

RÉPUBLIQUE ALGÉRIENNE DÉMOCRATIQUE ET POPULAIRE

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

UNIVERSITÉ de BLIDA 1

Faculté de Technologie

Département de Chimie Industrielle



MÉMOIRE DE MASTER PROFESSIONNEL

EN GÉNIES DE PROCÉDES

**Spécialité : procédés de traitement des effluents et protection de
l'environnement**

**Utilisation d'une biomasse algale pour le
traitement des eaux**

Présenté par :

ATMANI Mounia

MEDJADJ Loubna

Encadré par :

Mme N.Taoualit

Mr A.Hamitouche

2016/2017

RESUME

Dans notre étude on s'intéresse à certains microorganismes photosynthétiques connus sous le nom de « micro-algues ». Cette biodiversité est encore aujourd'hui peu exploitée dans la mesure où seules 30 000 espèces ont fait l'objet d'une étude approfondie. Cette richesse permet la synthèse d'un très large panel de molécules d'intérêt permettant de cibler de nombreuses applications industrielles. Chaque jour, de nouvelles espèces permettent de produire de nouvelles molécules d'intérêt et trouve des applications divers tel que l'énergie, l'environnement, médecine, pharmaceutique et l'agro-alimentaire.

L'objectif de ce mémoire porte essentiellement sur l'échantillonnage de l'eau, dans le but d'isoler, d'identifier et de sélectionner des micro-algues capables de traiter les eaux usées.

A cet effet, nous entamons notre projet par la détermination de la diversité des micro-algues a partir d'un échantillon d'eau prit de la SEBKHA DE SOUK AHRAS. Les propriétés dépolluantes de ces dernières, seront testées sur des échantillons des eaux usées récupérées à partir du 1^{er} décanteur au niveau de la station d'épuration de BENI MESSOUS

L'originalité de ce travail réside dans la méthodologie à suivre, pour assurer une élimination maximale voire totale d'une eau usée n'ayant subit aucun traitement biologique. Les objectifs à atteindre étant la proposition d'un cycle de décontamination de ces eaux par la biomasse algale en mode batch.

Mots clés : micro-algues, échantillonnage, identifié, traité, diversité, eau usée, décontamination, mode batch.

Abstract

In our study, we are interested to photosynthetic microorganisms known as "microalgae". This biodiversity is still little exploited to the extent that only 30 000 species have been studied in depth. This richness allows the synthesis of a very wide molecules range of interest allowing targeting many industrial applications. Every day, new species allow producing new molecules of interest and finds various applications such as energy, environment, medicine, pharmaceutical and agro-alimentary. The objective of this work focuses on water sampling, with the aim of isolating, identifying and selecting microalgae capable to treat wastewater. To this end, we begin our project by determining the microalgae diversity from a water taken from SEBKHA of SOUK AHRAS. The polluting properties of the latter will be tested on samples of wastewater recovered from the first decanter at the BENI MESSOUS wastewater treatment plant The originality of this work lies in the methodology to be followed to ensure maximum or even total disposal of waste water that has not undergone any biological treatment. The objectives to be achieved are the proposal of a cycle of decontamination of these waters by algal biomass in batch mode.

Key words: microalgae, sampling, identifying, treating, diversity, wastewater, decontamination, batch mode.

ملخص

في دراستنا، نحن مهتمون في بعض الكائنات الحية الدقيقة التي تعرف باسم "الطحالب الدقيقة"، ولا يزال هذا التنوع البيولوجي غير مستغل إلى حد أن 30 ألف نوع فقط تم دراستها بعمق. هذا الثراء يسمح بتخليق مجموعة واسعة جدا من جزيئات الفائدة مما يسمح لاستهداف العديد من التطبيقات الصناعية. كل يوم، تسمح الأنواع الجديدة لإنتاج جزيئات جديدة وتحقيقا لهذه الغاية، نبدأ مشروعنا من خلال تحديد تنوع الطحالب الدقيقة من عينة المياه. من الفائدة ويجد تطبيقات مختلفة مأخوذة من سبخا سوق أهراس. وسيتم اختبار الخصائص الملوثة لهذا الأخير على عينات من مياه الصرف الصحي المستردة من المصفاة الأولى في محطة معالجة مياه الصرف التخلص الصحي بيني مسوس وتكمن أصالة هذا العمل في المنهجية الواجب اتباعها لضمان الأقصى أو حتى الكلي من المياه العادمة التي لم تخضع لأي معالجة بيولوجية. والأهداف التي يتعين تحقيقها هي اقتراح دورة لإزالة التلوث من هذه المياه بواسطة الكتلة الحيوية الطحلبية في أسلوب الدفعات.

الكلمات الرئيسية : الطحالب الدقيقة, تنوع, المياه العادمة, التخلص, إزالة التلوث, أسلوب الدفعات

REMERCIEMENTS

La construction de ce mémoire n'aurait été possible sans l'intervention de certaines personnes. Qu'elles trouvent ici l'expression de mes plus sincères remerciements pour leur soutien et leurs précieux conseils.

Toute ma reconnaissance va à Mr Adhyaa Eddine Hamitouche Co-promoteur et initiateur de cette périlleuse aventure, pour sa créativité sa flexibilité, son enthousiasme, ses éclairages judicieux, en particulier lorsque le chemin se faisait plus sinueux.

Je m'adresse aussi notre promotrice madame Taoualit pour ses précieux conseils encouragement et sa grande confiance en nous.

Mes remerciements vont également à tout le corps professoral et administratif de la Faculté des sciences précisément du département de génie des procédés pour tout l'effort qu'ils ont fait pour nous.

Je remercie très chaleureusement tout la famille du CRAPC pour l'accueil, la bonne ambiance et l'aide précieuse qu'ils nous ont apporté tout au long de notre période de stage.

Je désire remercier Mr Harmouche Nazym chef de laboratoire au niveau de la STEP de BENI MESSOUS pour sa coopération mais surtout pour avoir toujours eu les bons mots pour nous booster en avant.

Je remercie et très vivement ma meilleure amie ma binôme chérie pour sa gentillesse, sa bonne humeur, sa drôlerie, les moments théâtraux partagés et si j'avais à refaire cette aventure un jour c'est sans hésitation qu'avec elle que je veux la revivre.

J'adresse une pensée très spéciale à mes parents pour leur soutien dans mes choix et leur attention sans faille, mon papa chéri qui a toujours cru en moi ainsi qu'à ma douce petite maman dont les encouragements et l'amour inconditionnel m'accompagnent depuis toujours.

Je n'oublierais pas de citer ma chère tante Djamila mes sœurs Lisa, Marwa et mon frère Wassim ainsi que mes cousins Midou, Zinou et Yousra pour leurs encouragement et la bonne humeur qu'ils me procurent chaque jour.

Merci à ma famille oncles et tantes, amis, tous nombreux qui ont partagé cette période importante de ma vie, merci d'être toujours aussi présent.

REMERCIEMENTS

Quelques mots en préambule de cette étude, qui met un point d'orgue à une année riche et intense.

Mes remerciements et ma gratitude vont en priorité à notre Co-promoteur Mr Adhyaa Eddine Hamitouche pour ses précieux conseils, son aide, sa confiance manifeste, ses précieux conseils et sa foi dans l'action.

Je remercie également notre promotrice madame Taoualit pour son encouragement et sa grande confiance en nous.

J'adresse mes sincères remerciements à tous nos professeurs du département de génie des procédés qui par leurs paroles, leurs écrits, leurs conseils et leurs critiques ont guidé nos réflexions tout le long de notre cursus universitaire.

Je me dois de citer tout le staff du CRAPC pour la bonne ambiance leur aide et leurs sympathie ainsi que leurs coopération tout au long de notre stage.

Je n'oublie pas de remercier Mr Harmouche Nazym chef de laboratoire au niveau de la STEP de BENI MESSOUS pour sa coopération, sa gentillesse et son soutien.

Je remercie chaleureusement mon binôme, mon amie pour tous les moments que nous avons passé ensemble ou nous avons su se soutenir malgré les imprévus ironique.

Je tiens aussi plus particulièrement à dédier ce travail à mon père paix à son âme qui m'a toujours épaulé soutenue dans tout ce que J'ai entretenue et sans qui je n'en saurai pas la aujourd'hui.

Je remercie ma mère adorée pour sa présence au quotidien, son soutien et sa bienveillance.

Enfin je remercie ma sœur Wassila qui a toujours était la pour moi, mes deux frères Azzedine et Rafik pour le soutien leurs intérêt, Ainsi que toute ma famille oncles et tantes, mes aussi mes plus cher amis qui sont toujours présents à mes cotés.

TABLE DES MATIERES

Introduction générale et problématique.....	1
---	---

SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I : LES MICRO-ALGUES

1. Généralités sur les micro-algues.....	2
2. Espèces et diversité	3
3. La photosynthèse.....	4
4. La chlorophylle.....	5
5. La caroténoïde	6
6. La culture des micro-algues.....	7
a. Les modes de culture.....	7
7. L'impact des paramètres de culture sur les micro-algues.....	9
a. L'énergie lumineuse.....	9
b. Dioxyde de carbone.....	10
c. Les nutriments.....	10
d. L'agitation.....	11
e. La température.....	11
8. principales applications des micro-algues.....	12
a. L'énergie.....	12
b. Agro-alimentaire	12
c. L'industrie pharmaceutique et cosmétique.....	13
d. Traitement des eaux usées.....	13
Conclusion	14

CHAPITRE II : GENERALITES SUR LES EAUX USEES

1. Les eaux usées.....	15
2. Type des eaux usées.....	15
2.1. Eaux usées domestiques.....	15
2.2. Eaux usées urbain.....	15
2.3. Eaux usées industriels.....	15
3. Composition des eaux usées.....	16
3.1. Les matières en suspension.....	16
3.2. Micropolluants organique et non organique.....	16
3.2.1. Eléments traces.....	16
3.2.2. Micropolluants organique.....	17
3.2.3. Les substances nutritives.....	17
3.2.3.1. L'azote.....	17

3.2.3.2. Le potassium.....	17
3.2.3.3. Le phosphore.....	18
3.2.3.4. Le chlore et le sodium.....	18
4. Caractéristique des eaux usées	18
4.1.Caractéristiques physique	18
4.1.1. Température	18
4.1.2. Turbidité	19
4.1.3. Conductivité	19
4.1.4. Matières en suspension Matières décantables.....	19
4.2.Caractéristique chimique	19
4.2.1. pH.....	20
4.2.2. Oxygène dissous.....	20
4.2.3. Demande chimique en oxygène DCO.....	20
4.2.4. Demande biologique en oxygène DBO5.....	20
4.2.5. Carbone organique total COT.....	21
4.2.6. Azote.....	21
4.3. Caractéristiques microbiologique	22
5.3.1 Les virus.....	22
5.3.1 les bactéries.....	22
5.3.1 Les protozoaires.....	22
5. Procédées de traitement des eaux usées	22
5.1.Traitement préliminaires.....	22
5.1.1. Le dégrillage	23
5.1.2. Le dessablage	23
5.1.3. Le déshuilage	23
5.2.Traitement primaire	23
5.3.Traitement secondaire	24
5.3.1. Boues activités	24
5.3.2. Lit bactérien.....	26
5.4.Traitement tertiaire	26
Conclusion.....	27

PARTIE EXPERIMENTALE

CHAPITRE III : MATERIELS ET METHODES

1. Prélèvement de l'eau usée sur site	28
2. Caractérisation de l'eau usée.....	28
2.1. Analyse des métaux lourds	28
2.2.Caractérisation physico-chimique.....	30
a. Détermination de la matière en suspension (MES).....	30
b. Détermination DCO.....	31
c. Détermination de la turbidité.....	33

d. Détermination du pH.....	33
3. Préparation des échantillons.....	34
3.1.	
Dilutions.....	34
3.2. Milieux	
(prétraitement).....	34
3.2.1. Biomasse	
végétale.....	34
4. Montage du traitement micro-algues.....	36
5. Suivis de la densité optique des micro-algues	37
6. Chlorophylle.....	38
7. Prélèvement	39

CHAPITRE IV : RESULTATS ET DISCUSSION

1. Identification micro-algues.....	40
2. Analyse de l'eau usée de la station d'épuration	44
1. Métaux lourds.....	44
2. Paramètres physico-chimique.....	45
3. Effet de la concentration de la charge polluante	45
a. Traitement de l'eau usée stérile	45
i. Effet du bullage.....	45
ii. Effet de l'absence du bullage.....	48
b. Traitement de l'eau usée réel (sans autoclavage)	51
i. Effet du bullage	51
ii. Effet de l'absence du bullage.....	54
b. Effet du prétraitement.....	56
1. Effet couplage sonolyse– traitement biologique	56
2. Effet couplage biosorption – traitement biologique	58
3. Effet couplage sonolyse - biosorption – traitement biologique	61
4. Effet couplage in situ biosorption-traitement biologique.....	63
Conclusion.....	67

CONCLUSION GENERALE.....69

Liste des abréviations

ADN : Acide désoxyribonucléique

COT: Carbone organique total

DBO5: Demande biologique en oxygène pendant 5 jours

DCO : Demande chimique en oxygène

E.coli: Echerichia coli

MES : Matières en suspension

MMS : Matières minérale en suspension

MVS : Matières volatiles en suspension

NTU: Nephelometric turbidity unit

OMS : Organisation mondial de la santé

pH: Potentiel hydrogen

REUR : Réutilisation des eaux usées épurées

STEP : Station d'épuration des eaux usées

UV : Ultra violet

LISTE DES FIGURES

Chapitre I : Les micro-algues

Figure I.1 : Schéma d'un chloroplaste.....	4
Figure I.2 : Structures chimiques des molécules de chlorophylles.....	5
Figure I.3 : Spectres d'absorption de différents pigments.....	6
Figure I.4 : Structure chimique du β -carotène et des xanthophylles astaxanthine et lutéine, les principaux caroténoïdes micro-algaux présentant un intérêt commercial.....	7
Figure I.5 : courbe de croissance.....	9

Chapitre III : Matériels et Méthodes

Figure III.1 : Etapes de la digestion.....	29
Figure III.2 : SAA 240FS/240ZAA d'Agilent.....	30
Figure III.3 : Figure représentant la méthode MES.....	30
Figure III.4 : Tubes commerciaux étalon de DCO.....	31
Figure III.5 : Digesteur (bac chauffant).....	32
Figure III.6 : Spectrophotomètre.....	32
Figure III.7 : Tubes étalon après injection eau usée.....	33
Figure III.8 : Turbidité mètre.....	33
Figure III.9 : pH mètre.....	34
Figure III.10 : Biomasse végétale.....	35

Figure III.11 : Montage de traitement en batch.....36

Figure III.12 : Spectrophotomètre UV-Visible.....37

CHAPITRE IV : RESULTATS ET DISCUSSIONS

Figure IV.1 : Eau de la sebkha.....41

Figure IV.2 : Tube incliné avec ensemencement.....41

Figure IV.3 : tube incliné formation de colonies.....41

Figure IV.4 : formation de nouvelles colonies.....41

Figure IV.5: Culture en milieu liquide dans un tube de 20 mL42

Figure IV.6 : Culture en milieu liquide dans un erlenmeyer de 100 mL.....42

Figure IV.7 : culture micro-algues dans un tube de 500mL.....42

Figure IV.8 : culture micro-algues dans un ballon de 1L.....42

Figure IV.9 : Culture prête à l'utilisation dans un ballon de 2L.....43

Figure IV.10 : Image microscopique des micro-algues.....44

Figure IV.11 Croissance des micro-algues pour les différentes dilutions avec autoclavage avec barbotage.....46

Figure IV.12 : Effet de la Chlorophylle en fonction de la dilution : autoclavage avec barbotage.....47

Figure IV.13 : Effet de la turbidité sur la dilution : autoclavage avec barbotage.....47

Figure IV.14 : Effet de la DCO en fonction de la dilution : autoclavage avec barbotage.....48

Figure IV.15. Croissance des micro-algues pour les dilutions avec autoclavage sans barbotage.....48

Figure IV.16 Effet de la chlorophylle en fonction de la dilution : autoclavage sans barbotage.....49

Figure IV.17 : Effet de la turbidité en fonction de la dilution : autoclavage sans barbotage.....	50
Figure IV.18 : Effet de la DCO sur la dilution : autoclavage sans barbotage.....	50
Figure IV.19 : Croissance des micro-algues pour les dilutions sans autoclavage avec barbotage.....	51
Figure IV.20 Effet de la chlorophylle en fonction de la dilution : sans autoclavage avec barbotage.....	52
Figure IV.21 Effet de la turbidité en fonction de la dilution sans autoclavage avec barbotage.....	53
Figure IV.22 Effet de la DCO en fonction des dilutions sans autoclavage avec barbotage.....	53
Figure IV.23 Croissance des micro-algues pour les dilutions sans autoclavage sans barbotage.....	54
Figure IV.24 Effet de la Chlorophylle en fonction des dilutions sans autoclavage avec barbotage.....	55
Figure IV.25. Effet de la Turbidité en fonction des dilutions sans autoclavage sans barbotage.....	55
Figure IV. 26 Effet de la DCO en fonction des dilutions sans autoclavage sans barbotage.....	56
Figure IV.27 croissance des micro-algues pour l'eau brute avec ultrason.....	56
Figure IV.28 Effet de la Chlorophylle en fonction de l'eau brute avec ultrason.....	57
Figure IV.29 Effet de la Turbidité en fonction de l'eau brute avec ultrason.....	58
Figure IV.30 Effet de la DCO en fonction de l'eau brute avec ultrason.....	58
Figure III.31 Croissance des micro-algues pour la biomasse végétale avec agitation mécanique.....	59
Figure IV.32 Effet de la Chlorophylle en fonction de la biomasse végétale avec agitation mécanique.....	60
Figure IV.33 Effet de la Turbidité en fonction de la biomasse végétale avec agitation mécanique.....	60
Figure IV.34 Effet de la DCO en fonction de la biomasse végétale avec agitation mécanique.....	61

Figure IV.35 Croissance des micro-algues pour la biomasse végétale avec agitation ultrason.....	61
Figure IV.36 Effet de la Chlorophylle en fonction de la biomasse végétale avec agitation ultrason.....	62
Figure IV.37 Effet de la Turbidité en fonction de la biomasse végétale avec agitation ultrason.....	63
Figure IV.38 Effet de la DCO en fonction de la biomasse végétale agitation ultrason.....	63
Figure IV.39 Croissance des micro-algues pour la biomasse végétale et la micro-algue en même temps.....	64
Figure IV.40 Effet de la Chlorophylle en fonction de la biomasse végétale et micro-algue en même temps.....	65
Figure IV.41 Effet de la Turbidité en fonction de la biomasse végétale et micro-algue en même temps.....	65
Figure IV.42 Effet de la DCO en fonction de la biomasse végétale et la micro-algue en même temps.....	66

LISTE DES TABLEAUX

Chapitre I : Les micro-algues

Tableau I.1 Diversité des micros-algues eucaryotes, marines et d'eau douce.....	4
---	---

Chapitre III : Matériels et méthodes

Tableau III. 1 Tableau représentatif échantillons biomasse végétale.....	35
--	----

Chapitre IV : Résultats et discussions

Tableau IV .1 Caractérisation eaux usée métaux lourd.....	44
---	----

Tableau IV.2. Paramètres physico-chimique eau usée.....	45
---	----

Tableau IV .3 Taux de croissance des micro-algues pour les différentes : dilutions autoclavage avec barbotage.....	46
--	----

Tableau IV .4 Taux de croissance des micro-algues pour les dilutions avec autoclavage sans barbotage.....	49
---	----

Tableau IV .5 Taux de croissance des micro-algues pour les différentes dilutions sans autoclavage avec barbotage.....	52
---	----

Tableau IV.6 Taux de croissance des micro-algues pour les dilutions sans autoclavage sans barbotage.....	54
--	----

Tableau IV.7 Taux croissance de la micro-algue pour l'eau brute ultrason avec ultrason.....	57
---	----

Tableau IV.8 Taux de croissance des micro-algues pour la biomasse végétale agitation mécanique.....	59
---	----

Tableau IV .9 Taux de croissance des micro-algues pour la biomasse végétale agitation ultrason.....	62
Tableau IV .10 Taux de croissance des micro-algues pour la biomasse végétale et la micro-algue en même temps.....	64
Tableau IV.11 : Récapitulation des résultats obtenu.....	67

INTRODUCTION GENERALE

L'eau est la matière première la plus importante sur notre planète, pour les êtres humains, les animaux, les plantes et les micros organismes. Pratiquement tous les phénomènes vitaux de la biosphère sont liés à la disponibilité de l'eau. L'eau n'est donc pas uniquement un espace vital, un vecteur énergétique ou un moyen de transport, mais également un élément essentiel pour tout genre de production.

Au cours de l'histoire, la disponibilité globale d'eau est restée plus ou moins constante. Il y a 2000 ans, 200 à 300 millions d'habitants sur terre utilisaient les ressources disponibles. Aujourd'hui, plus de 6,5 milliards d'êtres humains doivent se contenter de la même quantité d'eau. C'est pourquoi la matière première qu'est l'eau, pendant longtemps librement disponible dans de nombreuses parties de la terre, est aujourd'hui sérieusement menacée. De plus, les systèmes naturels de purification de notre planète sont considérablement surchargés, pour répondre à cette situation d'épuisement des ressources naturelle et à la protection de l'environnement le recours à l'épuration des eaux usée urbaine représenterait une source d'eau renouvelable et fiable et d'autre part permettrait d'atténuer la pression sur les ressources conventionnelle plus adapté à l'alimentation en eau potable des populations. Il s'agit en générale de volumes d'eau important dont seul un faible pourcentage est traité.

Le traitement des effluents peut prendre différentes formes : processus physiques, thermiques, chimiques ou biologiques, y compris le tri, qui modifient les caractéristiques des déchets de manière à en réduire le volume ou le caractère dangereux, à en faciliter la manipulation ou à en favoriser les valorisations. Le choix d'un procédé pour le traitement des rejets dépend d'un certain nombre de facteurs dont les plus significatifs : La composition de l'effluent, le type de la réutilisation, la qualité des besoins et la dimension de l'installation.

Dans le cadre de ce travail nous proposons une étude sur certains microorganismes photosynthétiques connus sous le nom de « micro-algues » qui ne cesse d'attirer l'attention des scientifiques et des industriels, en raison de leurs nombreuses potentialités. La principale concerne la production des métabolites d'intérêt thérapeutique ou industriel. Mais les micro-algues peuvent aussi être utilisées pour la protection de l'environnement en utilisant leur capacité à fixer le dioxyde de carbone et certains métaux lourds lors de leur croissance dans le traitement des eaux usées. Pour ce faire, nous présentons la conception d'une chaîne de traitement par biodégradation, en variant plusieurs paramètres qui permettrait un abattement simultané de la charge polluante à des valeurs adéquates aux normes de rejets requise dans les eaux usée traitée afin de protéger les milieux naturelle récepteurs ainsi qu'une valorisation considérable en énergie tel que le biodiesel ou le biogaz.

Ce travail est divisé en deux parties une partie bibliographique qui comprend deux chapitres le premier chapitre porte sur les micro-algues le second quand a lui porte sur le traitement des eaux usée.

La deuxième partie représente la partie expérimentale qui compte deux chapitre un chapitre matériels et méthode qui compte les méthodes utilisés et un chapitre résultats et discussion et nous terminerons par une conclusion générale.

I. Micro-algues

1. Généralités sur les micro-algues

Les micro-algues sont des organismes unicellulaires. Ce sont des protistes dont l'ordre de grandeur varie de 10 à 100 μm . Elles se multiplient le plus souvent par voie non sexuée. Il en existe entre 200 000 et 1 000 000 espèces dont 30 000 sont connues à l'heure actuelle et seulement une dizaine est cultivée. Tout comme les cyanobactéries, les micro-algues sont des organismes photosynthétiques utilisant la lumière du soleil comme source d'énergie afin de fixer le dioxyde de carbone. Les lipides contenus dans les micro-algues représentent jusqu'à 80 % de leur poids sec et sont majoritairement sous forme de triglycérides. Les triglycérides sont une forme de lipides comme le cholestérol ; ils sont composés de molécules de glycérol et d'acide gras. Ils sont présents dans notre organisme et constitue une source importante d'énergie pour notre corps. Les lipides présents dans les micro-algues peuvent eux être utilisés dans le but de produire du biodiesel. Une micro-algue est délimitée par une membrane plasmique contenant au sein de son cytoplasme de nombreux organites : les chloroplastes, les amyloplastes, les oléoplastes, les mitochondries et son noyau entouré de son enveloppe. Ces derniers sont nécessaires au bon fonctionnement de la micro-algue ainsi qu'à son métabolisme. Il existe deux groupes de micro-algues, celles appartenant au groupe des eucaryotes, c'est-à-dire possédant des organites cellulaires (noyau, chloroplaste, mitochondries ...) et celles appartenant au groupe des procaryotes, ce sont des organismes ne possédant pas d'organites cellulaires.

De plus les micro-algues se caractérisent par leur croissance rapide par division cellulaire, elles colonisent leur milieu en se divisant par mitose, rapidement et activement, si les conditions physico-chimiques et nutritives sont favorables. Leur taille diminue jusqu'à ce qu'elles ne puissent plus se diviser. [1] Du point de vue nutrition, les micro-algues sont majoritairement « photoautotrophes » mais elles peuvent être également « hétérotrophes » ou « mixotrophes ». Un métabolisme autotrophe se traduit par l'utilisation d'une source de carbone inorganique comme le dioxyde de carbone ou le bicarbonate tandis que le métabolisme hétérotrophe est caractérisé par une consommation de carbone organique comme source de carbone pour leur développement; les mixotrophes utilisent les deux types de source de carbone. Elle contient trois principaux types de pigments qui sont les chlorophylles, les caroténoïdes et les phycobiliprotéines. Les micro-algues présentent des formes variables : souvent sphériques (porphyridium), en forme de croissant (clostridium), de spirale (Arthrospira), de gouttelette (chlamydomonas) et même d'étoile (Staurastrum). [2]

2. Espèces et diversité

Les micros-algues constituent un groupe extrêmement hétérogène rassemblé autour d'une cohérence physiologique : la photosynthèse oxygénique [3]. Cette famille rassemblerait de plusieurs centaines de milliers à plusieurs millions d'espèces selon les estimations, parmi lesquelles 47000 espèces sont décrites. [4] Par comparaison, la diversité des plantes supérieures est de l'ordre de 400 000 espèces. La classification (Tableau I.1) de cette diversité est complexe et la taxonomie est sujette à de fréquents bouleversements du fait notamment de l'utilisation des techniques de phylogénie moléculaire.

Tableau I.1 Diversité des micros-algues eucaryotes, marines et d'eau douce. [4]

Règne	Embranchement/Classe
Procaryotes	Cyanophytes
	Prochlorophytes
Eucaryotes	Bacillariophytes
	Charophytes
	Chlorophytes
	Chrysophytes
	Cryptophytes
	Dinophytes
	Euglenophytes
	Glaucophytes
	Haptophytes
	Phaeophytes
	Rhodophytes

3. La photosynthèse

La photosynthèse est réalisée par des réactions qui transforment l'énergie solaire, le dioxyde de carbone et l'eau en biomasse et oxygène. Les pigments récoltent la lumière et les réactions chimiques sont effectuées par des enzymes. L'efficacité photosynthétique est définie comme le rapport entre la biomasse produite et l'intensité lumineuse. Organites et molécules de la photosynthèse les cellules photosynthétiques possèdent des chloroplastes, qui sont les organites dans lesquels se déroule la réaction de la photosynthèse. [5] Un chloroplaste a la forme d'un disque aplati et mesure entre 2 et 10 μm de longueur et environ 1 μm d'épaisseur. Il possède son propre matériel génétique sous forme d'ADN circulaires, qui portent des gènes codant pour les protéines chloroplastiques.

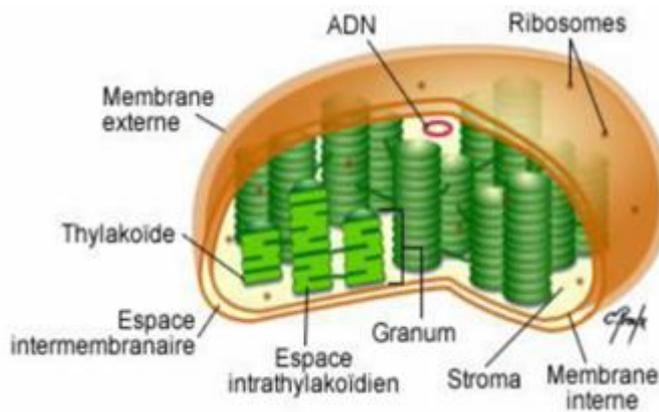


Figure I.1 : Schéma d'un chloroplaste.

4. la chlorophylle

Les chlorophylles sont des molécules à structure cyclique, comportant un atome central de magnésium et quatre cycles pyrroles, d'où leur appellation de molécules tétrapyrroliques ou chaque cycle pyrrole est formé de quatre atomes de carbone et d'un atome d'azote. [6] Elles jouent un rôle de premier plan dans la photosynthèse la plus part des chlorophylles, tant en termes de quantité que diversité structurale, servent à collecter la lumière. [7] Les deux figures qui suivent montrent respectivement la structure de la molécule de chlorophylle et les spectres d'adsorption de différents pigments photosynthétiques.

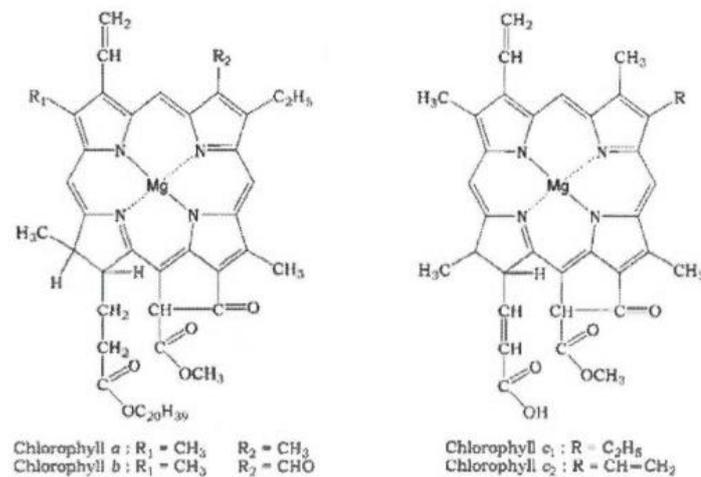


Figure I.2 Structures chimiques des molécules de chlorophylles. [8]

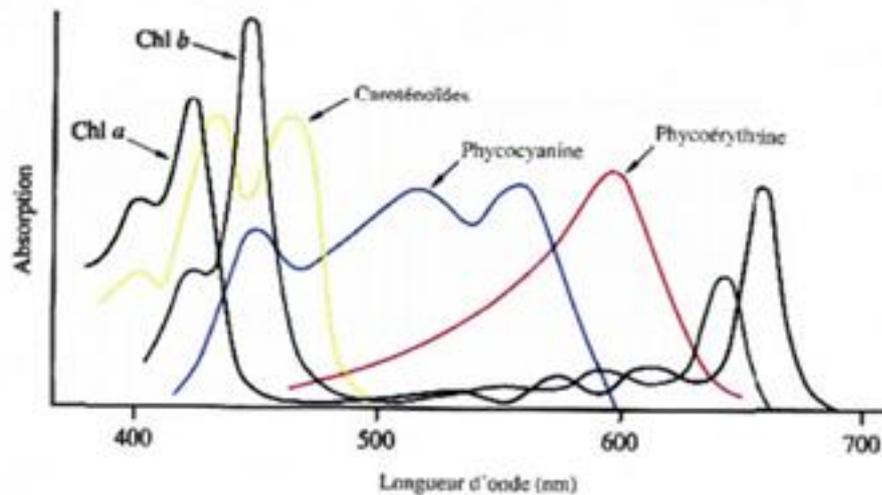


Figure I.3 Spectres d'absorption de différents pigments. [8]

5. Le caroténoïde

Dans la photosynthèse, les caroténoïdes jouent plusieurs rôles essentiels :

- Ils contribuent à la collecte de l'énergie lumineuse.
- Le maintien de la structure et la fonctionnalité des complexes photosynthétiques.
- Elle s'occupe des espèces réactives de l'oxygène et des états triplets de la chlorophylle (lorsque deux des électrons de la molécule de chlorophylle ont leur moment magnétique en parallèle) et dissipent l'excès d'énergie. [9]

Les caroténoïdes sont des polyènes, c'est-à-dire qu'ils comportent un arrangement linéaire de doubles-liaisons conjuguées. Présent chez tous les organismes effectuant la photosynthèse oxygénique, le β carotène est le caroténoïde le plus ubiquitaire, alors que d'autres caroténoïdes comportent des substituants variés (notamment des groupements hydroxyles (-OH)); la fonction essentielle des caroténoïdes est d'agir à titre d'agents protecteurs, empêchant la formation dans les thylacoïdes des espèces réactives de l'oxygène. [6] Notamment, l'oxygène singulet qui est très réactif et peut causer d'importants dommages à l'organisme. [10] Les structures chimiques des principaux caroténoïdes sont présentées dans les figures suivantes :

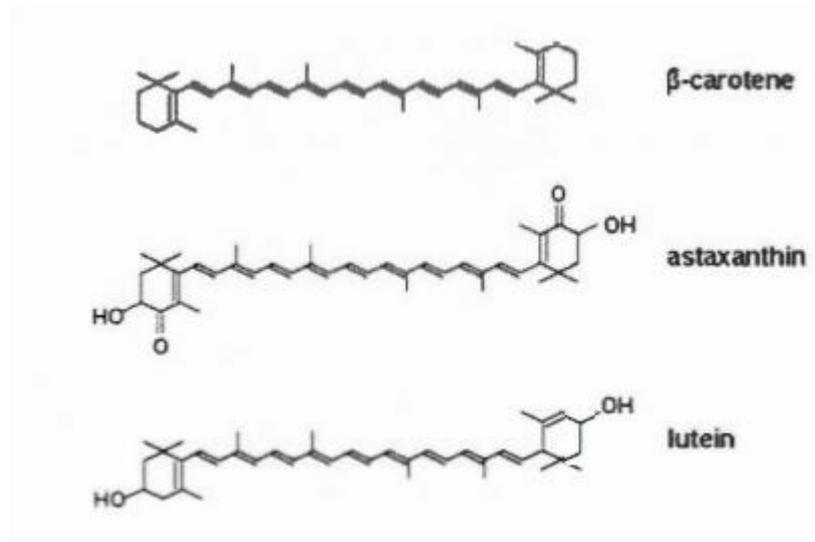


Figure I.4 Structure chimique du β -carotène et des xanthophylles astaxanthine et lutéine [9]

6. La culture des micro-algues

a. Modes de culture

D'une façon générale, il existe deux modes d'opération pour cultiver les micro-algues :

i. Mode continu

Le milieu de culture frais est apporté dans le réacteur de façon continue. Afin que le volume de la culture reste constant, l'excès de liquide contenant des algues est éliminé du réacteur par une sur verse. Plusieurs recherches ont montré que différentes espèces cultivées dans des systèmes continus ou semi-continus montrent une productivité plus importante que lorsqu'elles sont cultivées en batch.

Le but de la culture en continu est de maintenir la concentration cellulaire à l'intérieur du réacteur stable. La culture est débutée en mode batch jusqu'à ce que la concentration cellulaire souhaitée soit obtenue, puis le milieu de culture est injecté en continu. Ainsi, théoriquement, la culture se trouvera continuellement en phase exponentielle de croissance. [11]

ii. mode batch

Un inoculum de micro-algues est ajouté à un volume de milieu. Durant toute la culture, les éléments essentiels ajoutés vont être consommés par les algues et leurs concentrations vont diminuer dans le milieu. Quand la concentration de biomasse désirée est atteinte, la culture est arrêtée et la biomasse est récoltée.

Dans ce mode opératoire, on peut observer cinq phases de croissance (figure I.5) :

- Phase 1 « La phase de latence » : les cellules s'adaptent aux nouvelles conditions de culture
- Phase 2 « La phase d'accélération » : les cellules ont accumulé des composés intracellulaires et ont doublé leur matériel génétique. La population commence à croître via la reproduction végétative. Les cellules se divisent en deux cellules filles identiques contenant chacune la moitié du contenu de la cellule mère et elles-mêmes se diviseront ensuite en deux. [11]
- Phase 3 « La phase exponentielle » : les cellules se multiplient très vite en observant une croissance exponentielle en fonction du temps. La vitesse de croissance de la culture est maximale. Les conditions du milieu sont optimales pour la croissance cellulaire.
- Phase 4 « La phase stationnaire » : la concentration des micro-algues reste constante.
- Phase 5 « la phase de déclin » Un des éléments essentiels manque (lumière , azote, phosphore, carbone ...) ; la vitesse décroissance diminue et compense juste la mortalité

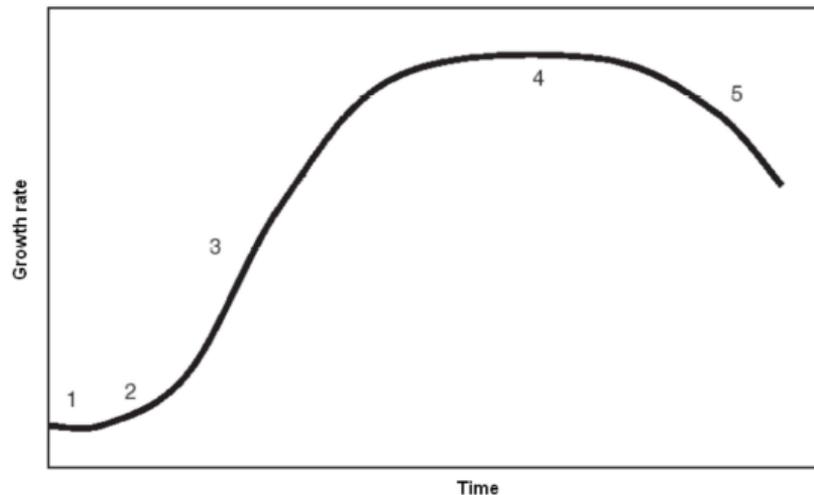


Figure I.5 Courbe de croissance

1) phase de latence, 2) phase d'accélération, 3) phase exponentielle, 4) phase stationnaire, 5) phase de déclin. [12]

7. L'impact des paramètres de culture sur les micros algues

a. L'énergie lumineuse

La photosynthèse se produit à des longueurs d'ondes comprises entre 400 et 700 nm qui correspondent à la gamme du « rayonnement photo synthétiquement actif ». Des études montrent que les algues utilisent entre 6 et 16 photons par cellule pour réaliser la photosynthèse (8 photons constituent la référence usuelle des auteurs). [12] L'énergie lumineuse est exprimée en densité de flux de photons ($\mu\text{mol m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$). Les pigments des micros-algues absorbent les photons qui transportent l'énergie lumineuse. Les types et les concentrations de pigments définissent le positionnement et la largeur du spectre d'absorption d'une espèce de micro-algues. Dans le cas où une culture de micro-algues est exposée à la lumière artificielle, la source peut être sélectionnée pour produire le spectre de lumière correspondant à l'absorption spécifique des pigments. Selon la densité de flux de photons, les micro-algues possèdent des réponses différentes. En comparant le taux de croissance avec la densité de flux de photons. [13]

On remarquera qu'il existe une relation linéaire entre l'activité photosynthétique et L'éclairement (la lumière est un facteur limitant). Si la culture de micro-algues est réalisée en batch dans des bassins ouverts ou dans des photo-bioréacteurs, du fait de l'augmentation de concentration en biomasse au cours du temps la lumière diffuse de plus en plus difficilement dans la culture. Cette atténuation va affecter la productivité de la culture, d'où l'importance de créer une agitation adéquate dans le système de culture [12] [13],

pour exposer toutes les cellules au flux lumineux de surface. Une augmentation de l'intensité lumineuse respectant les besoins de la micro-algue peut stimuler son métabolisme au lieu de le stresser. Ainsi une forte intensité lumineuse va augmenter la biomasse, la consommation de carbone par le microorganisme et les ratios des éléments intracellulaires C : N, C : P et N : P. [15] Toutefois, la réponse de la biomasse à une augmentation de l'intensité lumineuse et éventuellement à la photo-inhibition va être en fonction de la condition physiologique de la cellule. [16]

b. Le dioxyde de carbone

Le dioxyde de carbone est un élément nécessaire pour la photosynthèse. Il est généralement admis qu'un kilo de micro-algues absorbe entre 1,65 et 1,8 kg de CO₂, car la biomasse de micro-algues est composée de 45 % à 50 % de carbone. [17] Selon plusieurs études expérimentales, une injection d'air enrichi en CO₂ dans la culture favorise la croissance des algues. Des concentrations de CO₂, de 1 à 15 v/v% ont été testées sur plusieurs espèces telles que *Chlorella vulgaris*, *Monoruphidium minutum*, *Scenedesmus*, et *Dunaliella tertiolecta* [18]. Récemment, des études proposent l'utilisation de fumées de centrales électriques pour cultiver des micro-algues car celles-ci consomment principalement le CO₂ et potentiellement d'autres gaz tels que NO_x et SO_x. [17] Néanmoins, il faut traiter les fumées avant de les injecter dans la culture (e.g. en contrôlant la température). En plus du CO₂ gazeux, les algues peuvent utiliser les ions carbonate et le bicarbonate.

c. Les nutriments

Les nutriments sont des éléments présents dans le milieu en faible quantité, mais nécessaires à la croissance et à la survie des algues. Dans le milieu naturel leur concentration va varier en fonction, des conditions environnementales ou des pollutions anthropogéniques. En laboratoire, leurs limitations sont rarement rencontrées parce que les milieux de culture sont adaptés pour éviter toute carence en ces éléments. Les changements de concentrations vont avoir des répercussions sur les cellules des micro-algues.

Les nutriments tels que le carbone, l'azote et le phosphore jouent un rôle important dans le métabolisme cellulaire et la composition biochimique des micro-algues. Une altération de concentration en ces nutriments peut provoquer une teneur plus ou moins importante de lipides, de sucres ou des éléments tels que le β -carotène ou l'astaxanthin. [12] La biomasse algale contient entre 5 et 10% d'azote. Les principales sources d'azote sont les ions nitrate, ammonium et l'urée, le nitrate étant le plus utilisé dans la culture de micro-algues.

d. L'agitation

L'agitation lors de la culture des micros-algues, est indispensable pour obtenir de productivités implorantes de biomasse. Elle permet de mieux éclairer les cellules, de favoriser l'apport de CO₂ en améliorant le transfert gaz-liquide et d'éliminer l'oxygène produit qui pourrait être toxique à la culture. L'agitation est réalisée fréquemment en injectant le gaz, air ou air enrichi en CO₂ dans le réacteur sous forme de fines bulles, ce qui crée une circulation du liquide dans le système. Des études expérimentales ont montré qu'à faibles densités cellulaires, l'agitation n'a pas un effet significatif sur la productivité de la biomasse.

Toutefois, lorsque les densités cellulaires commencent à augmenter, il est nécessaire de favoriser l'agitation à l'intérieur de la culture. [12] [19] (Certaines recherches ont prouvé que le taux d'injection de gaz à haut débit peut endommager les cellules. [19] Si le taux d'injection de gaz est trop élevé, les cellules risquent d'être cisailées par les bulles et endommagées. Il est donc nécessaire de trouver le débit le plus approprié pour éviter ce risque.

e. La température

La gamme de température la plus appropriée dépend de l'espèce de microorganisme à cultiver. Des études ont montré que les changements de température ont affecté la composition en acides gras des membranes cellulaires, qui assurent la stabilité et la fluidité des membranes, en particulier les thylako. [12] D'autre part, les changements de température affectent le métabolisme des acides gras, en transformant les acides gras insaturés en acides gras saturés. Chez certaines espèces, une diminution de la température favorise une augmentation des acides gras insaturés et vice-versa (par exemple *Spirulina platensis*, *Chlorella vulgaris*). Des changements dans le taux des pigments (l'astaxanthine, β -carotène et cantaxanthine) ont été également observés lorsque la température a augmenté. Lorsque la cellule est exposée à des températures basses, son métabolisme est ralenti, mais la quantité d'énergie absorbée par la photosynthèse reste identique, elle absorbe donc trop d'énergie par rapport à sa capacité à l'utiliser et souffre donc de photoinhibition. [20] Le contenu cellulaire va lui aussi varier avec la température. Par exemple, la quantité d'acides gras insaturés augmente avec une diminution de la température chez *S. platensis*. [21]

8. principales applications des micros algues

a. l'énergie

L'un des principaux secteurs de recherche concernant les micro-algues est celui de l'énergie et des biocarburants. Certaines espèces et certains genres de micro-algues sont actuellement étudiés comme producteurs de biodiésel, bioéthanol et biohydrogène. Parmi ces genres, *Chlorella* sp. Et *Scenedesmus* sp. Présentent un bon potentiel. Le biodiésel est fait d'huiles végétales et de gras animal (triglycérides). Pour pouvoir remplacer les énergies fossiles conventionnelles, la production de biodiésel doit montrer les caractéristiques suivantes :

- posséder une matière de base suffisante pour produire du carburant à l'échelle commerciale
- s'offrir à moindre coût que les énergies conventionnelles
- rejoindre les standards sur la qualité du carburant.

Les micro-algues ont donc le potentiel d'être utilisées comme matériel de base pour la production de biodiésel, comme elles présentent un fort taux de croissance et sont en mesure de fournir les lipides nécessaires à la production de biodiésel, lipides qui pourraient s'avérer un remplacement aux énergies fossiles.

b. Agro alimentaire

1) Alimentation humaine

Les algues sont très utilisées dans l'industrie alimentaire, notamment pour leurs propriétés épaississantes, gélifiantes et en tant qu'additifs. En effet, celles qui possèdent des caroténoïdes, dont le bêta-carotène ou l'astaxanthine (par exemple *Dunaliella* ou *Haematococcus*),

Les micro-algues sont utilisées en tant que colorant dans divers produits comme les glaces, les jus de fruits, le beurre, la margarine ou encore dans l'enrobage de tablettes. Egalement, on peut citer l'additif E160a qui peut être obtenu grâce à *Dunaliella*. Certaines micro-algues sont sources de matière alimentaire à haute valeur nutritive en vitamines, protéines, sucres et lipides, produits en grande quantité et utilisables par l'homme.

Notamment les *Diatomées*, la *Chlorelle* et la *Spiruline* sont consommées (sous forme de compléments alimentaires)

2) Alimentation animale

Les micro-algues sont la base du réseau trophique en milieu marin. De ce fait il apparaît qu'elles peuvent être intégrées à l'alimentation en aquaculture marine. Elles sont notamment utilisées dans les élevages de bivalves et pour les larves de poissons et de crustacés.

3) Engrais

Les micro-algues apparaissent également comme de bons fertilisants des sols pauvres puisqu'elles apportent notamment du potassium, de l'azote, éléments essentiels à la croissance végétale. Elles permettent aussi de capturer et de garder l'humidité. Enfin, elles accélèrent la pousse des cultures et les protègent en limitant la prolifération des épiphytes (organismes végétaux qui croient et vivent sur d'autres végétaux sans se nourrir à leurs dépens) et des parasites.

c. L'industrie pharmaceutique et cosmétique

Certains composants de micro-algues peuvent être utilisés dans le domaine pharmaceutique dont la phycocyanine qui est extraite de *Spirulina* spp. C'est un pigment bleu utilisé dans les industries cosmétiques et alimentaires sous le nom de Linablue. Hautement purifié, elle possède des propriétés de fluorescence qui la font utiliser dans des tests d'immuno-diagnostic. Il est possible qu'elle intervienne dans le traitement du SIDA, le β -carotène est un autre colorant, actuellement extrait de *Porphyridium cruentum*, qui sert en pharmacie comme provitamine A, et en cosmétique comme produit bronzant. Les micro-algues semblent être compétitives comme sources de vitamines A, B₁, B₆, D, E et K. D'autres substances peuvent être extraites: ce sont les acides gras polyinsaturés (comme l'acide arachidonique, l'acide eicosapentaénoïque, et l'acide docosahexaénoïque) utilisés dans les régimes anti cholestérol et diététique, les antioxydants (SOD, tocophénols), et les substances antibactériennes et fongiques.

d. Traitement des eaux usées

Au vu de leur capacité d'assimilation de nombreux nutriments nécessaires à leur croissance, les micro-algues 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). [22] La culture des micro-algues en eaux usées combine l'avantage de traiter ces dernières en produisant au même temps de la biomasse algale qui peut être exploitée pour produire d'autres molécules intéressantes ou de l'énergie. [23]

Conclusion

Les micros-algues sont des micro-organismes photosynthétiques qui présentent une grande diversité morphologique et des caractéristiques biochimiques intéressantes qui leur confèrent un grand nombre d'applications à l'échelle scientifique et industrielle dans différents domaines à savoir : la production de molécules à hautes valeurs ajoutée exploitées dans le domaine pharmaceutique et cosmétique, l'alimentation humaine et animale , la production d'énergie renouvelable ainsi que l'épuration d'eau usée.

II. EAUX USEES

1. Les eaux usées

Les eaux usées sont toutes les eaux de l'activité domestique, agricole et industrielle chargés en substances toxiques qui parviennent dans les canalisations d'assainissement. Les eaux usées englobent également les eaux de pluie et leurs charges polluantes, elles engendrent au milieu récepteur toutes sortes de pollution et de nuisance.

2. Type des eaux usées

On distingue trois types d'eau usée :

2.1. Eau usée domestique

Les eaux usées domestiques sont composées de matières minérales et de matières Organiques. Les matières minérales (chlorures, phosphates, sulfates, etc.) et les matières Organiques constituées de composés ternaires, tels que les sucres et les graisses (formés de Carbone, oxygène et hydrogène, mais aussi d'azote et, dans certains cas, d'autres corps tels Que soufre, phosphore, fer, etc.). [24]

2.2. Eau usée urbaines

Les eaux qui ruissellent sur les toitures, les cours, les jardins, les espaces verts, les Voies publiques et les marchés entraînent toutes sorte de déchets minéraux et organiques : de La terre, des limons, des boues, des silts, des sables, des déchets végétaux (herbes, pailles, Feuilles, graines, etc.) Et toutes sortes de micropolluants (hydrocarbures, pesticides venant des Jardins, détergents utilisés pour le lavage des cours, des voies publiques, des automobiles, Débris microscopique de caoutchouc venant de l'usure des pneumatiques des véhicules. [25]

2.3. Eau usée industriel

Les eaux usées industrielles sont généralement très différentes des eaux usées domestiques (qualité et quantité). En effet, leurs caractéristiques varient significativement d'une industrie à l'autre et en plus des matières organiques et des composés azotés ou phosphorés, elles peuvent également contenir des produits toxiques, des micropolluants minéraux et/ou organiques.

3. Composition des eaux usées

La composition des eaux usées dépend essentiellement de leurs origine (industriels ou domestiques) elles peuvent contenir de nombreuses substances, sous forme solide ou dissoute, ainsi que de nombreux microorganismes. En fonction de leurs caractéristiques physiques, chimiques, biologiques et du danger sanitaire qu'elles représentent, ces substances peuvent être classées en quatre groupes : les matières en suspension, les microorganismes, les éléments traces minéraux ou organiques, et les substances nutritives. [26]

3.1. Les matières en suspension

Les matières en suspension sont généralement de nature biodégradable. La plus grande part des microorganismes pathogènes contenus dans les eaux usées est transportée par les MES. Ce qui donne à l'eau une apparence trouble, un mauvais goût et une mauvaise odeur. Cependant, elles peuvent avoir un intérêt pour l'irrigation des cultures. [27]

3.2. Les micropolluants organique et non organique

Les micropolluants sont des éléments présents en quantité infinitésimale dans les eaux usées. La voie de contamination principale, dans le cas d'une réutilisation des eaux usées épurées, est l'ingestion. C'est la contamination par voie indirecte qui est généralement préoccupante. Ainsi, certains micropolluants, comme les métaux lourds ou les pesticides, peuvent s'accumuler dans les tissus des êtres vivants, et notamment dans les plantes cultivées. Il peut donc y avoir une contamination de la chaîne alimentaire et une concentration de ces Polluants dans les organismes. [26]

3.2.1. Eléments traces

Les métaux lourds retrouvés dans les eaux usées sont présent en grande concentration, les plus abondants sont le fer, le zinc, le cuivre, et le plomb tant dis que l'aluminium, le chrome, ou les manganèses par exemple sont présents à l'état de traces.

Certains éléments traces, peu nombreux, sont reconnus nécessaires, en très faibles quantités, au développement des végétaux : le bore, le fer, le manganèse, le zinc, le cuivre et le molybdène. L'irrigation, à partir d'eaux usées, va apporter ces éléments. [27]

3.2.2. Micropolluants organique

Les micropolluants organique sont très présents et très diverse dans les eaux usées ils proviennent généralement des utilisations domestique des pesticides ou des détergents ou même des eaux pluviales : ruissellement sur les terres agricoles. Ils peuvent aussi provenir de rejets industriels quand ceux-ci sont déversés dans les égouts ou même des traitements de désinfections des effluents par le chlore (haloformes). [28]

3.2.3. Les substances nutritives

L'azote, le phosphore, le potassium, et les oligo-éléments, le zinc, le bore et le soufre, indispensables à la vie des végétaux, se trouvent en quantités appréciables, mais en proportions très variables par rapport aux besoins de la végétation, dans les eaux usées épurées ou non. D'une façon générale, une lame d'eau résiduaire de 100 mm peut apporter à l'hectare :

- de 16 à 62 kg d'azote,
- de 2 à 69 kg de potassium,
- de 4 à 24 kg de phosphore,
- de 18 à 208 kg de calcium,
- de 9 à 100 kg de magnésium,
- de 27 à 182 kg de sodium. [27]

3.2.3.1. L'azote

L'azote se trouve dans l'eau usée sous forme organique ou ammoniacale dissoute. Il est souvent oxydé pour éviter une consommation d'oxygène (O₂) dans la nature et un risque de toxicité par l'ammoniaque gazeux dissous (NH₃), en équilibre avec l'ion ammoniac (NH₄⁺).[29]

3.2.3.2. Le potassium

Le potassium est présent dans les effluents secondaires à hauteur de 10 à 30 mg/l (12 à 36 mg/l de K₂O) et permet donc de répondre partiellement aux besoins. [26]

Il faut noter cependant que, s'il existe, un excès de fertilisation potassique conduit à une fixation éventuelle du potassium à un état très difficilement échangeable, à une augmentation des pertes par drainage en sols légers, à une consommation de luxe pour les récoltes. [30]

3.2.3.3. Le phosphore

La concentration en phosphore dans les effluents secondaires varie de 6 à 15 mg/l (soit 15 à 35 mg/l en P₂O₅). Cette quantité est en général trop faible pour modifier le rendement. [31] Mais s'il y a excès, il est pour l'essentiel retenu dans le sol par des réactions d'adsorption et de précipitation; cette rétention est d'autant plus effective que le sol contient des oxydes de fer, d'aluminium ou du calcium en quantités importantes. On ne rencontre pas en général de problèmes liés à un excès de phosphore. [32]

3.2.3.4. Le chlore et le sodium

Leur origine peut être naturelle (mer : 27g/l NaCl, et terrains salés), humaine (10 à 15g/l NaCl dans les urines/j), ou industrielle (potasse, industrie pétrolière, galvanoplastie, agroalimentaire). [33]

4. Caractéristique des eaux usées

4.1. Caractéristiques physique

4.1.1. Température

La température est un facteur important. Elle permet de corriger les paramètres d'analyse dont les valeurs sont liées à la température (conductivité notamment). De plus en mettant en évidence des contrastes de température de l'eau sur un milieu, il est possible d'obtenir des indications sur l'origine et l'écoulement de l'eau. Il est important de connaître la température de l'eau avec une bonne précision, en effet celle-ci joue un rôle dans la solubilité des sels et surtout des gaz, dans la dissociation des sels dissous donc sur la conductivité électrique, dans la détermination du pH, pour la connaissance de l'origine de l'eau et des mélanges éventuels. Elle agit aussi comme un facteur physiologique agissant sur le métabolisme de croissance des micro-organismes vivant dans l'eau. [34]

4.1.2. Turbidité

La turbidité représente l'opacité d'un milieu trouble. C'est la réduction de la transparence d'un liquide due à la présence de matière non dissoutes. Elle est causée, dans les eaux, par la présence des matières en suspension (MES) fines, comme les argiles, les grains de silice et les micro-organismes. Une faible part de la turbidité peut être due également à la présence des matières colloïdales d'origine organiques ou minérale. [35]

4.1.3. Conductivité

La conductivité est la propriété que possède une eau à favoriser le passage d'un courant électrique. Elle fournit une indication sur la teneur en sels dissous. La conductivité s'exprime en micro Siemens par centimètre. [36]

4.1.4. Matières en suspension Matières décantables

Les matières en suspension représente l'ensemble des particules organiques (MVS) ou minérales (MMS), non dissoutes de la pollution. Elles constituent un paramètre important qui marque le degré de pollution d'un effluent urbain.

➤ Les matières volatiles en suspension (MVS)

Elles représentent la fraction organique des MES et sont obtenue par calcination de ces MES à 525°C pendant 2 heures. La différence de poids entre les MES à 105°C et les MES à 525°C donne la « perte au feu » et correspond à la teneur en MVS en mg/l d'une eau ;

➤ Les matières minérales (MMS)

Elles représentent le résultat d'une évaporation totale de l'eau, c'est-à-dire son « extrait sec » constitué à la fois par les matières en suspension et les matières solubles telles que les chlorures, les phosphates, etc. [37]

Les matières décantables quand a elles sont les matières de grandes tailles, entre 40 micromètres et 5 millimètre et qui se déposent sans traitement physique et chimique.

4.2. Caractéristiques chimique

4.2.1. pH

Le pH d'une eau représente son acidité ou son alcalinité dont le plus important est habituellement la concertation en an hydride de carbone liée à la minéralisation totale.

Les organismes sont très sensibles aux variations de pH, l'influence du pH se fait ressentir par le rôle qu'il exerce sur les autres éléments comme les ions des métaux dont il peut diminuer ou augmenter leur mobilité en solution et donc leurs toxicités.

4.2.2. Oxygène dissous

La concentration en oxygène dissous est un paramètre essentiel dans le maintien de la vie, et donc dans les phénomènes de dégradation de la matière organique et de la photosynthèse.

Une eau très aérée est généralement sursaturée en oxygène (torrent), alors qu'une eau chargée en matières organiques dégradables par des micro-organismes est sous-saturée. En effet, la forte présence de matière organique, dans un plan d'eau par exemple, permet aux micro-organismes de se développer tout en consommant de l'oxygène.

4.2.3. Demande chimique en oxygène DCO

La demande chimique en oxygène (DCO) représente la mesure de la quantité d'oxygène nécessaire pour la dégradation chimique de toute la matière organique biodégradable ou non contenue dans les eaux. Elle est exprimée en mg O₂/l. [38]

4.2.4. Demande biologique en oxygène DBO₅

Exprime la quantité d'oxygène nécessaire à la destruction ou à la dégradation des matières organiques présentes dans les eaux usées par les microorganismes du milieu. Mesurée par la consommation d'oxygène à 20°C à l'obscurité pendant 5 jours d'incubation d'un échantillon préalablementensemencé, temps qui assure l'oxydation biologique des matières organiques carbonées. [28]

4.2.5. Carbone organique total COT

Le carbone organique est constitué d'une grande diversité de composés organiques à plusieurs états d'oxydation, dont certains sont susceptibles d'être oxydés par des procédés chimiques ou biologiques. Ces fractions sont caractérisées par la demande chimique en oxygène (DCO) et la demande biologique en oxygène (DBO).

Certaines matières organiques échappent à ces mesures ; dans ce cas, le dosage du COT est mieux adapté. Il est indépendant de l'état d'oxydation de la matière organique et ne mesure pas les éléments inorganiques tels que l'azote et l'hydrogène qui peuvent être pris en compte par la DCO et la DBO. La détermination porte sur les composés organiques fixes ou volatils, naturels ou synthétiques, présents dans les eaux résiduaires (celluloses, sucres, huiles, etc.). Suivant que l'eau a été préalablement filtrée ou non, on obtiendra le carbone dissous (DCO) ou le carbone organique total (COT). Cette mesure permet de faciliter l'estimation de la demande en oxygène liée aux rejets, et d'établir éventuellement une corrélation avec la DBO et la DCO. [39]

4.2.6. Azote

Dans les eaux usées domestiques, l'azote est sous forme organique et ammoniacale, on le dose par mesure du N-NTK (Azote Totale Kjeldahl) et la mesure du N-NH₄.

Azote Kjeldahl = Azote ammoniacal + Azote organique [33]

L'azote organique, composant majeur des protéines, est recyclé en continu par les plantes et les animaux. L'azote ammoniacal est présent sous deux formes en solution, l'ammoniac NH₃ et l'ammonium NH₄⁺, dont les proportions relatives dépendent du pH et de la température. L'ammonium est souvent dominant ; c'est pourquoi, ce terme est employé pour désigner l'azote ammoniacal ; en milieu oxydant, l'ammonium se transforme en nitrites puis en nitrates; ce qui induit une consommation d'oxygène. [39]

4.3. Caractéristiques microbiologique

4.3.1. Les virus

Ce sont des organismes infectieux de très petite taille (10 à 350 nm) qui se reproduisent en infectant un organisme hôte. [40]

On estime leur concentration dans les eaux usées urbaines comprise entre 10³ et 10⁴ particules par litre. Leur isolement et leur dénombrement dans les eaux usées sont difficiles, ce qui conduit vraisemblablement à une sous estimation de leur nombre réel.

4.3.2. Les bactéries

Les bactéries sont des organismes unicellulaires simples et sans noyau. Leur taille est comprise entre 0,1 et 10 μm. La quantité moyenne de bactéries dans les fèces est d'environ 10¹² bactéries/g. [32] Les eaux usées urbaines contiennent environ 10⁶ à 10⁷ bactéries/100 ml dont 10⁵ proteus et entérobactéries, 10³ à 10⁴ streptocoques et 10² à 10³ clostridium. [27]

4.3.3. Les protozoaires

Les protozoaires sont des organismes unicellulaires munis d'un noyau, plus complexes et plus gros que les bactéries. La plupart des protozoaires pathogènes sont des organismes

parasites, c'est-à-dire qu'ils se développent aux dépens de leur hôte. Certains protozoaires adoptent au cours de leur cycle de vie une forme de résistance, appelée kyste. Cette forme peut résister généralement aux procédés de traitements des eaux usées. [26]

5. Procédés de traitement des eaux

5.1. Traitement préliminaires

Enlèvement des solides grossiers et d'autres grands fragments de l'eau usée brute. [31] En tête d'une station d'épuration, ces procédés permettent de retenir les matières volumineuses grâce à des grilles (dégrillage), les sables (dessablage), les matières flottantes grossières (écumage) et les liquides moins denses que l'eau (désuilage). Les déchets solides peuvent être déchiquetés (dilacération) par des « pompes dilacératrices », cette opération facilitant leur dispersion. [25]

5.1.1. Dégrillage

Le dégrillage et le tamisage permettent de retirer de l'eau les déchets insolubles tels que les branches, les plastiques, etc. En effet, ces déchets ne pouvant pas être éliminés par un traitement biologique ou physico-chimique, il faut donc les éliminer mécaniquement. Pour ce faire, l'eau usée passe à travers une ou plusieurs grilles dont les mailles sont de plus en plus serrées. Celles-ci sont en général équipées de systèmes automatiques de nettoyage pour éviter leur colmatage, et aussi pour éviter le dysfonctionnement de la pompe (dans les cas où il y aurait un système de pompage).

5.1.2. Dessablage

Le dessablage a pour but d'extraire les graviers, sables et autres particules minérales de diamètres supérieures à 0,2 mm contenus dans les eaux usées, de façon à éviter les dépôts dans les canaux et conduits, à protéger les pompes et autres appareils contre l'abrasion,

[41] l'écoulement de l'eau à une vitesse réduite dans un bassin appelé « dessableur » entraîne leur dépôt au fond de l'ouvrage. Ces particules sont ensuite aspirées par une pompe. Les sables extraits peuvent être lavés avant d'être mis en décharge, afin de limiter le pourcentage de matières organiques, sa dégradation provoquant des odeurs et une instabilité mécanique du matériau.

5.1.3. Déshuilage

C'est généralement le principe de la flottation qui est utilisé pour l'élimination des huiles. Son principe est basé sur l'injection de fines bulles d'air dans le bassin de déshuilage, permettant de faire remonter rapidement les graisses en surface (les graisses sont hydrophobes). Leur élimination se fait ensuite par raclage de la surface. Il est important de limiter au maximum la quantité de graisse dans les ouvrages en aval pour éviter par exemple un encrassement des ouvrages, notamment des canalisations. [42]

5.2. Traitement primaire

Le traitement primaire représente l'enlèvement des solides organiques et inorganiques sédimentables ainsi que les matériaux flottants. [31]

La décantabilité des matières dans un bassin est déterminée par l'indice de Mohlman. Cet indice est déterminé chaque jour dans les stations d'épuration importantes afin de vérifier le bon fonctionnement du système.

À la fin de ce traitement, la décantation de l'eau a permis de supprimer environ 60 % des matières en suspension, environ 30 % de la demande biologique en oxygène (DBO) et 30% de la demande chimique en oxygène (DCO). Cette part de DBO5 supprimée était induite par les matières en suspension. La charge organique restant à traiter est allégée d'autant. Les matières supprimées forment au fond du décanteur un lit de boues appelé boues primaires. [43]

5.3. Traitement secondaire

Le traitement secondaire consiste à l'enlèvement des matières organiques solubles et des matières en suspension des eaux usées traitées primaires. [31]

Les procédés d'épuration secondaire (ou biologique) comprennent des procédés biologiques, naturels ou artificiels, faisant intervenir des microorganismes aérobies pour décomposer les matières organiques dissoutes ou finement dispersées. [25] La dégradation peut se réaliser par voie aérobie (en présence d'oxygène) ou anaérobie (en l'absence d'oxygène)

5.3.1. Boues activées

Les boues activées constituent le traitement biologique le plus répandu. [44]

Le procédé consiste à provoquer le développement d'une culture bactérienne dispersés sous forme de floccs, dans un bassin brassé aéré (bassin d'aération) et alimenté en eau à épuré. Dans ce bassin, le brassage a pour but d'éviter les dépôts et d'homogénéiser le mélange des floccs bactériens et de l'eau usée ; l'aération peut se faire à partir de l'eau, l'oxygène de l'eau, du gaz enrichi en oxygène (par le brassage), a pour but de dissoudre ce gaz dans la liqueur mixte, afin de répondre aux besoins des bactéries épuratrice aérobie.

Après un temps de contact suffisant, la liqueur mixte envoyée dans un clarificateur appelé parfois décanteur secondaire, destiné à séparer l'eau épurée des boues. Une partie de ces dernières sont recyclées dans le bassin d'aération pour y maintenir une concentration suffisante pour les bactéries épuratrice L'excédent est extrait du système et évacué vers le traitement des boues. Une boue activée d'une bonne qualité a une couleur blonde légèrement rougeâtre. Le temps de séjour des organismes actifs dans le système est plus élevé que celui de l'eau, ce qui facilite le contrôle de la minéralisation de la matière organique.

i. Avantage des boues activées

- Très bonne qualité de traitement sur le carbone et l'azote
- Adaptation aisée au traitement du phosphore
- Adaptation aux variations de charges organique importantes et aux effluents concentrés
- Adaptation aux variations de charge
- Emprise foncière limitée

ii. inconvénients des boues activées

- Coûts de fonctionnement élevés (coûts d'investissement élevé à relativiser avec les autres filières)
- Exploitation rigoureuse nécessaire
- Production de boues relativement importante
- Dysfonctionnements possibles dus à des pannes
- Faible rendement bactériologique (10^5 à $5 \cdot 10^5$ en E.coli au rejet) mais traitement complémentaire possible par UV notamment (10^3 voire 10^2)
- Technique plus sujette au problème d'intégration environnementale (matériaux, bruits ,...)

5.3.2. Lits bactérien

Le principe de fonctionnement d'un lit bactérien consiste à faire ruisseler les eaux usées, préalablement décantées sur une masse de matériaux poreux ou caverneux qui sert de support aux micro-organismes (bactéries) épurateurs. Une aération est pratiquée soit par tirage naturel soit par ventilation forcée. Il s'agit d'apporter l'oxygène nécessaire au maintien des bactéries aérobies en bon état de fonctionnement. Les matières polluantes contenues dans l'eau et l'oxygène de l'air diffusent, à contre courant, à travers le film biologique jusqu'aux micro-organismes assimilateurs. Le film biologique comporte des bactéries aérobies à la surface et des bactéries anaérobies près du fond. Les sous-produits et le gaz carbonique produits par l'épuration s'évacuent dans les fluides liquides et gazeux. Le rendement maximum de cette technique est de 80 % d'élimination de la DBO5. [45]

5.4. Traitement tertiaire

A l'issue des procédés décrits précédemment, les eaux sont normalement rejetées dans le milieu naturel. Dans le cadre d'une réutilisation des eaux usées épurées (REUE), les eaux usées nécessitent des traitements supplémentaires, essentiellement pour éliminer les micro-organismes qui pourraient poser des problèmes sanitaires. Ce ne sont pas des traitements d'épuration « classiques » (mis à part le lagunage) ; par contre ils sont fréquemment utilisés dans les usines de production d'eau potable. [46]

➤ Traitement bactériologique par rayonnement UV

Le traitement par rayons ultraviolets utilise des lampes à mercure disposées parallèlement ou perpendiculairement au flux d'eau. Leur rayonnement s'attaque directement aux microorganismes. Ce traitement est très simple à mettre en œuvre, car il n'y a ni stockage, ni manipulation de substances chimiques et les caractéristiques chimiques de l'effluent ne sont pas modifiées. La durée d'exposition nécessaire est très courte (20 à 30 s).

➤ Traitement par voie physico-chimique

Le traitement tertiaire inclut un ou plusieurs des processus suivants :

- Désinfection par le chlore ou l'ozone (pour éliminer les germes pathogènes).
- Neutralisation des métaux en solution dans l'eau en faisant varier le pH de l'eau on obtient une décantation de ces polluants.

Conclusion

On peut dire qu'à partir d'une eau usée et grâce aux procédés de traitements, il est possible d'obtenir toute une gamme d'eaux de qualités différentes. A chacune de ces qualités peut correspondre un usage particulier. Il est clair que les traitements qui existent peuvent réduire les concentrations des polluants sous toutes leurs formes, à des niveaux qui sont actuellement considérés comme non dangereux.

III. MATERIELS ET METHODES

1. Prélèvement de l'eau usée sur site

Nous avons effectués un échantillonnage de l'eau usée du décanteur primaire de la station d'épuration STEP BENIMESSOUS en utilisant des flacons en verre ombré stérile (autoclavage à 120°C pendant 20 min). Les échantillons sont stockés dans des glacières pour être transporté dans les brefs délais au laboratoire, les analyses sont effectuées dans un délai maximal de 4 heures.

2. Caractérisation de l'eau usée

2.1. Analyse des métaux lourds

Principe

Le principe consiste à aspirer l'échantillon sous forme liquide dans une flamme à une température de l'ordre de 1 700 à 2 550 °C, de sorte qu'il se forme une vapeur atomique (atomes neutres, libres et a l'état fondamental). On irradie cette vapeur avec une lampe spectrale à cathode creuse. Ces lampes émettent des raies de transition des atomes recherchés. Seuls les atomes recherchés absorbent la radiation excitatrice. Ce qui nous permet de lier l'absorption lumineuse à la concentration des atomes étudiées.

L'analyse des métaux lourds de l'eau usée a été réalisée dans les mêmes conditions spectrales et pour les mêmes courbes d'étalonnages afin de mieux interpréter les résultats obtenus.

Instrumentation

- Une étuve
- Des godets en téflon fermés hermétiquement
- Balance analytique
- Micropipettes réglable, de capacité 1 mL
- Fioles jaugées classe A.

Réactifs

7 mL de HNO₃ 65%

1mL de H₂O₂ 30%

Solution standard à 1,000 g/L de chaque élément à doser (Cd, Fe, Pb, Zn, Mn, Cu).

Méthode

Nous commençons la manipulation par l'étape de minéralisation. Cette étape est réalisée sous une hotte aspirante dans un godet en téflon. Des masses de 5,06g de notre échantillon ont été pesées dans des godets à téflon, puis un volume de 7mL d'acide nitrique (HNO_3) concentré à 65% et de 1 mL d'eau oxygénée (H_2O_2) à 30 % ont été ajoutés, les godets sont fermés hermétiquement avec des pinces et laissés à la température ambiante pendant une heure. Par la suite, les godets ont été placés dans une étuve réglée à une température de 110 °C pendant 120 min.

Après refroidissement, l'échantillon est filtrés dans des fioles jaugées de 50 mL, préparés au préalable, les godets sont rincés plusieurs fois avec de l'eau ultra pure, les fioles sont complétées au trait de jauge par l'eau ultra pure.

Un blanc d'analyse doit être préparé, en mettant 7 mL d'acide nitrique (HNO_3) concentré à 65% et 1 mL d'eau oxygénée (H_2O_2) à 30 % dans un godet en téflon.

Les fioles sont ensuite conservées dans un réfrigérateur à 4 °C pour éviter toute perte et contamination jusqu'au moment d'analyse par spectrophotométrie d'émission atomique.



Figure III.2 : Etapes de la digestion

Le spectrophotomètre utilisé est un (Thermo AAS-Spectrometer Solaar MQZ Zeeman. Double beam optic). programmé par un ordinateur et comprend :

- une source d'émission primaire : une tourelle qui peut contenir six lampes pour un dosage successif
- une source d'atomisation constituant la cellule d'absorption (aspirateur d'échantillon, nébuliseur, une flamme)
- un sélecteur de radiations : monochromateur
- un four à graphite à injection et dilution intelligente avec correcteur par effet Zeeman (effet Zeeman inverse + effet Zeeman transversal).



Figure III.3 : SAA 240FS/240ZAA d'Agilent.

2.2. Caractérisation physico-chimique

a. Détermination de la matière en suspension (MES)

i. Matériels

- fiole
- Entonnoir
- Papier filtre



Figure III.4 : Figure représentant méthode MES

ii. Méthode

On rince le papier filtre de 0.45µm avec de l'eau distillée, on le fait séché dans une étuve pendant 2h à 105°C puis on le pèse on aura alors la masse du papier filtre avant utilisation. Ensuite on prend 100ml d'eau usée qu'on verse à travers le filtre, on laisse décantée jusqu'à filtration totale de l'échantillon.

Après filtration totale de l'eau on remet le filtre dans l'étuve à la même température pendant 2h, on repese, on aura la masse du filtre après utilisation.

$$MES = \frac{M1 - M0}{V} \cdot 1000$$

MES : Concentration en matière en suspension (mg/L).

M0 : Masse du papier filtre avant utilisation (mg).

M1 : Masse du papier filtre après utilisation (mg).

V : Volume d'eau utilisé (mL)

b. Détermination de la demande chimique en oxygène (DCO)

i. Matériels

- Tubes de DCO avec réactifs de digestion (Commerciaux).
- Micropipette (1mL)
- Centrifugeuse
- Digesteur (bloc chauffant) HACH LANGE DT 200
- Spectrophotomètre HACH LANGE DR 6000



Figure III.5 : Tubes commerciaux étalon de DCO

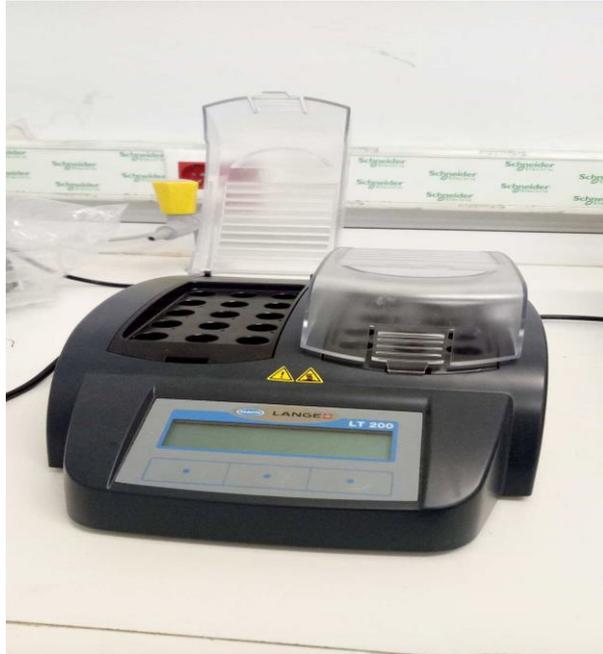


Figure III.6 : Digesteur (bac chauffant)



Figure III.7 : Spectrophotomètre

ii. Méthode

Pour la détermination de la DCO dissoute, après centrifugation de l'échantillon on prélève à l'aide d'une pipette 2 mL du surnageant.

- On homogénéise l'échantillon.
- On introduit le 2,0 mL d'échantillon dans le tube
- On visse le bouchon fermement et on mélange par la suite. Lors du mélange, la chaleur dégagée est très grande. (réaction exothermique)
- On les Porte à reflux dans le digesteur à une température de $150\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 2\text{ }^{\circ}\text{C}$ pendant une période de 2 heures.
- On Laisse refroidir pendant un minimum de 30 minutes.

- On Ajuste la longueur d'onde du spectrophotomètre à 600 nm.
- On Essuie l'extérieur des tubes avant de faire les lectures de la DCO.



Figure III.8 : Tubes étalon après injection eau usée

c. Détermination de la turbidité

La turbidité représente l'opacité d'un milieu trouble. C'est la réduction de la transparence d'un liquide due à la présence de matières non dissoutes. L'appréciation de l'abondance de ces matières mesure le degré de turbidité. Les mesures de turbidité ont donc un grand intérêt dans le contrôle des eaux. Nos mesures on était effectué à laide d'un turbidimètre. HANNA LP 2000 Turbidity Meter

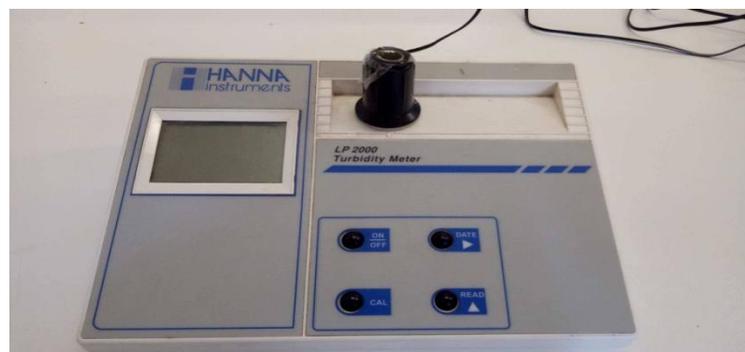


Figure III.9 : Turbidité mètre

d. Détermination du pH

La mesure du pH des eaux usées donne une indication sur l'alcalinité ou l'acidité de ces eaux. Il est important pour la croissance des micro-organismes qui ont généralement un pH optimal variant de 6,5 à 7,5. Des valeurs de pH inférieures à 5 ou supérieures à 8,5 affectent directement la viabilité et la croissance des micro-organismes.

Nous avons mesuré le pH à l'aide d'un pH mètre PHM220 pH METER RADIOMETER ANALYTICAL

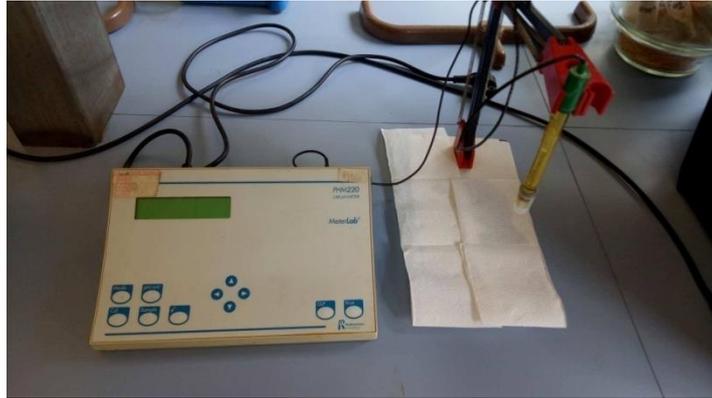


Figure III.10 : pH mètre

3. Préparation échantillons

1.2. Dilutions

Pour la préparation de nos échantillons on a utilisé 16 flacons de 500ml qu'on a remplis à 400ml d'eau usée ou on a varié trois paramètres la concentration, l'autoclavage, et le barbotage.

1.3. Milieux (prétraitement)

1.3.1. Biomasse végétale

Afin d'étudier l'effet d'un prétraitement, nous avons choisis de travailler avec une biomasse végétale (*Ammodaucus leucotrichus*) qu'on a préparé au préalable en la lavant plusieurs fois avec de l'eau bi-distillée ensuite séché, pendant la nuit à 60 ° C, puis stocké dans un dessiccateur. Trois différentes concentration et en utilisant deux modes d'agitation, agitation par Ultrason et agitation magnétique sont utilisés pour réaliser nos expériences pendant 3h.

Pour la réalisation de cette étude, nous avons eu besoin de la biomasse végétale, l'eau usée, un agitateur magnétique multipostes, Ultrason, 6 flacons (3 sont pour l'agitation ultra son et 3 pour l'agitation magnétique). Dès que l'agitation est terminée on retire la biomasse, puis on injecte la mixture algale.

Matériels

- biomasse (*Ammodaucus leucotrichus*)
- flacons
- Eau usée
- Ultrason
- pince en plastique
- Agitateur mécanique



Figure III.11 : Biomasse végétale

Tableau III. 2 : Tableau représentatif échantillons biomasse végétale

Echantillons	Concentration de la biomasse végétale	
	Ultrason	Agitation mécanique
1	0,4 g/L	0,4 g/L
2	0,8 g/L	0,8 g/L
3	1,2 g/L	1,2 g/L

4. Montage du traitement micro-algue

Des flacons en verre de 500 mL remplis d'eau usée à 400 mL, ou est introduit dans un milieu stérile un diffuseur relié à un moteur à air à l'aide d'un tuyau. Les flacons sont fermés avec un coton cardé puis placé dans un incubateur à une température de 20°C sous des lampes LED.

Matériels

- Flacons de 500 mL
- Lampes LED
- Tuyaux
- Diffuseur
- Moteur à air
- Contons Cardé

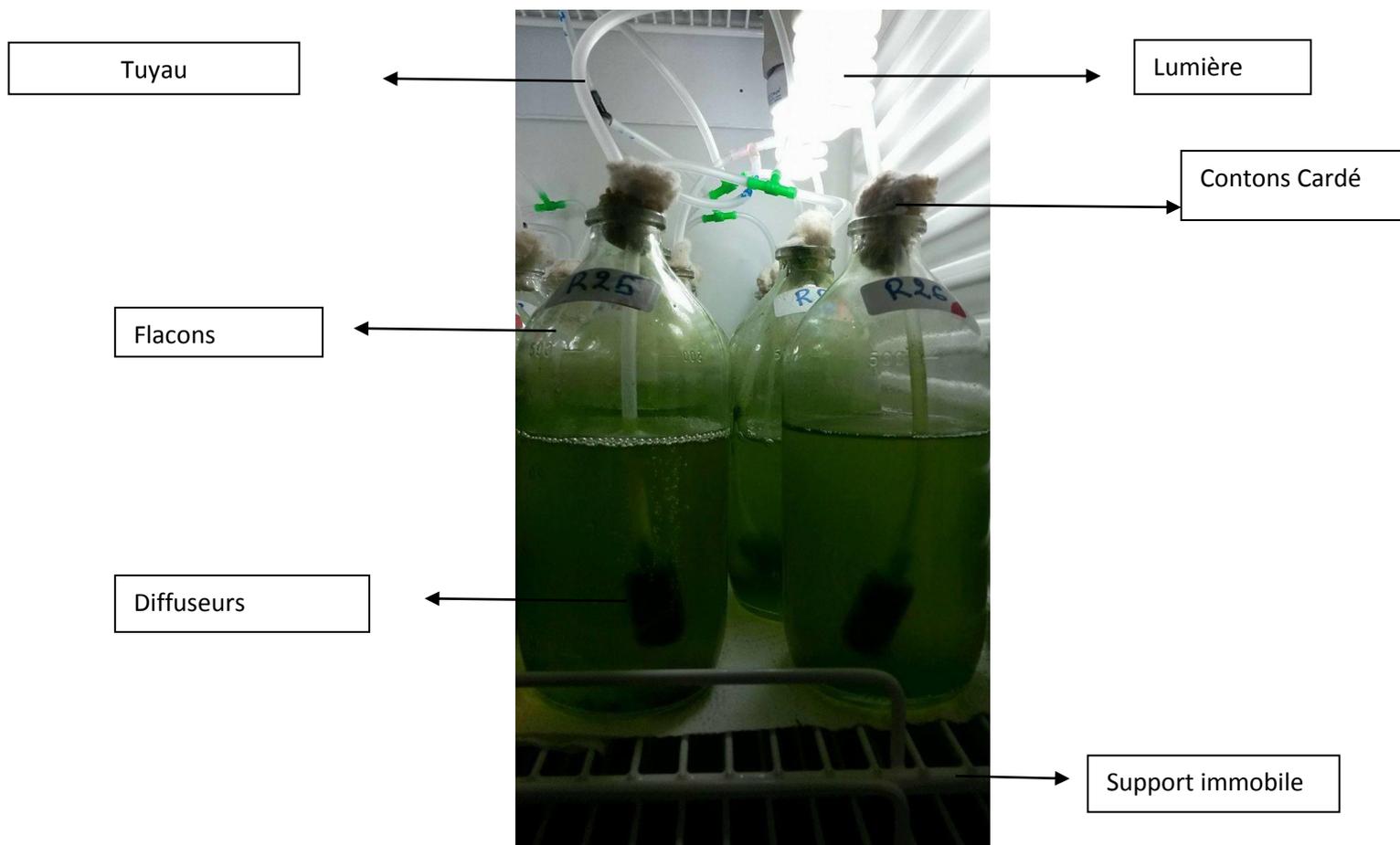


Figure III.12 : Montage de traitement en batch

5. Suivi de la Densité Optique des micro-algues

La détermination de la Do ne sera qu'après une seule injection de 4 mL de mixture algale dans tous les flacons remplis à 400 mL d'eau usée, le système sera donc dit fermé, ou il n'y a aucune entrée ni sortie et aucun échange d'éléments nutritifs ni de biomasse avec l'environnement extérieur pendant la culture.

Spectrophotomètre UV-VIS

Le spectrophotomètre utilisé est un appareil double-faisceau de marque UV SPECORD®210 PLUS. Il permet de quantifier les molécules présentes en solution, capables d'absorber des photons, dans la gamme de longueurs d'onde 190 - 1100 nm. L'absorbance (A) de la solution est calculée à partir de la loi de Beer Lambert :

$$A = \epsilon cl = \log \left(\frac{I_0}{I} \right)$$

ϵ : Coefficient d'absorbance ($1 \text{ mol}^{-1} \text{ cm}^{-1}$), il dépend de la longueur d'onde, de la nature chimique de l'entité et de la température ;

I_0 : Intensité du faisceau incident ;

I : Intensité transmise du faisceau traversant l'échantillon.

Les échantillons sont analysés à la longueur d'onde maximale (correspondant au maximum d'absorption de notre mixture algale. Le λ_{max} est déterminé après balayage des longueurs d'ondes comprises entre 200 et 800 nm sur un échantillon de mixture algale trouvé à 685,5nm.



Figure III.13 : Spectrophotomètre UV-Visible

Détermination du taux de croissance des micro-algues

Le taux de croissance est défini la concentration cellulaire augmente en fonction du temps jusqu'à épuisement du substrat limitant, est calculée à partir de la relation :

$$\mu = \frac{(\ln Do2 - \ln Do1)}{t2 - t1}$$

6. Chlorophylle

La mesure de la chlorophylle a est utilisée comme indicateur de la biomasse phyto-planctonique dans les eaux naturelles. Elle représente le plus important pigment chez les organismes photosynthétiques tandis que la chlorophylle b aide à faire croître le rendement énergétique de la photosynthèse en augmentant la quantité de l'énergie lumineuse absorbée par les micro-algues, afin d'estimer leurs valeurs dans nos échantillons on a appliqué le protocole de ELSEVIER. [47] pour cela on a eu besoin de :

- Acétone à 80%
- Tube a essai
- Micropipette
- Vortex
- Centrifugeuse
- Spectrophotomètre

Nous commençons par pesé chaque tube à essai en notant son poids, respectivement, on prélève dans chacun 2 mL de l'échantillon qu'on veut mesurer, on centrifuge les tubes à l'aide d'une centrifugeuse à 3600 tour/min, pendant 5 minutes. Une fois les échantillons centrifugés, on retire le surnageant à l'aide d'une micropipette et on garde le culot pour ensuite injecter 4 mL d'Acétone pour chaque 50 mg. Nous homogénéisons bien les tube à l'aide d'un vortex jusqu'à obtention d'une solution homogène. Avec un spectrophotomètre on analyse chaque tube avec deux longueurs d'ondes différentes dont 663 correspond à la chlorophylle a et 646 Correspond à la chlorophylle b pour ensuite faire les calcule avec les formules suivantes :

$$Ca = 12,21 \cdot A663 - 2,81 \cdot A663$$

$$Cb = 20,13 \cdot A664 - 5,03 \cdot A663$$

7. Les prélèvements

L'étape d'échantillonnage influence directement la qualité des résultats analytiques obtenus. Des précautions élémentaires doivent être prises pour obtenir un échantillon représentatif afin de minimiser les risques associés à la contamination de l'échantillon par le préleveur.

Afin d'éviter toute contamination, Les prises de nos échantillons ont été faites dans un laboratoire microbiologique.

Matériels

- Micropipette (emboues stérilisé)
- Tubes stérilisés

Les prélèvements comptent les analyses de :

- DO matin et soir
- DCO
- Chlorophylle
- Turbidité

IV. RESULTATS ET DISCUSSIONS

1. Identification des micro-algues

L'objectif de notre travail est d'isoler des micro-algues ayant la capacité d'épurer l'eau usée, pour se faire, nous nous sommes rendu à la sebkha de SOUK AHRAS ou nous avons effectués des prélèvements sur site, afin d'isoler et de cultiver des micro-algues autochtone à cette région

Pour ce faire, nous avons effectué les étapes suivantes :

- 1) Le prélèvement : nous avons commencé par mettre des gants stériles, puis faire sortir les flacons stériles de son emballage, les plonger à l'horizontale et les redresser jusqu'à ce que la bouteille est remplie totalement, alors nous fermons la bouteille. Les bouteilles sont mises dans des sacs isothermes puis dans des glacières, pour maintenir la température constante.
- 2) L'ensemencement : on prépare plusieurs tubes inclinés avec un milieu solide (milieu standard culture micro-algue MBB) pour ensuite effectuer un ensemencement de notre échantillon et les incubent à 20°C pendant 7 jours.
- 3) L'isolement : il consiste à isoler les colonies de couleur verte depuis les différentes autres colonies en les ensemençant dans de nouveaux tubes inclinés contenant le même milieu solide pour ensuite les incubent à 20°C pendant 7 jours.
- 4) Purification : elle permet de faire un deuxième isolement afin de s'assurer qu'il y a que des colonies vertes et les laisser en incubation pendant 14 jours.
- 5) Première culture en milieu liquide : qui consiste à prélevé des colonies à partir des tubes inclinés pour les injecter dans 15 mL du même milieu de culture mais cette fois-ci liquide, on les laissera ensuite en culture pendant 14 jours.
- 6) Deuxième culture en milieux liquide : consiste à injecter le tube de 15 mL dans un erlenmeyer de 100 mL de solution MBB puis laisser la culture se faire pendant 14 jours, on effectuera chaque 15 jours un changement de milieu avec plus de volume afin d'agrandir l'échelle de culture jusqu'à l'obtention d'un ballon de 2 litres.

a. Prélèvement



Figure IV.1 : Eau de la sebkha

Eau usée

b. Ensemencement



Figure IV.2 : Tube incliné avec Ensemencement

Après les 7 jours on remarquera une formation de plusieurs colonies multicolore.

c. Isolement



Figure IV.3 : tube incliné formation colonies

Après 7 jours d'incubation à 20°C nous remarquons la formation de colonies dans le milieu.

d. Purification



Figure IV.4 : formation nouvelles colonies

Après un deuxième isolement, l'étape de purification, ou nous remarquons après 7 jours d'incubation une formation de colonies de même forme et couleurs distinctes.

e. Culture en milieu liquide



Figure IV.5: Culture en milieu liquide dans un tube de 20 mL

Culture milieu liquide tube de 20 mL après 14 jours d'incubation.



Figure IV.6 : Culture en milieu liquide dans un erlenmeyer de 100 mL

Culture milieu liquide erlenmeyer 100 mL après 14 jours d'incubation.



Figure IV.7 : culture micro-algues Dans un tube de 500mL

Culture milieu liquide flacon 500mL après 14 jours d'incubation.



Figure IV.8 : culture micro-algues dans un ballon de 1L

Culture milieu liquide ballon 1 L après 14 jours d'incubation.



Figure IV.9 : Culture prête à l'utilisation dans un ballon de 2L

Culture milieu liquide ballon 2 L après 14 jours d'incubation.

Pour assurer la réussite de l'étape de l'isolement et purification nous avons refait les ensemencements plusieurs fois, afin de vérifier si nous avons des contaminations ou non.

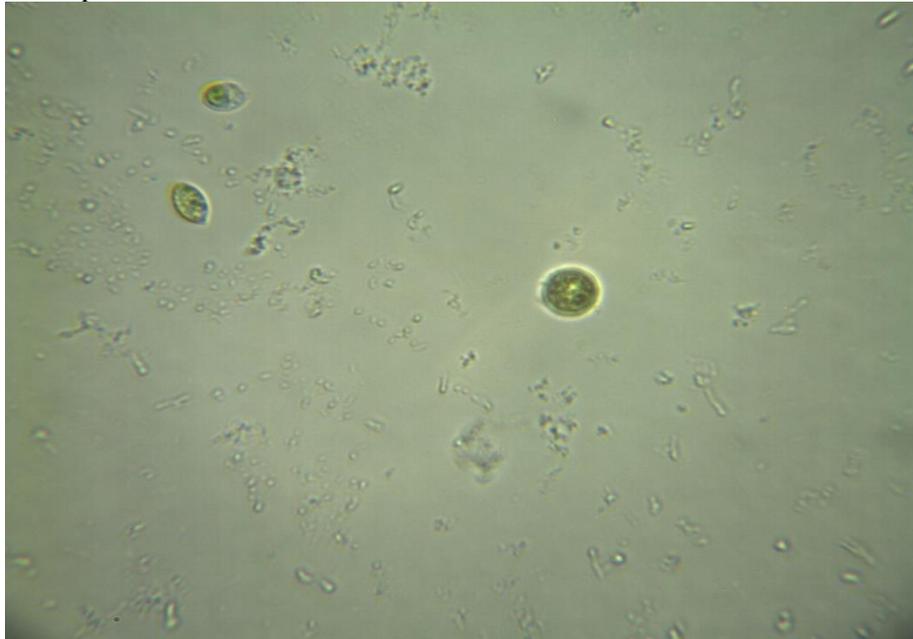




Figure IV.10 : photo microscopique des micro-algues

Les images microscopiques montrent que nous avons une diversité de micro-algues tel que la *Chlorella* sp, *Chlamydomonas* sp, *euglena acus*, *spiruline* sp,

2. Analyse de l'eau usée de la station d'épuration

La caractérisation d'une eau usée nous permet d'évaluer le niveau de pollution dans le but de lui effectuer les traitements appropriés.

2.1 Métaux lourds

Les métaux lourds sont des polluants engendrés par l'activité humaine qui ont un impact toxicologique sur l'environnement. Pour caractériser notre eau usée, nous avons sélectionné six métaux tel que le fer, plomb et le zinc qui sont des nutriments pour les micro-organismes et le nickel, cadmium et le chrome VI qui sont toxique et inhibe la croissance des micro-organismes. Les résultats obtenus sont regroupés dans le tableau IV.1.

Tableau IV.1 Caractérisation eaux usée métaux lourd

Métaux lourds analysés	Concentration eau usée (mg/l)
Fe	0,000
Ni	0,029
Cd	0,000
Pb	0,064
Zn	0,02
Cr	0,103

Nous remarquons d'après le tableau IV.1 que les concentrations des métaux lourds dans l'échantillon analysés d'eau usées sont relativement faible et donc leurs présence dans l'eau est sous formes de traces, ce qui est conformes aux normes d'une eau usées urbaine. [49]

1.1. Paramètres physico-chimique

L'évaluation de la qualité physico-chimique de l'eau usée est primordiale car elle nous permet d'évaluer le niveau de pollution, pour cela nous avons effectué les analyses des paramètres suivants tel que le pH, les matières en suspension, la turbidité et la DCO. Les résultats sont regroupés dans le tableau III.2.

Tableau IV.2. Paramètres physico-chimique eau usée

Paramètres	eau usée
MES	310 mg/l
pH	7,79
Turbidité	59 NTU
DCO	200,9 mg O ₂ /l

La caractérisation physico-chimique de l'eau usée a dévoilé que ces rejets liquides sont très chargés en matière organique en termes de DCO 200.9 mg O₂/l, en MES 310 mg/l, en turbidité 59 NTU mais aussi détient un pH 7,79.

3. Effet de la concentration de la charge polluante

Afin d'étudier l'effet de la concentration de la charge polluantes sur la mixture algale, nous avons fait varier la concentration de l'eau usée en effectuant des dilutions. Le pourcentage en eau usée dans le flacon varie de 20%, 40%, 80% et 100%. Pour mieux voir l'effet des différents paramètres étudiés, nous avons suivi la densité optique des micro-algues en fonction du temps, la turbidité, la DCO et chlorophylle A et B.

- a. Traitement de l'eau usée stérile
 - i. Effet du bullage

Dans le but de voir le pouvoir dépolluant de notre mixture algale, des essais ont été effectués en faisant des dilutions et l'autoclavage de l'eau usée. Le milieu réactionnel est aussi caractérisé par l'introduction de l'air à l'aide d'un diffuseur. Les résultats sont regroupés dans la figure IV.11 suivante :

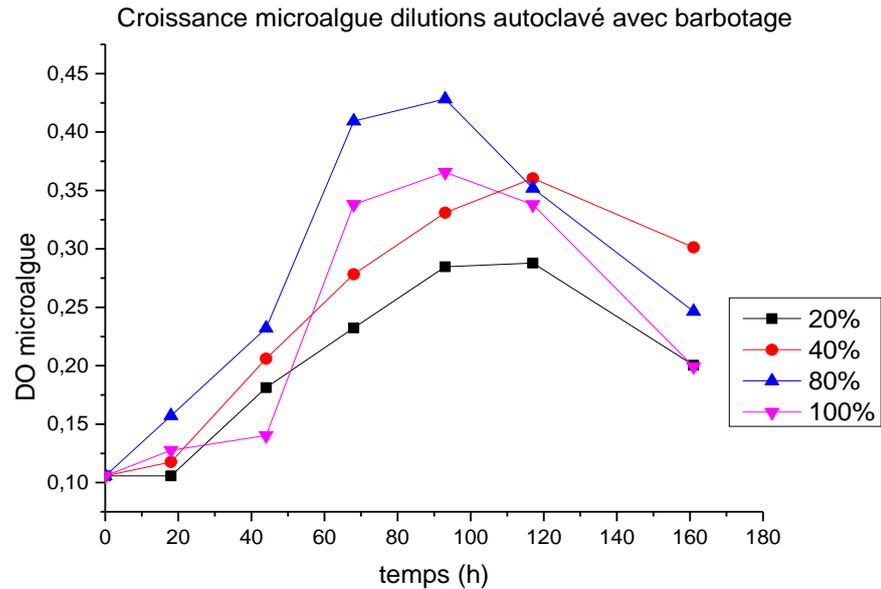


Figure IV.11 Croissance des micro-algues pour les différentes dilutions avec autoclavage avec barbotage

D'après la Figure IV.11, nous remarquons que toutes les phases de croissance des micro-organismes sont respectées. Pour les dilutions de 20 %, la phase de latence dure 20h alors que pour les autres dilutions, elle est inexistante. La phase d'accélération dure entre 20 et 40 h pour les dilutions à 20 et 40% et la concentration de 100%, respectivement. Cette phase, est souvent considérée comme la phase d'augmentation de la vitesse de croissance qui passe plus ou moins rapidement de zéro à sa valeur maximale. La phase exponentielle, commence à partir de 40 h et dure environ 20 h, pour les dilutions 80% et concentration de 100%. Durant cette phase, la vitesse de croissance est maximale et constante. La phase stationnaire ne dure pas longtemps, il résulte de la limitation en nutriments ou que la population a déjà atteint sa densité critique, elle est suivis rapidement par la phase de déclin ou les cellules meurent à un rythme exponentielle ce qui peut être due à une perte irréversible de capacité à se reproduire. La densité optique maximale est observée pour la dilution 80%. L'exploitation du graphe et plus précisément la phase exponentielle nous permet le calcul du taux de croissance, les résultats sont regroupés dans le tableau III.3.

Tableau IV.3 Taux de croissance des micro-algues pour les différentes dilutions avec autoclavage avec barbotage

Echantillons	Taux de croissance (h^{-1})
Dilution 20%	0,0208
Dilution 40%	0,0216
Dilution 80%	0,0150
100%	0,0042

Nous notons que dans le tableau III.3, que la dilution 40 % nous donne un taux de croissance plus élevé et le plus faible est observé pour la concentration de 100%.

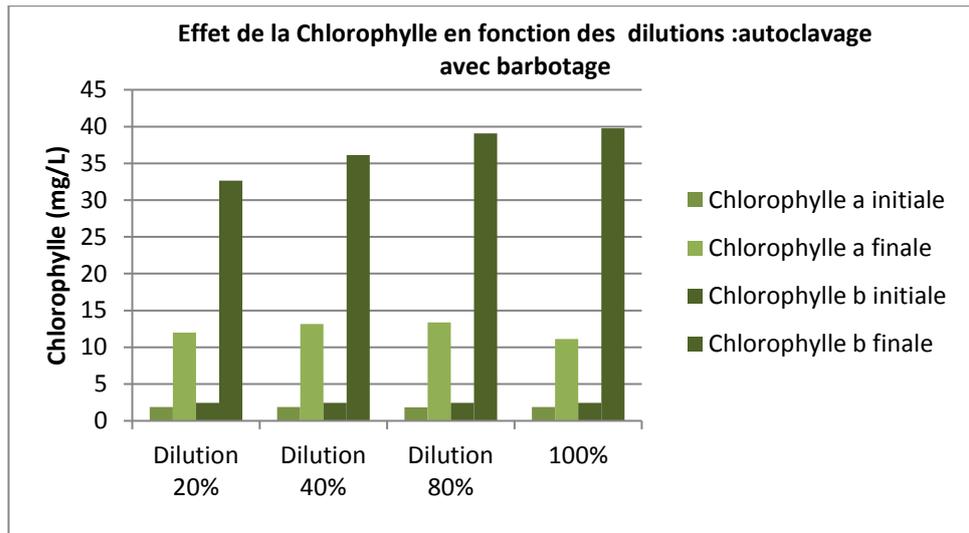


Figure IV.12 : Effet de la Chlorophylle en fonction de la dilution : autoclavage avec barbotage

L'analyse de la chlorophylle a et b avant et après traitement, figure IV.12, montre que la chlorophylle (a) a évolué considérablement, ce qui nous indique une croissance phyto-planctonique mise en œuvre grâce à la photosynthèse, aussi la concentration finale est plus ou moins constante malgré la variation de la dilution. La chlorophylle b quant à elle, elle augmente avec la hausse de la dilution, ce qui montre que le rendement énergétique de la photosynthèse en augmentant la quantité de l'énergie lumineuse absorbée par les micro-algues, en conclusion ces deux chlorophylle se complètent, donc nos résultats prouvent la présence et l'augmentation de l'activité photosynthétique de nos micro-algues.

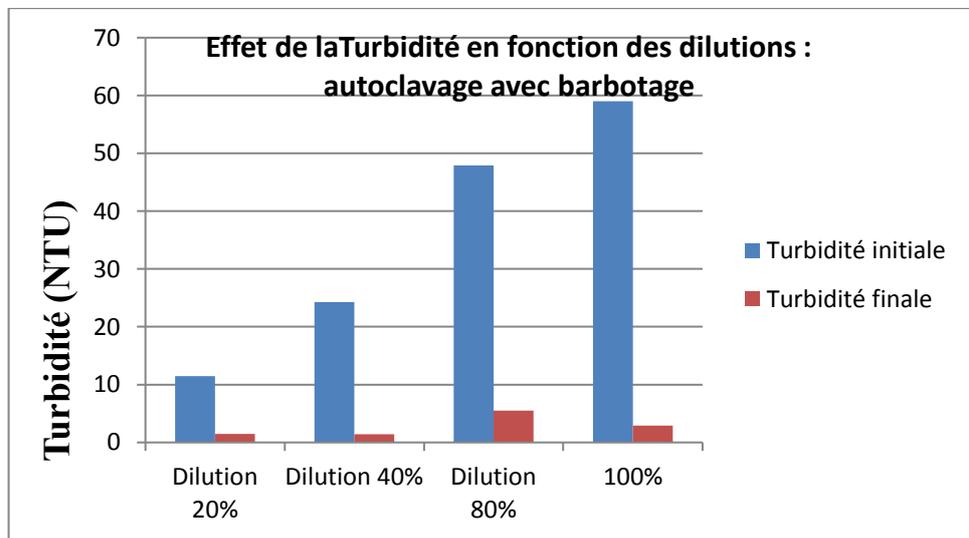


Figure IV.3 : Effet de la turbidité sur la dilution : autoclavage avec barbotage

La turbidité est un paramètre révélateur du degré de la pollution, les résultats sur la figure IV.13, indiquent une diminution évidente pour les quatre dilutions allant de près de 60 NTU jusqu'à peine 2 NTU. Nous pouvons conclure que la présence de particules en suspension minérales ou organiques ou vivantes est pratiquement absente, ce qui montre que notre traitement a donné un résultat très satisfaisant conformes aux normes de rejets OMS. [48]

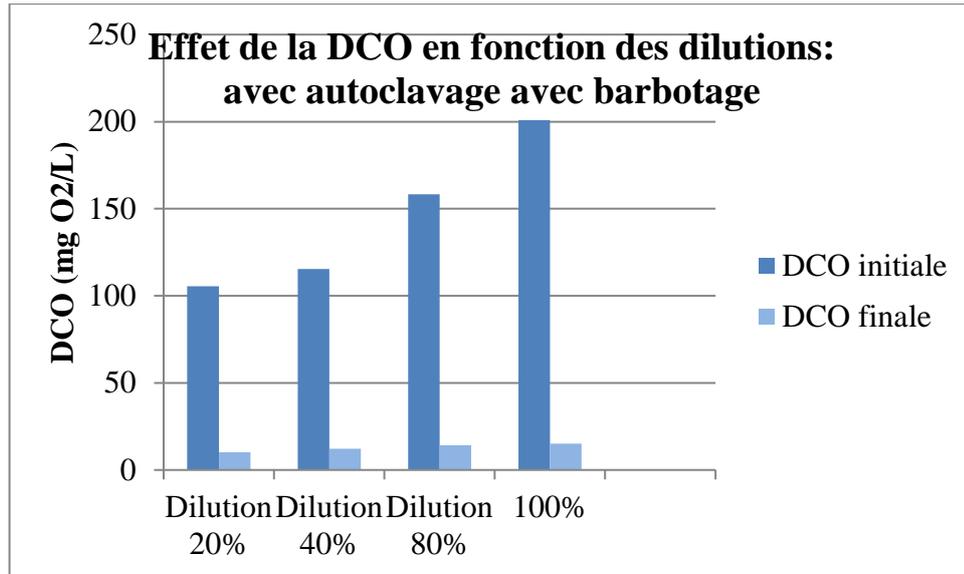


Figure IV.14 : Effet de la DCO en fonction de la dilution : autoclavage avec barbotage

L'analyse de la DCO avant et après analyse, montre que (figure IV.14) que la valeur initiale de la DCO pour la concentration de 100% diminue de 200 mg O₂ /L à 15.16 mg O₂ /L. En ce qui concerne les autres dilutions le même comportement est observé. La comparaison de nos résultats à ceux de la STEP de BENI MESSOUS, où leurs valeurs de DCO finale à la sortie de la station étant de 20 mg O₂ / L, nous avons obtenu un meilleur résultat, aussi les résultats obtenus sont largement satisfaisants et inférieurs aux normes de rejets. [48]

ii. Effet de l'absence du bullage

Dans le but de voir l'effet de l'absence du bullage sur les dilutions dans un milieu autoclavé, des essais expérimentaux sont réalisés, les résultats obtenus sont regroupés dans la figure III.15.

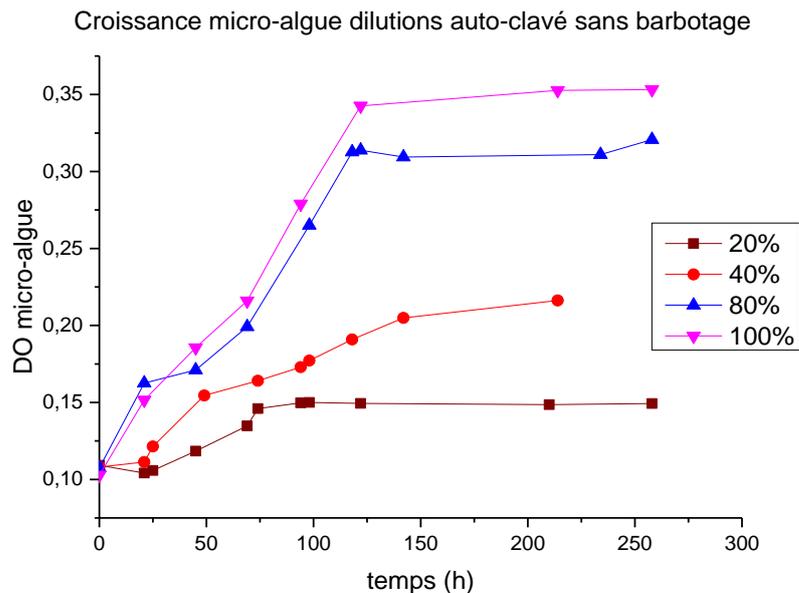


Figure IV.15. Croissance des micro-algues pour les dilutions avec autoclavage sans barbotage

Nous remarquons dans la Figure IV.15. que toutes les phases sont respectées dans les quatre graphes, sauf pour la phase de latence avec les dilutions de 80 et de la concentration 100 %, ou elle est absente. Nous notons que la phase d'accélération dure 5h seulement pour les dilutions 20 et 40%, 60 h pour les dilutions 80 et la concentration 100%. Cela signifie que la vitesse de croissance prend plus de temps pour passer de zéro à sa valeur maximale en augmentant la dilution.

La phase exponentielle dure plus longtemps pour la plus grande concentration, 80 et 100 % (50 h) et moins de temps pour les dilutions 20 et 40 %, ce qui nous pousse à dire qu'un changement des concentrations en nutriment a un impact direct sur la durée du temps et de la vitesse de croissance.

Contrairement aux essais de bullage, la densité Optique maximale des micro-algues augmente avec la hausse de la valeur de la dilution.

Le calcul des taux de croissance dans la phase exponentiel sont regroupées dans le tableau IV.4.

Tableau IV.4 Taux de croissance des micro-algues pour les dilutions avec autoclavage sans barbotage

Echantillons	Taux de croissance (h ⁻¹)
dilution 20%	0,006
dilution 40%	0,0111
dilution 80%	0,0160
100%	0,0085

Le tableau IV.4 montre que la dilution à 80% nous donne le meilleur taux de croissance, Nous remarquons que l'absence du bullage influe négativement sur le taux de croissance, ou nous remarquons un écart considérable entre les valeurs.

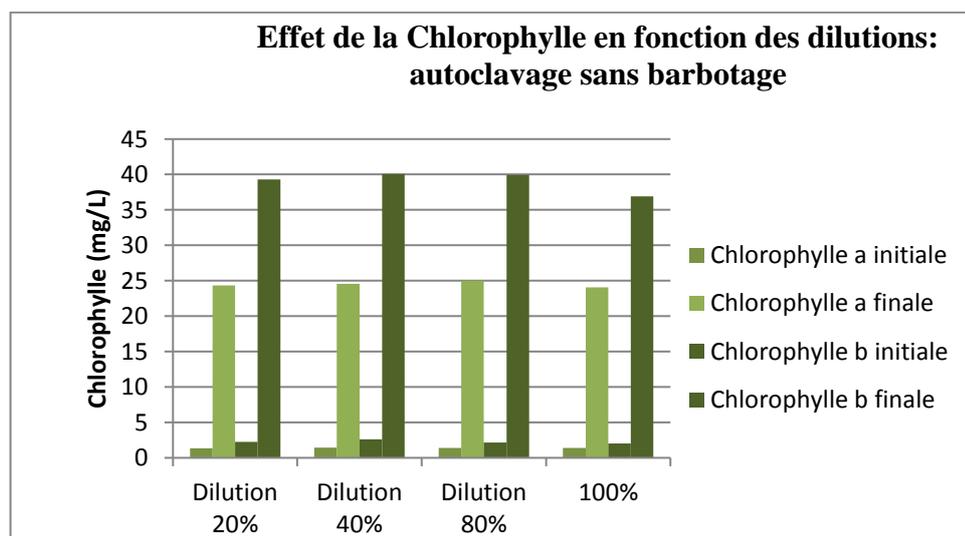


Figure IV.16 Effet de la chlorophylle en fonction de la dilution : autoclavage sans barbotage

L'analyse de la chlorophylle (figure IV.16) montre que la chlorophylle (a) a évolué considérablement jusqu'à atteindre une valeur constante quel que soit la dilution. Cette valeur est deux fois supérieure par rapport aux valeurs avec bullage.

La croissance de la chlorophylle (b) quand a elle augmente jusqu'à atteindre un maximum puis elle diminue, ces valeurs sont presque égale à la valeur maximale obtenu avec bullage.

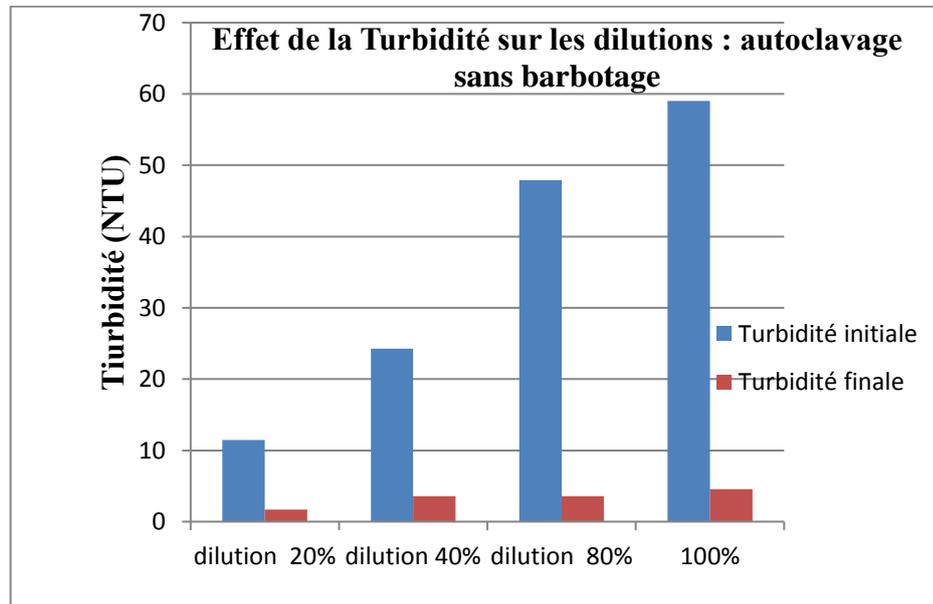


Figure IV.17 : Effet de la turbidité en fonction de la dilution : autoclavage sans barbotage

Les dilutions autoclavées sans bullage montre une importante diminution de la turbidité allant jusqu'à plus de 90 % pour les valeurs initiales des dilutions égale à 80 et la concentration de 100 %. L'ensemble des valeurs de la turbidité sont au-dessous de 5 NTU, ce qui est conforme aux normes de rejets OMS. [48]

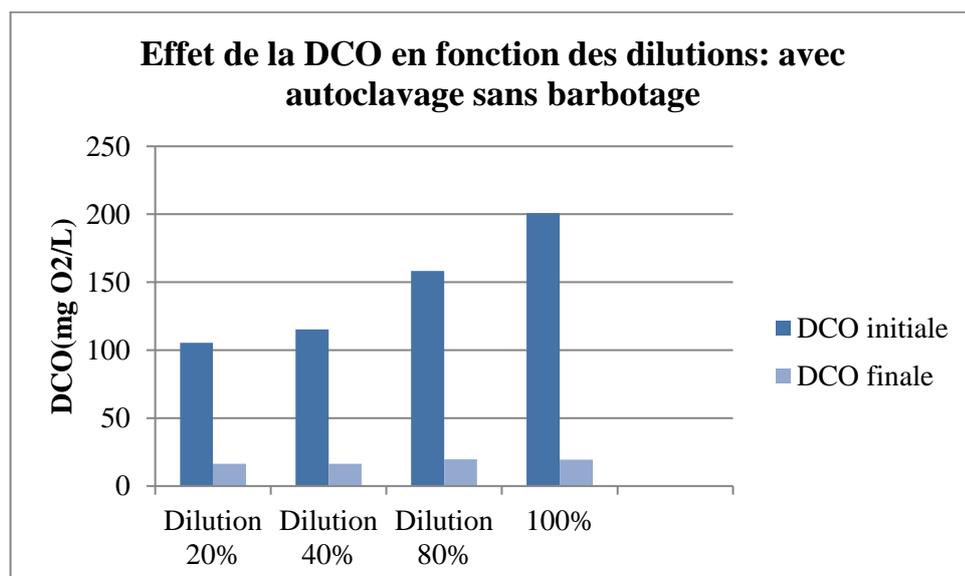


Figure IV.18 : Effet de la DCO sur la dilution : autoclavage sans barbotage

L'analyse de la DCO avant et après traitement indique (figure III.18) un abattement considérable de ce paramètre. L'ensemble des valeurs finales sont inférieures à 20 mg O₂/L. Ces valeurs sont dans la même gamme des essais avec bullage. Nos résultats sont inférieurs à ceux obtenus à la sortie de la STEP BENI MESSOUS et aux normes de rejets. [48]

b. Traitement de l'eau usée réel (sans autoclavage)

i. Effet du bullage

Dans le but de voir le pouvoir dépolluant de notre micro-algue dans les conditions réelles des eaux usées, nous allons voir en même temps l'effet de la dilution et bullage. Les résultats des expériences sont regroupés dans la figure III.19.

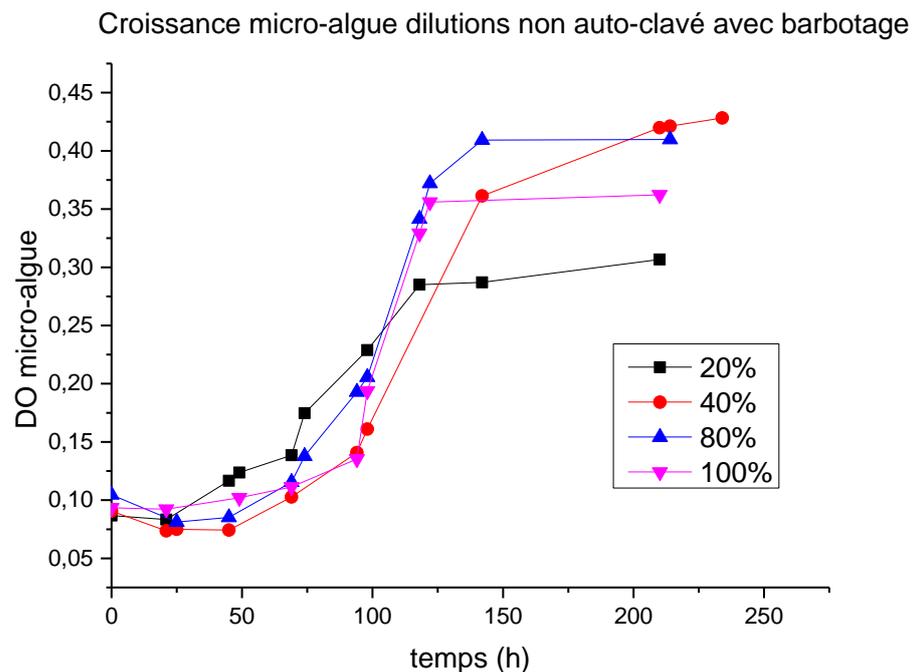


Figure IV.19 : Croissance des micro-algues pour les dilutions sans autoclavage avec barbotage

La Figure IV.19 représente des courbes de croissance pour des dilutions 20%, 40%, 80% et concentration de 100% de l'eau usée réel en présence de diffuseur d'air, montrent que toutes les phases de croissance sont respectées. La durée de la phase de latence est de 20 h pour l'ensemble des dilutions. Alors que cette phase était inexistante dans les essais précédents. Ce qui montre l'intérêt de la stérilité du milieu dans le traitement des eaux usées.

La densité optique maximale est obtenu en utilisant la dilution 40 % qui représente donc le milieu idéal dans ce cas due à la plus disponibilité suffisante des nutriments, la plus faible représente la première dilution 20%.

Tableau IV. 5 : Taux de croissance des micro-algues pour les différentes dilutions sans autoclavage avec barbotage

Echantillons	Taux de croissance (h ⁻¹)
Dilution 20%	0,0127
Dilution 40%	0,0335
Dilution 80%	0,0215
Dilution 100%	0,0896

Nous remarquons que le taux de croissance maximal est égal à 0,0839 h⁻¹ quand l'eau usée est à l'état réel sans dilution (100%) et une plus faible valeur de 0,0127 pour la plus faible concentration de 20%. Ce qui montre que la présence de charge polluante influe positivement sur le taux de croissance, ce comportement est différent par rapport aux essais précédents (l'eau usée autoclavé) ou la charge polluante est un facteur limitant la croissance des micro-algues.

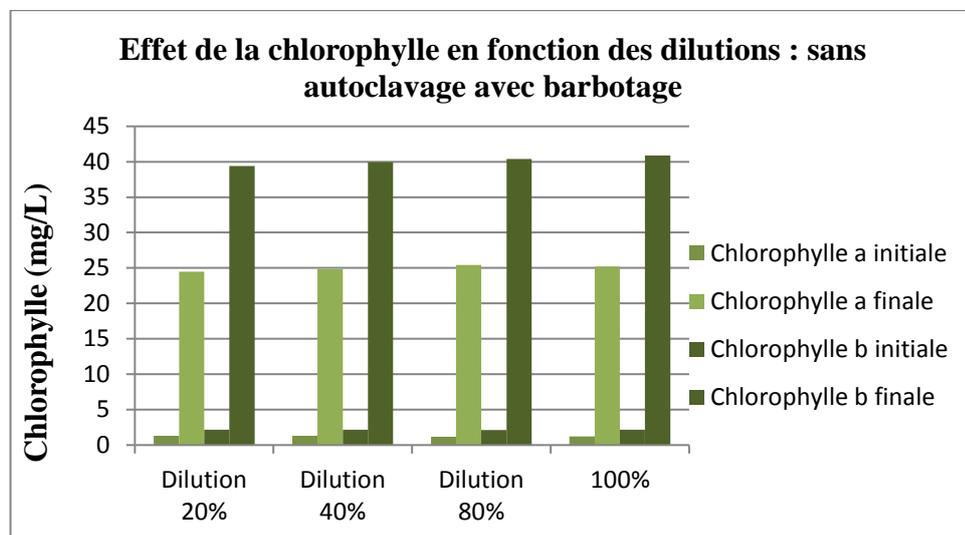


Figure IV.20 Effet de la chlorophylle en fonction de la dilution : sans autoclavage avec barbotage

D'après la figure IV.20 les chlorophylles a et b ont évolué de la même manière que les essais précédents. Nous remarquons aussi que la chlorophylle a en milieu réel est largement supérieur à celui autoclavé.

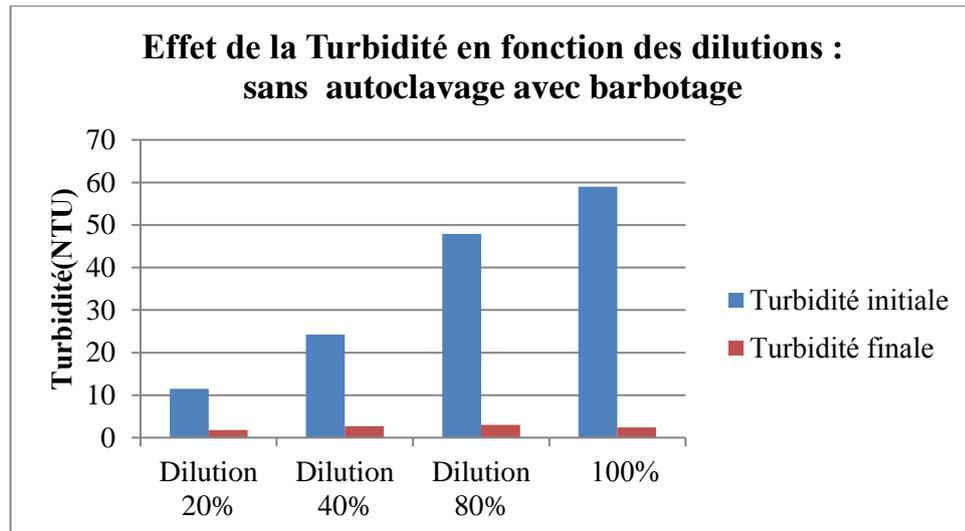


Figure IV.21 Effet de la turbidité en fonction de la dilution sans autoclavage avec barbotage

Même en milieu réel et quel que soit la dilution la turbidité a considérablement diminué, nous pouvons conclure que notre micro-algues peuvent réduire la charge polluante dans ces conditions.

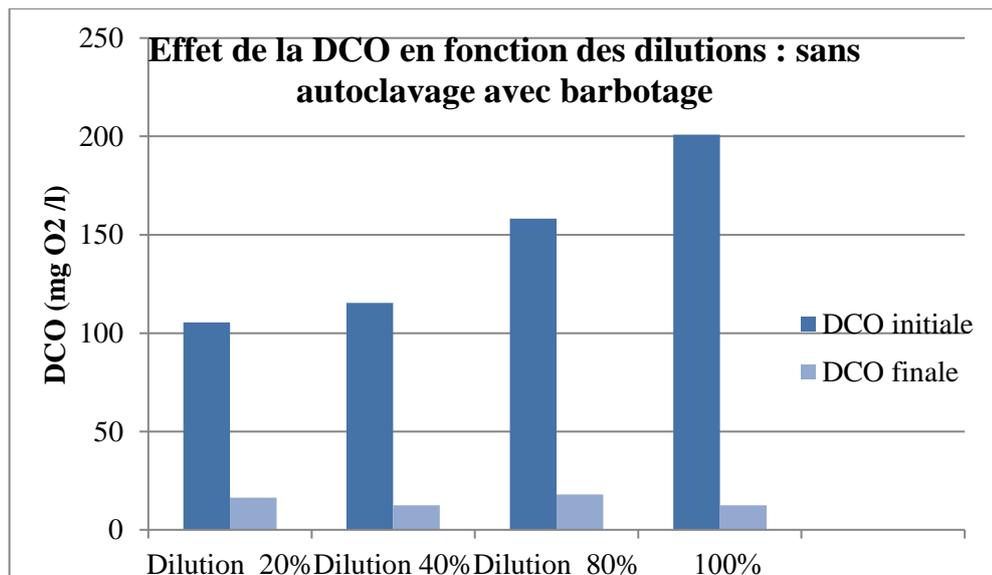
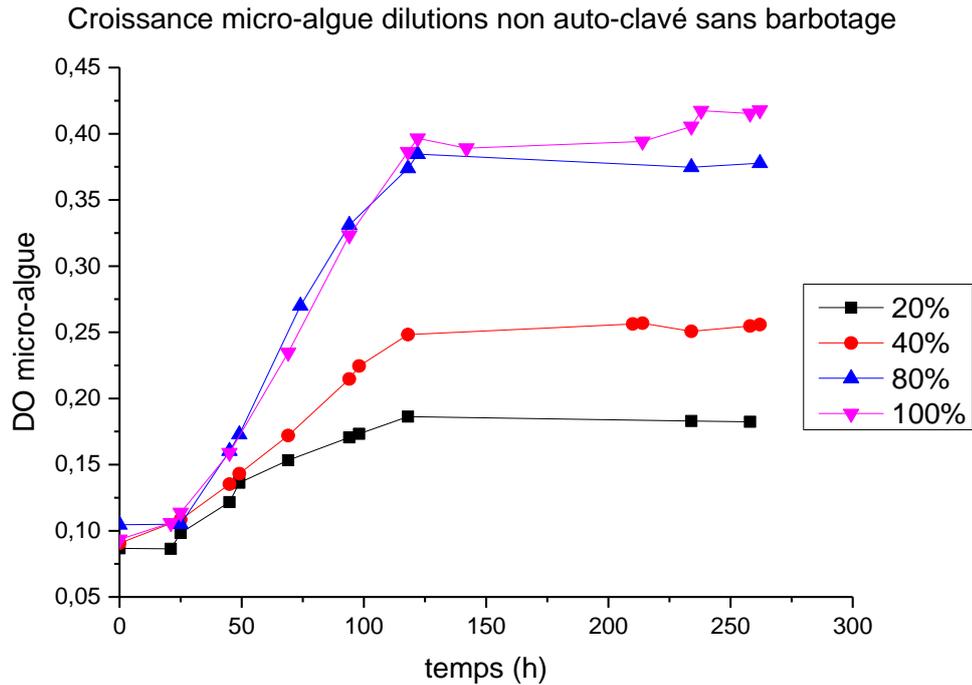


Figure IV.22 Effet de la DCO en fonction des dilutions sans autoclavage avec barbotage

Nous remarquons d'après la figure IV.22 que la valeur initiale de la DCO finale est inférieure à 17 mg O₂ /L, quel que soit la valeur de la dilution. Les résultats obtenus sont dans la même gamme des essais précédents et largement satisfaisants et inférieurs aux normes de rejets. [48]

ii. Effet de l'absence du bullage

Dans le but de voir l'effet de l'absence du bullage dans nos essais expérimentaux sur le traitement d'un effluent réel par une mixture algale isolé de sebka de SOUK AHRAS, des essais expérimentaux ont été réalisés, les résultats obtenus sont regroupés dans la figure IV. 13.



Figure

IV.23 Croissance des micro-algues pour les dilutions sans autoclavage sans barbotage

La Figure IV.23 représente les courbes de croissance des dilutions de l'eau usée réel sans bullage, les phases de latence sont observées uniquement pour les pourcentages 20 et 80 %, la durée de cette dernière est égale à 20 h.

Une similitude d'évolution est toujours observée quel que soit la variation de la dilution.

La densité optique maximum est observée quand la concentration est à 100% suivi de la dilution de 80%, la plus faible valeur est relevée pour la faible dilution (20 %). Les résultats du calcul du taux croissance sont illustrés dans le tableau IV.6.

Tableau IV.6 Taux de croissance des micro-algues pour les différentes dilutions sans autoclavage sans barbotage

Echantillons	Taux de croissance (h^{-1})
Dilution 20%	0,0323
Dilution 40%	0,0114
Dilution 80%	0,0192
100%	0,0154

Le tableau IV.6 démontre que sans barbotage de l'air, les micro-algues le taux de croissance est plus grand quand l'eau usée réel est dilué de 20 %. Cette valeur est entre deux à trois fois supérieures aux autres valeurs des taux de croissances. Ce résultat affirme la nécessité du billage dans notre traitement.

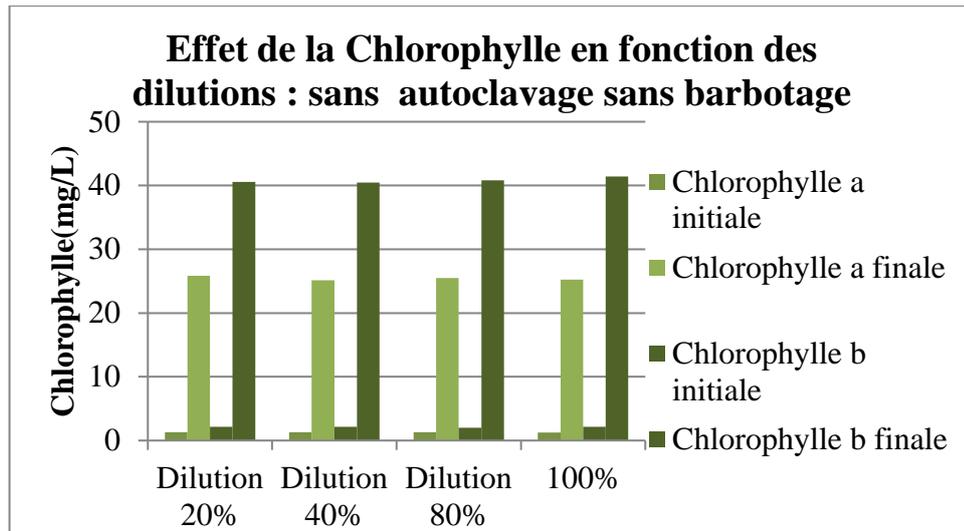


Figure IV.24 Effet de la Chlorophylle en fonction des dilutions sans autoclavage avec barbotage

Malgré la diminution des valeurs des taux de croissance, les concentrations des chlorophylles a et b reste dans la gamme des résultats obtenus précédemment (figure IV.24). Les valeurs de la concentration des chlorophylles a et b finaux sont constants quel que soit la valeur de la dilution. Ce comportement est identique à l'essai précédent, ce qui montre que la chlorophylle a et b est produite en même quantité quel que soit la dilution et l'aération si le milieu n'est pas autoclavé.

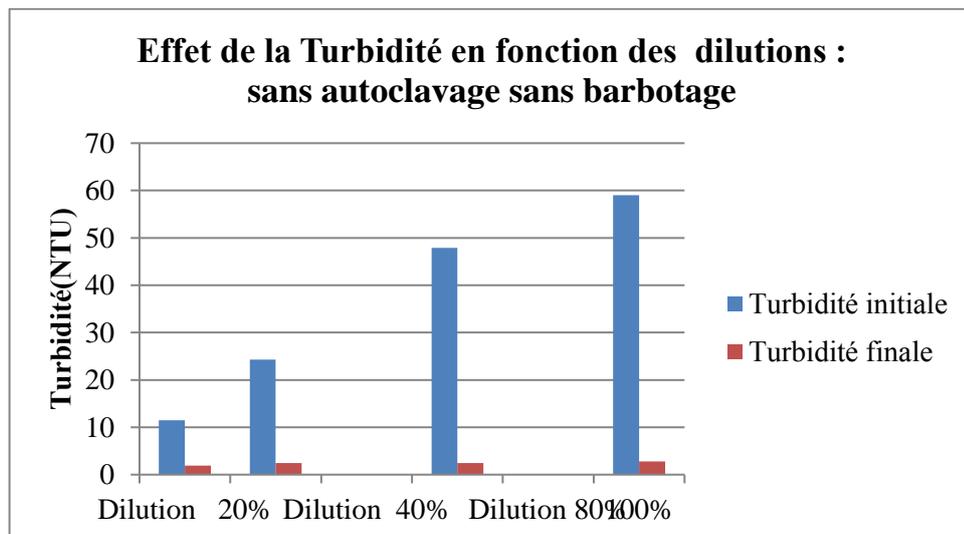


Figure IV.25. Effet de la Turbidité en fonction des dilutions sans autoclavage sans barbotage

La turbidité des dilutions ont diminuées de 83% pour les petites concentrations et ont atteint jusqu'à moins 95% pour les plus grandes concentrations, ce qui montre que nous sommes toujours conformes aux normes de rejets. [48]

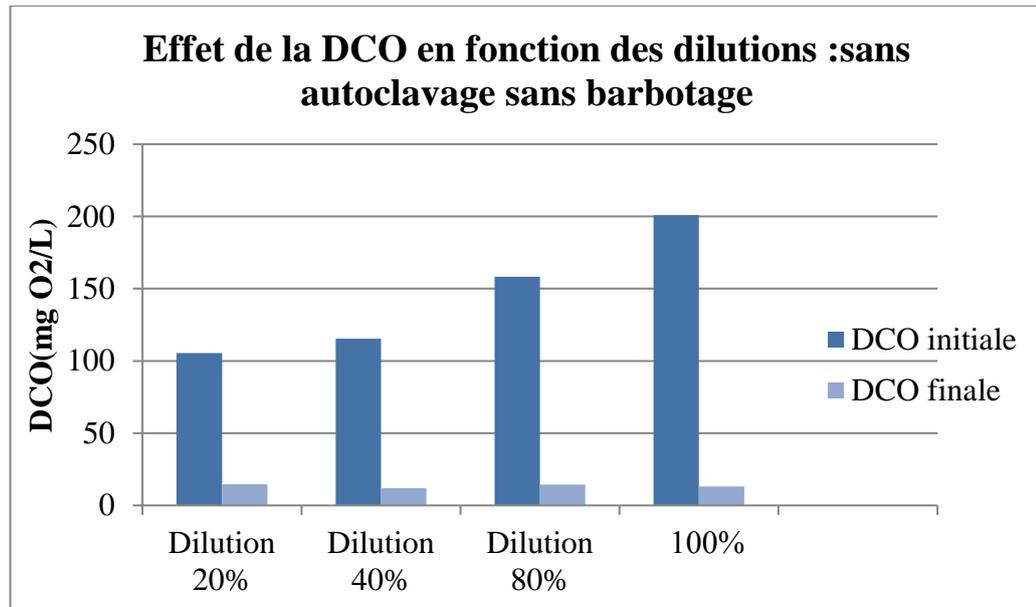


Figure IV. 26 Effet de la DCO en fonction des dilutions sans autoclavage sans barbotage

Nous observons d'après la figure IV.26, les valeurs finaux de la DCO pour les différentes dilutions sont inférieures à 15 mg O₂ /L. les résultats obtenue sont identiques aux essais précédents, donc largement satisfaisant et inférieurs aux normes de rejets. [48]

c. Effet du prétraitement

3.1. Effet couplage sonolyse– traitement biologique

Afin d'observer l'effet du couplage de deux procédés, la sonolyse suivi du traitement biologique par des micro-algues, nous avons choisi de travailler avec la concentration de 100 %. Nous avons commencé notre traitement par le procédé de sonolyse durant 3 h après une optimisation du e a des travaux antérieur, suivi du procédé de biodégradation par des micro-algues avec bullage. Les résultats obtenus sont regroupés dans la figure IV.27.

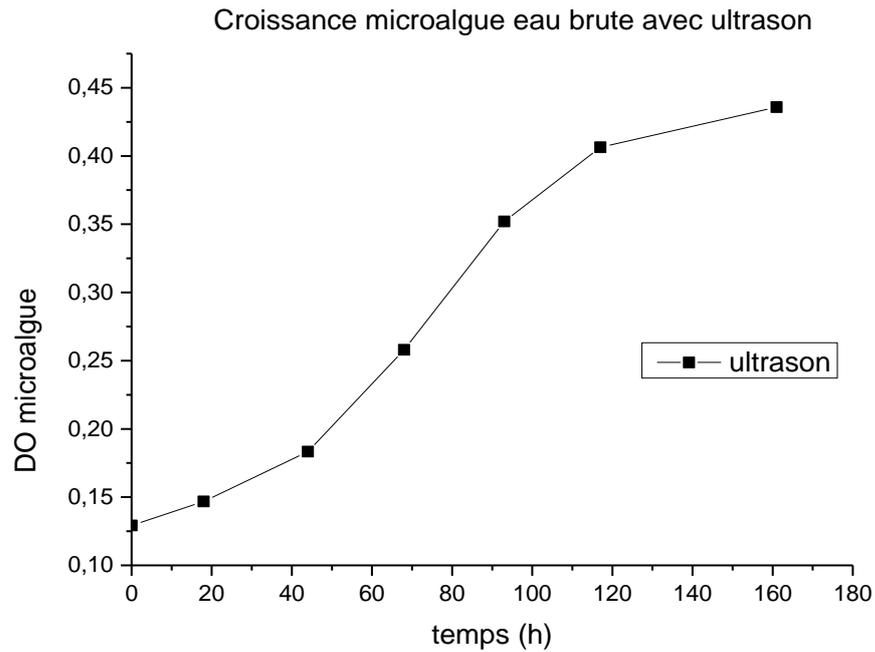


Figure IV.27 croissance des micro-algues pour l'eau brute avec ultrason

D'après la figure IV.27, nous remarquons l'absence de la phase de latence, donc nous n'avons pas de phase d'adaptation au milieu de la part de la micro-algue, ce comportement a été observé quand le milieu réactionnel était stérile. La densité optique maximale est égale à 0.4358

Tableau IV.7 Taux de croissance de la micro-algue pour l'eau brute avec ultrason

Echantillons	Taux (h^{-1})
Eau brute ultrason	0,0142

Le taux de croissance calculé dans la phase de croissance est égal à $0,0142h^{-1}$, cette valeur est la plus faible par rapport aux valeurs obtenues précédemment, ce qui montre que la sonolyse influe négativement sur la croissance de la mixture algale

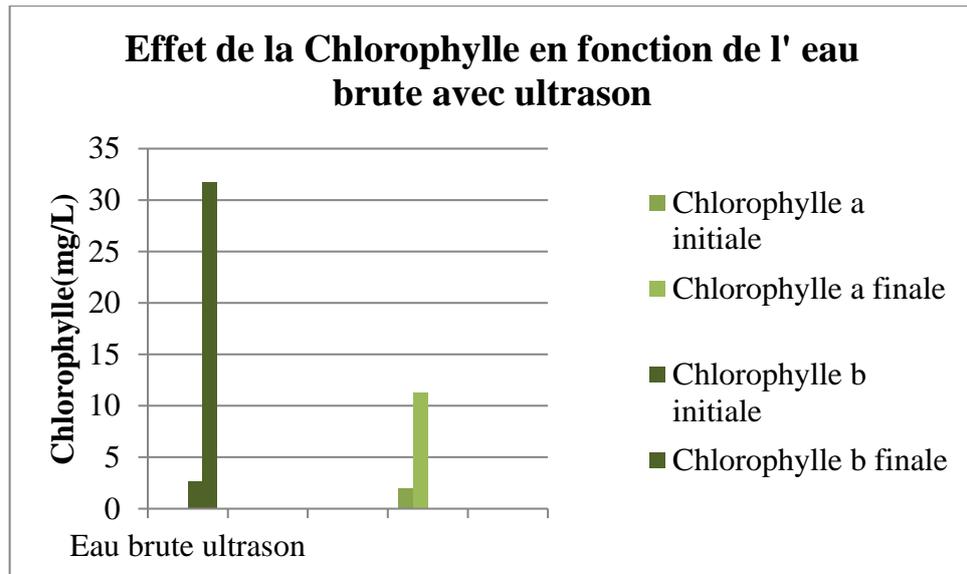


Figure IV.28 Effet de la Chlorophylle en fonction de l'eau brute avec ultrason

La figure IV.28, montre une évolution identique avec les essais précédents, la gamme de concentration est en accord avec celui du milieu stérile avec bullage.

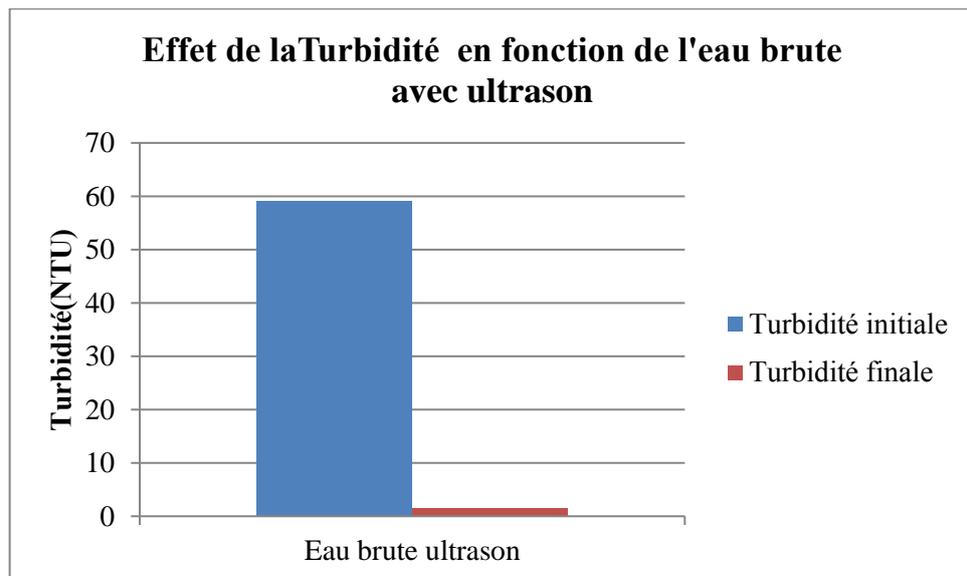


Figure IV.29 Effet de la Turbidité en fonction de l'eau brute avec ultrason

A noter que la turbidité de l'eau brute traitée avec les procédés sonolyse-biodégradation (figure IV.29) a diminué d'au moins 98% de la valeur initiale (1,56 NTU). Cette valeur montre le couplage des deux procédés est efficace pour ce type d'eau.

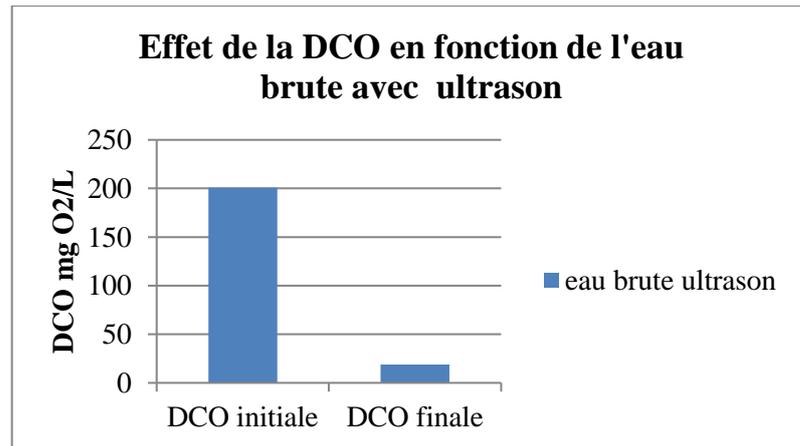


Figure IV.30 Effet de la DCO en fonction de l'eau brute avec ultrason

La Figure IV.30, nous donne une idée sur les valeurs initiale et finale de la DCO de l'eau brute avant et après traitement. La DCO a chuté à une valeur clairement plus inférieure à l'initiale, elle représente une diminution de près de 93% de la valeur initiale.

3.2. Effet couplage biosorption – traitement biologique

La biosorption a été choisie dans le but d'étudier l'effet du couplage du procédé, ou nous avons utilisé une biomasse végétale (*Ammodaucus leucotrichus*). Trois concentrations ont été retenues, les résultats obtenus sont regroupés dans la figure IV.21.

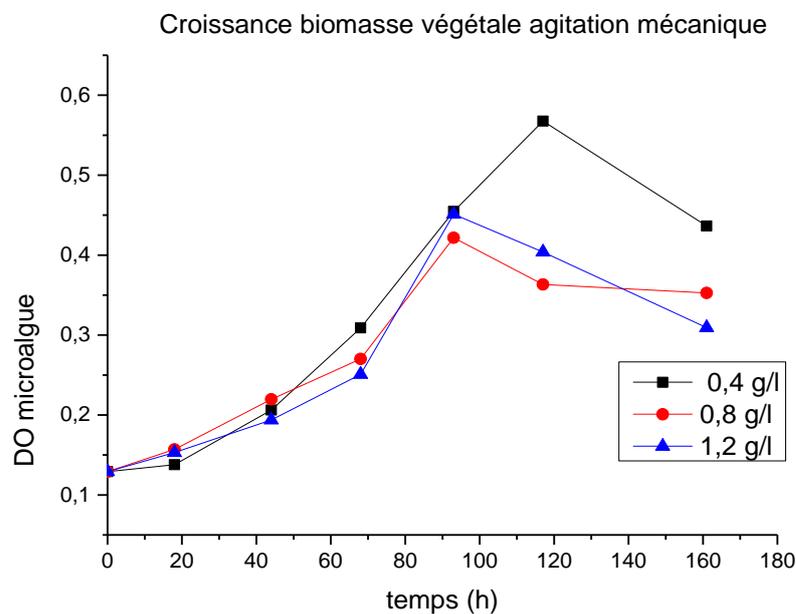


Figure III.31 Croissance des micro-algues pour la biomasse végétale avec agitation mécanique

La Figure IV.31, montre que la phase de latence est absente, ce qui confirme que les prétraitements favorisent l'élimination de cette phase d'adaptation. La densité optique maximale est obtenue pour la plus faible concentration 0,4 g/L de la biomasse.

Tableau IV.8 Taux de croissance des micro-algues pour la biomasse végétale avec agitation mécanique

Echantillons	Taux de croissance (h^{-1})
Biomasse 0.4 g/L	0,0168
Biomasse 0.8 g/L	0,0178
Biomasse 1.2 g/L	0,0234

Le tableau IV.8, nous démontre que le taux de croissance croît avec l'augmentation de la concentration de la biomasse végétale, la plus grande valeur du taux de croissance ($0,0234 h^{-1}$) est obtenue pour la concentration de la biomasse égale à 1,2 g/L.

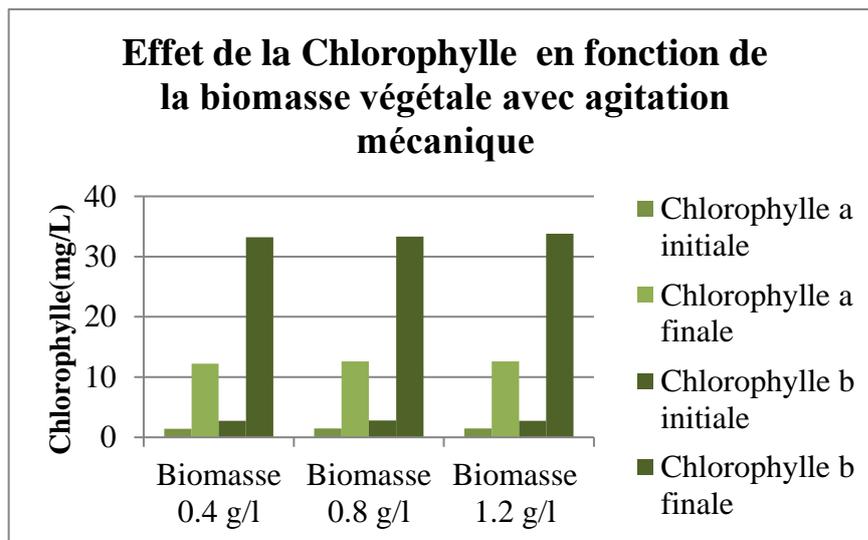


Figure IV.32 Effet de la Chlorophylle en fonction de la biomasse végétale avec agitation mécanique

La chlorophylle a et b est en accord avec les résultats trouvés précédemment, les concentrations obtenues rentrent dans la gamme des concentrations déjà étudiées.

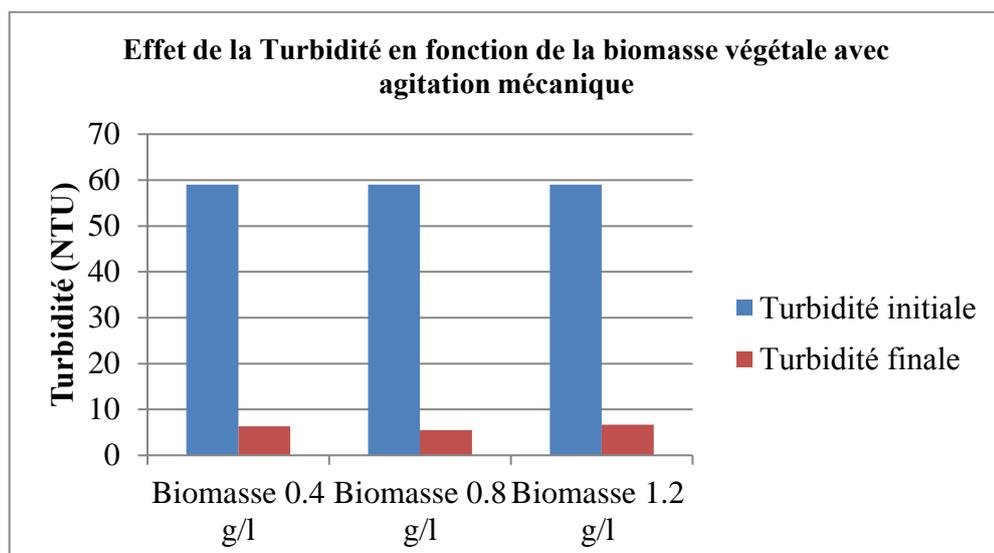


Figure IV.33 Effet de la Turbidité en fonction de la biomasse végétale avec agitation mécanique

A noté que la turbidité de l'eau brute traitée avec les procédés adsorption-biodégradation (figure IV.33) a diminué de 60 à 5 NTU. Cette valeur montre que le couplage des deux procédés est efficace pour ce type d'eau.

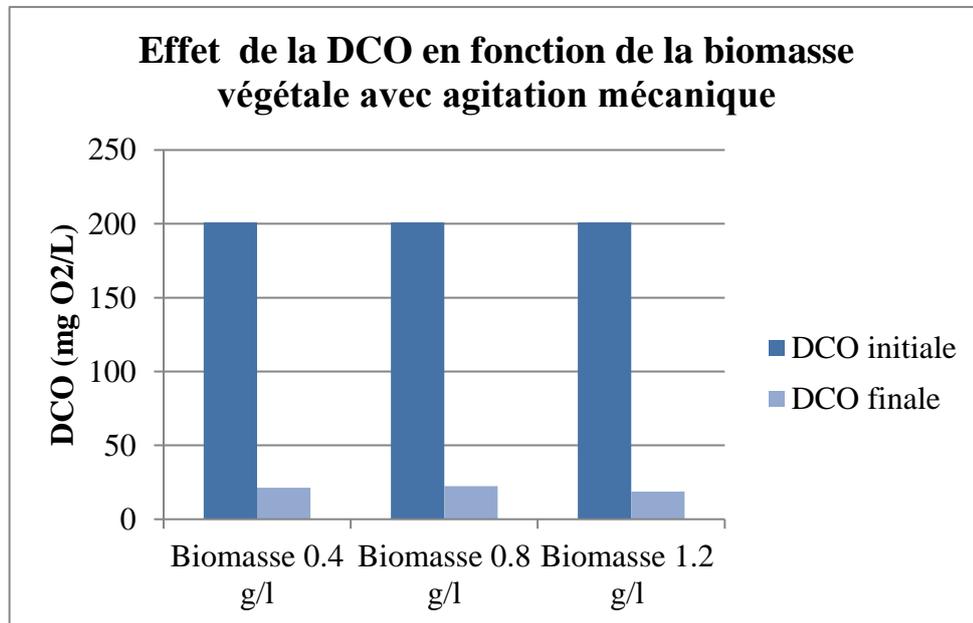


Figure IV.34 Effet de la DCO en fonction de la biomasse végétale avec agitation mécanique

La Figure IV.34, nous donne une idée sur les valeurs initiale et finale de la DCO de l'eau brute avant et après traitement par les procédés biosorption-biodégradation. La DCO a chuté à une valeur clairement plus inférieure à l'initiale, elle représente une diminution jusqu'à moins de 20 mg O₂/L.

3.3. Effet couplage sonolyse - biosorption – traitement biologique

Dans le but de voir l'effet du couplage de trois procédés à voir la sonolyse, la biosorption et la biodégradation, des essais expérimentaux ont été réalisés, les résultats obtenus sont regroupés dans la figure IV.35

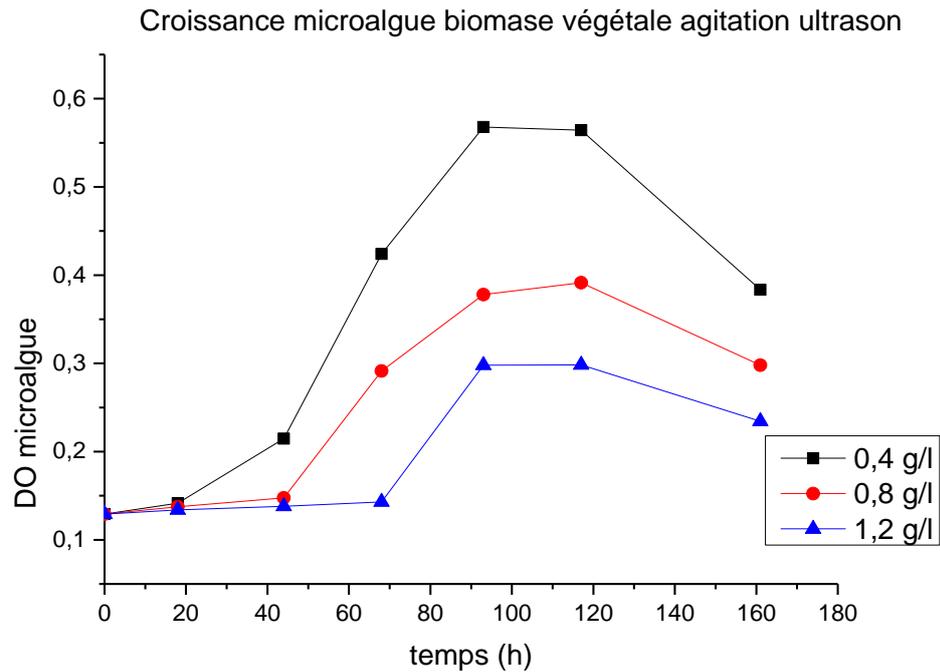


Figure IV.35 Croissance des micro-algues pour la biomasse végétale avec agitation ultrason

La Figure IV.35, montre que la phase de latence est absente, ce qui confirme que les prétraitements favorisent l'élimination de cette phase d'adaptation. La densité optique maximale est obtenus pour la plus faible concentration 0,4 g/L de la biomasse. Ce comportement est identique au procédé de couplage sonolyse –biodégradation.

Tableau IV.9 Taux de croissance des micro-algues pour la biomasse végétale avec agitation ultrason

Echantillons	Taux de croissance (h^{-1})
Biomasse 0,4 g/l	0,0283
Biomasse 0,8 g/l	0,0283
Biomasse 1,2 g/l	0,0294

Le tableau IV.9, nous démontre que le taux de croissance est plus ou moins constant avec l'augmentation de la concentration de la biomasse végétale, la plus grande valeur du taux de croissance ($0,0294 h^{-1}$) est obtenue pour la concentration de la biomasse égale à 1,2 g/L.

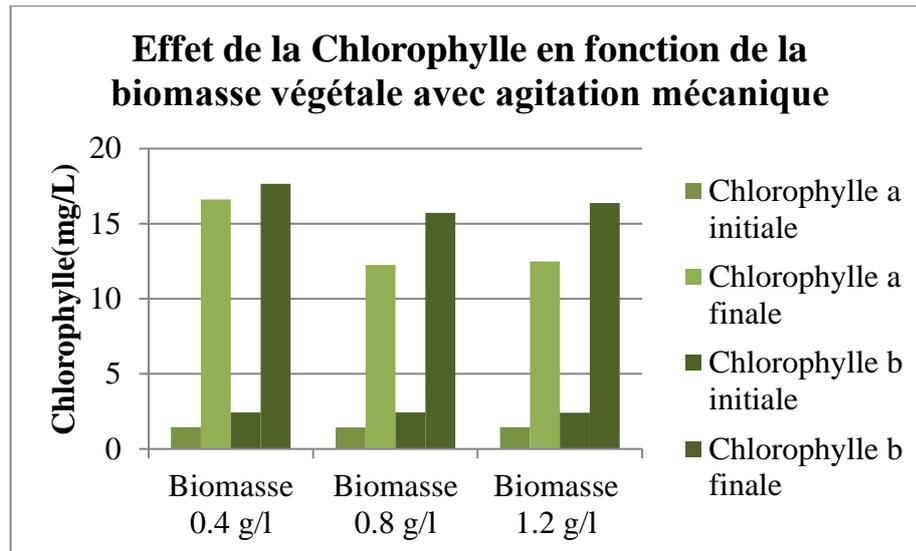


Figure IV.36 Effet de la Chlorophylle en fonction de la biomasse végétale avec agitation ultrason

La chlorophylle a et b est en accord avec les résultats trouvés précédemment, les concentrations obtenues sont très faibles par rapport à la gamme des concentrations déjà étudié.

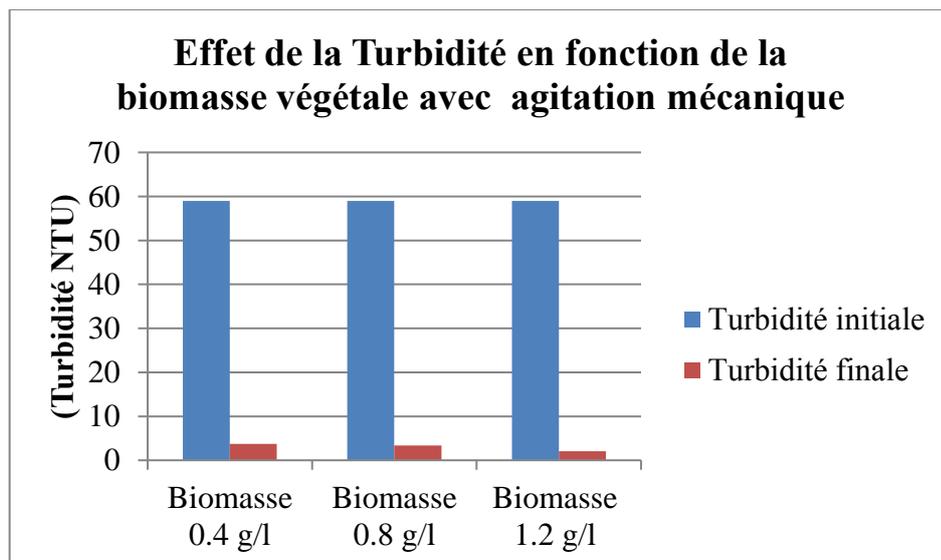


Figure IV.37 Effet de la Turbidité en fonction de la biomasse végétale avec agitation ultrason

A noté que la turbidité de l'eau brute traitée avec les procédés adsorption-biodégradation (figure IV.37) a diminué de 60 à 4 NTU. Cette valeur montre le couplage des deux procédés est efficace pour ce type d'eau.

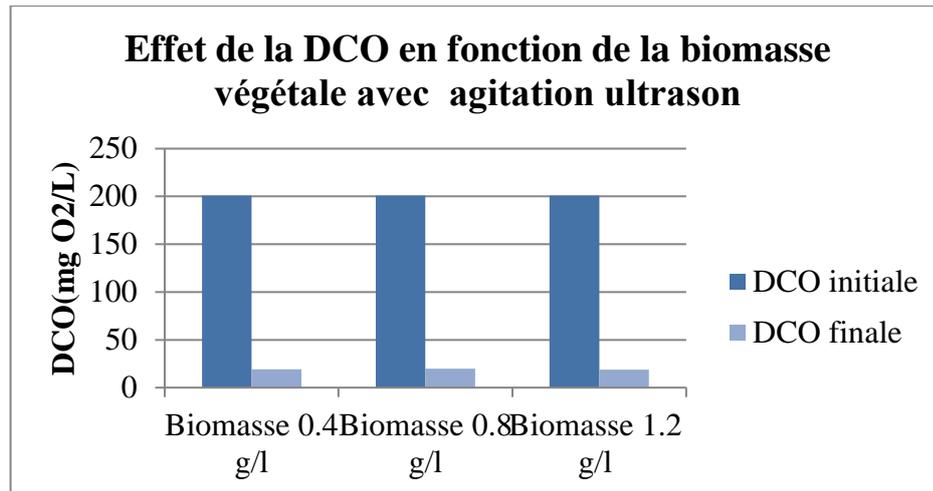


Figure IV.38 DCO biomasse végétale agitation ultrason

La Figure IV.38, nous donne une idée sur les valeurs initiale et finale de la DCO de l'eau brute avant et après traitement par les procédés biosorption-biodégradation. La DCO a chuté à une valeur clairement plus inférieure à l'initiale, elle représente une diminution jusqu'à moins de 19,5 mg O₂ /L.

3.4. Effet couplage in situ biosorption-traitement biologique

Dans le but de voir l'effet du couplage in situ biosorption – biodégradation, un essai expérimental est réalisé, les résultats obtenus sont regroupés dans la figure IV.39

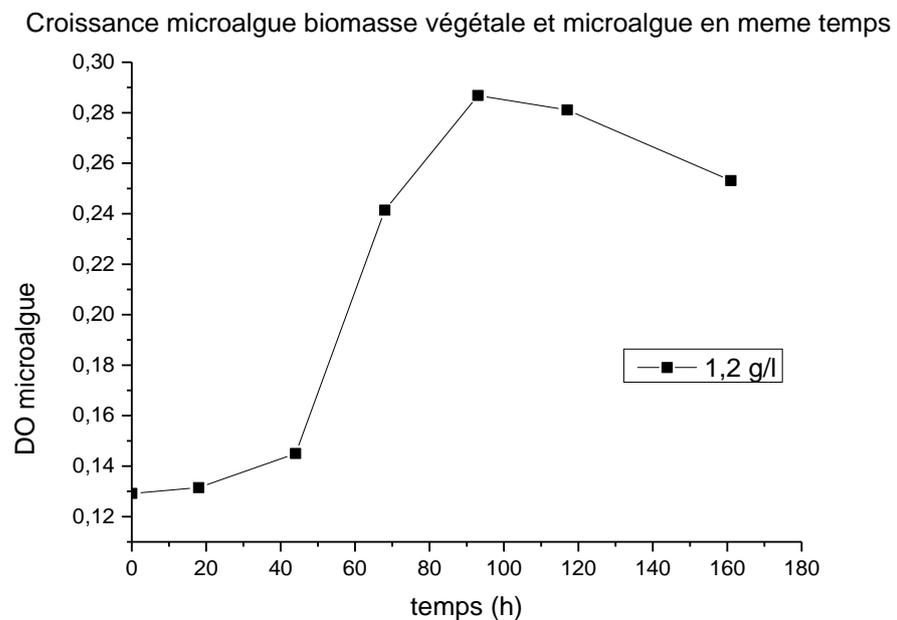


Figure IV.39 Croissance des micro-algues pour la biomasse végétale et la micro-algue en même temps

D'après la Figure IV.39, on remarque que toutes les phases sont respectées la phase de latence dure et d'accélération dure 20 h, respectivement. La phase exponentielle débute au bout de 40h et dure 20 h, également.

Au bout de 90h on remarque le début de la phase stationnaire ou la densité optique est constante. la densité maximale est égal à 0,2868

Tableau IV.10 Taux de croissance des micro-algues pour la biomasse végétale et la micro-algue en même temps

Echantillons	Taux de croissance (h^{-1})
Biomasse végétale et micro algue en même temps	0,0212

La valeur du taux de croissance obtenu est légèrement inférieure à celui obtenu avec les mêmes procédés utilisés en série, ce qui montre l'effet de l'utilisation du procédé en série.

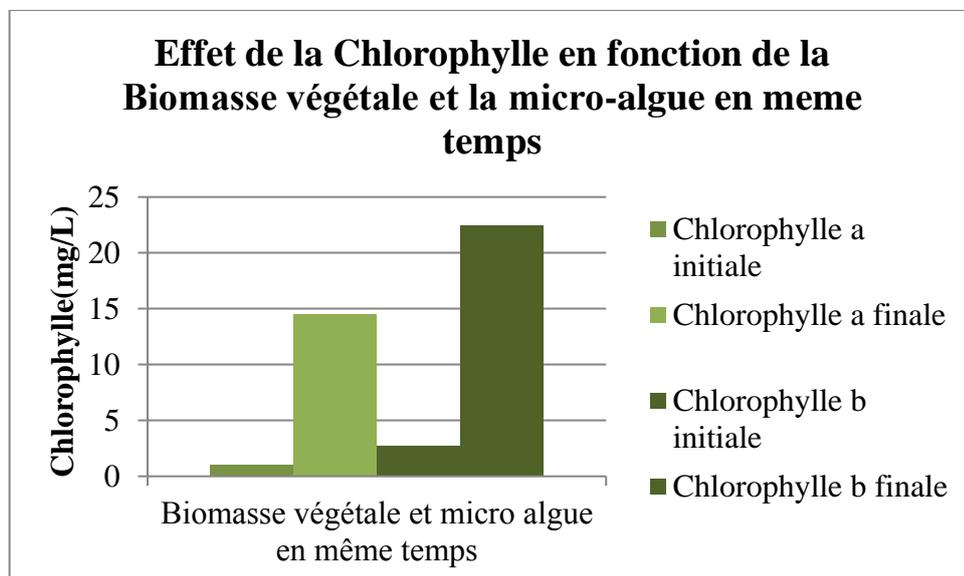


Figure IV.40 Effet de la Chlorophylle en fonction de la biomasse végétale et micro-algue en même temps

La chlorophylle a et b est en accords avec les résultats trouvés précédemment, les concentrations obtenues sont très faibles par rapport à la gamme des concentrations déjà étudié.

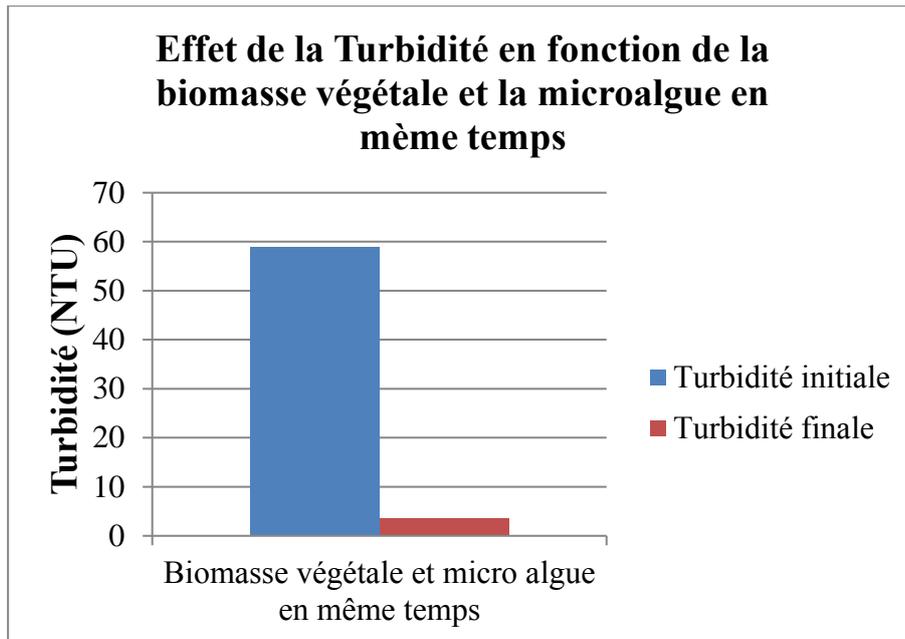


Figure IV.41 Effet de la Turbidité en fonction de la biomasse végétale et micro-algue en même temps

A noté que la turbidité de l'eau brute traitée avec les procédés adsorption-biodégradation (figure IV.41) a diminué de 60 à 3,5 NTU. Cette valeur montre que le couplage des deux procédés est efficace pour ce type d'eau.

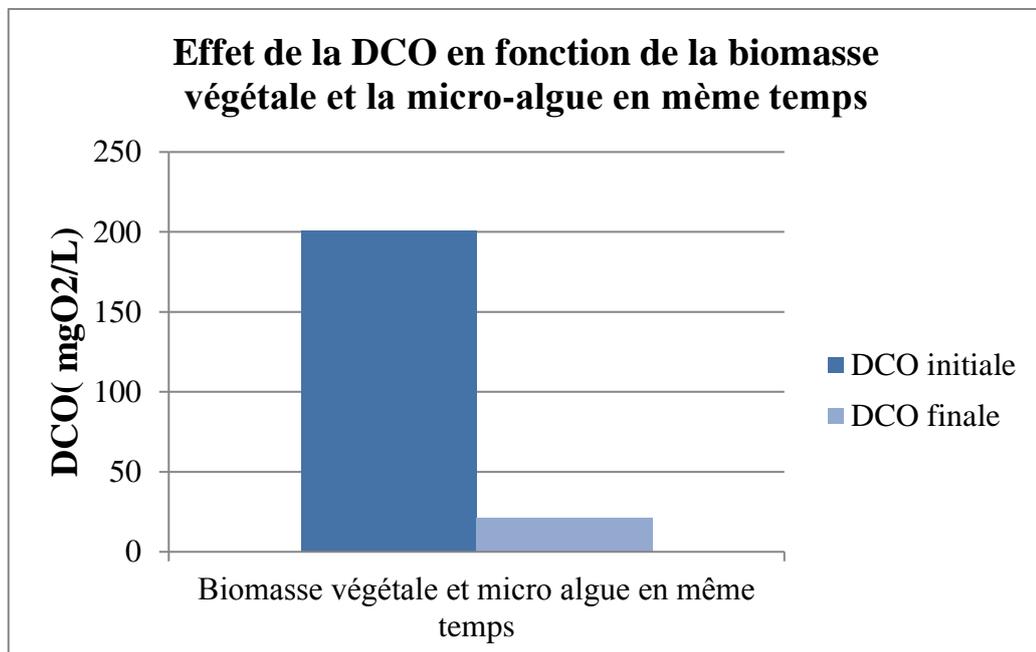


Figure IV.42 Effet de la DCO en fonction de la biomasse végétale et la micro-algue en même temps

La Figure IV.42, nous donne une idée sur les valeurs initiale et finale de la DCO de l'eau brute avant et après traitement par les procédés biosorption-biodégradation. La DCO a chuté à une valeur clairement plus inférieure à l'initiale, elle représente une diminution jusqu'à moins de 20 mg O₂/L.

CONCLUSION

Tableau IV.11 : Récapitulation des résultats obtenu

Traitements	Phase de latence	μ max	Turbidité	Chlorophylle a	Chlorophylle b	DCO
Eau usée – biodégradation	absence	0,0154	2,78	25,23	41,43	13,07
Eau usée- bullage – biodégradation	présence	0,0896	2,41	25,20	40,84	12,52
Eau usée stérilisation - biodégradation	absence	0,0085	4,57	24,08	36,88	19,34
Eau usée – stérilisation- bullage- biodégradation	absence	0,0042	2,92	11,10	39,79	15,16
eau usée-sonolyse- bullage - biodégradation	absence	0,0142	1,56	11,29	31,76	18,79
Eau usée-bullage - biosorption- biodégradation	absence	0,0234	6,69	12,61	33,80	18,79
Eau usée-sonolyse- bullage - biosorption- biodégradation	absence	0,0294	2,08	12,49	16,37	18,70
Eau usée-bullage- biosorption- biodégradation-in situ	Présence	0,0213	3,53	14,53	22,44	21,09

Dans le but de mieux voir l'efficacité des différents modes de traitement retenus et le comportement de notre mixture algale, une synthèse des différents résultats expérimentaux en utilisant l'eau usée sans dilution s'impose. Le tableau IV.11, regroupe les différents facteurs qui nous permet de voir, de choisir et d'identifier le procédé le plus efficace pour le traitement de l'eau à la sortie du décanteur primaire.

Le traitement de l'eau usée à la sortie du décanteur primaire par notre micro-algue sans introduction de l'air et prétraitement est avéré très efficace vu que nous obtenons des résultats d'abattement de la turbidité et de la DCO meilleurs que celui obtenu à la sortie de la station d'épuration. Ou nous obtenons une turbidité ayant chuté à 2.78 NTU et un abattement de la DCO à 13,07 mg O₂ / L. Ces résultats ouvrent la possibilité d'utiliser ce procédé autant que traitement secondaire vu qu'il a été toujours utilisé comme traitement tertiaire selon la littérature.

L'oxygène est un des facteurs qui influe directement la croissance des micro-organismes et précisément les micro-algues, ce qui est clairement relevé dans le tableau III. ??Ou, le taux

de croissance augmente de $0,0154$ à $0,0896\text{h}^{-1}$, aussi une légère amélioration de l'efficacité du traitement est retenu, et ce, malgré la présence de la phase de latence.

La stérilisation du milieu réactionnel (eau usée) sans et avec bullage influe négativement sur le taux de croissance, ou ce dernier a atteint $0,0085$ et $0,0042\text{h}^{-1}$, respectivement. Cette diminution a influé négativement sur l'efficacité du traitement. Ce qui nous laisse dire que notre micro-algue peut croître en harmonie avec les micro-organismes autochtones des eaux usées.

L'introduction du procédé sonolyse en série au procédé de traitement des eaux usées par des micro-algues en présence de l'air, diminue l'efficacité de ce dernier, ou la valeur du taux de croissance devienne voisine à celui de la biodégradation sans bullage ($0,0142\text{h}^{-1}$). Aussi nous relevons une réduction considérable de la turbidité, des chlorophylles et une remonté de la DCO à $18,79\text{ mg O}_2/\text{L}$.

La biosorption introduit en série avec biodégradation aéré, présente une absence de la phase de latence, une diminution du taux de croissance ($0,0234\text{h}^{-1}$) et des chlorophylles. La turbidité et la DCO présente des hausses importantes avec $6,69\text{ NTU}$ et $18,79\text{ mg O}_2/\text{L}$, respectivement.

Dans le but d'essayer d'améliorer ce dernier procédé, nous avons jugé intéressant d'ajouter la sonolyse en premier, les résultats indiquent une légère amélioration du taux de croissance ($0,0294\text{h}^{-1}$) et de la turbidité ($2,08\text{ NTU}$) par contre, nous retenons une absence d'amélioration des valeurs des autres paramètres retenus.

L'ajout simultané des deux biomasses végétales et micro-algales influe négativement sur le procédé de traitement ou nous remarquons en premier lieu, l'apparition de la phase de latence qui dure 20h , diminution du taux de croissance à $0,0212\text{h}^{-1}$ et des chlorophylles aussi, une élévation des valeurs de la turbidité ($3,53\text{ NTU}$) et de la DCO ($21,09\text{ mg O}_2/\text{L}$).

A travers tous ces essais expérimentaux, nous pouvons conclure que le traitement biologique en utilisant des micro-algues peut remplacer les bassins d'aérations dans les STEP. Ce procédé est plus efficace sans le couplé à d'autre procédé tel que la sonolyse et la biosorption. L'aération est nécessaire aux micro-algues pour donner un très grand taux de croissance et un bon abattement de la DCO et la turbidité, sans oublier un taux élevé de chlorophylles. Ce nouveau concept d'éco-procédé, donne une valeur ajoutée au procédé de traitement qui est la valorisation des micro-algues soit en énergie tel que le biodiésel et les biogaz ou dans la production des biomolécules.

CONCLUSION GENERALE

Cette étude s'inscrit dans l'optique d'un éco-procédé, de matière valorisables et de protection des milieux naturels récepteurs, elle a deux buts principaux :

- L'échantillonnage, l'isolement, et l'identification des micro-algues de la SEBKHA de Souk Ahras en vue de leur utilisation dans le traitement des eaux usées.
- L'élaboration d'un cycle de décontamination des eaux usées de la STEP de BENI MESSOUS par la biomasse algale en mode batch.

Dans un premier temps, nous avons procédé à l'échantillonnage des micro-algues de la sebkha de Souk Ahras, ensuite nous avons procédé à leurs isolement et puis à leurs identification à l'aide d'un microscope sur la base des images ce qui nous a permis de différencier trois types de micro-algues la *Chlorella sp*, *Chlamydomonas sp*, *euglena acus*, *spiruline sp*,

Ensuite, nous avons élaboré un cycle de décontamination des eaux usées de la STEP de BENI MESSOUS avec huit différents traitements :

- Eau usée – stérilisation - bullage - biodégradation.
- Eau usée – stérilisation - biodégradation.
- Eau usée – bullage - biodégradation
- Eau usée – biodégradation.
- Eau usée – sonolyse - bullage-biodégradation.
- Eau usée – sonolyse – biosorption – bullage - biodégradation.
- Eau usée – biosorption – bullage - biodégradation.
- Eau usée – biosorption – bullage - biodégradation In Situ

Nous avons procédé à une étude paramétrique en s'appuyant sur quel que analyses physico-chimiques comme la turbidité, DCO, la densité optique et les chlorophylles a et b. Les résultats sont conformes aux normes algériennes de rejets et de l'OMS.

Nous pouvons conclure que le traitement biologique par micro-algues peut remplacer le traitement biologique conventionnel dans une STEP. Ce nouveau concept d'éco-procédé, donne une valeur ajoutée au procédé de traitement sachant que les micro-algues après avoir traité l'eau peuvent être :

- Digérées à produire du biodiésel ou du biogaz et donc de l'énergie
- Utilisé dans la production des biomolécules qui seront appliqués dans différents domaine : cosmétique, agro-alimentaire,...etc.

Cette vision, permet aux stations d'épurations de devenir des usines de production.

Cette étude ouvre plusieurs perspectives comme :

- Analyses technico-économique ;
- Le scale up ;
- Caractérisation fine de l'eau épurée et de la micro-algue afin de les valoriser

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUE

1. <http://algue-production-energie.e-monsite.com/pages/la-production-d-energie/la-production-d-energie.html>
2. Thèse de doctorat Estimation et commande robustes de culture de microalgues pour la valorisation biologique de CO₂. **Rayen Filali**
3. **Andersen R.A.**, (1992). Diversity of eukaryotic algae. *Biodiversity and Conservation*, 1(4), 267–292.
4. **Sharma Naveen Kumar, Rai A.K.**, (2011). Biodiversity and biogeography of microalgae : progress and pitfalls, 15, 1–15.
5. **Wright S.W. & Jeffrey S.W.** (2005). Pigment markers for phytoplankton production, hand book of environmental chemistry. Springer verlag, Berlin, pp: 71-104.
6. **Brack, André et Paul Mathis.** (2000). « La chimie du vivant – de protéine à la photosynthèse » Editions Le pommier série Quatre à Quatre, Le pommier-Fayard, France, 157p.
7. **Scheer, Hugo.** (2004). « Chlorophylls carotenoids ». *Encyclopedia of Biological Chemistry*, vol. 1, p.430-437. Elsevier Inc.
8. **Barsanti, L. Gualtieri, P** (2006). *Algae : Anatomy, Biochemistry*. CRC Presse, Taylor and Francis group, Boca Raton, FL, USA p 301.
9. **Del Campo, José A., Mercedes (Garcia-Gonzales et Miguel G. Guerrero.** (2007). « Mini-review-Outdoor cultivation of microalgae for carotenoid production : current state and perspectives ». *Applied Microbiology Biotechnology*, vol.74, p.1163-1174. Springer-Verlag.
10. **Peterman, Erwin J. G., Fred M. Dukker, Rienk van Grondelle et Herbert van Amerongen.** (1995). « Chlorophyll a carotenoid triplet states in light-harvesting complex II of higher plants ». *Biophysical Journal*, vol. 69, p. 2670-2678. The Biophysical Society.
11. **Andersen R. A.** (2005). *Algal culturing techniques*. Elsevier Academic Press.
12. **Richmond A.** (2007). *Handbook of Microalgal Culture. Biotechnology and Applied Phycology*. Blackwell Science.
13. **Zemke PE, Wood BD , Dye DJ.** (2010). Considerations for the maximum production rates of triacylglycerol from microalgae. *Biomass energy* 145.

14. **Janssen M., Tramper J., Mur L.R., Wijffels R.H.** (2002). Enclosed outdoor photobioreactors: light regime, photosynthesis efficiency, scale-up, and future prospects. *Biotechnology and Bioengineering*. 81: 193-204.
15. **Subba D.V., Pan Y., Al-Yamani F.**(2005). Growth and photosynthetic rates of *Chlamydomonas plethora* and *Nitzschia frustula* cultures isolated from kuwait bay, arabian gulf, and their potential as live algal food for tropical mariculture. *Marine Ecology* 26 (1):63–71.
16. **Voronova E. N., Konyukhov I. V., Pogosyan Yu. S. I., Rubin A. B.** (2008). Changes in the condition of photosynthetic apparatus of a diatom alga *Thalassiosira weissflogii* during photoadaptation and photodamage. *Russian Journal of Plant Physiology* 56 (6), 753– 760.
17. **Doucha J., Straka F., Lívanský K.** (2005). Utilization of flue gas for cultivation of microalgae *Chlorella* sp. in an outdoor open thin-layer photobioreactor. *Journal of Applied Phycology* 17 (5): 403–412.
18. **Skjanes K., Lindblad P., Muller J.** (2007). Bio CO₂ – A multidisciplinary, biological approach using solar energy to capture CO₂ while producing H₂ and high value products. *Biomolecular Engineering* 24: 405-413
19. **Eriksen, N.T.** (2008). The technology of microalgal culturing. *Biotechnology Letters*. 30:1525-36.
20. **Huner N. P. A., Öquist G., Sarhan F.** (1998). Energy balance and acclimation to light and cold. *trends in plant science* 3 (6): 224-230.
21. **Jiang H., Gao K.** (2004). Effects of lowering temperature during culture on the production of polyunsaturated fatty acids in the marine diatom *Phaeodactylum tricorutum* (bacillariophyceae). *Journal of Phycology* 40, 651–654.
22. **Filali , R.**(2012). Estimation et commande robustes de culture de microalgues pour la valorisation biologique de CO₂.Thèse de doctorat.école Doctoriale Paris.p17-18-19-174
23. **Becerra C.G.**, (2009). Proposition de strategies de commande pour la culture de microalgues dans un photobioreacteur continu. thèse de doctorat. Ecole centraled'électricité. Gif-surYvette Paris p6-42-47.
24. **Vaillant J.R.** (1974) Perfectionnement et nouveautés pour l'épuration des eaux résiduaires : eaux usées urbaines et eaux résiduaires industrielles. Ed. Eyrolles. Paris, 413p

25. **Desjardins**, (1997). Le traitement des eaux. 2^{ème} édition. Ed. Ecole polytechnique
26. **Baumont S, Camard J-P, Le franc A, Franconi A**, (2004). Réutilisation des eaux usées : risques sanitaires et faisabilité en îles de France. Rapport ORS, 220p
27. **Faby J. A., Brissaud. F** (1997). L'utilisation des eaux usées épurées en irrigation. Office
28. **Xanthoulis**, 1993. Valorisation Agronomique des eaux usées et des industries agroalimentaire
29. **Martin, 1979. Martin. G** 1979 Le problème de l'azote dans les eaux . Ed technique et documentation, Paris, 279p
30. **FAO, 2002**. The use of treated waste water in forest plantations in the near east region
31. **FAO, 2003** L'irrigation avec des eaux traitées : Manuel d'utilisation. FAO Irrigation and Drainage paper 53p
32. **Asano T** (1998) waste water reclamation and reuse. water quality management library, 1475p
33. **Gaujous**, (1995). La pollution des milieux aquatiques : aide mémoire 2^{ème} édition, revue et augmentés
34. **Rodier et al.** (1996). « L'analyse de l'eau : eaux naturelles, eaux résiduaires, eau de mer » 8^{ème} édition DUNOD PARIS
35. **Rejsek F**(2005) « Analyse des eaux ; aspects réglementaires et techniques » ; centre régional de documentaires techniques pédagogique d'aquitaine
36. **Rejsek**, (2002) «Analyse des eaux ; aspects réglementaires et techniques » ; centre régional de documentaires techniques pédagogique d'aquitaine
37. **Duguet J-P ; Bernazeau F ;Cleret D ;Gaid A ; Laplanche A ; Moles J, Montiel A ; Riou G ; Simon P**, (2006) Réglementation et traitement des eaux destinées à la consommation humaine. 1^{ère} édition. ASTEE (Association Scientifique et Technique pour l'environnement).
38. **Suschka.J et Ferreira. E**, 1986 Activated sludge respirometric measurements. Water research, 20, 2, 137-144, (1986)
39. **Tarmoul F, Sodi M** (2007) Mémoire « détermination de la pollution résiduelle d'une station d'épuration par lagunage naturel »

40. **CSHPF**, 1995. Recommandations sanitaires relatives à la désinfection des eaux usées urbaines, 22p.
41. **Dégremont Memento** (1972), « *technique de l'eau* ». Paris : Dégremont
42. **Bonnin.**, (1977). « Hydraulique urbain », 5ème édition Eyrolle Paris, 228p
43. **Bontaux .J** , (1994). « Introduction à l'étude des eaux résiduaires industrielle », 2ème édition Lavoisier technique et documentation, 225p
44. **WHO World Health Organization**, (1989). Guidelines for the use of Wastewater in Agriculture and Aquaculture. Technical Report Series No. 778. WHO, Geneva.
45. **Rodart et al**, (1989). « Modélisation statistique d'une usine de traitement de l'eau potable ». Rencontres Internationales Eau et Technologies Avancées. Montpellier.
46. **Edline. F** (1996) L'épuration physicochimique des eaux. 3ème édition Ed. CEBEDOC
47. **Nidal fayad, Tanya yehya, Fabrice Audonnet, Christophe vial**, (march, 2017) « HARVESTING OF MICROALGAE CHLORELLA VULGARIS USING ELECTRO-COAGULATION-FLOCCULATION IN THE BATCH MODE ». ELSEVIER vol 1, n°11
48. Décret exécutif n° 93-160 du 10 juillet 1993 réglementant les rejets d'effluents liquides
49. **Cauchi, Hyvrard, Nakache, Schwartzbrod, Zagury, Baron, Carre, Courtois, Denis, Dernas, Larbaigt, Derangere, Martigne, Seguret**. (1996)., Dossier : la réutilisation des eaux usées après traitement.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUE

- [1] <http://algue-production-energie.e-monsite.com/pages/la-production-d-energie/la-production-d-energie.html>
- [2] Thèse de doctorat Estimation et commande robustes de culture de microalgues pour la valorisation biologique de CO₂. **Rayen Filali**
- [3] **Andersen R.A.**, (1992). Diversity of eukaryotic algae. *Biodiversity and Conservation*, 1(4), 267–292.
- [4] **Sharma Naveen Kumar, Rai A.K.**, (2011). Biodiversity and biogeography of microalgae : progress and pitfalls, 15, 1–15.
- [5] **Wright S.W. & Jeffrey S.W.** (2005). Pigment markers for phytoplankton production, hand book of environmental chemistry. Springer verlag, Berlin, pp: 71-104.
- [6] **Brack, André et Paul Mathis.** (2000). « La chimie du vivant – de protéine à la photosynthèse » Editions Le pommier série Quatre à Quatre, Le pommier-Fayard, France, 157p.
- [7] **Scheer, Hugo.** (2004). « Chlorophylls carotenoids ». *Encyclopedia of Biological Chemistry*, vol. 1, p.430-437. Elsevier Inc.
- [8] **Barsanti, L . Gualtieri, P** (2006). *Algae : Anatomy, Biochemistry*. CRC Presse, Taylor and Francis group, Boca Raton, FL, USA p 301.
- [9] **Del Campo, José A., Mercedes (Garcia-Gonzales et Miguel G. Guerrero.** (2007). « Mini-review-Outdoor cultivation of microalgae for carotenoid production : current state and perspectives ». *Applied Microbiology Biotechnology*, vol.74, p.1163-1174. Springer-Verlag.
- [10] **Peterman, Erwin J. G., Fred M. Dukker, Rienk van Grondelle et Herbert van Amerongen.** (1995). « Chlorophyll a carotenoid triplet states in light-harvesting complex II of higher plants ». *Biophysical Journal*, vol. 69, p. 2670-2678. The Biophysical Society.
- [11] **Andersen R. A.** (2005). *Algal culturing techniques*. Elsevier Academic Press.
- [12] **Richmond A.** (2007). *Handbook of Microalgal Culture. Biotechnology and Applied Phycology*. Blackwell Science.

- [13] **Zemke PE, Wood BD , Dye DJ.** (2010). Considerations for the maximum production rates of triacylglycerol from microalgae. *Biomass energy* 145.
- [14] **Janssen M., Tramper J., Mur L.R., Wijffels R.H.** (2002). Enclosed outdoor photobioreactors: light regime, photosynthesis efficiency, scale-up, and future prospects. *Biotechnology and Bioengineering*. 81: 193-204.
- [15] **Subba D.V., Pan Y., Al-Yamani F.**(2005). Growth and photosynthetic rates of *Chlamydomonas plethora* and *Nitzschia frustula* cultures isolated from Kuwait bay, Arabian gulf, and their potential as live algal food for tropical mariculture. *Marine Ecology* 26 (1):63–71.
- [16] **Voronova E. N., Konyukhov I. V., Pogosyan Yu. S. I., Rubin A. B.** (2008). Changes in the condition of photosynthetic apparatus of a diatom alga *Thalassiosira weissflogii* during photoadaptation and photodamage. *Russian Journal of Plant Physiology* 56 (6), 753– 760.
- [17] **Doucha J., Straka F., Lívanský K.** (2005). Utilization of flue gas for cultivation of microalgae *Chlorella* sp. in an outdoor open thin-layer photobioreactor. *Journal of Applied Phycology* 17 (5): 403–412.
- [18] **Skjanes K., Lindblad P., Muller J.** (2007). Bio CO₂ – A multidisciplinary, biological approach using solar energy to capture CO₂ while producing H₂ and high value products. *Biomolecular Engineering* 24: 405-413
- [19] **Eriksen, N.T.** (2008). The technology of microalgal culturing. *Biotechnology Letters*. 30:1525-36.
- [20] **Huner N. P. A., Öquist G., Sarhan F.** (1998). Energy balance and acclimation to light and cold. *trends in plant science* 3 (6): 224-230.
- [21] **Jiang H., Gao K.** (2004). Effects of lowering temperature during culture on the production of polyunsaturated fatty acids in the marine diatom *Phaeodactylum tricorutum* (bacillariophyceae). *Journal of Phycology* 40, 651–654.
- [22] **Filali , R.**(2012). Estimation et commande robustes de culture de microalgues pour la valorisation biologique de CO₂. Thèse de doctorat. école Doctoriale Paris. p17-18-19-174
- [23] **Becerra C.G.**, (2009). Proposition de stratégies de commande pour la culture de microalgues dans un photobioreacteur continu. thèse de doctorat. Ecole centraled'électricité. Gif-surYvette Paris p6-42-47.
- [24] **Vaillant J.R.** (1974) Perfectionnement et nouveautés pour l'épuration des eaux résiduaires : eaux usées urbaines et eaux résiduaires industrielles. Ed. Eyrolles. Paris, 413p

- [25] **Desjardins**, (1997). Le traitement des eaux. 2^{ème} édition. Ed. Ecole polytechnique
- [26] **Baumont S, Camard J-P, Le franc A, Franconi A**, (2004). Réutilisation des eaux usées : risques sanitaires et faisabilité en îles de France. Rapport ORS, 220p
- [27] **Faby J. A., Brissaud. F** (1997). L'utilisation des eaux usées épurées en irrigation. Office
- [28] **Xanthoulis**, 1993. Valorisation Agronomique des eaux usées et des industries agroalimentaire
- [29] **Martin**, 1979. **Martin. G** 1979 Le problème de l'azote dans les eaux . Ed technique et documentation, Paris, 279p
- [29] **FAO, 2002**. The use of treated waste water in forest plantations in the near east region
- [30] **FAO, 2003** L'irrigation avec des eaux traitées : Manuel d'utilisation. FAO Irrigation and Drainage paper 53p
- [31] **Asano T** (1998) waste water reclamation and reuse. water quality management library, 1475p
- [32] **Gaujous**, (1995). La pollution des milieux aquatiques : aide mémoire 2^{ème} édition, revue et augmentés
- [33] **Rodier et al.** (1996). « L'analyse de l'eau : eaux naturelles, eaux résiduaires, eau de mer » 8^{ème} édition DUNOD PARIS
- [34] **Rejsek F**(2005) « Analyse des eaux ; aspects réglementaires et techniques » ; centre régional de documentaires techniques pédagogique d'aquitaine
- [35] **Rejsek**, (2002) «Analyse des eaux ; aspects réglementaires et techniques » ; centre régional de documentaires techniques pédagogique d'aquitaine
- [36] **Duguet J-P ; Bernazeau F ;Cleret D ;Gaid A ; Laplanche A ; Moles J, Montiel A ; Riou G ; Simon P**, (2006) Réglementation et traitement des eaux destinées à la consommation humaine. 1^{ère} édition. ASTEE (Association Scientifique et Technique pour l'environnement).
- [37] **Suschka.J et Ferreira. E**, 1986 Activated sludge respirometric measurements. Water research, 20, 2, 137-144, (1986)
- [38] **Tarmoul F, Sodi M** (2007) Mémoire « détermination de la pollution résiduelle d'une station d'épuration par lagunage naturel »

- [39] **CSHPF**, 1995. Recommandations sanitaires relatives à la désinfection des eaux usées urbaines, 22p.
- [40] **Dégremont Memento** (1972), « *technique de l'eau* ». Paris : Dégremont
- [41] **Bonnin.**, (1977). « Hydraulique urbain », 5ème édition Eyrolle Paris, 228p
- [42] **Bontaux .J** , (1994). « Introduction à l'étude des eaux résiduaires industrielle », 2ème édition Lavoisier technique et documentation, 225p
- [43] **WHO World Health Organization**, (1989). Guidelines for the use of Wastewater in Agriculture and Aquaculture. Technical Report Series No. 778. WHO, Geneva.
- [44] **Rodart et al**, (1989). « Modélisation statistique d'une usine de traitement de l'eau potable ». Rencontres Internationales Eau et Technologies Avancées. Montpellier.
- [45] **Edline. F** (1996) L'épuration physicochimique des eaux. 3ème édition Ed. CEBEDOC
- [46] **Nidal fayad, Tanya yehya, Fabrice Audonnet, Christophe vial**, (march, 2017) « HARVESTING OF MICROALGAE CHLORELLA VULGARIS USING ELECTRO-COAGULATION-FLOCCULATION IN THE BATCH MODE ». ELSEVIER vol 1, n°11
- [47] **Cauchi, Hyvrard, Nakache, Schwartzbrod, Zagury, Baron, Carre, Courtois, Denis, Dernat, Larbaigt, Derangere, Martigne, Seguret**. (1996)., Dossier : la réutilisation des eaux usées après traitement.