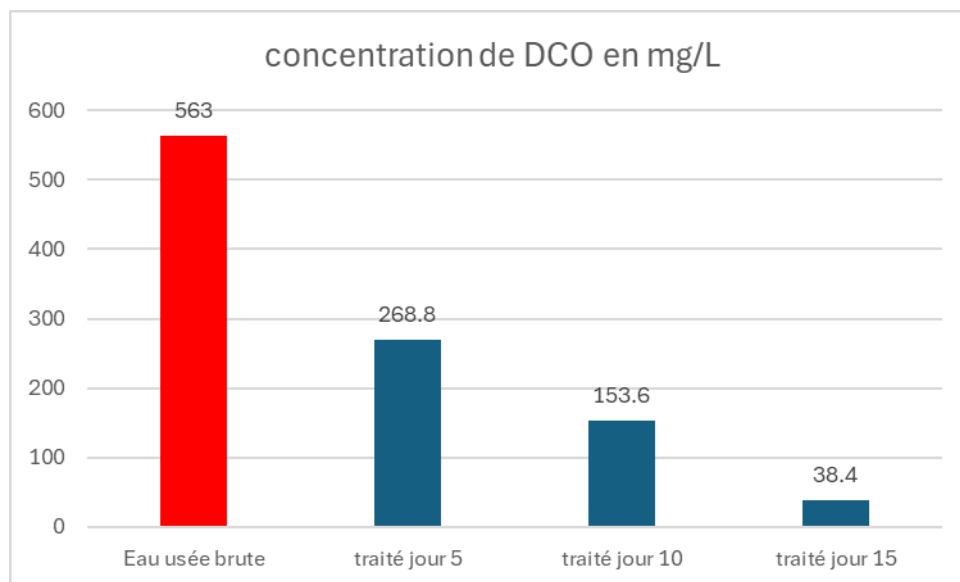


Figure. IV.24 : variation de DCO en mg/l des eaux usées brutes et des eaux usées traitées

IV.2. Dosage des Nitrates (NO_3^-)

L'azote est un constituant essentiel de la matière vivante, mais sa présence en quantités importantes dans les eaux usées nécessite une surveillance attentive.

L'interprétation des résultats obtenus lors de diminution des nitrates des eaux usées grâce à la spiruline révèle une efficacité remarquable. Initialement, la concentration de nitrates était de 4,63 mg/L. Après le traitement, elle a été réduite à seulement 0,309 mg/L, ce qui correspond à une réduction impressionnante de 93%.

Une telle diminution souligne la capacité exceptionnelle de la spiruline à éliminer les nitrates des eaux usées. Les nitrates, souvent dérivés des engrais agricoles et des rejets industriels, sont des polluants notoires qui peuvent provoquer des phénomènes d'eutrophisation dans les milieux aquatiques. Ce processus réduit l'oxygène disponible dans l'eau, menaçant la faune et la flore aquatiques.

La spiruline, une microalgue aux propriétés bioaccumulatives, absorbe et utilise les nitrates comme source de nutriments pour sa croissance. Durant le traitement, la spiruline capture les nitrates dissous dans l'eau, les intégrant à sa biomasse. Ce mécanisme biologique explique la réduction drastique des nitrates observée.

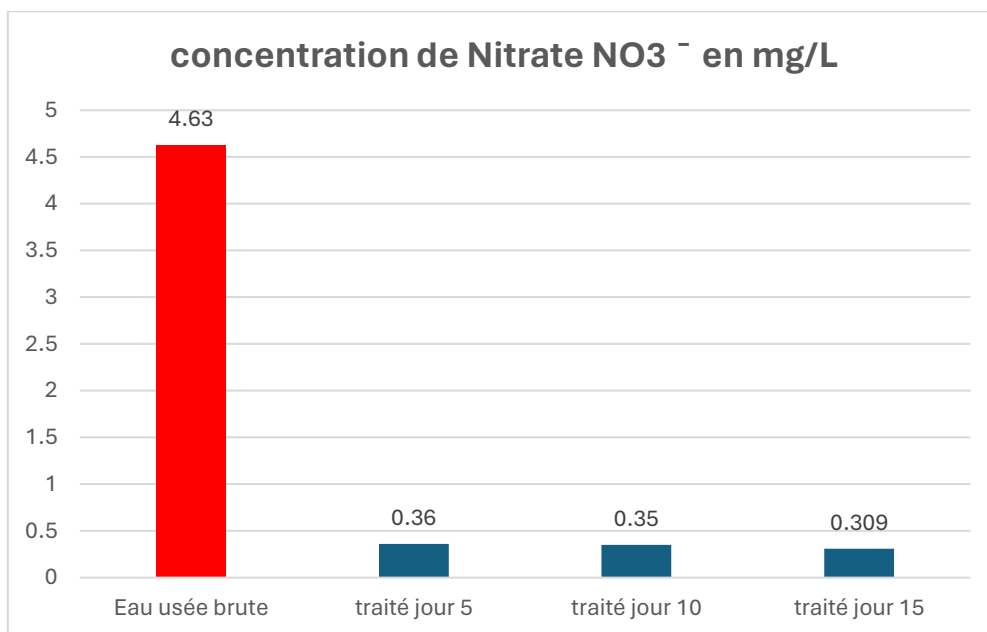


Figure IV .25 : variation des Nitrates en mg/l des eaux usées brutes et des eaux usées traitées.

IV.3. Dosage des sulfates

Diminution des sulfates des eaux usées par traitement à la spiruline une efficacité notable. Initialement, la concentration de sulfates était de 1,3 mg/L, et après traitement, elle a été réduite à 0,712 mg/L, ce qui représente une diminution de 45%.

Cette réduction significative démontre que la spiruline possède une capacité impressionnante à diminuer les sulfates présents dans les eaux usées. Les sulfates, souvent issus des activités industrielles et des produits chimiques ménagers, peuvent entraîner des problèmes environnementaux et de santé, notamment la formation de sulfures toxiques et la perturbation des écosystèmes aquatiques.

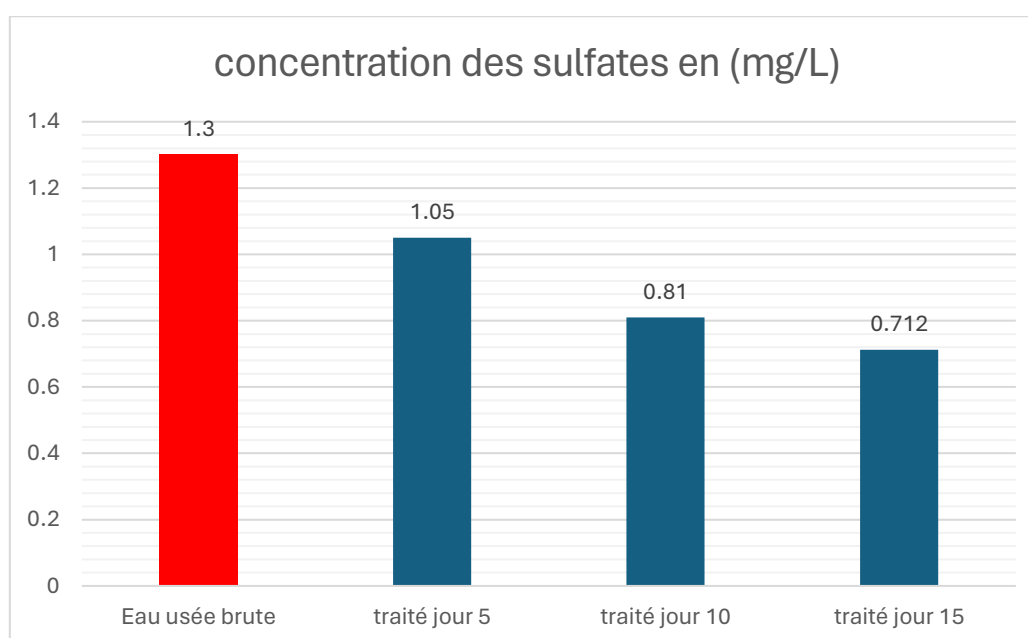


Figure. IV.26 : variation des Sulfates en mg/L des eaux usées brutes et des eaux usées traitées.

IV.4. Chlorures

L'augmentation de la concentration de chlorures de 53,175 mg/L à 149 mg/L (soit une augmentation de 64%) dans cet environnement pourrait être due à plusieurs facteurs liés au traitement des eaux usées par la spiruline.

► La spiruline, en métabolisant les nutriments et en procédant à l'absorption des sulfates, pourrait libérer des ions chlorure. Ce processus peut se produire si la spiruline échange des ions sulfate contre des ions chlorure présents dans l'eau ou dans son propre métabolisme.

CHAPITRE IV : Résultats et discussion

Cela pourrait se produire si des processus d'oxydation-réduction se produisent dans l'environnement de traitement, menant à la libération d'ions chlorure.

► La croissance de la spiruline et ses processus métaboliques peuvent produire divers métabolites secondaires. Certains de ces métabolites peuvent contenir des chlorures ou favoriser la libération d'ions chlorure dans l'eau.

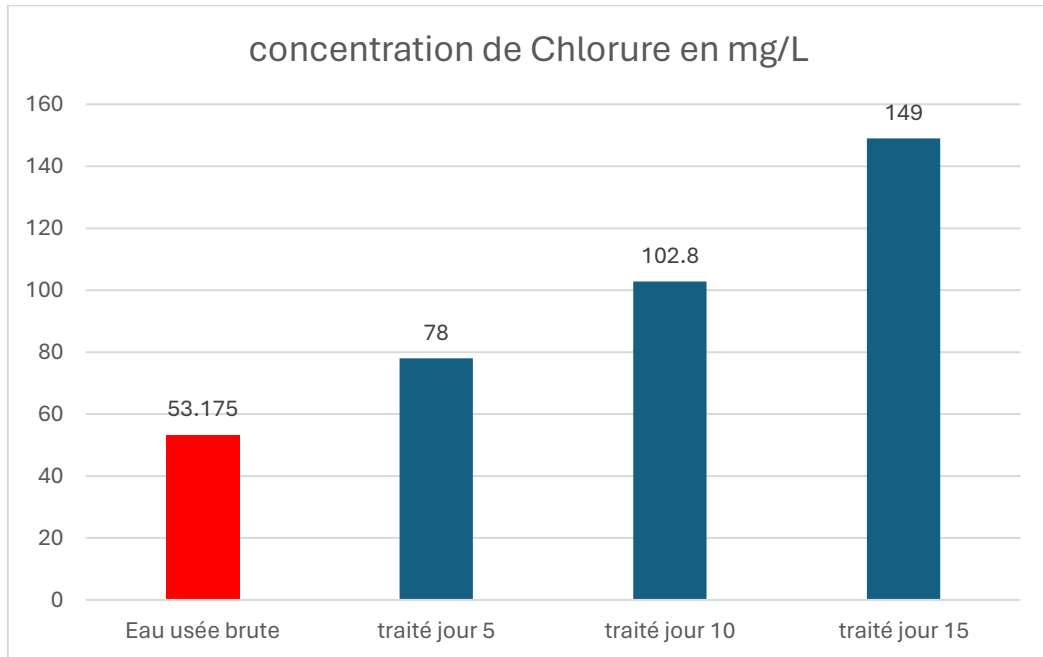


Figure.IV.27 : variation des Chlorure en mg/L des eaux usées brutes et des eaux usées traitées.

Conclusion

La spiruline est une cyanobactérie filamenteuse qui peut facilement se développer dans des environnements extrêmes et est capable d'absorber différentes matières (par exemple : ions, métaux lourds, polluants) de leur environnement. Ainsi, ces algues peuvent accumuler des polluants sur ses cellules et contribuer à assainir l'environnement. *S. Platensis* est bien adapté à l'élimination des composés organiques et inorganiques d'une solution aqueuse, en raison de son taux de biosorption rapide ainsi que de sa grande capacité de biosorption. Suite au traitement de l'eau dure à la Spiruline pendant 15 jours.

Les résultats de l'expérience de traitement des eaux usées par la spiruline démontrent une efficacité notable dans la réduction de plusieurs polluants, y compris la Demande Chimique en Oxygène (DCO), les nitrates, et les sulfates. Cependant, une augmentation des chlorures a également été observée. Voici un résumé des résultats et des interprétations pour chaque paramètre :

Réduction de la DCO : La spiruline a permis de réduire la DCO des eaux usées de 563 mg/L à 38.4 mg/L, soit une diminution de 80%. Cette réduction indique que la spiruline est très efficace pour éliminer les matières organiques présentes dans les eaux usées, contribuant à une purification significative de l'eau.

Réduction des Nitrates : Les nitrates ont été réduits de 4,63 mg/L à 0,309 mg/L, représentant une diminution de 93%. La spiruline utilise les nitrates comme source de nutriments, les absorbant et les intégrant dans sa biomasse. Cela démontre la capacité exceptionnelle de la spiruline à éliminer les nitrates et à prévenir des problèmes environnementaux comme l'eutrophisation.

Réduction des Sulfates : Les sulfates ont été réduits de 1,3 mg/L à 0,712 mg/L, soit une diminution de 45%. La spiruline adsorbe les sulfates à sa surface et les utilise dans son métabolisme, intégrant ces ions dans sa biomasse. Ce processus de bioaccumulation permet de réduire efficacement les concentrations de sulfates dans l'eau.

Augmentation des Chlorures : Par contre, la concentration de chlorures a augmenté de 53,175 mg/L à 149 mg/L, soit une augmentation de 64%. due à plusieurs facteurs liés au traitement des eaux usées par la spiruline.

Cependant, elle entraîne une augmentation des chlorures de 64%. Ces résultats soulignent le potentiel de la spiruline pour améliorer la qualité de l'eau, tout en indiquant qu'une attention particulière doit être portée à la gestion des chlorures. En combinant cette approche avec des techniques complémentaires, il est possible d'optimiser le traitement des eaux usées de manière holistique et durable.

Références bibliographiques

Asano T, (1998). Wastewater reclamation and reuse. Water quality management library, 1475p

AUDIC, J-M., (2002). Guide de traitement des eaux usées urbaines, édition Lyonnaise des eaux ,428p.

BADAI-GONDARD, F., (2003). L'assainissement des eaux usées, édition Technicité, France, 227p

BAUMONT S, Camard J-P, Lefranc A, Franconi A (2004). Réutilisation des eaux usées: risques sanitaires et faisabilité en Île-de-France. Rapport ORS, 220p.

Baumont. S., (1999). Réutilisation des eaux usées épurées : risques sanitaires et faisabilité en Îlede-France. 176p

Bliefert, Claus, and Robert Perraud. (2007). Chimie de l'environnement: Air, Eau, Sols, Déchets. De Boeck Superieur.

Bernard C. (1988). Les Cyanobactéries Et Leurs Toxines. Rev Francoph Lab 2014;2014:53 68

BERNE, F., Cordonnier, J., (1991). Traitement des eaux, édition Technique, Paris, 295 p

Campos, C. (2008). "New Perspectives on Microbiological Water Control for Wastewater Reuse." Desalination 218 (1-3): 34-42.

Castenholz R W and Waterbury J B., (1989). Oxygenic photosynthetic bacteria. Section 19, In: Staley J T, Bryant M P, Pfenning N and Holt J G., Eds. Bergey's Manual of Systematic Bacteriology. Vol. 3, Williams and Wilkins. Baltimore, USA. pp 1710-1806.

Cho, Sunja, Thanh Thao Luong, Dukhaeng Lee, You-Kwan Oh, and Taeho Lee. (2011). "Reuse of Effluent Water from a Municipal Wastewater Treatment Plant in Microalgae Cultivation for Biofuel Production." Bioresource Technology 102 (18): 8639-45.

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, Ecole centrale des arts et manufactures (Paris), 233 p

Cruchot H, (2008). La Spiruline, Bilan et Perspective. Thèse docteur en pharmacie. Université de France-Comite.

DESJARDINS (1997)-Le traitement des eaux, Edition de l'école polytechnique de Montréal.

DURAND-CHASTEL H. ,(1993) La Spiruline, algue de vie. Bull. Inst. Océanog. Monaco, n° special 12 : 7-11

Doucha, J., Livansky, K. (1995). Novel outdoor thin-layer high density microalgal culture system : productivity and operational parameters. *Algol. Stud. (Trebon)* 76, 129-147

Falquet. (1996). Spirulina : Aspects Nutritionnels, Document Antenna Technologie Genève

Jordan J P, (1999). Cultivez votre spiruline : manuel de culture artisanal .Publication Antenna Technologies

KOCHTCHEEVA V. and SINGH A. K. (2000). An assessment of risks and threats to human health associated with the degradation of ecosystems.

KOLLER, E., (2009). Traitement des pollutions industrielles, Eau, Air, Déchets, Sols, Boues, 2^{ème} édition, Dunod, 569p.

Grosclaude, (1999). L'eau, usage et polluants, 209p.

GUERREE, H., & GOMELLA, C., (1978). Les eaux usées dans les agglomérations urbaines ou rurales. Édition Eyrolles, Paris

JARISOA T., 2005. Adaptation de spiruline du sud de Madagascar à la culture en eau de mer, Mise au point de structures de production à l'échelle villageoise. Thèse doctorat en Es Sciences en Océanologie Appliquée. Université de Toliara.

Jordan J P, (1999). Cultivez votre spiruline : manuel de culture artisanal .Publication Antenna Technologies.

Mara, D.D., (1980). Sewage treatment in hot climates., 2nd ed. John Wiley & Sons Ltd, Baffins Lane, Chichester, Sussex.

Park, J B K, R J Craggs, and A N Shilton. (2011). "Wastewater Treatment High Rate Algal Ponds for Biofuel Production." *Bioresource Technology* 102 (1): 35–42.

Rabenevanana MW, Vicente N, Fox R, Pierlovisi C, x. (2008). COLLOQUE INTERNATIONAL «SPIRULINE ET DÉVELOPPEMENT»

RICHMOND A., (1988). Spirulina. In : Borowitzka M. A., Borowitzka L. J. (Eds), *Microalgal Biotech.* Cambridge University Press, Cambridge, pp 85-121. Marines Université de Toliara, Toliara Madagascar. 160 p.

RICHMOND A., (1986). Microalgae of economic potentials. In Richmond, A. (ed.) *Handbook of algal mass culture*, CRC Press, Florida. pp. 199-243.

Robert A.A., (2015). *Algal Culturing Techniques*, 1st Edition, Academic Press, 596.

RODIER, (2009). « (L'analyse de l'eau » 9^{ème} édition, Dunond, Paris.

Seggai A, (2008). Comptabilité des eaux des nappes de la région de Ouargla pour la culture de la Spiruline *Arthrospira platensis* (souche de Tamanrasset). Thèse de Magistère. Université de Ouargla.

Whitton B., (1992). Diversity, ecology and taxonomy of the cyanobacteria. In: Mann N and Carr N, Eds. Photosynthetic prokaryotes. Plenum Press; pp. 1-37.

Wilde, E. W., & Benemann, J. R. (1993). Bioremoval of heavy metals by the use of microalgae. *Biotechnology advances*, 11(4), 781-812

Yang J., Lia X., Hua H., Zhang X., Yua Y. & Chen Y., (2011). Growth and lipid accumulation properties of a freshwater microalga, *Chlorella ellipsoidea* YJ1, in domestic secondary effluents. *Applied Energy* 88: 3295-3299.

Zarrouk C, (1966). Contribution à l'étude d'une cyanophycée. Influence de divers facteurs physiques et chimiques sur la croissance et la photosynthèse de *Spirulina maxima*. Thèse de doctorat, Paris