REPUBLIQUEALGERIENNEDEMOCRATIQUEETPOPULAIRE

MINISTEREDEL'ENSEIGNEMENTSUPERIEURETDELARECHERCHE SCIENTIFIQUE

UNIVERSITEYAHIAFARESDEMEDEA



Faculté de Technologie

Mémoire de fin d'études de Master

Filière : Génie des Procédés et Environnement

Spécialité : Génie Chimique

Contribution à l'étude des microalgues locales

Présenté par

OTSMANE Radjaa

YOUSFI Hanane

Proposé et Dirigé par

HADIDI Noureddine

Co-dirigé par

AINAS Mahfoud

Promotion 2022/2023

Dédicace

Je dédie ce modeste travail qui est le fruit de plusieurs années d'étude à Dieu le tout puissant, le très Miséricordieux. Que tout la gloire Revienne à Allah qui par sa puissance et sa Majesté, m'a soutenu durant tout mon cycle et m'a donné le courage, la force et la santé nécessaire pour la réalisation de ce travail.

A celle qui m'a transmis la vie, l'amour, le courage, à toi chère ***Maman*** *toutes mes joies, mon amour et ma reconnaissance.*

A mon compagnon de route, ami de tous les jours, avec les bons et les mauvais moments, et mon soutien dans la vie, mon cher mari, ***Mohamed***

A mes chères sœurs ***Fella, Nesrine, Ahlem, Loubna.***
Mon cher frère ***Mustapha.***

A ma chère amie ***Hanane***

A mes honorable professeurs ***Mr HADIDI*** *et* ***Mr AINAS***

A tous ceux que j'aime
A moi-même.

Radjaa

Dédicace

A mes chers-parents ; Pour tous leurs sacrifices, leur amour, leur tendresse, leur soutien et leurs prières tout au long de mes études, je ne pourrais jamais exprimer le respect que j'ai pour vous. Vos prières, vos encouragements et votre soutien m'ont toujours été d'un grand secours. Puisse Dieu, le tout puissant vous préserver du mal, vous combler de santé, de bonheur et vous procurer une longue vie.

A celui que j'aime beaucoup et qui m'a soutenue tout au long de ce projet, mes frères, mes chères amies et cousines

*A mon amie qui a partagée le travail : **Radjaa***

*A mes honorable professeurs **Mr HADIDI** et **Mr AINAS***

Et à tous ceux qui ont contribué de près ou de loin pour que ce projet soit possible, je vous dis merci

Hanane

Remerciements

Avant toute chose, nous tenons à remercier Dieu le tout puissant, pour nous avoir donné la force et la patience pour terminer ce travail.

Tout d'abord, ce travail ne serait pas aussi riche et n'aurait pas pu voir le jour sans l'aide et l'encadrement de ***Mr. hadidi*** *: Un remerciement particulier et sincère pour tous vos efforts fournis, vous avez toujours été présent. Que ce travail soit un témoignage de notre gratitude et notre profond respect.*

Nos remerciements vont également aux membres de jury : ***Mr.BELAISSA, Mr. REBHI.***

Nous remercions les ingénieurs de laboratoire de chimie. Faculté des sciences et technologie à tous leurs efforts et leur aide pour réaliser la partie expérimentale.

Enfin nous voulons dire merci à tous les enseignants du département de science et technologie l'université de Yahia Fares.

Radjaa

Hanane

الملخص

يعتبر الوقود الحيوي أحد أنظف مصادر الطاقة المتجددة. يتم استخلاصها من الكتلة الحيوية. في عملنا نحن مهتمون بأحد المصادر الرئيسية للكتلة الحيوية وهو استخراج الديزل الحيوي من سلالات مختلفة من الطحالب. لقد عزلنا أربع سلالات من أماكن مختلفة بما في ذلك ولاية المدية وقمنا بتطويرها. وفقا لأداء النمو اخترنا سلالة واحدة من بينها, وفقا لهذه الخصائص سلالة يفترض أنها الكلوريلا. تم تحديد التجارب و قياس محتوى الدهون و البروتين و الكربوهيدرات و الكلوروفيل, و تم استخلاص الدهون بطريقة السائل والسائل, وكانت النتائج مرضية للغاية حيث بلغت نسبة الدهون الكلي٪50

الكلمات المفتاحية: الطحالب الدقيقة، استخراج السائل السائل الكلوروفيل أحماض ذهنية وقود الديزل الحيوي

Résumé

Les biocarburants sont considérés comme l'une des sources d'énergie renouvelable les plus propres. Ils sont extraits de la biomasse. Dans notre travail, nous sommes intéressés à l'une des principales sources de biomasse, qui est l'extraction de biodiesel à partir de différentes souches d'algues. Nous avons isolés quatre souches provenant de différents endroits, notamment de la wilaya de Médéa, et nous les avons développées. Selon le rendement de croissance nous avons choisi une seule souche parmi d'entre elle, selon ces propriétés une souche présumé d'être Chlorella. Les expériences et mesurer la teneur en matières grasses, protéines, glucides et chlorophylle ont été déterminé, l'extraction des graisses est réalisé par la méthode liquide-liquide les résultats ont très satisfaisant avec un rendement de 50% de lipides totaux.

Les mots clés : Microalgues, Chlorophylle, acide gras, Extraction liquide-liquide, Biodiesel.

Abstract

Biofuels are considered one of the cleanest sources of renewable energy. They are extracted from biomass. In our study, we focused on one of the main biomass sources, which is the extraction of biodiesel from different strains of algae. We isolated four strains from various locations, including Medea province, and cultivated them. Based on their growth yield, we selected one strain among them, presumed to be Chlorella, based on its properties. We conducted experiments and measured the content of lipids, proteins, carbohydrates, and chlorophyll. The lipid extraction was performed using the liquid-liquid method, and the results were very satisfactory, with a total lipid yield of 50%.

Keywords : Microalgae, Chlorophyll, fatty acide, Liquid-Liquid extraction, Biodiesel.

Liste des abréviations

ATP : Adénosine triphosphate

ADP : Adénosine diphosphate

ALA : Acide alpha-linolénique

AGPI-LC : Acide gras polyinsaturés à longue chaîne

AG : acide gras

ACCase : Acétyl-CoA carboxyle

BL : Les bétaïne lipides (lipides de bétaïne)

CO2 : Dioxyde de carbone

CCAP : Collection de microorganismes spécifiques

C : Carbone

DHA : Acide docosahexaénoïque

DGTS : Diacylglycéroltriméthylhomosérine

DGTA : Diacylglycérolhydroxyméthyltriméthyl-β-alanine

DGDG : Digalactosyldiacylglycérol

DO : Densité optique

EPA : Acide eicosapentaénoïque

Em 2 s 1 : Energie par mètre carré par seconde

FFA : Acides gras libre

FAME : Esters méthyliques d'acides

G3P : Glycirole1-3 phosphate

GL : Glycolipides

g. m-2. j-1 : Gramme par mètre carré par jour

g/l : Gramme par litre

IUPAC : Union internationale de chimie pure et appliquée

LC-PUFA : Acide gras polyinsaturés à longue chaîne

LDL : Lipoprotéine de basse densité

L/min : Litre par minute

MGDG : Monogalactosyldiacylglycérol

M : Mole

Liste des abréviations

mg. L-1. j-1 : Milligrammes par litre par jour

$NADP^+$: Nicotinamide adénine dinucleotide phosphate oxydé

NADPH : Nicotinamide adénine dinucleotide phosphate

nm : Nanomètre

Pi : Phosphate inorganique

PA : Acide phosphatidique

PL : Phospholipides

PC : Phosphatidylcholine

PE : Phosphatidyléthanolamine

PI : Phosphatidylinositol

PS : Phosphatidylsérine

PG : Phosphatidylglycérol

PSII : Photosystème II

PBR : Photo bioréacteur

rpm : Tour par minute

SQDG : Sulfoquinovosyldiacylglycérol (SQDG)

TAG : Acide triglycéride

µ m : Micromètre

W : Watt

Liste de nomenclature

CH_2O: Methanol (formaldehyde)

$C_6H_{12}O_6$: Glucose

CH_3OH: Methanol

C_2H_5OH: Ethanol

$CaCl_2, 2H_2O$: Chlorure de calcium dihydraté

$CuSO_4, 5H_2O$: Sulfate de cuivre pentahydraté

$CO(NO_3)_2, 6H_2O$: Nitrated cobalt hexahydraté

$CoCl_2, 2H_2O$: Chlorure de cobalt dihydraté

EDTA : Acide éthylènediamineétraacétique

$FeCl_3, 6H_2O$: Chlorure de ferhexahydraté

H_2O : L'eau

H_3BO_3 : Acide borique

H_2SO_4 : Acide sulfurique

K_2HPO_4 : Phosphate dipotassique (sel de phosphate dipotassique)

$MgSO_4, 7H_2O$: Sulfate de magnésium hepahydraté

Mg^{+2} : Ion magnésium

$MnCl_2, 4H_2O$: Chlorure de maganèse tétrahydraté

$MgCl_2, 6H_2O$: Chlorure de magnésium hexahydraté

$NaNO_3$: Nitrate de sodium (sel de nitrate de sodium)

$NaCO_3$: Carbonate de sodium

$NaMoO_4, 2H_2O$: Molybdate de sodium dihydraté

$Na_2EDTA, 2H_2O$: Dihydrate de disodium d'acide éthylènediamineétraacétique

$NaHCO_3$: Bicarbonate de sodium

NaOH : Hydroxyde de sodium

O_2 : Dioxygène

$ZnSO_4, 7H_2O$: Sulfate de zinc heptahydraté

$ZnCl_2$: Chlorure de zinc

LISTES DES FIGURES

Figure 1 : composition de l'évolution des termes microalgues et biodiesel de microalgues par rapport au nombre d'article publiés par Scopus de 1993 à 2020. Leur la pertinence de cette approche est attestée par l'augmentation significative du nombre d'articles scientifique publiés au fil des ans sur le sujet……**3**

Partie I		
Chapitre I		**Page**
Figure I.1	technique de récolt et de centrifugation des microalgues	**9**
Figure I.2	schéma de la photosynthèse	**12**
Figure I.3	les quatre principaux processus de valorisation énergétique de la biomasse de microalgues	**15**
Chapitre II		
Figure II.1	Exemples de structures pariétales remarquables pour, à gauche, la diatomée Navicula yarrensis (Bacillariophycae) et, à droite, le coccolithophore Coccolithus pelagicus (Haptophycae)	**18**
Figure II.2	lumineuse et obscure de la réaction de photosynthèse	**19**
Figure II.3	Représentation schématique de quelques acides gras polyinsaturés à longue chaîne de la série ω3 et des triacylglycérols	**21**
Figure II.4	Représentation schématique des membranes cellulaires : Modèle de la mosaïque fluide	**22**
Figure II.5	Représentation schématique de quelques phospholipides	**23**
Figure II.6	Représentation schématique de quelques phospholipides	**24**
Figure II.7	Représentation schématique de quelques bétaïne lipides	**25**
Figure II.8	Différentes voies de conversion de la biomasse de microalgues en biocarburants et leurs produits respectifs	**28**
Figue II.9	les biocarburants da la 1ére génération	**33**

Figure II.10	les biocarburants de la 2éme génération	**34**
Figure II.11	les biocarburants de la 3éme génération	**34**
Figure II.12	Production de biodiesel par des méthodes directes et conventionnelles de transestérification	**38**
Partie II		
Chapitre I		**page**
Figure I.1	Les Cultures des microalgues dans les conditions expérimentales	**46**
Figure I.2	Dispositif expérimental	**46**
Figure I.3	Chlorella après la centrifugation	**50**
Figure I.4	Chlorella dans le milieu de croissance (Chlorella témoin) et après une deuxième centrifugation	**51**
Figure I.5	Chlorella dans le milieu de production	**52**
Figure I.6	Les étapes d'analyse de chlorophylle et de caroténoïdes	**53**
Figure I.7	les étapes d'analyse des lipides	**54**
Figure I.8	Les étapes d'analyse des carbohydrates	**55**
Figure I.9	les étapes d'analyse des protéines	**56**
Figure I.10	Chlorella de milieu de croissance (Chlorella témoin) et de milieu de production	**56**
Figure I.11	le culot de Chlorella avant le séchage dans l'étuve	**57**
Figure I.12	la solution de chloroforme avec le méthanol	**57**
Figure I.13	observation microscopique de Chlorella en carence d'azote de phosphate G40x	**57**
Figure I.14	la séparation d'huile et le solvant	**58**
Chapitre II		
Figure II.1	observation microscopique de Chlorella en absence de stress G100x	**59**

Liste des figures

Figure II.2	observation microscopique de Chlorella sous l'effet de glucose G40x	**60**
Figure II.3	observation microscopique de Chlorella en carence d'azote de phosphate G40x	**60**
Figure II.4	courbe d'étalonnage représente l'évolution de la densité optique en fonction de chlorella	**61**
Figure II.5	courbe des valeurs de la densité optique en fonction de temps de la culture chlorella	**62**
Figure II.6	La teneur de chlorophylle et de caroténoïdes de la Chlorella de production et de croissance	**63**
Figure II.7	La teneur des lipides de la Chlorella de production et de croissance	**64**
Figure II.8	La teneur de carbohydrate de la Chlorella de production et de croissance	**65**
Figure II.9	La teneur des protéines de la Chlorella de production et de croissance	**66**

LISTE DES TABLEAUX

Première partie :

Tableau I.1:composition biochimique des microalgues……...**7**

Tableau II.1 : productivité de surface et teneur en lipides des différentes espèces de microalgues……..**29**

Tableau II.2 : production de biodiesel à partir de différentes souches d'algues et teneur en lipides par kg……...**37**

Tableau II.3 : caractéristique de la microalgue chlorelle vulgaris……....**40**

Deuxième partie :

Tableau I.1 : les compositions du milieu BG11……..**47**

Tableau I.2 : les compositions du milieu EPA (APP)……..**48**

Tableau II.1 : évolution de la densité optique de la culture Chlorella ……....**62**

Table des matières

Abréviations …… xi

Nomenclatures ……xiii

Liste des figures ……...xiv

Liste des tableaux ……...…xvii

Introduction générale ……...……...**1**

Première partie : synthèse bibliographique

Chapitre I : Généralités sur les microalgues

I.1.Définition et origine des microalgues ……...**6**

I.2.Caractéristiques des microalgues ……..……**6**

I.2.1.Une diversité de famille et d'espèces **.....6**

I.3. Composition biochimique des microalgues …….……...**7**

I.4. Culture des microalgues …….…….....**8**

I.4.1. Culture en milieu ouvert …….……**8**

I.5. Récolte des microalgues ...…….…….…..**9**

I.5.1 La centrifugation …….……..**9**

I.5.2 La sédimentation ……...…….....**10**

I.5.3 La filtration **...**……...…….....**10**

I.5.4 La floculation ……..**11**

I.5.5. La flottation ……...……...…..…**11**

I.6. La photosynthèse ……...……..…**11**

I.7. La toxicité des microalgues …….……**12**

I.8. Application des microalgues ……..…….……**13**

I.8.1. Domaine alimentaire ……..…**13**

I.8.2. Domaine pharmaceutique et cosmétique ……...……..…**14**

I.8.3. Domaine énergétique ……..……..….**14**

I.8.4. Production de Biométhane ……..……..…….**15**

I.8.5. Production de Biocarburant ……...……...…….…**15**

I.8.6. Domaine environnemental …….……..……....**16**

Chapitre II : accumulation des lipides et production de biodiesel

II.1. Métabolisme des microalgues..... ……..Erreur ! Signet non défini.

II.2. Les lipides chez les microalgues..... ..Erreur ! Signet non défini.

II.3. Le métabolisme lipidique chez les microalgues..... .Erreur ! Signet non défini.

II.4. L'utilisation des microalgues pour produire les biocarburants ……..……..…**27**

II.4.1. La teneur des lipides chez les microalgues ……..…..**28**

II.4.2. Critère de sélection des microalgues pour la production des algocarburants **29**

II.5. Conditions de stress stimulent l'accumulation des lipides ……**30**

II.5.1. Carence en azote ……**30**

II.5.2. Choc thermique …….....**31**

II.5.3. Choc osmotique …….……**31**

II.5.4. L'intensité lumineuse …….……**31**

II.6. Les biocarburants ……..**32**

II.6.1. Définition ……...**32**

II.6.2. Les sources de biocarburants ……**33**

II.6.2.1. 1ére génération ……**33**

II.6.2.2. 2éme génération ……...**33**

II.6.2.3. 3éme génération ……...**34**

II.7. Les avantages et les inconvénients de biocarburants ……**35**

II.7.1. Les avantages ……**35**

II.7.2. Les inconvénients ……..**35**

II.8. Le biodiesel …….....**36**

II.8.1. Intérêt de biodiesel ……**36**

II.8.2. Définition et production de biodiesel ……**36**

II.8.3. Les différentes étapes de production de biodiesel ……**38**

II.9. Microalgues producteur ……...**40**

II.9.1. Chlorella vulgaris ……..**40**

II.9.2. Caractéristiques ……**40**

II.9.3. Anatomie d'une Chlorella avec stigma …….……**41**

II.9.4. Facteurs physiologie pour la culture de Chlorella **41**

II.9.4.1. La température ……41
II.9.4.2. La lumière ……42
II.9.4.3. PH ……42
II.9.4.4. Salinité ……42

Deuxième partie : Expérimentation, résultats et discussion

Chapitre I : Matériels et méthodes

I.1. Matériels ……44
I.1.1. Matériels biologiques ……44
I.1.2. Matériels non biologiques ……44
I.2. Méthodes de travail ……45
I.2.1. Dispositif expérimental ……45
I.2.2. Préparation des milieux de cultures ……46
I.2.2.1. Le milieu BG-11 ……46
I.2.2.2. Le milieu EPA ……48
I.2.3. La densité optique et le poids sec des cultures ……49
I.2.4. Mixotrophe et phototrophe ……50
I.2.4.1. Mixotrophe ……50
I.2.4.2. Phototrophe ……51
I.2.5. Analyse de la composition biochimique ……52
I.2.6. Détermination de rendement en huile ……56

Chapitre II : Résultats et discussion

II.1. Caractérisation morphologique ……57
II.1.1. Contrôle de la viabilité et de l'état physiologique de chlorella ……57
II.1.1.2. Etude microscopique ……57
II.2. Cinétique de croissance ……59
II.2.1. Estimation de poids sec (courbe étalon) ……59
II.2.2. Densité optique et de mesure de croissance ……60
II.3. Analyse de la composition biochimique ……62
II.4. Détermination du rendement d'huile ……65
Conclusion ……66

Introduction

Introduction

Les microalgues sont devenues un matériau d'un grand intérêt pour la production de biodiesel.**(Makareviciene & Sendzikiene, 2020)** ;**(Gendy & El-Temtamy, 2013)**. Ils sont omniprésents dans les environnements marins et peuvent être transformés en biomasse de haute qualité grâce à l'accélération de leur croissance. Le métabolisme. Ils peuvent rapidement atteindre une croissance et une récolte optimales et être utilisées pour produire de l'énergie renouvelable sous forme d'électricité. Les combustibles liquides ou gazeux**(Virmond et al., 2013)**. Les principaux avantages de l'utilisation de les microalgues sont très efficaces sur le plan de la photosynthèse, de la production de lipides et de la production d'énergie. Et des rendements de production, ainsi qu'une croissance rapide et une culture facile. Dans des endroits qui ne conviennent pas à d'autres plantes (eau salée, par exemple) **(Khan et al., 2018)** ; **(Li et al., 2020)**. Ils ont également été utilisés dans une série d'applications biotechnologiques, mais surtout dans la production de biodiesel **(Dickinson et al., 2017)**. Comme le montre la Figure 1.

La Figure 1 confirme l'évolution biotechnologique de l'utilisation des micro algues pour la production de biodiesel**(Hamed et al., 2016)**. Très diversifiés, ils sont capables de capturer le CO_2 atmosphérique pour la production de biomasse et peuvent être utilisé dans diverses applications industrielles telles que l'industrie alimentaire, pharmaceutique, et des biocarburants **(Branco-Vieira et al., 2020)** ; **(Franco et al., 2013)**. Peut être considérée comme une matrice d'énergie **(Martins et al., 2016)**. Il est essentiel de souligner que les types de micro algues et leurs méthodes de culture peuvent influencer de manière significative la production des lipides. Ainsi, plusieurs méthodes sont utilisées pour augmenter la production de lipides dans les cellules micro algues à différents stades, soit par l'intermédiaire de composés externes, soit par l'intermédiaire d'un système d'alimentation en eau. Par l'inclusion ou l'exclusion de facteurs (par exemple, l'azote) et/ou par l'application de mesures d'atténuation. Des conditions de croissance spécifiques **(Alishah Aratboni et al., 2019)** ; **(Sun et al., 2018)**. En outre, plusieurs méthodes de l'extraction de la biomasse et la centrifugation sont largement utilisées pour augmenter leur rendement. L'efficacité de la déshydratation. Les lipides peuvent être extraits à l'aide de CO2 supercritique ou de d'autres Co-solvants, puis transformé en biodiesel **(Mata et al., 2014)** ; **(Caetano et al., 2020)**. Les aspects environnementaux, économiques et technologiques inhérents aux la production de biodiesel à partir de la biomasse des microalgues par leur le potentiel de photosynthèse en fait

une alternative viable pour la réduction des émissions de gaz à effet de serre. Les impacts environnementaux liés aux carburants **(Mondal et al., 2017)** ; **(Milano et al., 2016)**.

Ainsi, l'optimisation le processus d'augmentation de la production de biomasse comprend quelques approches clés, comme l'expansion des technologies de récolte de la biomasse, séchage et l'extraction des lipides pour une meilleure efficacité énergétique, et l'optimisation de l'utilisation de l'énergie. L'utilisation de plusieurs nutriments et du dioxyde de carbone, ce qui réduit l'impact sur l'environnement. Et atténue la forte demande en énergie **(Coêlho et al., 2019)** ;**(Mohr & Raman, 2013)** ;**(Stoimenovski et al., 2012)**.

Les microalgues peuvent être classées en fonction de leur structure cellulaire de base, le cycle de vie et la pigmentation **(N. Hossain et al., 2020)**. Ils peuvent être bleus ou verts dans le cas d'algues procaryotes (cyanobactéries), ou vert-brun ou doré, dans les micro algues eucaryotes Chlorophyta, Phaeophyta et Chrysophyceae **(Nitsos et al., 2020)** ;**(Madeira et al., 2017)**. Les cellules des micro algues sont composées de parois cellulaires, de membranes, cytoplasme, le noyau et les organelles **(Arnold et al., 2015)**. Elles contiennent également des substances riches en chlorophylle les plastides, qui sont responsables de la production de leur nourriture par le biais de la photosynthèse. On remarque également l'absence d'un système vasculaire pour transportent les nutriments, ce qui réduit leur besoin d'absorption des nutriments **(Chai et al., 2021)**.

La question que l'on peut se pose est la suivante :

Les microalgues de notre région (Médéa) sont-elles de bonnes candidates pour la production de biocarburants ?

C'est pour répondre à cette question que nous avons réalisé une étude qui a comme objectif contribution à l'étude des microalgues locales pour la production de biodiesel à partir de quelques souches algériennes « Chlorella » « Euglène » ….

Le présent travail est subdivisé en deux parties et plusieurs chapitres :

La première partie une étude bibliographique des microalgues qui contient deux chapitres

- Le premier chapitre : Généralité sur les microalgues « les espèces, origine, caractéristique, les différents modes de culture et de récolte, les applications des micro algues ».

- Le Deuxième chapitre : accumulation des lipides et production de biodiesel « métabolisme, la teneur, condition des stress, les sources de biocarburant et le biodiesel».

La deuxième partie : expérimentation, résultat et discussion qui contient deux chapitres

- Le premier chapitre : nous avons parlé de notre expérience dans laboratoire de chimie pendent 5 mois pour l'extraction de biodiesel à partir des microalgues locales et nous avons mentionné tous les matériaux et méthodes utilisés dans cette expérience.
- Le deuxième chapitre : nous avons parlé des résultats et on a discuté les résultats.

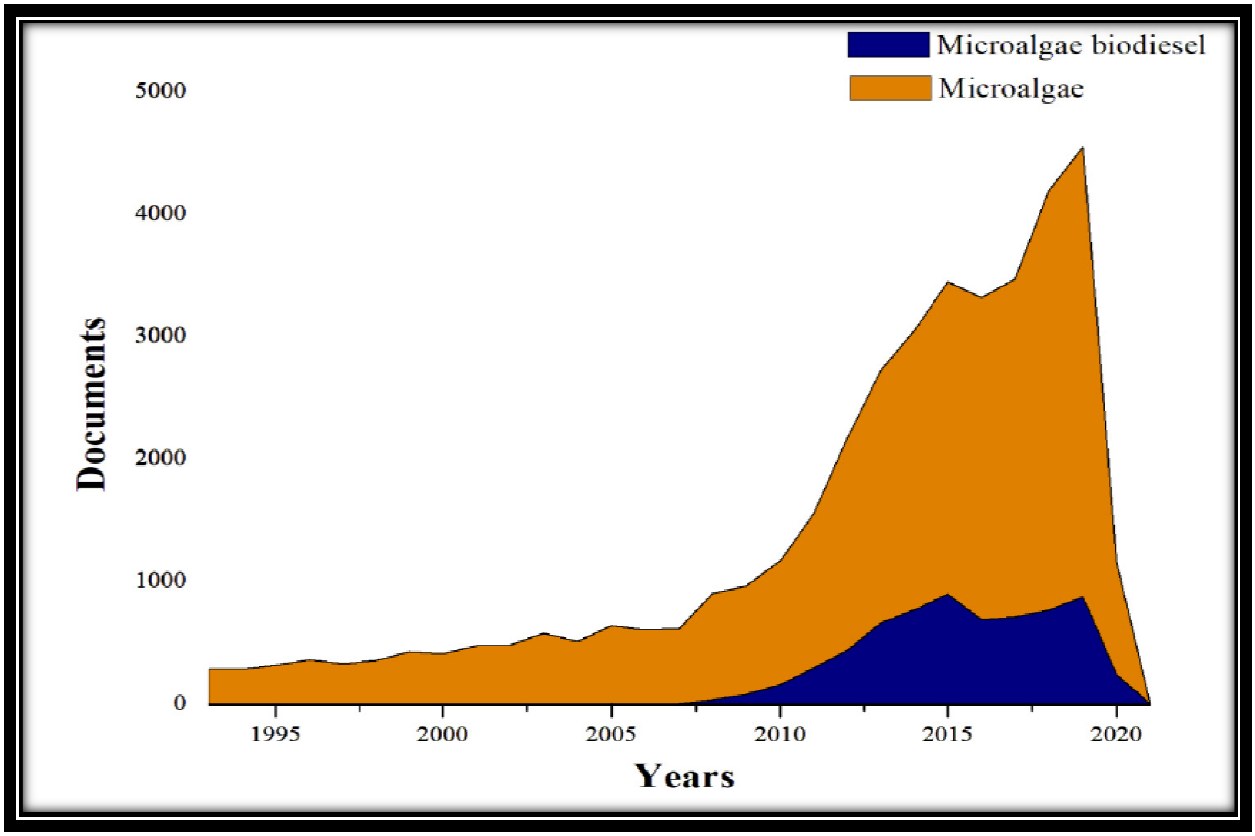


Figure1 : Comparaison de l'évolution des termes micro algues et biodiesel de micro algues par rapport au nombre d'articles publiés par Scopus de 1993 à 2020. Leur la pertinence de cette approche est attestée par l'augmentation significative du nombre d'articles scientifiques publiés au fil des ans sur le sujet.

Première partie
Synthèse bibliographique

Chapitre I : Généralités sur les microalgues

I.1. Définition et origine des microalgues

Les microalgues sont des micro-organismes eucaryotes photosynthétiques qui poussent dans divers habitats, y compris les écosystèmes aquatiques. Les microalgues convertissent l'énergie lumineuse et le dioxyde de carbone un groupe de composés organiques **(Tebbani et al., 2014).**

Leur existence remonte à plus de 3 milliards d'années. Par leur photosynthèse, les microalgues sont largement impliquées dans la fixation du dioxyde de carbone, la régulation des flux de nutriments et la production d'oxygène atmosphérique. Les microalgues sont considérées comme les premiers producteurs d'oxygène **(Tebbani et al., 2014)**. Il sont considérés comme une ressource biologique précieuse contenant différentes molécules intéressantes, dont la plupart restent inexploitées **(Rizwan et al., 2018)**.

I.2. Caractéristiques des microalgues

La plupart des microalgues sont dites phototrophes ou autotrophes. Ils obtiennent l'énergie de la lumière grâce à la photosynthèse. Leur principale source de nutrition est le dioxyde de carbone dissous dans l'eau. Dans des conditions de culture spécifiques, certaines espèces de microalgues peuvent accumuler du carbone fixé sous forme de lipides, constituant leurs réserves de carbone. Dans des conditions normales, ces niveaux restent faibles et les lipides sont principalement composés de phospholipides et de glycolipides (qui constituent les membranes) **(Smetana et al., 2017)**,**(Dejoye, 2013)**.

En revanche, certaines microalgues dites hétérotrophes sont capables de se développer sans lumière. Dans ce cas, ils sont cultivés en mode fermé dans un bioréacteur similaire à un fermenteur et se nourrissent d'une source de carbone organique **(Perez-Garcia et al., 2011).**

I.2.1. Une diversité de famille et d'espèces

Les microalgues sont des microorganismes très divers. Environ 30 000 espèces ont été confirmées. Ce chiffre représente moins de 10 % du total des estimations disponibles. Seulement une dizaine d'espèces sont utilisées industriellement et commercialement. Les scientifiques ont analysé les microalgues pour les distinguer et les regrouper en fonction de

critères communs tels que la pigmentation, la structure biologique et le métabolisme **(Dejoye, 2013)**.

On distingue les microalgues eucaryotes et les cyanobactéries (procaryotes) réparties en plusieurs classes taxonomiques (Chlorophycées, Rhodophycées, Phéophycées), et les phycologies étudient encore les cyanobactéries **(Heimann & Huerlimann, 2015),(Sialve & Steyer, 2013).**

Les microalgues eucaryotes ont une structure cellulaire végétale typique, compartimentée, avec ou sans parois cellulosiques, et des chloroplastes contenant des pigments photosynthétiques. En revanche, les cyanobactéries ont une structure typique procaryote sans compartiment avec des pigments photosynthétiques contenus dans des membranes lamellaires **(Pulz & Gross, 2004)**.

Les microalgues sont capables de coloniser tous les milieux. On les trouve dans l'eau douce et salée, l'eau chaude, l'eau glacée, l'eau acide ou l'eau hypersaline. Ils peuvent être trouvés dans le sol. Certains sont capables de se développer sur des roches humides, des murs, des troncs d'arbres ou d'autres surfaces sous-marines telles que des coques de bateaux sous une forme connus sous le nom de biofouling (**Yamilet et al., 2017)**.Certaines epéces peuvent tolérer des températures trés basszes ou, par adoxalement, très élevées. Cette adaptalitié est une cconséquence de leurs propriétés morphologiques et de leur capacité à synthétiser différents métabolites secondaire **(Tebbani et al., 2014)**.

I.3. Composition biochimique des microalgues

L'intérêt pour les microalgues se reflète dans leur diversité de composition biochimie. La principale différence entre cette biomasse et les autres plantes est riche en lipides, protéines, polysaccharides, vitamines, pigments et antioxydants. Ce tableau I-1 montre la composition chimique de diverses microalgues.**(Dejoye, 2013)**

Tableau I.1 : composition Biochimique des microalgues **(Becker, 2007)**

Micro-algues	Protéines (%)	Polysaccharides (%)	Lipides (%)
Chlorella vulgaris	51-58	12-17	14-22
Dunaliella salina	57	32	6
Porphyridium cruentum	28-39	40-57	9-14
Spirulina platensis	46-63	8-14	4-9
Synechococcus sp.	63	15	11

Ils sont une excellente source de presque toutes les vitamines essentielles : B1, B6, B12, C, E, K1, une grande variété de pigments, fluorescent ou non, agit également comme antioxydant. Aussi Chlorophylle (0.5% à 1% de matière sèche), pigment photosynthétique dominante parmi toutes les algues photosynthétiques, il existe un ensemble complet de colorants Caroténoïdes supplémentaires (0.1 à 0.2% de matière sèche) et phycobili protéines (phycoérythrine et phycocyanine). Les pigments ont principalement été développés la phycocyanine (colorant bleu) issue de la spiruline, la phycoérythrine (Rouge) de Porphyridium purpureum, astaxanthine de Haematococcus pluvialis ou Carotène de Dunaliella salina. Teneur élevée en protéines, peptides et acides aminés (12% à 65% du corps humain la matière sèche de plusieurs microalgues) est responsable de considérer les comme une source non conventionnelle de protéines dans votre alimentation humains et animaux (pisciculture). Certaines espèces sont également riches en oligosaccharides et Polysaccharides avec une variété de structures et de molécules (Unités d'acide glucuronique) et fonctions connexes (sulfate). Hydrolysat et de grandes fractions de polysaccharides peuvent présenter une activité biologique (activité antiviral, antibiotique ou antiprolifératif) chez l'homme **(Dejoye, 2013)**. Et les microalgues peuvent accumuler plus de 80% de leur poids sec en lipide **(Z.-Y. Liu et al., 2008).**

I.4. Culture des microalgues

Les microalgues sont cultivées de la même manière que d'autres microorganismes, tels que les bactéries. La particularité dans ce cas réside dans la photosynthèse et nécessite donc un apport adéquat en énergie lumineuse. Il existe trois principales méthodes de production : discontinue ou, semi-continue et continue. Dans le cas du mode discontinu, les nutriments ne sont apportés qu'au début de la production et la récolte a lieu en fin de culture. D'autre part, le mode semi-continu permet une récolte partielle périodique de la biomasse et une supplémentassions du milieu en nutriments. Le mode continu permet une récolte permanente

de la biomasse, assurant en permanence un rafraîchissement moyen**(Monaco & Prouzet, 2014)**.

I.4.1. Culture en milieu ouvert

Le système de culture ouvert (bassin de culture) est un bassin de circulation en boucle fermée d'une profondeur de plusieurs dizaines de centimètres. À l'aide de roues à aubes, le mélange et la circulation des fluides peuvent être réalisés. Le débit est dirigé par la vitesse de rotation de la roue. Le bullage permet l'apport de gaz carbonique au milieu, mais le transfert de la phase liquide (milieu) est souvent compliqué du fait de la faible profondeur du bassin. La température ambiante fluctue selon les cycles diurnes et saisonniers. L'avantage de ce système de culture est son faible coût de fabrication **(Posten & Walter, 2012)**. Cependant, peu de microalgues peuvent se développer dans des environnements ouverts. La principale contrainte est le risque de contamination par d'autres espèces de microalgues ou d'autres microorganismes comme les bactéries**(Dejoye, 2013)** . Le système était incapable de contrôler l'évaporation et une perte importante de milieu a été observée **(Rochatte, 2016)**.

Cependant, la culture actuellement pratiquée à l'air libre est associée à des espèces de microalgues cultivées dans des milieux très sélectifs, comme c'est le cas de Dunaliella Salina cultivée dans des milieux salins. Du fait de la difficulté à maîtriser les facteurs environnementaux (chauffage de la piscine et phénomènes d'évaporation), les rendements atteints par ces systèmes ne sont pas optimaux. La concentration en biomasse de ces cultures est généralement plus faible car le milieu est moins agité et des zones non agitées peuvent encore exister **(Dejoye, 2013)**.

I.5. Récolte des microalgues

Selon la technologie utilisée, la récolte représente 20 à 40 % du bilan énergétique et économique de la filière de production de biomasse **(Pahl et al., 2013)**,**(Mata et al., 2010)**,**(Muylaert et al., 2017)**,**(Singh & Patidar, 2018)**. Cependant, la récolte peut se faire par différentes techniques.

I.5.1. La Centrifugation

Certaines différences de densité entre les cellules algales et leur milieu peuvent permettre la récolte de microalgues. Gravitationnel sédimentation améliorée par accélération centrifuge, millions fois l'accélération due à la pesanteur (Figure I.1) **(Pahl et al.,**

2013),(Szepessy & Thorwid, 2018). Bien que la centrifugation soit un processus énergivore, les compromis entre la vitesse du fluide et l'efficacité de la collecte peuvent être utilisées pour réduire consommation électrique **(Szepessy & Thorwid, 2018)**. Exigences de puissance élevée centrifuge prend en charge les bioproduits d'algues. Diverses centrifugeuses avec décanteurs et disques sont disponibles en fonction de facteurs tels que les dépenses en capital, la consommation d'énergie, la maintenance et la concentration de la biomasse. Les centrifugeuses à plusieurs étages présentent le plus grand potentiel **(Pahl et al., 2013),(Milledge & Heaven, 2011)**.

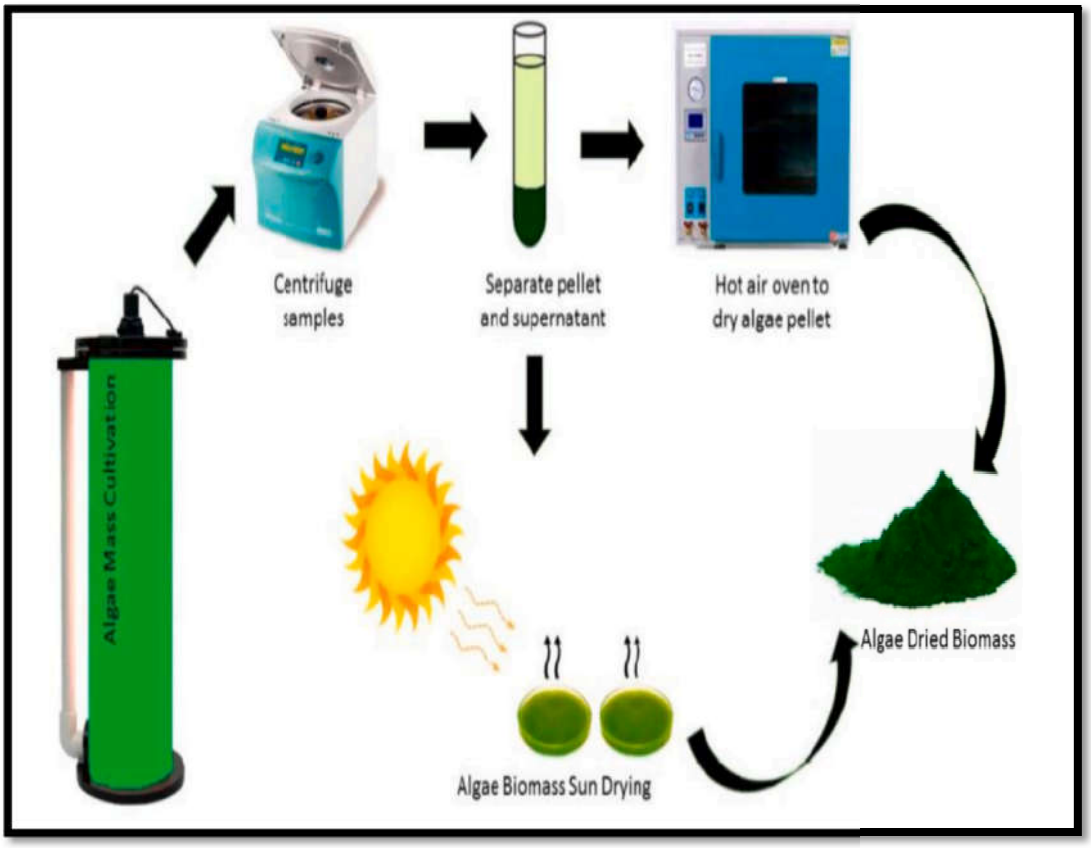


Figure I.1 :technique de récolt et de centrifugation des microalgues**(Yaakob et al., 2021)**

I.5.2. La sédimentation

La sédimentation est une technique basée sur le principe de la gravité. Cellules dans la suspension dans le milieu sera soumise à la gravité et se formera dans la partie dépôts de particules solides en bas et phase liquide en partie haute. Les microalgues de grande taille et densité peuvent être récoltées par Précipite comme la spiruline. La vitesse de sédimentation

peut être considérablement amélioré grâce à l'ajout de floculant **(Chen et al., 2011),(Uduman et al., 2010)**.

I.5.3. La filtration

Dans cette méthode, la suspension de microalgues passe à travers le filtre plutôt que seules les cellules sont conservées. Il existe différentes formes de filtration ; microfiltration, Filtration sous vide, filtration sous pression, ultrafiltration et filtration tangentielle. Ce le choix du type de filtre dépendra de la taille des espèces à récolter. Bien que devenir un mode de récolte attractif, d'un point de vue énergétique, La microfiltration et la filtration sous vide sont énergivores. Pompage la biomasse nécessite une consommation et un remplacement énergétiques élevés les membranes sont souvent victimes de colmatage **(Dejoye, 2013)**.

I.5.4. La floculation

La floculation est le processus par lequel les particules d'une solution se rassemblent des agrégats appelés « flocs » se forment **(Uduman et al., 2010)**.Lorsque la floculation est combiné à la décantation ou à la filtration, son efficacité est nettement améliorée **(Rawat et al., 2011)**.

I.5.5. La flottation

La flottation est un processus basé sur la gravité dans lequel les bulles d'air sont piégées aux particules solides (cellules de microalgues), leur permettant de « flotter » sur les surfaces. Des études ont montré que les systèmes de flottation pour la récolte des microalgues sont une méthode efficace pour les petites tailles de cellules telles que Nannochloropsis oculata **(Rawat et al., 2011)**a une flottation à l'air dissous et flottation à air dispersé **(Chen et al., 2011)**, lors de la flottation à l'air dissous, la taille des bulles passe de 10 à 100 µm **(Chen et al., 2011)**, des bulles d'air traversent le milieu, adhèrent entre eux, se lie aux particules, augmentant ainsi leur flottabilité, et produisant "Flocs" en surface formant des zones "compactées"**(J. B. K. Park et al., 2011)**, jets d'air et agitation intense lors de la flottation à l'air de dispersion former des bulles d'air de 700-1500 µm à l'intérieur du milieu. Ces bulles vont (réagir) avec la charge négative des cellules de microalgues **(Chen et al., 2011)**. Cette technique peut être améliorée par l'ajout de tensioactifs cationiques, ce qui conduira au milieu est chargé positivement **(Rawat et al. 2011)**.

I.6. La photosynthèse

La photosynthèse est une procédure qui se déroule chez les végétaux qui employer l'énergie lumineuse pour fabriquer la matière organique (glucides). En comparaison, les microalgues ont une efficacité photosynthétique (relation entre l'énergie de la lumière et l'énergie conservée dans les plantes) considérable. **(Https://www.sb.k12.tr/wp-content/uploads/2017/05/pp.pdf)**

Cette opération se fait dans les chloroplastes et elle a deux phases :

- La phase claire : passe dans les thylacoïdes, elle nécessite de la lumière pour faire leur réaction photochimique.
  - Transformation direct de l'énergie lumineuse c'est-à-dire des photons en énergie chimique.
- La phase sombre : se déroule dans le stroma, elle est entièrement enzymatique et indépendante de la lumière et correspond au cycle de Calvin.
  - Elle peut transformer l'eau et le dioxyde de carbone en glucides.
  - Il s'agit de la phase d'absorption du gaz carbonique. **(Https://www.sb.k12.tr/wp-content/uploads/2017/05/pp.pdf)**

Le bilan de la photosynthèse

$$6CO_2+12H_2O \longrightarrow C_6H_{12}O_6+ 6O_2 + 6H_2O$$

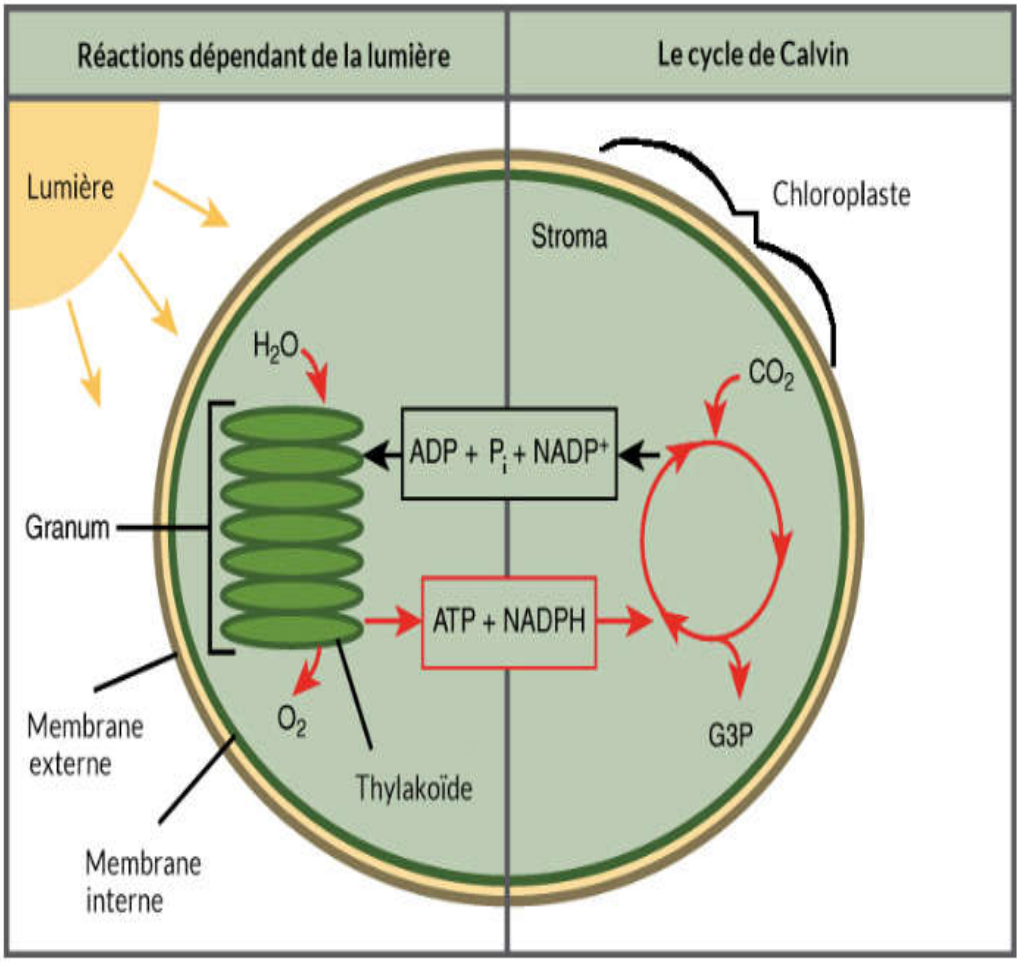


Figure I.2 : schéma de la photosynthèse

I.7. La toxicité des microalgues

Les microalgues sont des organismes microscopiques phytoplanctonique qui peuvent proliférer de manière parfois spectaculaire en colorant les eaux de surface, lorsque l'environnement est asphyxié par les microalgues (eutrophisation) et/ou que des composés toxiques appelés phycotoxines sont libérés, on parle alors de prolifération d'algues nuisibles. Le fonctionnement de l'écosphère aquatique dépend essentiellement des microalgues qui forment la basse du réseau trophique. Ils sont un groupe phylogénétiquement diversifié d'organismes qui produisent un large éventail de métabolites bioactifs secondaires, même si seulement 2% de ces substances sont connues pour être nocives pour les humaines et les animaux, de telles algues représentent une menace sérieuse pour ceux qui consomment des produits de la mer. A ce jour, environ 1.6 million de spores de micro algues principalement des diatomées et des dinoflagellés.

En raison du changement climatique et des activités humaines qui encouragent une croissance plus rapide de ces micro-organismes, comme la décharge d'azote ou de phosphate, ainsi que du déclin de la biodiversité, la prolifération des algues a été particulièrement fréquente ces dernières décennies. **(Https://www.microbia-environnement.com/notre-societe/expertise/microalgues-pourquoi-sont-elles-toxiques)**

I.8. Application des microalgues

Dès les années 1950, les microalgues suscitent un grand intérêt dans la société d'après-guerre préoccupée par la perspective d'une inflation démographique et son impact sur régimes alimentaires du monde **(Becker, 2003)**. Taux de croissance plus élevé que les plantes des propriétés supérieures et une composition protéique remarquable font du phytoplancton un intéressé par l'avenir de la nutrition humaine. Ce travail peut commencer par L'Allemagne était en guerre, marquant le début des problèmes scientifiques et industriels autour de ces questions cellule. La recherche et le développement de métabolites ayant une signification médicale suivent cette tendance. Ainsi, si la nutrition constitue aujourd'hui la majorité des revenus industriels de ces organisations, elles également légèrement ciblé sur les cosmétiques, les produits pharmaceutiques et environnement, et plus récemment énergie. Actuellement, la production mondiale on estime que les microalgues produisent un peu plus de 10 000 tonnes de matière sèche par an. Plus que 60 ans après un certain engouement, l'ampleur de l'exploitation du phytoplancton reste Anecdotes sur la production de macro algues (15 millions de tonnes/an dans le monde, principalement en Asie) et les procaryotes non photosynthétiques (par exemple, le seul producteur de boues environ 1 tonne de matière sèche est activée par an en France)**(Sialve & Steyer, 2013)**

I.8.1. Domaine alimentaire

Les macroalgues et les microalgues sont récoltées pour l'alimentation depuis des milliers d'années. Utilisé chez les Mayas par exemple, la spiruline était encore récoltée et consommée par des populations marginales Lac Tchad. Si certains pigments sont utilisés comme colorants alimentaires (bêta-carotène, phicobiliprotéines), dont la contribution à la nutrition humaine reste largement dans la société moderne Limité aux nutraceutiques **(Milledge, 2011)**.

Le phytoplancton est le principal producteur du milieu aquatique et est également « naturellement » exploité comme ressource nutritive pour l'aquaculture **(Spolaore et al.,**

2006). Exister en tant que secteur majeur de la production mondiale, les microalgues sont utilisées directement pour soutenir exigences pour les stades larvaires des mollusques et crustacés bivalves **(Muller-Feuga et al., 2003)** ou indirectement comme complément alimentaire et comme substrat pour le zooplancton, base nourriture pour de nombreuses espèces aquacoles. Faible digestibilité sauf spiruline cependant, ces cellules sont difficiles à manger en raison de leurs parois en pseudo cellulose ressources protéiques pour les animaux terrestres **(Becker, 1994)**.

I.8.2. Domaine pharmaceutique et cosmétique

Comme les plantes supérieures, un certain nombre de métabolites d'intérêt ont été extraits d'une dizaine de plantes. Espèce actuellement exploitée industriellement. Parmi eux, les caroténoïdes sont utilisés dans en tant qu'antioxydant (astaxanthine) et en tant que colorant dans les aliments, les médicaments et les aliments Cosmétiques (bêta-carotène, phycobiliprotéine)**.**

Les lipides constituent également une très large classe de molécules, et la plupart des microalgues peut s'accumuler jusqu'à une proportion substantielle de son poids sec. Acides gras polyinsaturés – Trouvé dans l'environnement naturel concentré dans les organismes marins inférieurs dans la chaîne alimentaire - Appartient aux catégories oméga-3 et oméga-6 avec le DHA et l'EPA. De plus, les molécules produites par les diatomées, les dinoflagellés et les cyanobactéries font l'objet de recherche en raison de leurs propriétés anticancéreuses **(Folmer et al., 2010)**. Autres composés aux propriétés antifongiques, antibactériennes, antivirales et antihistaminiques c'est aussi l'une des molécules à signification pharmaceutique.

I.8.3. Domaine énergétique

La production d'énergie à partir de microalgues est certainement le moteur de l'enthousiasme et du soutien. Autour du potentiel offert par ces organisations, puisque début du 21e siècle. Comme les gisements de biomasse mobilisés dans le secteur des bioénergies, et en raison de la même expression de phénotype métabolique que chez les plantes supérieures, ce travail la valorisation énergétique des microalgues concerne essentiellement la même filière (Figure I.3). D'autres pistes sont également explorées, telles que la production directe d'hydrogène et utilisation de ces organismes dans des empilements microbiens**(Sialve & Steyer, 2013).**

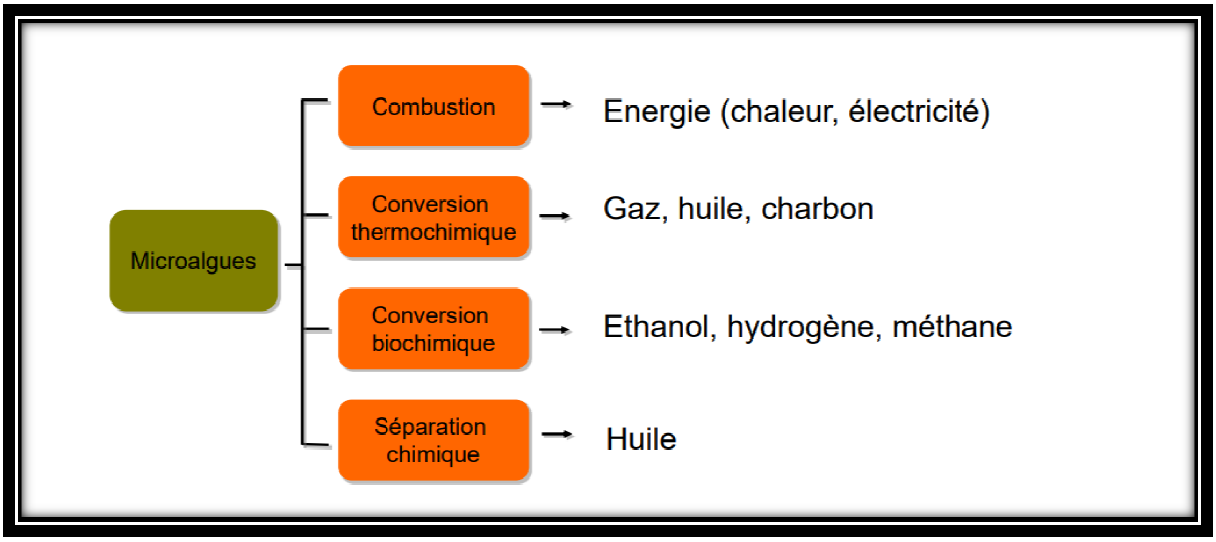


Figure I.3 : les quatre principaux processus de valorisation énergétique de la biomasse de microalgues **(Sialve & Steyer, 2013)**

I.8.4. Production de Biométhane :

Le biométhane microalgal peut également produire différentes formes d'énergie. Cela s'applique particulièrement à cette application. Après fermentation dans des digesteurs de biogaz, le biogaz qu'ils produisent est constitué à 70% le méthane, les autres gaz sont le dioxyde de carbone et l'azote. Cette technologie a développé aux États-Unis dans les années 1940, il est aujourd'hui largement utilisé. Super l'avantage de la digestion anaérobie est que la biomasse n'a pas besoin d'être séchée, tandis que pour de nombreuses voies de valorisation de la biomasse, l'étape de séchage est requise**(Dejoye, 2013)**.

I.8.5. Production de Biocarburants

Les microalgues sont un groupe diversifié qui pourrait potentiellement fournir une variété de solutions pour les besoins de carburant de transport liquide pour différents canaux. Il existe plusieurs applications pour les microalgues. Plus de 40% du dioxyde de carbone mondial est fixe, et les algues marines représentent souvent la productivité **(J. R. Benemann, 2008).**

Les algues peuvent être utilisées pour fabriquer une variété de carburants, y compris l'éthanol, le biodiesel et le bio hydrogène. De nombreuses études sont en cours, cependant, une méthode appropriée pour le bio hydrogène n'a pas encore été élargie. Spirulina, Chlorella, Dunaliella et Haematococcus sont les principaux genres d'algues qui sont maintenant cultivés pour leur capacité à photosynthétisé pour une variété d'articles alimentaires. Les microalgues

sont cultivées dans des étangs ouverts ou dans des bioréacteurs fermés à l'aide de l'énergie solaire. Dans un étang ouvert, les microalgues peuvent être produites à l'échelle commerciale. Par rapport aux bioréacteurs fermés, il coûte nettement moins cher.

La première source de carburant provenant des microalgues qui est prise en compte pour leur utilisation dans le traitement des eaux usées est le méthane. Bien qu'une digestion aérobie des algues soit encore rare, la production de biodiesel à partir d'algues est l'utilisation la plus populaire des carburants d'algue. La fabrication de biocarburants à partir d'algues a récemment reçu beaucoup d'attention, ce qui a augmenté sa durabilité et sa biodégradabilité **(J. R. Benemann, 2008).**

I.8.6. Domaine environnemental

- **Traitement des effluents liquides**

En raison de leurs conditions de croissance et de leurs activités métaboliques, ils nécessitent de l'eau et nutriments (macro et microéléments), les microalgues ont la capacité de se développer largement gamme d'effluents. La littérature scientifique fait état d'un grand nombre de gisements efficace contre les microalgues : eaux usées municipales, eaux d'élevage **(Mulbry et al., 2008)**et les eaux usées industrielles comme le digeste **(R. B. Levine et al., 2011)**ou de décharges **(Sialve & Steyer, 2013).**

- **Traitement des métaux**

Des traces d'ions métalliques indispensables à tous les métabolismes biologiques se révèle toxique à fortes concentrations. Contrairement aux polluants organiques, ils sont non biodégradables et s'accumule dans les organismes vivants, directement ou par concentration chaînes trophiques et expriment alors leur toxicité. Ils sont transférés au milieu naturel en excès un grand nombre d'activités industrielles (métallurgie, mines, production d'engrais et de pesticides, etc**.**

Le traitement de ces métaux en solution est effectué généralement par des techniques physico-chimiques (précipitation/chélation, filtration membranaire, etc.) et la biologie. Dans ces dernières solutions, les microalgues se caractérisent par résistance à la présence de ces métaux et haute fixation des couleurs. Donc et étant compte tenu de leur position dans la chaîne trophique des milieux aquatiques, ces organismes sont utilisés pour comme indicateur éco toxicologique de la qualité de l'eau, en particulier des métaux lourds **(Monteiro et al., 2012).**

- **Traitement des effluents gazeux**

Le dioxyde de carbone est considéré comme la principale cause de l'effet de serre et sa concentration dans l'atmosphère a augmenté depuis la révolution industrielle. L'impact sur le réchauffement climatique étant confirmé, le problème a notamment incité à rechercher des solutions pour capter ce gaz avant qu'il ne soit relâché et dilué dans l'atmosphère. Parmi ces technologies possibles, les procédés physiques (captage et stockage du CO2) et les solutions de fixation biologique ont été investigués. Cependant, les capteurs physiques et les solutions de stockage se sont avérés particulièrement coûteux, mais ont fait l'objet d'expérimentations poussées à l'échelle pilote et préindustrielle. La croissance des microalgues dans des conditions non limitantes en carbone est l'un des enjeux clés de la production à grande échelle **(J. Benemann et al., 2012)**. Ainsi, du point de vue des activités industrielles, l'utilisation de la photosynthèse pour fixer le dioxyde de carbone d'origine anthropique est à la fois une réponse à problèmes environnementaux émissions spécifiques et avantages économiques de la culture à grande échelle de microalgues.

Chapitre II : accumulation des lipides et production de biodiesel

II.1. Métabolisme des microalgues

Le véritable noyau et les micro-plats procaryotes ont une combinaison de gloire d'oxygène. Cette réaction peut assurer la transformation du carbone inorganique en énergie chimique en capturant l'énergie brillant. Dans le chloroplaste, cette conversion a été effectuée. Les cellules de microalgues ont mesuré quelques microns à des centaines de microns. Ce les cellules sont séparées du milieu extracellulaire à travers la membrane Alda. Certaines espèces il est proposé que le film qui couvre la membrane soit plus ou moins compliqué. Ce la paroi des bactéries bleues est la même que les bactéries négatives à Gram, c'est-à-dire les peptides. D'un autre côté, de nombreux micro-plats réels présentent une diversité importante. Les diatomées de différentes tailles et formes selon les espèces sont distinguées en développant un mur de silicium, c'est-à-dire des fissures. En Haptophycae, fruits Développer une structure complexe composée de carbonate de calcium (Figure II.1).

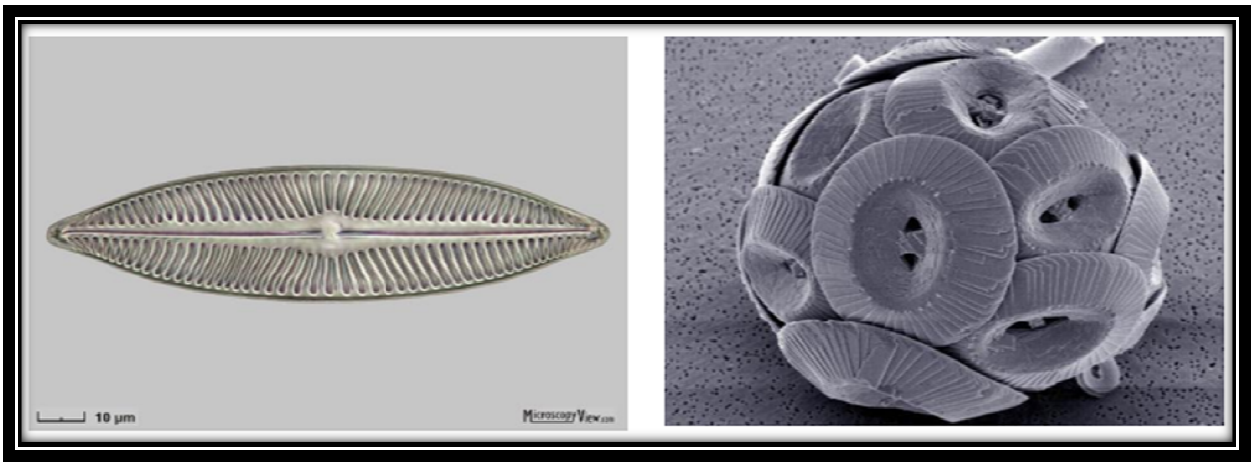


Figure II.1 : Exemples de structures pariétales remarquables pour, à gauche, la diatomée Navicula yarrensis (Bacillariophycae) et, à droite, le coccolithophore Coccolithus pelagicus (Haptophycae) **(http://planktonnet.awi.de/)**

Pour la plupart des microalgues avec des murs (à l'exclusion des configurations précédentes) les ingrédients seront considérablement similaires à la structure supérieure de la plante supérieure Polysaccharides et structures protéiques plus ou moins complexes. L'existence de ces murs le rôle décisif de la fonction anti-sexe de la fissuration enzymatique des bactéries mettre les canaux dans le tube digestif. Ils les protègent également des conditions environnement nocif potentiel. Les algues et le sac de spores sont deux polymères

il est généralement lié à cette résistance. Pour de nombreuses espèces, le mur est très occupé Parce qu'ils sont négativement liés à eux, ils interagissent fortement avec eux le cation au milieu. Cette fonctionnalité donne la tolérance évidente de la cellule quelques ions toxiques potentiels. Cet attribut inspire l'intérêt de l'utilisation de microalgues utilisé pour gérer les eaux usées avec du métal **(Moneiro et al., 2012)**.

Enfin, exister et paix la composition de ces structures externes constitue un obstacle, et l'obstacle détermine l'accessibilité du contenu dans les cellules utilisées dans le domaine de l'évaluation, des cellules d'attaque physiques et chimiques ces biomasse **(Gonzalez-Fernandez et al., 2012)**. Il s'agit d'une réponse de photosynthèse dans les chloroplastes. Ce mécanisme comprend dans les réactions d'oxydation catalysées avec de la lumière, elle a transformé carbone et eau de sucre simple et oxygène.

$$CO_2 + n\ H_2O \longrightarrow (CH_2O)_n + n\ O_2$$

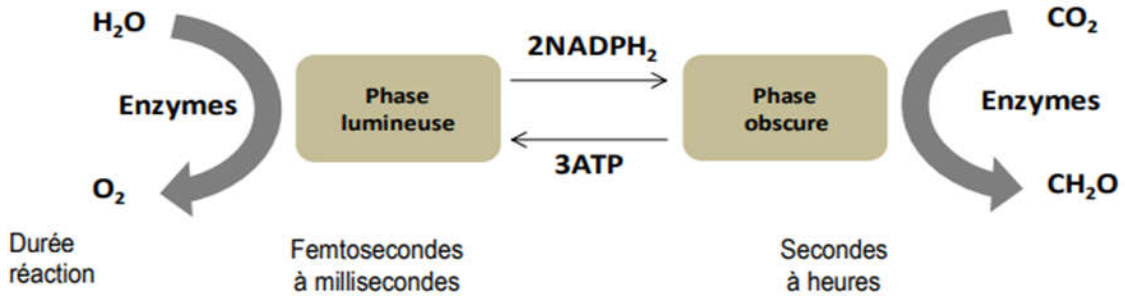


Figure II.2 : Phases lumineuse et obscure de la réaction de photosynthèse

- **Phase lumineuse**

Cette réaction rapide est faite sur la membrane chloroplastique. Il permet la conversion la lumière en chimie peut produire du $NAPDH_2$ et de l'ATP. Résultat de l'oxygène libéré consommez la solution des molécules d'eau. Cette réaction est particulièrement rapide.

- **Phase « obscure » ou sombre**

Le siège de réaction est situé dans la matrice (Figure 2), et le produit qui supprime la phase participer à la réduction du dioxyde de carbone dans les glucides. Cette étape est évidemment plus lente que plus tôt.

II.2. Les lipides chez les microalgues

Les lipides des microalgues sont des composés d'intérêt biotechnologique, l'aquaculture et l'écologie en raison de leur grande diversité moléculaire **(Kumari et al., 2013)**. Ils constituent un groupe très hétérogène de molécules caractérisées par leur solubilité faible à inexistant dans l'eau, mais élevé dans les solvants organiques non polaires. Tout cela est les molécules organiques sont totalement apolaires (lipides neutres) ou amphipathiques (lipides polaire) a une structure globalement hydrophobe présentant des domaines hydrophiles. Ce les lipides jouent un rôle très important chez tous les êtres vivants : ils constituent réserves d'énergie, ils participent à la structure et au fonctionnement des membranes cellulaires, ils impliqué dans de nombreuses autres fonctions biologiques, y compris la signalisation cellule.

Il existe de nombreuses classifications des lipides. Selon la définition de l'IUPAC, les lipides ils sont classés en 8 classes selon leur structure ou leur composition chimique **(Fahy et al., 2009)**. Généralement, une distinction est faite entre les lipides neutres et polaires.

- **Lipide neutre**

Les lipides neutres comprennent principalement les triacylglycérols (TAG), qui sont réserves lipidiques. TAG est une glycéride, dans lequel trois groupes hydroxyle le glycérol est estérifié avec des acides gras linéaires (Figure II-3). Ils peuvent être homogènes ou ils sont hétérogènes lorsqu'ils ont deux ou trois acides gras différents. C'est un réservoir de carbone et l'énergie cellulaire. De nombreuses microalgues ont la capacité de produire en masse important (jusqu'à 20% à 50% de la masse cellulaire sèche) TAG en tant que lipide stockage, sous stress photo oxydant ou autres conditions environnementales défavorables **(Hu et al., 2008)**. TAG est considéré comme une source importante du production de biodiesel **(Klok et al., 2014) ;(Y. Liu et al., 2013).**

Le TAG est constitué d'une molécule de glycérol estérifiée avec trois AG. ces derniers acide carboxylique composé de chaînes aliphatiques d'hydrocarbures. Ils sont caractérisés par la longueur de ses chaînes ainsi que le degré d'instauration des doubles la liaison est principalement en configuration cis et en position non conjuguée (position malonate). Les FFA (acides gras libres) sont généralement considérés dégradation ou hydrolyse des lipides pendant le traitement ou le stockage **(Raynal-Ljutovac et al., 2011)**. La composition des AG varie selon les espèces de microalgues, conditions environnementales **(Upchurch, 2008)**. Les microalgues riches en acides gras Acides gras polyinsaturés à longue chaîne (LC-PUFA) de la série n-3 ou oméga3 (Figure I-3), tels que l'acide alpha-linolénique (ALA ; 18 :3n-3), l'acide

eicosapentaénoïque (EPA ; 20 : 5n -3) et l'acide docosahexaénoïque (DHA ; 22 :6n-3), **(Khozin-Goldberg & Cohen, 2011)**.

Comme ils sont riches en LC-PUFA de la série ω3, Ainsi, les microalgues représentent une source importante d'AGPI-LC dans la chaîne trophique océan. Ils peuvent également être utilisés comme compléments alimentaires et bénéfique pour la santé humaine, notamment dans la prévention des certaines maladies **(Doughman et al., 2007)** ;**(Mimouni et al., 2012)**. Par exemple, l'EPA a contribué Protège les artères et le cœur **(Din et al., 2008)**. Le DHA joue un rôle important développement du cerveau et de la rétine **(Guesnet et al., 2005)**.

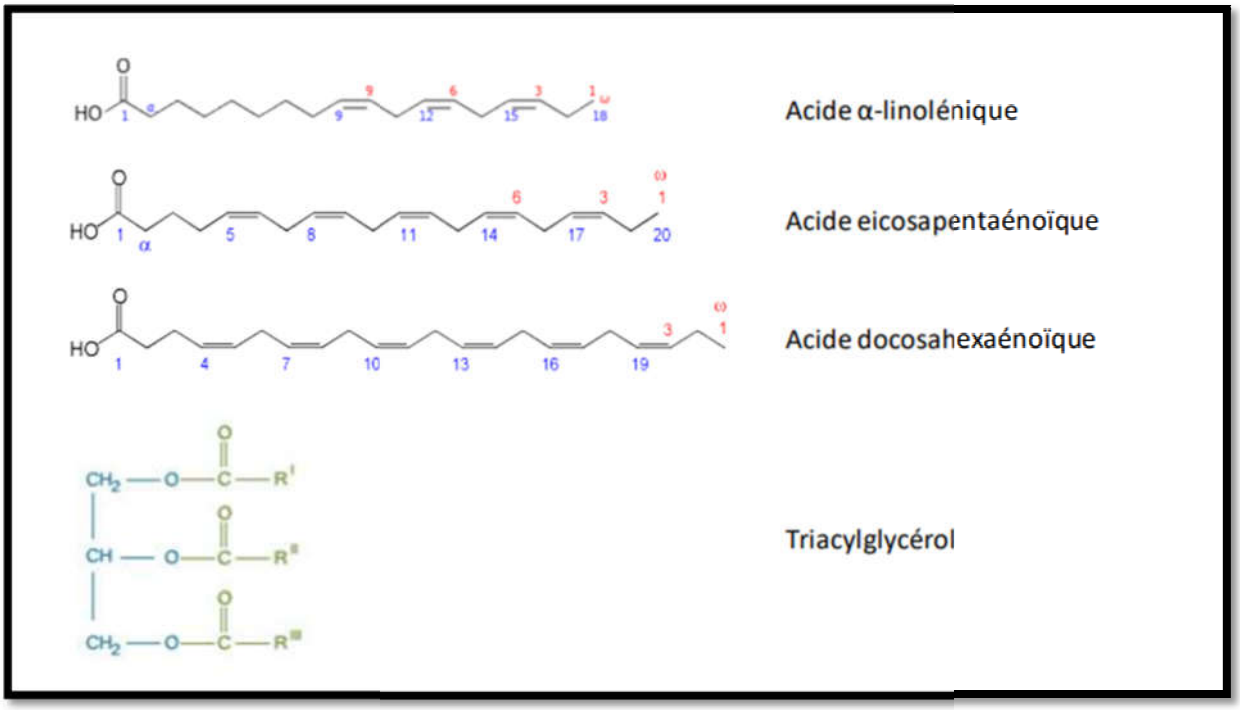


Figure II.3 : Représentation schématique de quelques acides gra1s polyinsaturés à longue chaîne de la série ω3 et des triacylglycérols. **D'après(Colette & Monnier, 2011)**

Les lipides neutres contiennent également des stérols, ces lipides ont un noyau stérane avec un groupe hydroxyle au carbone 3. La plupart des organisations les eucaryotes contiennent des stérols en tant que composants structurels des membranes cellulaires. Les diatomées contiennent une variété de stérols, dont plus de 40 ont été identifiés. Ce les cataptophytes, en revanche, contiennent souvent des stérols dominés par le 24 méthylcholesta-5,22E diène-3β-ol, également présent dans les diatomées **(Volkman, 2016)**. Pour leur les phytostérols sont structurellement similaires au cholestérol, en Abaisser le cholestérol LDL **(Katan et al., 2003)**.

De plus, certaines espèces de Prymnesiophyceae, dont Emiliania, Gephyrocapsa, Isochrysis, Tisocrysis et Chrysotila, capables de synthétiser des énones en tant que « lipide » de réserve **(Conte et al., 1995)**;**(Marlowe et al., 1984)** ;**(J.-F. Rontani et al., 2004)**,**(J. Rontani et al., 2006)** ;**(Volkman et al., 1995)**. Ce sont principalement des méthyl et éthyl cétones insaturées chaînes longues C37 - C39, stockées dans des liposomes cytoplasmiques **(Marlowe et al., 1984)**. Les oléfines considérées comme un substitut de cire prometteur cosmétiques et produits de soins et de bien-être **(McIntosh et al., 2018)**.

- **Lipides polaires :**

Les lipides polaires sont des molécules amphiphiles qui ont tendance à s'organiser naturellement en bicouche lipidique. Ils sont généralement composés de têtes hydrophiles orientées vers les milieux extra ou intracellulaires et de queues hydrophobes orientées au centre de la bicouche lipidique (Figure II-4)

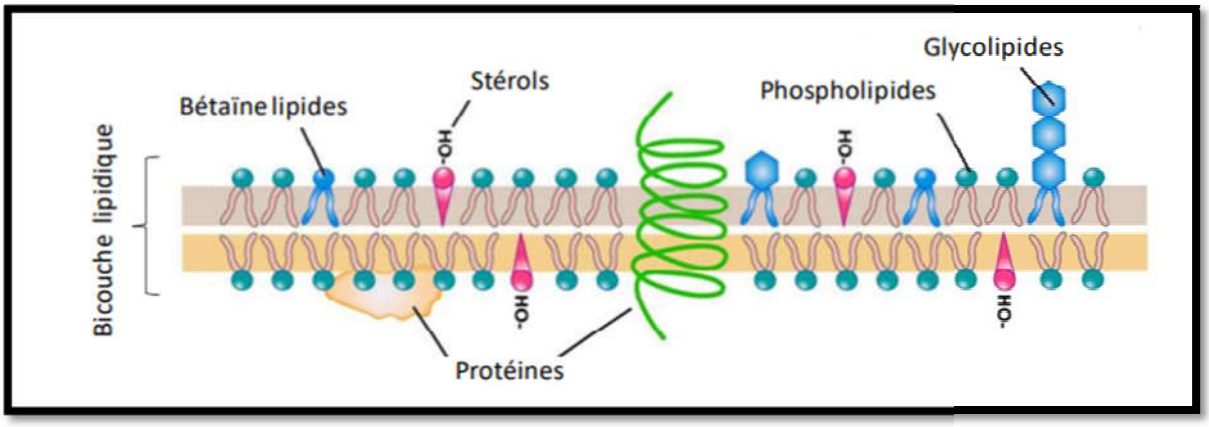


Figure II.4 : Représentation schématique des membranes cellulaires : Modèle de la mosaïque fluide. **D'après (Singer & Nicolson, 1972)**

Parmi les lipides polaires, les microalgues contiennent principalement des phospholipides (PL) et glycolipides (GL). Leur composition dans la membrane varie selon les espèces microalgues, également à l'intérieur des cellules, dans divers organites. En général, Le PL est le principal composant lipidique de la membrane plasmique. D'autre part, le GL est plus abondant dans les membranes thylacoïdes **(Mizusawa & Wada, 2012)**. Exister en outre, il existe d'autres composés moins connus tels que les lipides de bétaïne (BL), les chlorothiolipides ou divers autres sulfolipides peuvent être des constituants de certaines membranes cellulaires espèce **(Harwood, 1998)**.

- **Phospholipides (PL) :**

Le PL constitue le composant majeur de la membrane plasmique. La plupart PL est un phosphoglycéride, composé de molécules de glycérol, sa fonction les groupes hydroxyles à la position 1 et 2 sont estérifiés par deux molécules d'AG. Le troisième groupe le groupe hydroxyle du glycérol est lié au groupe phosphate. Petites molécules polaires ou ceux qui sont chargés peuvent se lier à ce groupe phosphate pour former différents phosphoglycéride **(Berg et al., 2002)**

Les PL les plus courants (Figure II.5) sont la Phosphatidylcholine (PC) Phosphatidyléthanolamine (PE), Phosphatidylinositol (PI) et Phosphatidylsérine (PS**) (Berg et al., 2002)**. Le phosphatidylglycérol (PG) est le principal phospholipide des chloroplastes et est une composante importante du centre Photosystème II (PSII) **(Boudière et al., 2014); (Li-Beisson et al., 2016)**

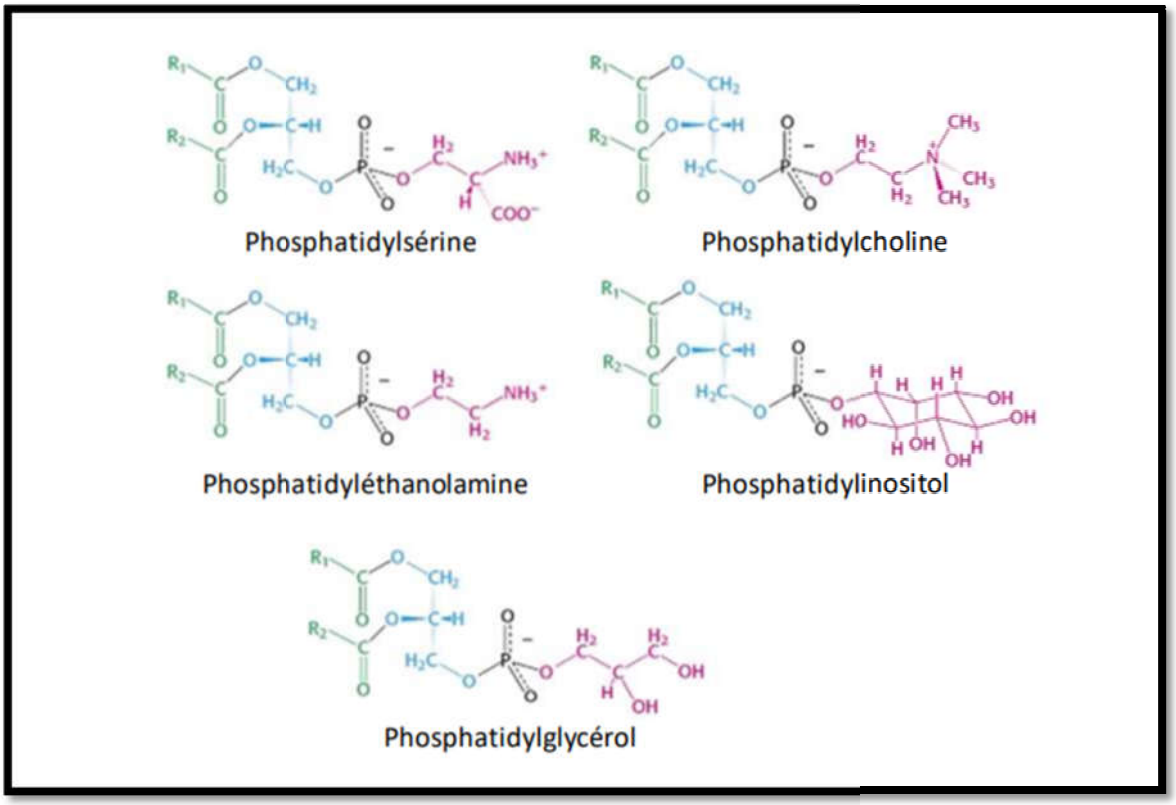


Figure II.5 : Représentation schématique de quelques phospholipides. **D'après (Berg et al., 2002)**

- **Glycolipides (GL) :**

La composition en GL de la membrane photosynthétique (lipidome thylakoïde) est très conservée au cours de l'évolution, des cyanobactéries aux eucaryotes contiennent Chloroplastes **(Boudière et al., 2014)**. Ce sont des glycérides de sucre composés de deux AG

Estérification avec du glycérol et une ou plusieurs têtes polaires. Ces GL (Figure II-6) sont Monogalactosyldiacylglycérol (MGDG), Digalactosyldiacylglycérol (DGDG) et le sulfoquinovosyldiacylglycérol (SQDG), qui représente 80 % des lipides thylacoïdes **(Block et al., 1983)**

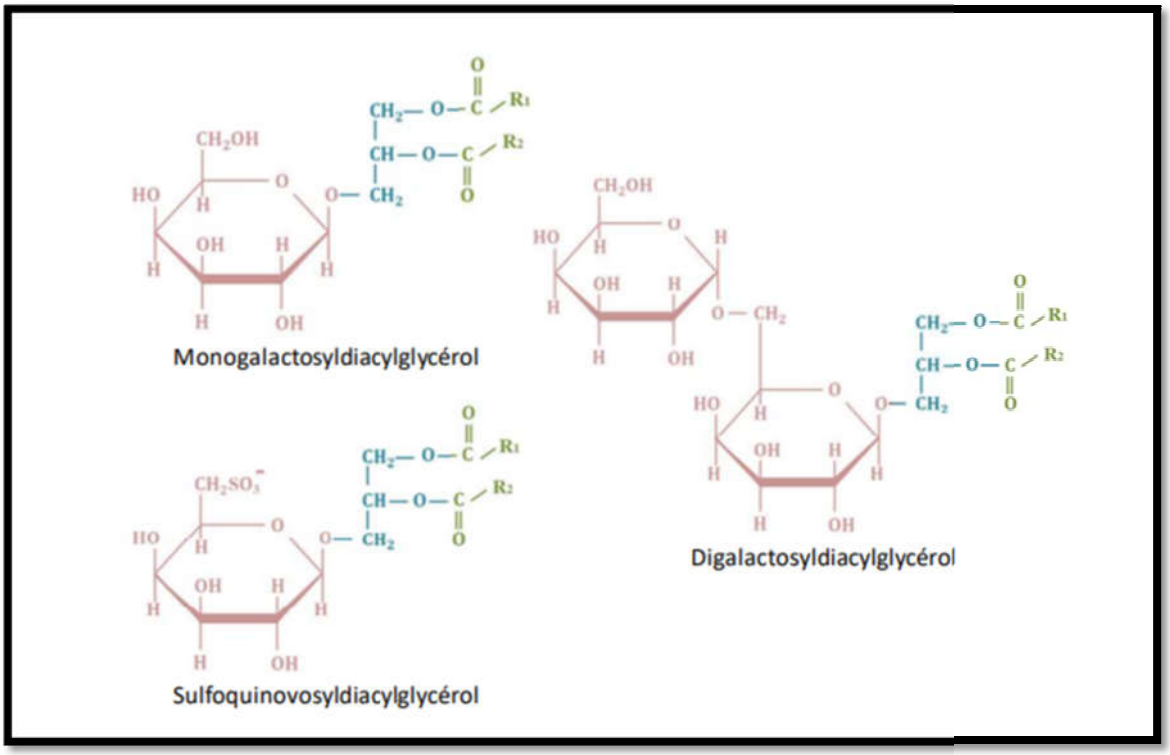


Figure II.6 : Représentation schématique de quelques glycolipides. **D'après (Hazahari et al., 2018)**

Les caractéristiques de ces GL sont importantes pour l'activité optique. MGDG et le DGDG est un GL neutre, qui constitue la plupart des types de bicouche lipidique de la capsule. Ce MGDG / DGDG est important que la structure et la stabilité de la membrane Capyar **(Demé et al., 2014)**. De plus, l'étude de l'Arabie doit montrer MGDG il peut jouer un rôle vital dans le mécanisme de protection optique de la photosynthèse promouvoir le Horne

Cycular **(Aronsson et al., 2008)**, et SQDG peut être lié Gardez la charge de yin -on à la surface de la membrane kystique **(Kobayashi et al., 2016)**.

- **Bétaïne lipides (BL)**

Les bétaïne lipides (BL) sont des glycérides non phosphorées qui ont un groupement triméthylammonium chargé positivement et un groupe carboxyle chargé négativement, ces lipides forment des zwitterions à pH neutre **(Dembitsky, 1996)**. Les trois BL (Figure II-7) les plus connus sont la diacylglycéroltriméthylhomosérine (DGTS), la diacylglycérolhydroxyméthyltriméthyl-β-alanine (DGTA) et la diacylglycérolcarboxyhydroxyméthylcholine (DGCC). Les BL sont présents chez un nombre limité d'espèces telles que certaines algues, bryophytes, champignons, protozoaires et bactéries photosynthétiques **(Dembitsky, 1996)**.

Ils n'ont pas été mis en évidence chez les plantes à fleurs, mais ont été détectés chez certaines Monogalactosyldiacylglycérol Digalactosyldiacylglycérol Sulfoquinovosyldiacylglycérol plantes produisant des spores, comme les fougères avec des espèces appartenant aux Equisetophyta et Polypodiophyta **(Rozentsvet et al., 2000)**. La DGTS est la plus répandue dans le monde vivant **(Cañavate et al., 2016)**. Des études taxonomiques suggèrent qu'elle pourrait avoir été le premier lipide de ce type apparu au cours de l'évolution **(Künzler & Eichenberger, 1997)**. Selon la littérature, la DGTA se trouve principalement chez les microalgues qui contiennent les Chl a et c, comme les espèces appartenant aux Chrysophyceae et Cryptophyceae (Dembitsky, 1996). Les résultats indiquent que la DGTA est également le principal BL chez la diatomée Bacillariophyceae P. tricornutum **(Abida et al., 2015)** ; **(Cañavate et al., 2016)**.

Quant à la DGCC, qui a été initialement isolée chez Diacronema lutheri, elle est principalement associée aux Haptophyceae **(Kato et al., 1996)**. Elle a aussi été détectée chez les diatomées Mediophyceae telles que Thalassiosira pseudonana et Chaetoceros gracilis **(Martin et al., 2011)** ;**(Van Mooy et al., 2009)**, ainsi que chez les Dinophyceae **(Cañavate et al., 2016)**;**(Kato et al., 1996)**. Les études sur la localisation cellulaire des BL suggèrent fortement que ces lipides sont principalement associés à des structures non-plastidiales **(Künzler & Eichenberger, 1997)**

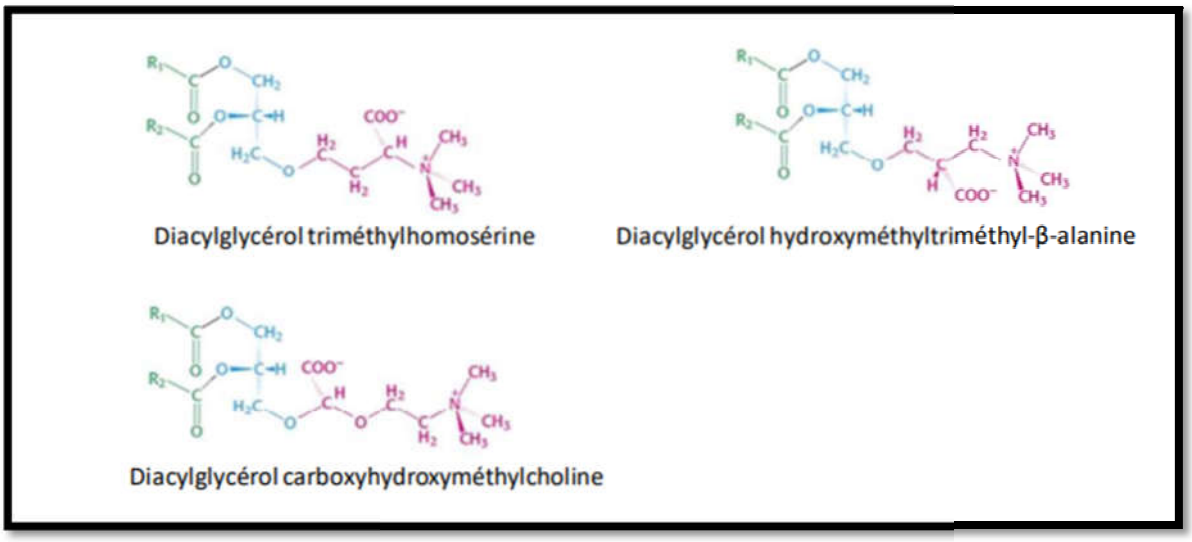


Figure II.7 : Représentation schématique de quelques bétaïne lipides.
(http://www.lipidhome.co.uk/lipids/complex/betaine/)

II.3. Le métabolisme lipidique chez les microalgues

La synthèse lipidique est un processus compliqué, à partir des acides gras. Leur synthèse de novo s'effectue dans le chloroplaste. La première réaction, qui convertit l'acétyl-CoA en malonyl-CoA, est catalysée par une enzyme clé, l'acétyl-CoA carboxylase (ACCase). La malonyl-CoA est ensuite rapidement transformée en malonyl-ACP. Ensuite, après avoir condensé avec un acétyl-CoA et un jeu de réductions et de déshydratations, le précurseur de l'acide gras, le butyryl-ACP, est formé. La condensation continue de malonyl-ACP allonge progressivement la chaîne de deux carbones par cycle. Il en résulte la formation d'un acide gras saturé, toujours pair Et contenant de 16 à 22 carbones, Pour produire un acide insaturé, une double liaison est introduite par une enzyme particulière, la stéaroyl ACP désaturase. Le contrôle des différentes enzymes de cette synthèse est très mal connu. Des expériences sur Cyclotella cryptica ont montré que l'activité de l'ACCase augmente de 2 à 4 fois, après 4 et 15 heures de carence en Commenté [p4] : à valider Commenté [p5] : sens ? silice respectivement, probablement à cause de modifications de la covalence de l'enzyme **(Hu et al., 2008).**

Peut-être que la synthèse de lipides complexes peut être utilisé probablement la voie métabolique du glycérol (glycolyse). Les acides gras produits sont transférés séquentiellement par une acyltransférase du groupement acyle de l'acide gras jusqu'à la position 1 et 2 du glycérol-3- phosphate (G3P), formant ainsi un acide phosphatidique (PA) précurseur de

nombreux phospholipides. Cet acide peut également être déphosphorilé, formant un diglycéride, élément de base pour la synthèse de la phosphatidylcholine et des glycolipides. Enfin, le diglycéride peut subir une dernière transestérification, avec un 3^{e} acyle gras formant un triglycéride (voir figure 7.6A). Une voie indépendante de la synthèse d'acide gras a également été rapportée pour la synthèse des triglycérides.

Elle consiste à utiliser les acides gras des phospholipides (donneur) pour les transférer à un diglycéride (accepteur). Cette voie pourrait devenir prédominante en cas de stress, et expliquer la dégradation des membranes observée au profit des triglycérides de réserve **(Hu et al. 2008).**

II.4. L'utilisation des microalgues pour Produire des biocarburants

Les algues sont principalement composées de carbone, d'azote et de phosphore. Les protéines, les glucides, les lipides et les acides nucléiques sont des composants **(Vasistha et al., 2021)**. Les principales biomolécules qui sont transformées en produits chimiques organiques, y compris l'éthylène l'utilisation des micro algues pour produire des biocarburants : le propylène, l'acide adipique et le cholestérol, comprennent les glucides et les lipides de 80% ou plus de la production totale **(Walker, 2011)**. Les esters méthyliques d'acides gras (FAME), qui sont utilisés pour fabriquer du biodiesel, peuvent être produits à partir d'hydrocarbures ou de bio-huile par pyrolyse, liquéfaction, hydrogénation et transestérification **(Mittal et al., 2022)**.

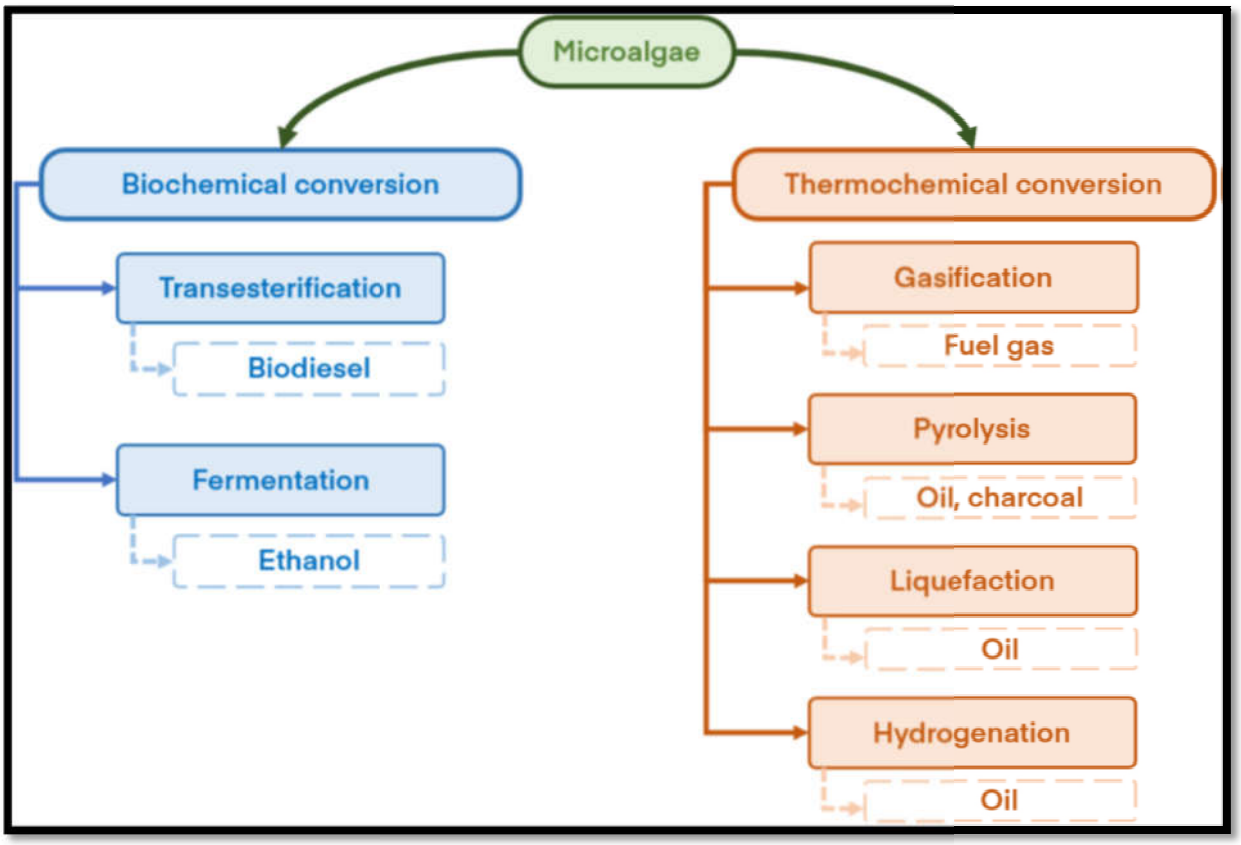


Figure II.8 Différentes voies de conversion de la biomasse de microalgues en biocarburants et leurs produits respectifs. Modifié par Amin **(Amin, 2009)**avec la permission d'Elsevier.

II.4.1. La teneur des lipides chez les microalgues

Les taux de lipides dans les microalgues peuvent atteindre 80 % de la matière sèche. Cependant, ces conditions de haute productivité ne peuvent être maintenues sur le long terme, elles conduisent le plus souvent à un arrêt de croissance, alors, la productivité lipidique dans le temps doit donc être un compromis entre croissance (donc absence de défauts) et production d'huile (le stress ralentit la croissance) **(Metting, 1996)**. Quelques exemples de produits à base d'algues sont répertoriés dans le (tableau II.1)

Tableau II.1: Productivité de surface et teneur en lipides des différentes espèces de microalgues**(synthétisé à partir de(Mata et al., 2010);(Griffiths, 2009)**

	Chlorella sp.	*Spirulina platensis*	*Botryoccocus braunii*	*Haematoccocus pluvialis*	*Dunaliella salina*
Taux de croissence (g/m^2/jour)	1.61-25	1.5-51	3	10.2-36.4	1.6-38
Teneur lipidique (% matiere sèche)	18-57	4 à 17	25-75	25	6 à 25

II.4.2. Critère de sélection de microalgues pour la production des algocarburants

La sélection et l'amélioration des souches sont à la base de tout développement de processus Production de microalgues. A propos du choix de la souche de production biodiesel et d'autres métabolites d'importance commerciale, les deux principales tendances sont actuellement observées dans la littérature scientifique. L'un est basé sur le travail isoler et caractériser les souches des milieux aquatiques marins, et eau douce **(Abou-Shanab et al., 2011)** ;**(K. C. Park et al., 2012)**;**(Pereira et al., 2011)**ou souches vivant dans des conditions environnementales extrêmes **(Bernard, 2010)**.

C'est le travail nous permet d'accroître notre compréhension de l'impressionnante biodiversité microalgues. Le nombre d'espèces de microalgues existantes est estimé entre 200000 et 1 million, dont seulement 10% sont caractérisés **(Cadoret & Bernard, 2008)**.Une autre tendance implique d'importants efforts de génie génétique pour choisissez des générations, améliorez et même créez de nouvelles variétés À partir de microalgues connues **(Georgianna & Mayfield, 2012)**

C'est la manipulation génétique cible généralement le développement de souches des microalgues performantes pour la fabrication de composés spécifiques tels que lipides spéciaux, protéines ou autres molécules d'intérêt biopharmaceutique valeur commerciale. Méthodes actuellement utilisées pour l'amélioration génétique Les microalgues peuvent être divisées en trois groupes principaux : 1- Sélection Des générations d'individus aux

caractéristiques phénotypiques recherchées, 2- Modification génétique et 3 - Méthodes conventionnelles de biologie synthétique.

II.5. Conditions de stress stimulent l'accumulation des lipides :

Dans des situations stressantes, des mécanismes d'autodéfense se déclenchent pour augmenter la production métabolites de réserve. Ce phénomène implique de multiples paramètres et est devenu un problème majeur dans la recherche sur les microalgues. **(Chisti, 2007 ; Goold et al., 2014)** carence en certains nutriments, appliqués par l'homme dans des compositions chimiques Le milieu stimule la production de métabolites de stockage **(Schnurr et al., 2013 ; Sheehan et al., 1998).**

II.5.1. Carence en azote

La carence en azote a été la plus étudiée. La plupart des microalgues y répondent en surproduisant des lipides de réserve **(Griffiths & Harrison, 2009)**;**(Hu et al., 2008)**. Un manque d'azote inorganique dans le milieu entraîne un arrêt de la synthèse protéique et donc de la division cellulaire **(Breuer et al., 2012)**. Cependant, la photosynthèse continue de fonctionner sur le pool d'enzymes préexistant, entraînant un excès d'énergie et de fixation du carbone. L'effet du déséquilibre entre les flux de carbone et d'azote est partiellement compensé par une production accrue de molécules énergétiques riches en carbone mais pas en azote, comme les lipides, le β-carotène ou encore l'amidon. Par exemple, chez Neochloris oleoabundans, la carence en azote multiplie par quatre la concentration en lipides par unité de biomasse. Une carence entraîne également une augmentation du rapport entre les lipides de réserve et les lipides membranaires. Enfin, il modifie la répartition des acides gras, dont l'insaturation diminue avec la réduction des acides gras polyinsaturés au profit des acides gras saturés, notamment l'acide oléique **(Breuer et al., 2012)**.

Alors que la carence en azote augmente le contenu des réserves lipidiques, elle réduit simultanément le taux de croissance de la biomasse **(Breuer et al., 2012)**;**(Bonnefond et al., 2017)**, Ainsi, la productivité lipidique (taux de croissance x concentration lipidique par unité de biomasse x biomasse) n'augmente pas nécessairement. La production industrielle de lipides s'effectue généralement en deux étapes. Dans un premier temps, les cultures sont placées dans des conditions de croissance optimales leur permettant d'atteindre rapidement une biomasse élevée. La deuxième étape, conduisant à une carence en azote, arrête la croissance mais augmente la concentration en lipides. Une autre approche consiste à induire une limitation plutôt qu'une carence en azote. Cette condition est obtenue en renouvelant le milieu, apportant

ainsi de l'azote de manière sous-optimale. Cela stimule la production de lipides tout en maintenant une croissance importante **(Lacour et al., 2012);(Rodolfi et al., 2009)**

II.5.2. Choc thermique

Un choc thermique est une différence de température par rapport à la température de culture habituelle du photo bioréacteur appliquée à la biomasse pendant une certaine période de temps pour altérer la formation d'acides gras et de synthèse des lipides. Lorsque la température est de 15°C en dessous de la plage idéale, plus de lipides saturés peuvent être produits, mais lorsque la température est élevée au-dessus de 30°C, moins de graisses saturées peuvent être produites. Il a été possible de voir une augmentation des lipides totaux en réponse à la fois à des températures basses et extrêmement élevées. Le degré de saturation des acides gras augmente avec la température pour permettre à la cellule, site de plusieurs réactions métaboliques, de maintenir une bonne fluidité de la membrane.**(ALI TURKI & SI MOUSSA, 2019)**.

II.5.3. Choc osmotique

Les microalgues subissent un choc osmotique lorsqu'il y a une augmentation de la salinité dans un environnement aquatique. En conséquence, la quantité totale de synthèse des acides gras cellulables augmente à mesure que la salinité augmente. Par exemple, Chlorococcum sp. Connaît une triple augmentation du contenu lipidique avec une augmentation de 2% de la salinité. Le but du glucose intracellulaire est de maintenir l'équilibre osmotique dans les sels extracellulaires. En conséquence, la microalgues répond au stress osmotique en priorisant la génération de glycérol**(ALI TURKI & SI MOUSSA, 2019)**.

II.5.4. L'intensité lumineuse

L'efficacité de la photosynthèse est influencée par l'intensité lumineuse, ce qui a un impact sur le développement des microalgues **(Stockenreiter et al., 2013)**. Trois situations de lumière différentes, y compris la restriction de la lumière, la saturation et l'inhibition, peuvent être utilisées pour caractériser les effets de l'éclairage **(Goh et al., 2019)**. Lorsque les microalgues ont été cultivées dans des conditions de contrainte lumineuse, leur taux de croissance a été accéléré par une augmentation de l'intensité de la lumière. Lorsque la quantité d'absorption des photons dépasse le taux de circulation des électrons, l'activité photosynthétique diminue. Lorsque l'intensité de la lumière est encore augmentée, cependant, un phénomène connu sous le nom d'inhibition lumineuse peut se produire. Cet événement a le

potentiel d'endommager définitivement les composants de la chlorophylle dans les microalgues.

Le développement des microalgues peut finalement être restreint par des dommages à leur chlorophylle **(Juneja et al., 2013)**. En outre, bien que cela dépende beaucoup de la souche de microalgues, l'intensité de la lumière a un impact considérable sur la productivité. Les microalgues Tetraselmis chui (PLY 429) ont fait l'objet d'expériences pour déterminer comment l'intensité de la lumière affecte leur développement. Les résultats ont révélé que l'intensité élevée de la lumière améliorait la productivité des microalgues et l'absorption des nutriments **(Meseck et al., 2005)**. La production de biomasse était élevée dans les microalgues Chlorella vulgaris ESP-31 **(Yeh et al., 2010)**,**(Ruangsomboon, 2012)** qui ont été cultivées dans des conditions de faible luminosité de 41,13 E m 2 s-1 et 87,50 E m 2 s-1, respectivement. Ces résultats pourraient être expliqués par la source de lumière différente et la configuration PBR.

Différentes intensités lumineuses, allant de 4440 à 22 200 lux (60-300 E m 2 s 1), ont été utilisées pour étudier l'impact de l'intensité lumineuse sur le développement des microalgues Chlamydomonas reinhardtii **(M.-S. Kim et al., 2006)**. Les résultats ont montré qu'il n'y avait que de légères variations dans le développement entre 14 800 et 22 200 lux. Il a été découvert que cette espèce pouvait prospérer le mieux dans 14 800 lux de lumière.

De plus, la photopériode affecte considérablement la production de microalgues. Dunaliella salina CCAP 19/30 a été testé sur six jours avec des longueurs de photopériode variables allant de 4 à 24 heures, chacune avec une intensité de lumière de 200 photons mol par seconde carré. Les résultats ont montré que les microalgues à plus grande densité cellulaire grandissaient plus rapidement avec des photopériodes plus longues **(Xu et al., 2016)**. La longueur et l'intensité de la lumière ont un impact direct sur le développement et la photosynthèse des microalgues.

II.6. Les biocarburants

II.6.1. Définition

Les biocarburants sont des produits énergétiques d'origine végétale ou animale utilisés en tant que source d'énergie pour les moteurs de véhicules automobiles. Phrase "biocarburant" (du grec bios, vie, vie et du latin carbo, charbon, carbone). Préfixe organique en précisant simplement que le carburant est d'origine biologique, produit à partir de substances vivant,

animal ou végétal. Lorsque ces produits énergétiques sont utilisés dans lorsqu'ils sont chauffés, ils sont considérés comme combustibles **(Hamad, 2009)**.

II.6.2. Les sources de biocarburants

II.6.2.1. 1ére génération

Sont obtenus par l'opération d'extraction des plantes qui sont riche en sucre tel que la betterave et encore les pomme de terre qui contient l'amidon, ces deux dernier permettent produire l'éthanol, et il y'a d'autre plantes riches en huile tel que le tournesol, colza qui produisent le biodiesel.**(Soubie, 2022)**

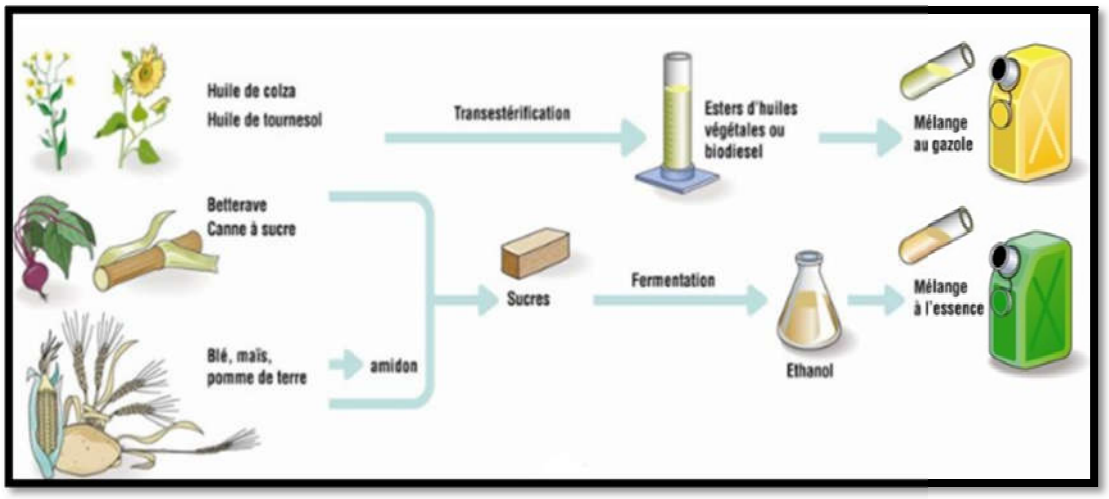


Figure II.9 : les biocarburants da la 1ére génération

II.6.2.2. La 2éme génération

Elles sont produites par la conversion de la biomasse non alimentaire (plantes, bois, déchets) principalement lignocellulosique.**(Soubie, 2022)**

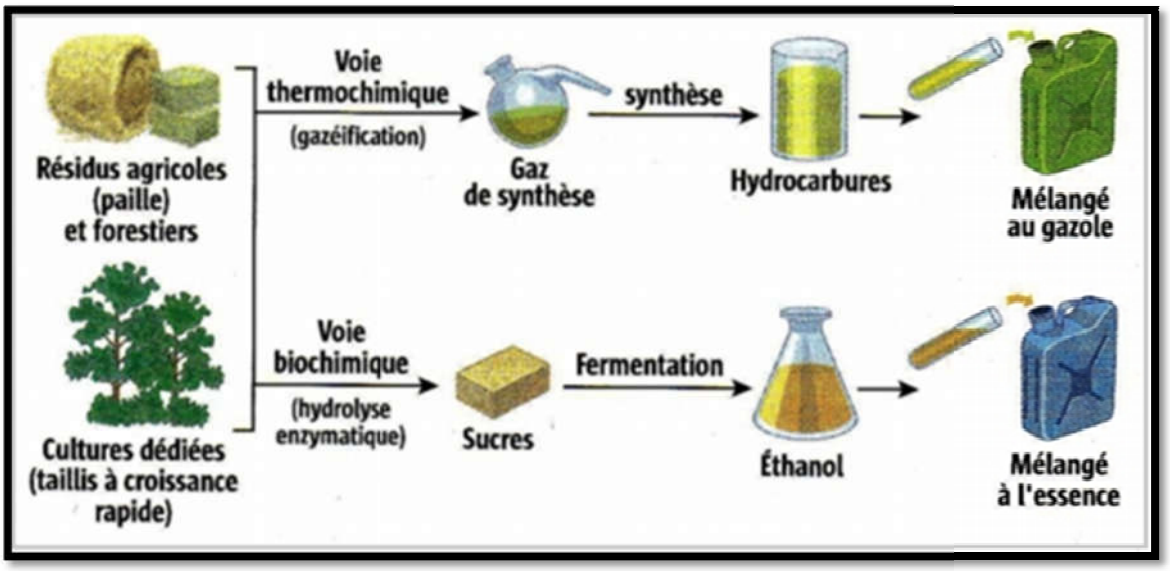


Figure II.10: les biocarburants de la 2éme génération

II.6.2.3. La 3éme génération

Ils sont ou seront produisent par la transformation de la biomasse algale (micro algue, macro algues ou microorganismes), cette biomasse présente un potentiel considérable pour la production de carburants, mais ce potentiel est aujourd'hui économiquement limité.**(Soubie, 2022)**

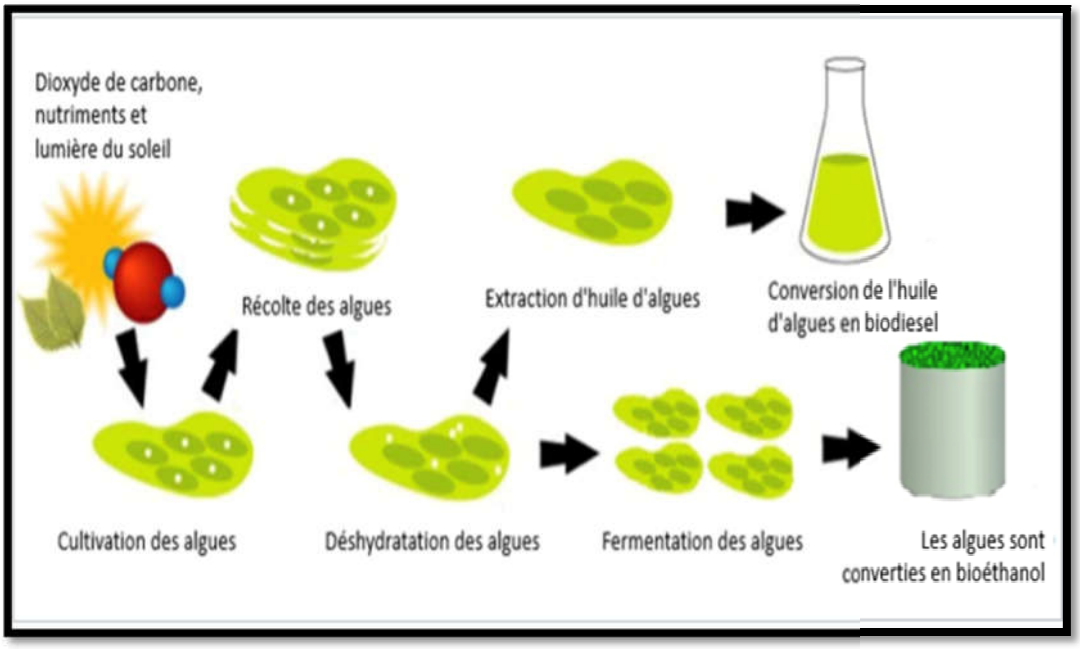


Figure II.11: les biocarburants de la 3éme génération

- **Produit final**

Les microalgues peuvent subir diverses modifications, les spores de ces microorganismes peuvent contenir des sucres et ils sont capable de faire la fermentation pour produire de l'éthanol. D'autre ont le potentiel d'accumuler des acides gras jusqu'à 80% de leur poids sec et ils doivent être extrais pour la production de biodiesel. Enfin, les micro algues sont méthaniser pour créer du biogaz. **(Soubie, 2022)**

II.7. Les avantages et les inconvénients de biocarburants

II.7.1. Les avantages : (ALI TURKI & SI MOUSSA, 2019)

- **Renouvelable** : Il faut des milliers d'années pour produire des combustibles fossiles, alors que Les matières premières des biocarburants sont renouvelables beaucoup plus rapidement.
- **Sécurité** : En réduisant la dépendance aux sources d'énergie étrangères, les pays peuvent Protéger l'intégrité de ses ressources énergétiques et se protéger des influences extérieures.
- **Biodégradabilité** : Les biocarburants sont facilement biodégradables, encore moins Dangereux à manipuler que les carburants traditionnels.
- **Faibles émissions de carbone :** lorsque les biocarburants sont brûlés, ils produisent Beaucoup moins de carbone et moins de toxines. C'est une option plus sûre Maintenir la qualité de l'air.

II.7.2. Les inconvénients : (ALI TURKI & SI MOUSSA, 2019)

- **Production d'énergie** : Les biocarburants produisent moins d'énergie que Carburant traditionnel, donc de plus grandes quantités sont nécessaires pour produire le même carburant niveau d'énergie.
- **Coûts élevés** : raffiner les biocarburants pour une énergie et des bâtiments plus efficaces Les usines de fabrication nécessaires pour augmenter la quantité de biocarburants nécessiteront Investissement initial important.
- **Prix alimentaires :** Certaines cultures vivrières disponibles pour Nourriture et biocarburants (par ex. maïs). À mesure que la demande augmente, les prix Il est également possible d'augmenter.

- **Disponibilité** : Les agriculteurs n'ont pas encore facilement accès aux biocarburants. Les consommateurs et la plupart des véhicules ne sont pas équipés pour fonctionner Biocarburants.
- **Odeur** : Selon le type de biocarburant, on la rencontre parfois lors de la production Odeur.

II.8. Le biodiesel

II.8.1. Intérêt de biodiesel

Les sources d'énergie renouvelables qui sont respectueuses de l'environnement ont gagné en importance. Considérable au cours des dernières années, le remplacement des ressources énergétiques associées aux combustibles fossiles par des facteurs négatifs, suscitant la recherche d'une source alternative. Durable et respectueux de l'environnement **(Ibrahim Birma et al, 2015)**.

La demande de carburants liquides pour les transports augmente actuellement en raison des préoccupations concernant le changement climatique, la pollution atmosphérique et la destruction des écosystèmes, qui sont tous directement liés à l'extraction et à la combustion du pétrole. **(Levine RB et al., 2011)**. Le biodiesel est un substitut potentiel pour les combustibles fossiles qui pourraient finalement les remplacer et peuvent même devenir la principale source d'énergie du monde. **(Feofilova et al., 2001)**.

II.8.2. Définition et production de biodiesel

Le biodiesel est simplement un ester méthylique d'acides gras produit par le processus de trans-estérification (en présence d'alcools) des triglycérides. On peut dire que le biodiesel est constitué d'acides gras d'alkyle (ayant une longueur de chaîne de C14 à C25), estérifiés en présence d'alcools, principalement CH3OH ou C2H5OH. Le biodiesel est le plus comparable aux carburants fossiles en ce qui concerne les caractéristiques telles que le point d'éclair, le "numéro de cétane", la viscosité et la valeur calorifique **(Demirbas, 2009).**

Du fait de ces caractéristiques, le biodiesel semble être le carburant le plus exigeant pour l'avenir en raison des ressources limitées des carburants fossiles. L'autre caractéristique la plus exigeante du biodiesel est sa nature respectueuse de l'environnement, car il réduit les émissions de CO2 de 77 % par rapport aux carburants conventionnels **(Atadashi et al., 2010)**. C'est le type de carburant qui peut être dégradé par les microbes (biodégradable) et qui est non toxique et provient de ressources naturelles renouvelables **(A. B. M. S. Hossain et al., 2008)**.

L'Italie améliore également les performances des moteurs et réduit les émissions de soufre et d'autres matières particulaires pendant la combustion **(Miao & Wu, 2006)**,**(Scragg et al., 2002)**.Pour la production de biodiesel, les triglycérides sont transestérifiés par des acides ou un métal catalytique afin de produire du biodiesel et du glycérol comme produit dérivé **(Chisti, 2007),(Johnson & Wen, 2009)**. En gardant à l'esprit les points susmentionnés, les biodiesels sont acceptables pour alimenter les carburants, mais leur production actuelle par les biomasses terrestres n'est pas suffisante pour répondre aux besoins énergétiques.

En 2007, Chisti a indiqué qu'environ trois fois la superficie actuellement disponible pour les cultures aux États-Unis est nécessaire pour remplir la seule moitié de la main d'œuvre destinée au transport par an. Cependant, les biodiesels légaux peuvent remplir cette condition avec les efforts de faible qualité déployés pour la culture des terres **(Chisti, 2007)**. Mais jusqu'à présent, il n'existe aucun rapport sur la production à grande échelle de biodiesel à partir d'algues **(Lardon et al., 2009)**. Différentes espèces d'algues produisent du biodiesel en différentes quantités, comme le décrit le tableau suivant :

Tableau II.2. Production de biodiesel à partir de différentes souches d'algues et teneur en lipides par kg

Algal strain	**Biodiesel production/kg lipid content**	**reference**
Spirulina platensis	58.9 g	**(Nautiyal et al., 2014)**
Nemo-chloropsis sp.	98.9 g	**(Susilaningsih et al., 2009)**
Scenedesmus sp.	218.5 g	**(G. V. Kim et al., 2014)**
Chlorella marina	99.5 g	
Nannochloropsis salina	181.5 g	**(Muthukumar et al., 2012)**

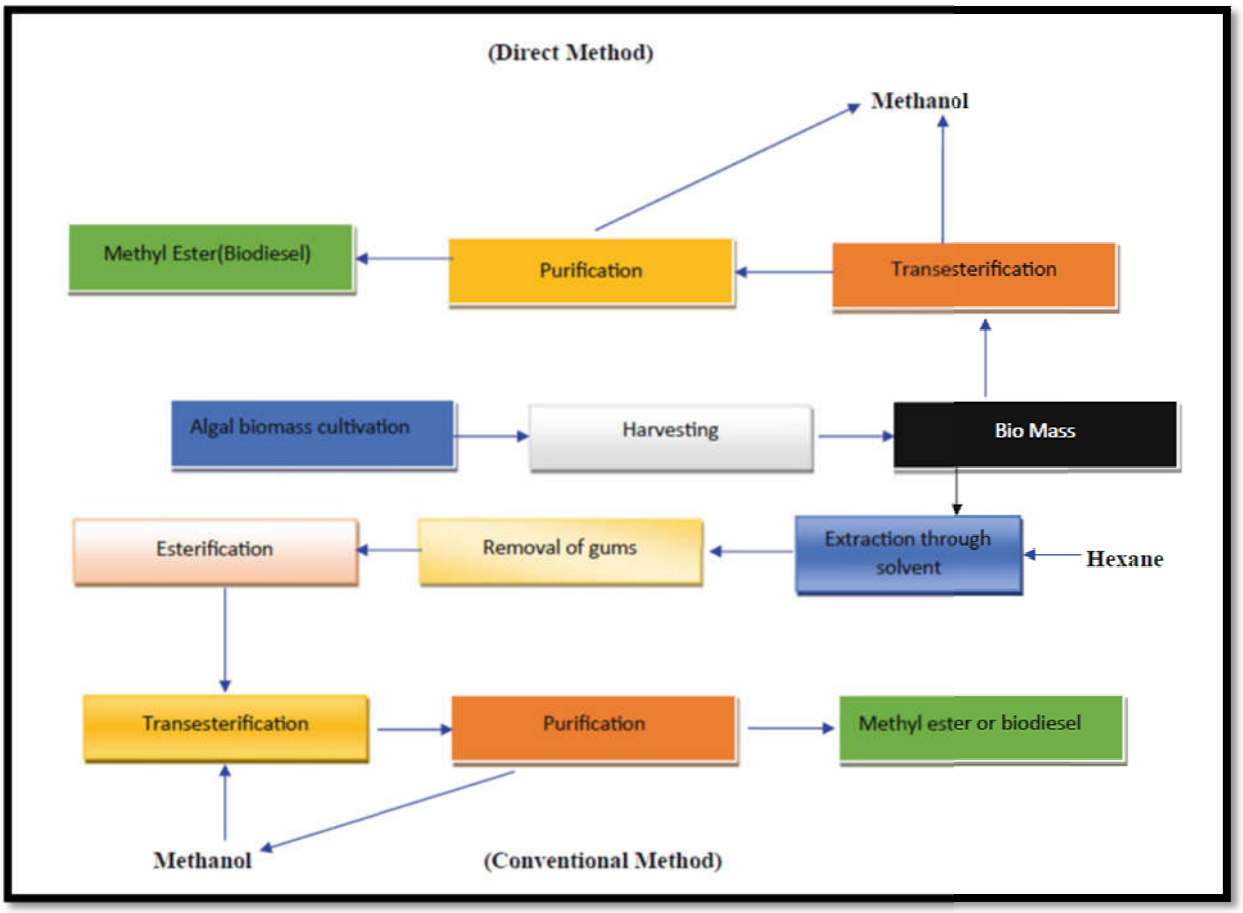


Figure II.12. Production de biodiesel par des méthodes directes et conventionnelles de transestérification

La conversion de la biomasse algale en diesel est un processus de conversion chimique qui nécessite l'interaction des lipides de la biomasse algale avec les alcools (méthanol/éthanol) par l'ajout d'un catalyseur approprié **(Suganya et al., 2016)**,**(Johnson & Wen, 2009)**,**(Kandiyoti et al., 2016)**,**(Lee & Lee, 2016)**. Ce processus est absolument nécessaire pour abaisser la viscosité de l'algues qui est supérieure à celle du diesel de pétrole. Ce processus d'abaissement de la viscosité augmente automatiquement la fluidité du biodiesel, tandis que le glycérol est produit en tant que sous-produit et utilisé pour former différents produits pharmaceutiques et cosmétiques. La transestérification peut être réalisée selon deux méthodes **(Johnson & Wen, 2009)**.

II.8.3. Les différentes étapes de production de biodiesel

- **Méthode conventionnelle ou traditionnelle de trans-estérification**

Il s'agit d'un processus en deux étapes qui comprend l'extraction des lipides de la biomasse algale avant le processus de conversion **(Lee & Lee, 2016)**. Pour cette méthode, une étape essentielle de traitement est réalisée pour extraire les lipides de la biomasse algale et éliminer les algues par l'action de solvants qui ne réagissent pas, tels que l'hexane **(F. M. Hossain et al., 2018)**. Ces méthodes supplémentaires permettent d'obtenir un biodiesel hautement raffiné qui pourrait être directement utilisé pour les moteurs à grande vitesse **(Salam et al., 2016)**. L'ajout de ces étapes augmente le coût de production global **(Martinez-Guerra & Gude, 2018)**.Ces processus n'augmentent pas seulement le coût de production en augmentant la consommation d'énergie, mais aussi le temps de production **(Jazzar et al., 2015).**

- **Transestérification directe**

C'est ce qu'on appelle le processus de maçonnerie, qui consiste à extraire le contenu lipidique de la biomasse algale **(Lee & Lee, 2016)**, **(Ehimen et al., 2010)**. La biomasse algale humide et non lavée est directement placée dans le diagramme de réaction pour former une transestérification directe **(Jazzar et al., 2015)**. Le méthane en excès est ajouté dans la chambre d'action, ce qui élimine le besoin de processus tels que le prétraitement, l'élimination des gommes et l'extraction des lipides. C'est pourquoi il donne un rendement supérieur à celui de la méthode traditionnelle **(Lawayzyetal.2014)**.

Il a été souligné que le rendement du biodiesel issu de la transestérification par la méthode directe de la biomasse sèche d'algues est plus important que celui de la biomasse humide, ce qui souligne la nécessité de sécher la biomasse. En comparaison avec cette utilisation de la méthode conventionnelle pour le biodiesel, le biodiesel produit une quantité égale de diesel, que la biomasse soit sèche ou non **(Johnson & Wen, 2009)**. Mais le rendement global et la quantité de lipides extraits du séchage des biomasses ne sont pas encore connus**(Lardon et al., 2009)**pour réduire le coût de production utilisé pour le séchage, le prétraitement permet de réduire la consommation d'énergie pour la production de biodiesel d'algues à grande échelle ; une nouvelle technologie bien établie est nécessaire **(R. Levine et al., 2009)**, **(Sialve et al., 2009)**.Pour améliorer la production globale de biodiesel en augmentant la teneur en lipides de la biomasse algale, il faut cultiver des algues dans un milieu riche en nutriments.

Il a déjà été décrit que pour augmenter la teneur en lipides des algues, le génie génétique est une technique de promotion. Mais les premières expériences dans ce domaine n'ont pas toujours été couronnées de succès **(Sheehan et al., 1998)**. C'est pourquoi de nombreux travaux de recherche sont nécessaires pour manipuler les gènes des contraintes algales afin d'obtenir un rendement élevé en biodiesel **(Hu et al., 2008)**.

II.9. Micro algues producteur

II.9.1. Chlorella vulgaris

Une algues monocellulaires appelée Chlorella vulgaris a été isolée et décrite pour la première fois par le professeur néerlandais M.W. Pékin en 1889 à Delft. Elle est sa propriété. L'espèce Chlorophytes, avec morphologie sphérique ou elliptique et une portée comprise entre 5 et 10 microns **(Filali, 2012)**.

II.9.2. Caractéristiques

Tableau II.3: Caractéristiques de la microalgue Chlorelle Vulgaris

Paramètre	**Donnée**	**Référence**
Lipide (%)	14-22	**(Olsen & Singh, 2011)**
Carbohydrate (%)	12-17	**(Olsen & Singh, 2011)**
Acide gras libre (%)	2.6±0.3	**(Ahmad et al., 2013)**
Taux de consommation de CO2 (mg. L-1. j-1)	6240	**(Filali, 2012)**
Productivité (g. m-2. J-1)	24	**(Collet et al., 2015)**
Température de croissance optimale (°C)	25-30	
Métabolisme	Mixotrophe	**(Cantin, 2010)**
Source de carbone Organique	Glucose, fructose, galactose, acide acétique, acétate, glycérol	**(Cantin, 2010)**
Protéine (%)	51-58	**(Olsen & Singh, 2011)**

- **Avantages de la chlorelle : (Junying et al., 2013)**

- Un cycle de vie de base.

- Un taux de croissance accéléré.

- Haute teneur en protéines (plus de 70% du poids sec).

- Dans des situations stressantes, une concentration élevée de lipides (jusqu'à 50%) avec une prédominance de triglycérides.

- Riche en vitamines et minéraux.

- Possibilité d'utilisation des eaux d'irrigation.

II.9.3. Anatomie d'une Chlorella avec stigma

La chlorelle est une algue verte unicellulaire appartenant au groupe des algues chlorophylliennes. Il fonctionne comme une structure cellulaire relativement simple mais essentielle **(Kirk, 1994)**, Son Anatomie est :

- Membrane plasmique : Enferme la cellule et régule les échanges entre l'intérieur et l'extérieur de la cellule.
- Cytoplasme : Il contient des organites et des structures nécessaires à la survie des cellules. Chloroplastes : Ce sont les organites responsables de la photosynthèse. Ils contiennent de la chlorophylle, qui capte l'énergie lumineuse pour produire de la matière organique.
- Stigmate : Il s'agit d'une petite tache rouge à la surface du chloroplaste. Il est sensible à la lumière, permettant aux cellules de détecter la direction des sources lumineuses, maximisant ainsi l'efficacité de la photosynthèse.
- Noyau : Est le centre de contrôle de la cellule. Il contient le matériel génétique de la Chlorella.
- Mitochondries : Elles sont responsables de la production d'énergie dans la cellule.
- Vacuoles : Elles stockent les déchets et les nutriments dans la cellule.

La présence de stigmates est une particularité de Chlorella par rapport aux autres algues unicellulaires. Il s'agit d'un organe sensoriel spécialisé qui permet à Chlorella de détecter la lumière et de l'utiliser efficacement pour la photosynthèse **(Kirk, 1994)**.

II.9.4. Facteurs physiologie pour la culture de chlorelle

II.9.4. 1. La température

Un autre facteur crucial pour la croissance de la chlorelle est la température. La température idéale pour la croissance de la chlorelle est souvent comprise entre 20 et 35 degrés Celsius, avec un taux de croissance d'environ 25 degrés. La croissance de la Chlorella peut être ralentie et la mort cellulaire peut résulter de températures plus élevées **(Becker, 2007)**.

II.9.4.2. La lumière

La lumière est un facteur clé dans la croissance de Chlorella. La chlorelle est une algue photosynthétique qui utilise la lumière pour produire de l'énergie. Les conditions d'éclairage optimales pour la culture de Chlorella dépendent de l'intensité lumineuse, de la durée de la lumière et de la qualité spectrale de la lumière. La plupart des souches de Chlorella nécessitent des intensités lumineuses de 100 à 200 µmol photons m-2. s-1 pour une croissance optimale. Le temps d'éclairage optimal pour la Chlorella est d'environ 12 à 16 heures par jour. La qualité spectrale de la lumière est également importante, la lumière bleue et rouge étant préférée.**(Becker, 2007)**.

II.9.4.3. PH

La croissance de la Chlorelle dépend d'un certain nombre de facteur, y compris le PH, car il affecte la façon dont les nutriments sont absorbés. La meilleure gamme de pH pour la croissance de la Chlorelle est généralement comprise entre 6.5 et 8.5, avec un pH idéal de 7. La croissance de la Chlorelle peut être entravée par des valeurs de pH qui sont en dehors de cette plage**(Becker, 2007).**

II.9.4.4. Salinité

Selon les espèces de Chlorella et les circonstances de culture, la salinité de la culture de Chlorella peut varier. En général, pour une croissance optimale, la majorité des espèces de Chlorella peuvent être cultivées dans une plage de salinité allant de 0,1% à 2,0% de NaCl. (Dépend du poids de l'eau). Toutefois, certaines espèces de Chlorella ont des préférences particulières en matière de salinité et peuvent être plus sensibles aux changements de Salinité dans l'environnement de culture. Il est crucial de se rappeler que, bien que la salinité soit un facteur crucial pour la culture de la Chlorella, elle doit être prise en compte en combinaison

avec d'autres facteurs tels que la lumière, la température, le pH, les nutriments, etc. pour s'assurer que la Chlorella atteint son plein potentiel **(Rodolfi et al., 2009)**

Deuxième partie :

Expérimentation, résultats et discussion

CHAPITRE I : Matériels et méthodes

I.1. Matériels

I.1.1. Matériels biologiques

Dans notre travail nous utilisons plusieurs souches : Chlorella vulgaris, Euglène, souche B et souche C. D'origine de Médéa, elles ont été fournies en culture par le laboratoire de chimie 4 (faculté des sciences et technologies). Université de YAHIA Fares. Notre travail a duré cinq mois de janvier à mai.

I.1.2. Matériels non biologiques

On a utilisé plusieurs matériels et appareillages, dont une centrifugeuse et la spectrophotomètre plus fréquemment utilisée, le reste sont présentés dans l'annexe, et des verreries de type pyrex tels que des pipettes de 1 ml, 10 ml, 20 ml, des béchers, les autres sont mentionné dans l'annexe.

❖ **Produits utilisés**

- Produits chimiques de biochem et de Sigma-Aldrich.
- Milieu des cultures : Milieu EPA (APP), BG11.

I.2.Méthodes de travail

I.2.1. Dispositif expérimental

Le dispositif expérimental a été structuré de manière à ce que les souches soit cultivée dans un milieu de culture favorable par la présence des éléments minéraux nécessaires à la croissance dans des photo-bioréacteurs cylindriques dont un diamètre de 8 cm et une hauteur de 12 cm, maintenus dans des conditions de :

- ❖ Eclairement : Un éclairage permanent est assuré à l'aide d'une lumière blanche par lampe (25W)
- ❖ Température : La température est maintenue à une valeur optimale de 25°C±1 à l'aide de thermostats réglables
- ❖ Débit d'air : L'agitation des cultures est assurée par barbotage d'air à l'aide de pompes à air avec un débit de 15 L/min.

Les échantillons ont été prélevés chaque jour pour mesurer la densité optique (DO), détermination de la productivité et le taux de croissance spécifique.



Figure I.1 : Les cultures des microalgues dans les conditions expérimentales

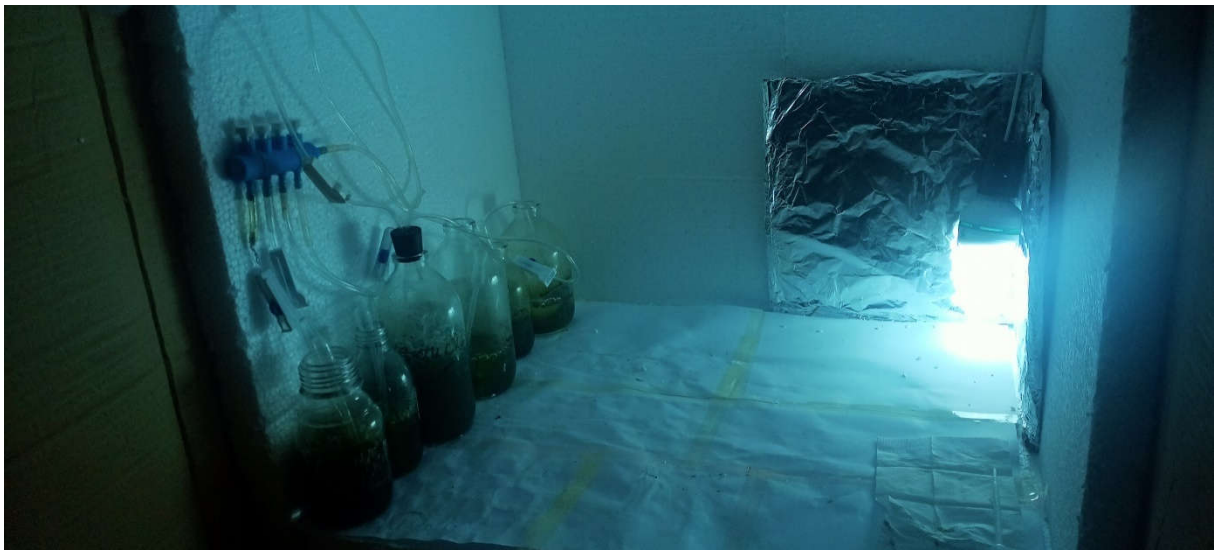


Figure I.2 : Dispositif expérimental

I.2.2. Préparation des milieux de culture

I.2.2.1. Le milieu BG-11

- **Description de milieu :** le milieu BG-11 est un milieu courant pour la culture des micro algues telles que « Chlorella ».
  Ce milieu de culture apportée des nutriments qui sont essentiels pour la croissance des micro algues on trouve une source d'azote, de phosphate et de magnésium.

- **Préparation de milieu**

  Les composants de milieu sont pesés et mélangés avec l'eau distillé, puis le mélange est agité pendant 20 min avec et il est conservé à l'abri de lumière, le pH ajusté est=7,76.

  Sa composition est donnée dans le tableau suivant :

Tableau I.1 : la composition du milieu BG-11

	Composants	Concentrations (g/l)
1	$NaNO_3$	15
2	K_2HPO_4	0.4
3	$MgSO_4,7H_2O$	0.75
4	$CaCl_2,2H_2O$	0.36
5	Acide citrique	0.06
6	Ammonium Ferric Citrate	0.06
7	EDTA (disodique, Mg+2)	0.01
8	Na_2CO_3	0.2
9	H_3BO_3 $MnCl_2,4H_2O$ $ZnSO_4$,$7H_2O$ $NaMoO_4,2H_2O$ $CuSO_4,5H_2O$ $CO\ (NO_{3)2},6H_2O$	2.86 1.81 0.22 0.39 0.05 0.08

Les composants ont été pesés pour préparer les solutions suivantes :

- Solution n°1 : contient $NaNO_3$ dans un 1 litre d'eau distillé

- Solution n°2 : contient à partir de composant n°2 jusqu'à le composant n°8 dans un 1 un litre d'eau distillé

- Solution n°3 : contient les composants n°9 dans un 1 litre d'eau distillé

Après cette préparation on a pris :

- 10 ml de solution n°1

- 10 ml de solution n°2

- 1 ml de solution n°3

I.2.2.2. Le milieu EPA (APP) :

- **Description de milieu :** milieu EPA (APP) est utilisé par l'agence de la protection de l'environnement des ETAS –UNIS.

EPA est composé d'eau distillé et des éléments nutritifs importants au développement des souches des microalgues.

- **Préparation de milieu :**

  La composition de ce milieu est donnée dans le tableau suivant :

Tableau I.2 : la composition du milieu EPA (APP)

	Composants	Masse (mg)
1	$NaNO_3$	12750
2	$MgCl_2$, $6H_2O$	6082
3	$CaCl_2$, $2H_2O$	2205
4	Solution d'oligoélément :	
	H_3BO_3	92.760
	$MnCl_2$, $4H_2O$	207.690
	$ZnCl_2$	1.635
	$FeCl_3$, $6H_2O$	79.880
	$CoCl_2$, $6H_2O$	0.714
	$NaMoO_4$, $2H_2O$	3.630
	$CuCl_2$, $2H_2O$	0.006
	Na_2EDTA, $2H_2O$	150.000
5	$MgSO_4$, $7H_2O$	7350
6	K_2HPO_4	552
7	$NaHCO_3$	7500

On a préparé la solution d'oligoélément en dissolvant ses composants, à savoir le numéro 4 dans le tableau II.2 dans 500 ml d'eau distillé..Ensuite, nous avons également élaboré les solutions macroéléments en mélangeant les composants restants et en les incorporant dans 500 ml d'eau distillé.

A la fin on a ajouté 1 ml de chaque solution préalablement préparée à environ 900 ml d'eau distillé et porter le volume à 1 litre et le pH ajusté est =7,6.

I.2.3. La densité optique et le poids sec des cultures algales

Le poids sec des cultures algales a été déterminé lorsque, 10 ml de la suspension cellulaire a été centrifugée à 2000g pendant 10 min pour séparer la masse cellulaire du surnageant. Ce dernier a été éliminé et les cellules ont été suspendues dans 30 ml d'eau distillé et centrifugés de nouveau pendant 10 min à 2000g. Les culots ont été lavés deux fois, le surnageant a été jeté et les culots ont ensuite été placés dans des plats en aluminium pré pesés P0 et séchés pendant 24 h à 80 °C avant d'être pesés à nouveau P1, le poids sec (PS) est détermine selon l'équation suivante :

$$\mathbf{PS = \frac{P1-P0}{V} \ldots\ldots(1)}$$

En plus de la mesure du poids sec, la mesure de la densité optique des biomasse a été également réalisée pour pouvoir suivre la croissance de la culture (les mesures ont été réalisées avec une longueur d'onde de 600 nm**. (Bouchia et al., 2018)**

En utilisant les deux mesure (PS et DO) nous permet de tracer la courbe étalon qui exprime la relation de DO en fonction de PS en g/l :

$$\mathbf{DO = a(PS) + b \ldots\ldots(2)}$$

I.2.4. Mixotrophie et phototrophie

Pour mener à bien notre travail, nous avons choisi la Chlorella en raison de son développement remarquable, et elle a été centrifugée à 500 rpm pendant 10 min.

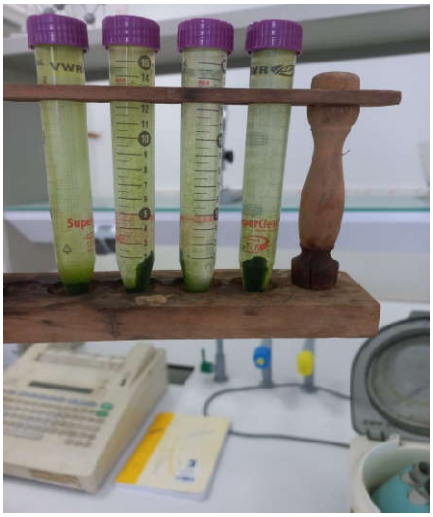


Figure I.3 : Chlorella après la centrifugation

I.2.4.1 Mixotrophie

La croissance mixotrophe des micro algues est caractérisée par une relation complexe entre les activités métaboliques phototrophes et hétérotrophie, c'est-à-dire que les microorganismes utilisent des composés organiques tels que la mélasse, le glucose..., les cultures mixotrophes de Chlorella sont exposées à la lumière dans des conditions limitées, photosynthèse et assimilation des sources de carbone oxydé peuvent se produire simultanément **(Dragone, 2022)**.

Pour cela un milieu de croissance a été préparé par :

- 200 ml de milieu EPA qui a été préparé précédemment.
- 0.4 g du glucose.

Ensuite, le culot de Chlorella qui a été centrifugé on a le placé dans un flacon de capacité 500 ml avec 200 ml de milieu préparé pendant 4 jours et la densité optique a été mesuré pendant cette période indique que la Chlorella se développe. Après 4 jours la chlorelle a été centrifugée à 700 rpm pendant 5 min et 40 ml ont été pris pour rester comme témoin.



Figure I.4 : Chlorella dans le milieu de croissance (Chlorella témoin) et après une deuxième centrifugation

I.2.4.2. Phototrophie

Les phototrophes sont des micro-organismes qui absorbent l'énergie lumineuse par photosynthèse pour obtenir de l'énergie chimique. Ce sont des autotrophes, et ce sont des micro-organismes qui ont besoin de composés inorganiques comme sources de carbone **(Dragone, 2022)**.

Pour cela un milieu de production a été préparé qui est le milieu EPA a été préparé avec sa composition indiquée dans le tableau précédent, avec certaines modifications comme suit :

- la quantité de $NaNO_3$ est 0.020 g (la quantité d'azote a été réduite).

- le composé K_2HPO_4 a été retiré.

- Avec un autre milieu qui est l'eau de STEP de Oued lahrech, il a été placé dans un flacon de 2 L, puis soumise à une stérilisation en autoclave pendant 24 h. L'eau de STEP est utilisée pour faire l'optimisation.

-100 ml de chaque milieu ont été prélevés et ajoutés au culot précédent de Chlorella pendant 7 jours dans des conditions de température à 20 °C et l'intensité lumineuse à 1500.

- La densité optique a été mesurée pendant 7 jours.

-Après cette durée la souche a été prés pour l'analyse de la composition biochimique.

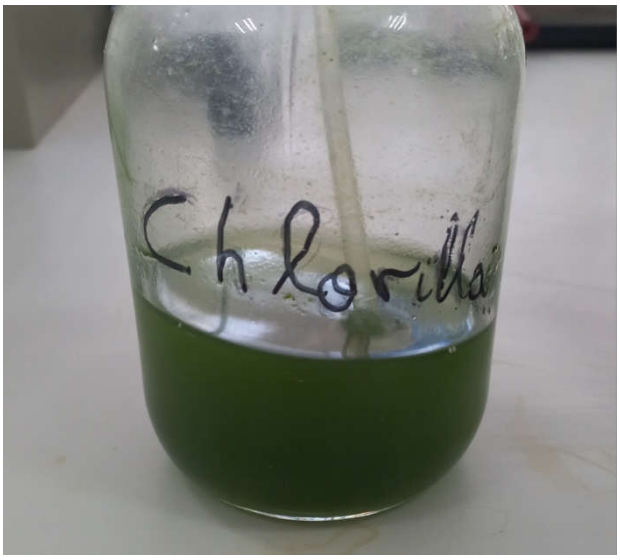


Figure I.5 : Chlorella dans le milieu de production

I.2.5. Analyse de la composition biochimique

Chlorophylle et des Caroténoïdes

Le contenu total de chlorophylle et de caroténoïdes a été extrait en utilisant d'éthanol à 96 % et mesuré aux longueurs d'onde de 665 nm, 649 nm et 470 nm.

- 3 ml de suspension micro algale de Chlorella provenant du milieu de production et Chlorella témoin (du milieu de croissance) ont été prélevés et répartis, chaque 1 ml dans des tubes Eppendorf de 2 ml.
- Les échantillons ont été centrifugés à 10000 rpm pendant 10 min.
- Après la centrifugation, un volume précis de 2 ml d'éthanol a été ajouté au culot et soigneusement mélangé.
- Les tubes Eppendorf contenant les échantillons mélangés ont été placés dans un bain-marie pendant 5 min.
- Après cette étape, une nouvelle centrifugation à 10000 rpm pendant 10 min a été effectuée.
- L'absorbance du surnageant a été mesuré à 665 nm, 649 nm et 470 à l'aide d'un spectrophotométrie UV-VIS. **(Porra, 1990)**

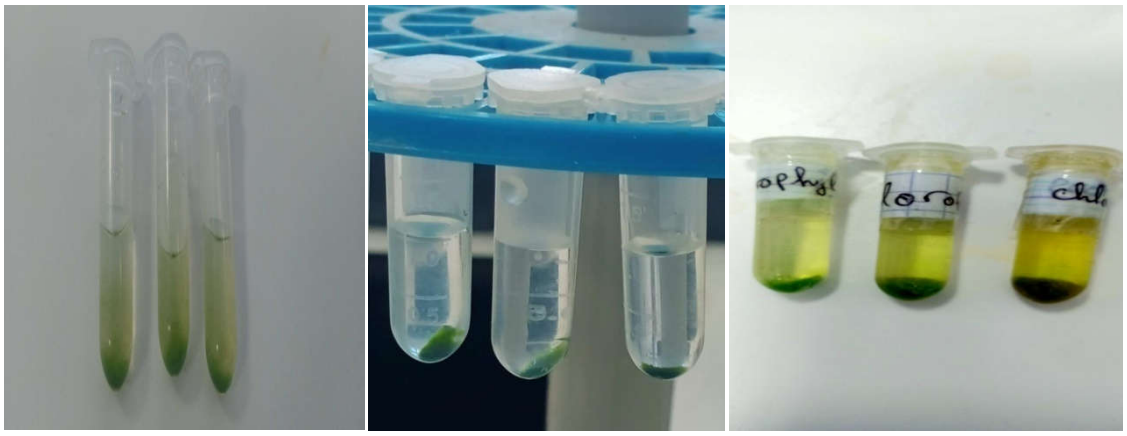


Figure I.6 : les étapes d'analyse de Chlorophylle et de Caroténoïdes

Lipide :

La teneur totale en lipides a été mesurée en utilisant la méthode colorimétrique du réactif sulfiric-phospho-vanilline (SPV), selon **Mishra et al.**

- pour résumer des échantillons de 3 ml de suspension micro algale d Chlorella provenant du milieu de production ainsi que de Chlorella témoin (du milieu de croissance) ont été prélevés, avec 1 ml de chaque échantillon placé dans des tubes Eppendorf de 2 ml.

- Les échantillons ont été centrifugés à 10000 rpm pendant 10 min, suivis de l'élimination du surnageant.

- Par la suite, 2 ml d'acide sulfurique concentré à 98 % ont été ajoutés aux échantillons, qui ont été chauffés pendant 10 min à 100 °C, puis refroidis pendant5 min dans un bain de glace.

- Ensuite, 5 ml de réactif phospho-vanilline- fraîchement préparé (0.06 gde vanilline dans 1 ml d'éthanol absolu, 9 ml d'eau distillé, 40 ml d'acide phosphorique concentré) ont été ajoutés aux échantillons.

- Les échantillons ont été incubés pendant 15 min à 37 °C dans une étuve, avec une agitation toutes les 2 min pendant la durée de 15 min.

- Enfin, la lecture de l'absorbance a été effectuée à 530 nm



Figure I.7 : les étapes d'analyse des lipides

Carbohydrate

La teneur totale en glucides a été mesurée à l'aide de la méthode colorimétriques utilisant le réactif sulf-anthrone.

- En résumé, des échantillons de 3 ml de suspension micro algale de Chlorella provenant du milieu de production ainsi que de Chlorella témoin ont été prélevés, avec 1 ml de chaque échantillon placé dans des tubes Eppendorf de 2 ml.

- Les échantillons ont été centrifugés à 10000 rpm pendant 10 min, et le surnageant a été éliminé.

- pour préparer 10 ml d'acide perchlorique à 67%, 6.7 ml d'acide précédent ont été pris et mélangés avec 3.3 ml d'eau distillé. Ensuite, 3 m l de cette solution ont été ajoutés au culot de micro algues de chaque tube Eppendorf restant après l'extraction des pigments tel que décrit dans la mesure des chlorophylles et des caroténoïdes.

- Le mélange a été agité pendant 15 min, puis centrifugé. La couleur blanche du culot et l'élimination totale des pigments ont indiqué que la paroi cellulaire a été parfaitement perturbée.

- Les extraits ont été mélangés avec 0.6 ml d'eau distillé. Par la suite, 5 ml de réactif sulf-anthrone (contenant 10 mg d'anthrone dans 10 ml de H2SO4) ont été ajoutés à l'échantillon de 0.4 ml.

- Enfin, l'absorbance a été mesurée à 625 nm. **(MORRIS 1948)**



Figure I.8 : les étapes d'analyse des Carbohydrates

Protéines

Les protéines totales ont été extraites en prélevant des échantillons de 3 ml de suspension micro algues Chlorella provenant du milieu de production ainsi que Chlorella témoin (du milieu de croissance), chaque échantillon de 1 ml a été placé dans des tubes Eppendorf de 2 ml et centrifugé à 10000 rpm pendant 10 min.

- Après élimination du surnageant, les culots algaux ont été extraits pendant une nuit entière en utilisant 1 ml de NaOH 2M (0.8 g dans 10 ml d'eau distillé).

- Les protéines extraites ont été obtenues en centrifugeant à 4000 rpm pendant 10 min.

- Ensuite, la concentration des protéines solubles dans le surnageant a été mesurée en utilisant la méthode d'analyse avec le réactif bleu de Comassie qui fait la solution de Bradford. Cette solution de Bradford a été préparée en mélangeant 10 mg de réactif bleu Comassie avec 5 ml d'éthanol, 10 d'acide sulfurique, en complétant avec l'eau distillé jusqu'à un volume final de 100 ml.

- Le mélange a été filtré à l'aide d'un papier-filtre Wattman n°1, puis conservé à l'abri de la lumière.

- Pour compléter l'extraction, 0.2 ml du liquide en suspension de chaque tube Eppendorf ont été prélevés et mélangés avec 1 ml de solution Bradford.

- Le mélange a été vigoureusement agité pendant 5 min à 'aide d'un agitateur vortex.

- Enfin, l'absorbance a été mesurée à 595nm.



Figure I.9 : les d'analyse des protéines

I.2.6. Détermination du rendement en huile

- Après une période de croissance et d'incubation, et les échantillons ont été collectés en utilisant une centrifugation à 5000 rpm pendant 10 min.

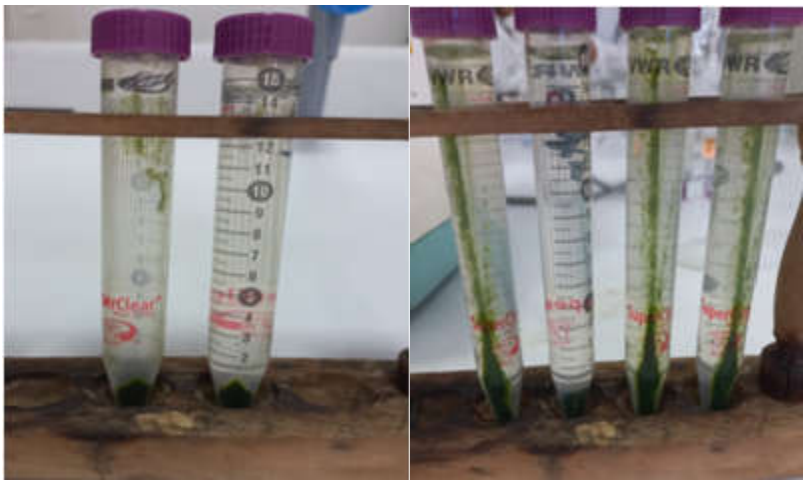


Figure I.10 : Chlorella de milieu de croissance (Chlorella témoin) et de milieu de production

- Les granulés (culots) obtenus ont été soumis à un processus de séchage en les plaçant dans un four pendant 48 h à une température comprise entre 70 à 80 °C. Par la suite les échantillons ont été pesés pour déterminer le poids sec de la biomasse algale.



Figure I.11 : le culot de Chlorella avant le séchage dans l'étuve

- la biomasse séchée a été réduite en poudre fine, puis 20 volumes de chloroforme / méthanol (2 :1) (20 ml de chloroforme pour 10 ml d'éthanol) ont été ajoutés à un volume de la biomasse algale (2 ml pour 0.1 g).



Figure I.12 : la solution de chloroforme avec le méthanol

- Après 24 h, la biomasse a été séparée du mélange chloroforme-méthanol en utilisant un papier filtre sous vide.



Figure I.13 : les culots après le séchage et la filtration

- Le solvant a été évaporé dans un bain-marie à une température de 80 °C sous une hotte, et les lipides ont été quantifiés par gravimétrie et stockés pour le profilage des lipides par analyse des acides gras par chromatographie en phase gazeuse.

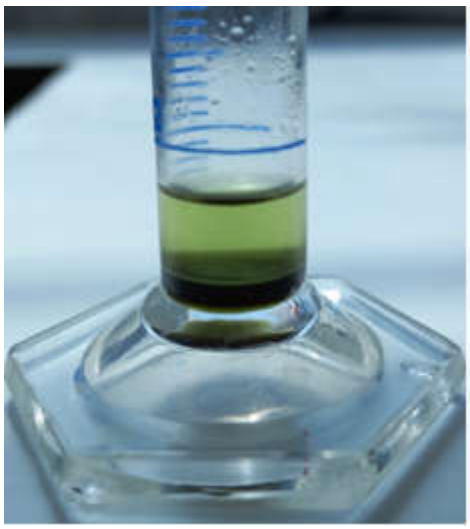


Figure I.14 : la séparation d'huile et le solvant

Pour Chlorella de milieu de production (la phototrophie) :

Le poids d'huile : 0.06 g

Le poids de la biomasse séchée au four : 0.12 g

Le pourcentage de rendement en huile a été calculé à l'aide de l'équation suivante :

$$\eta(\%)=\frac{P_h*100}{P_b}$$ **avec :**

P_h : le poids d'huile en gramme

P_b : le poids de la biomasse séchée au four en gramme

Chapitre II : Résultats et discussion

II.1. Caractérisation morphologique de Chlorella

II.1.1. Contrôle de la viabilité et de l'état physiologique de Chlorella

Les cultures utilisées lors de toutes les expériences ont présenté les caractéristiques morphologiques générales de la Chlorella, notamment des cultures flottantes, couleur vert vif, odeur agréable.

II.1.1.2. Etude microscopique

Les figures ci-dessous présentent les différentes morphologies observées.

II.1.1.2 .1. Observations microscopiques à l'état frais

Grâce à des observations périodiques effectuées au microscope optique, nous avons pu suivre l'évolution de la morphologie de la Chlorella tout au long de la période de culture et des expérimentations.

- En absence de stress (culture de contrôle) : Chlorella vue au microscope

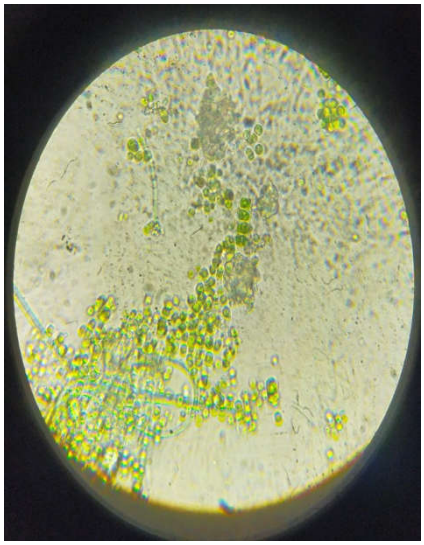


Figure II.1 : Observation microscopique de Chlorella en absence de stress G100x

L'observation microscopique de Chlorella à l'état frais montre qu'elle est présentée sous une forme sphérique ou ovale avec une couleur vert vif.

❖ **Sous l'effet de glucose (Mixotrophie)**

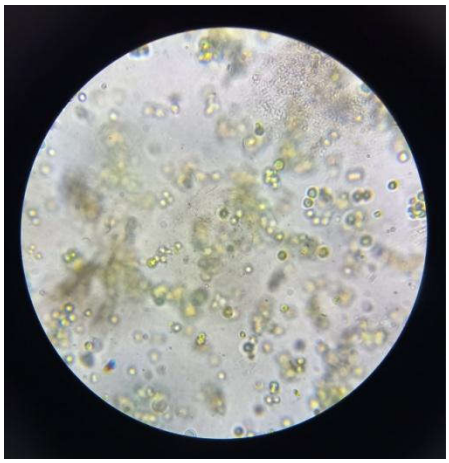


Figure II.2 : Observation microscopique de Chlorella sous l'effet de glucose G40x

La Chlorella cultivée en mixotrophie présente une morphologie sphérique, avec une couleur vert clair et nette. Cette observation indique que l'incorporation de glucose dans la culture n'induit aucune altération morphologique ou déformation significative.

- **Durant le stress carence en azote et de phosphate (Phototrophie)**

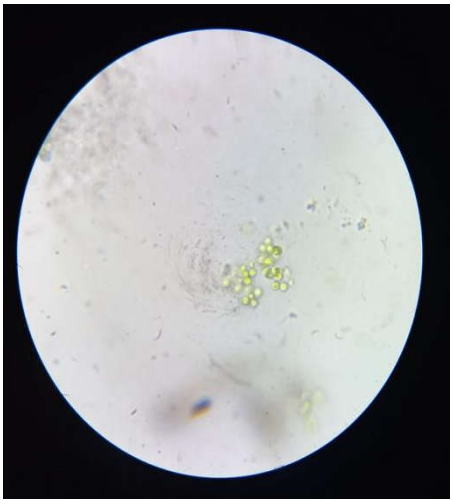


Figure II.3 : Observation microscopique de Chlorella en carence d'azote et de phosphate G40x

La Chlorella cultivée en phototrophie présente une morphologie sphérique mais il y'a une diminution significative des granules est observée par rapport à l'échantillon en mixotrophie.

Cette observation indique que la carence en azote et en phosphate a eu un impact sur l'apparition des granules.

II.2 : Cinétique de croissance

II.2.1.Estimation du poids sec : (courbe étalon)

Le poids sec en biomasse (La concentration en biomasse sèche) est obtenu par corrélation avec la densité optique mesurée à 600 nm selon l'équation suivante :

$$DO=2.304PS+0.334\ldots\ldots (1)$$

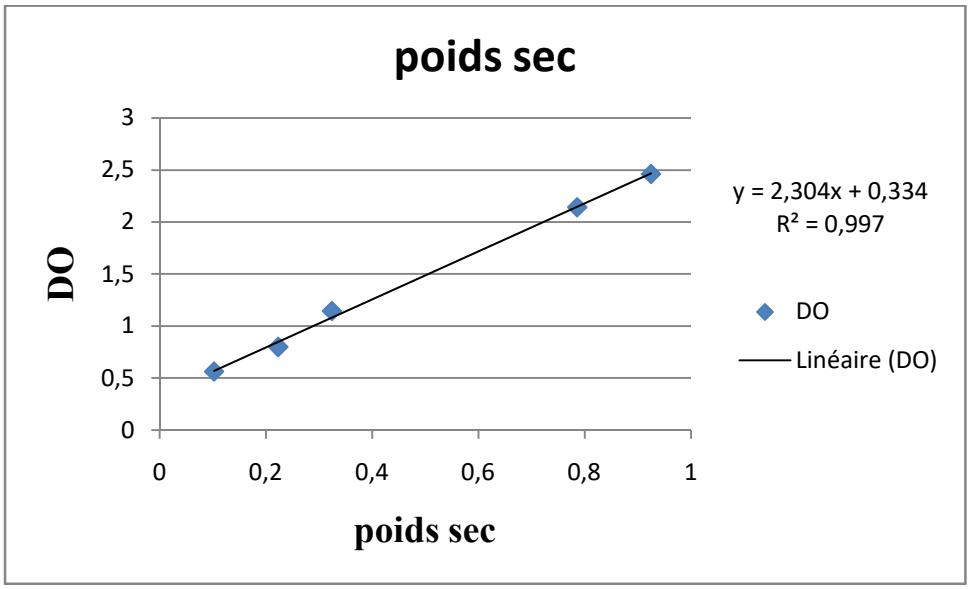


Figure II.4: Courbe d'étalonnage représente l'évolution de la densité optique en fonction de la Chlorella

Les résultats présentés dans la Figure II.3 démontrent une relation linéaire positive entre la densité optique (DO) de la culture et le poids sec de Chlorella. Cela indique une corrélation significative entre ces deux variables étudiées.

II.2.2. Densité optique et mesure de croissance dans la culture

On a effectué des mesures d'absorbances (DO) afin d'estimer la concentration de biomasse. Cela a été réalisé en utilisant une lecture spectrophotométrique de la densité optique de la culture (EPA /APP et BJ-11) à une longueur d'onde à 600 nm.

Tableau II.1 : Evolution de la densité optique de la culture Chlorella

Le temps (jours)	La densité optique (DO)
Jour 1	0.8793
Jour 2	1.0299
Jour 3	1.0648
Jour 4	1.120
Jour 5	1.149
Jour 6	1.2582
Jour 7	1.271
Jour 8	1.3579
Jour 9	1.374
Jour 10	1.4305
Jour 11	1.598
Jour 12	1.6503
Jour 13	1.7524
Jour 14	1.8734
Jour 15	1.8892

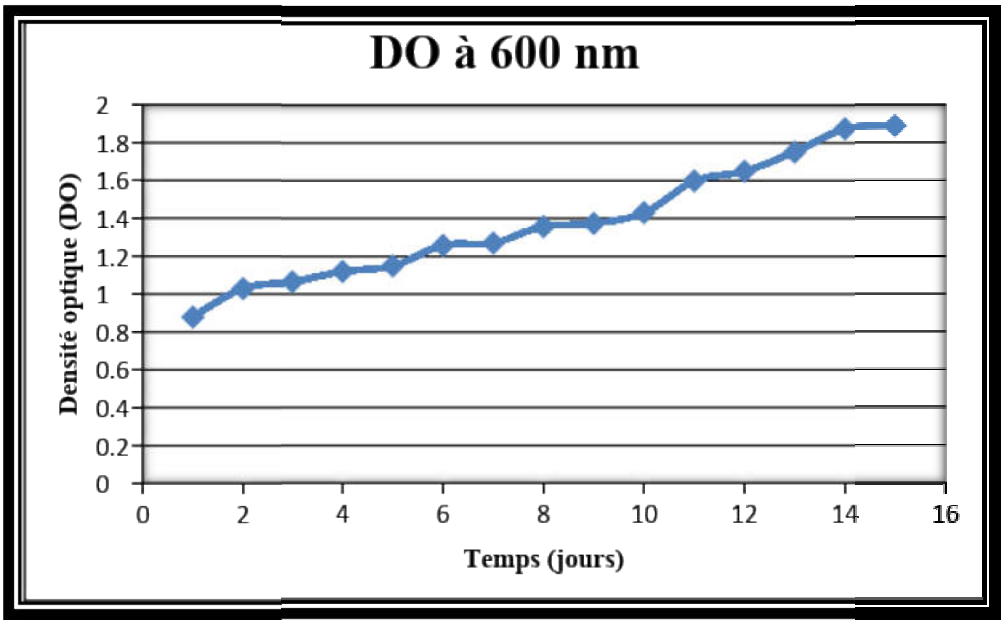


Figure II.5 : Courbe des valeurs de la densité optique en fonction de temps de la culture Chlorella

Le tableau II.1et la figure II.4 indiquent une augmentation de la densité optique de la Chlorella jusqu'à le sixième jour de culture avec une valeur initiale de DO égale à 0.8793, cela démontre la croissance de la Chlorella. Après le sixième jour, une augmentation progressive mais lente de la densité optique (DO)est observée, tandis qu'au dixième jour, une augmentation significative est remarquée, atteignant une valeur maximale correspondant au quinzième jour de culture.

II.3. Analyse de la composition biochimique

- **Chlorophylle et caroténoïde**

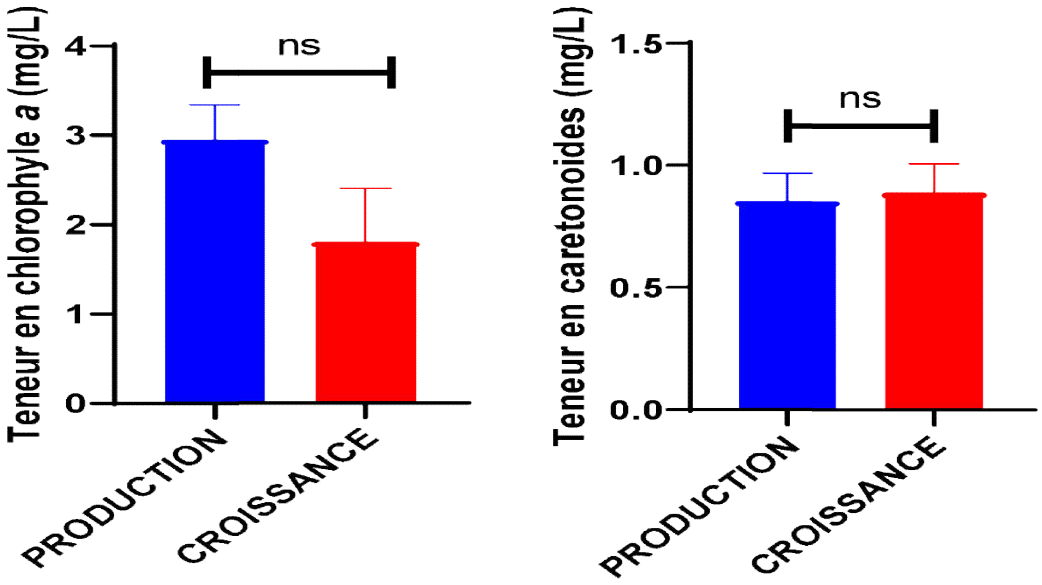


FIGURE II.6 : La teneur de chlorophylle et de caroténoïdes de la Chlorella de production et de croissance

Dans cette étape, on a observé une diminution de la quantité de chlorophylle a, le pigment principal responsable de la photosynthèse dans les photosystèmes I et II. La chlorophylle a converti l'énergie lumineuse en énergie chimique. Les caroténoïdes, quant à eux, agissent comme des agents de protection en neutralisant les espèces réactives de l'oxygène (ERO). La chlorophylle a et les caroténoïdes se lient aux protéines du complexe collecteur de lumière (LHC) par des liaisons non covalentes. Les pigments des protéines LHC captent ensuite l'énergie lumineuse et la transfèrent aux centres de réaction présents dans les membranes des thylacoïdes.

La Chlorella représente la meilleure source de chlorophylle avec 3,6 g pour 100 g de poudre par rapport au d'autres microalgues comme la spiruline.

- **Lipides**

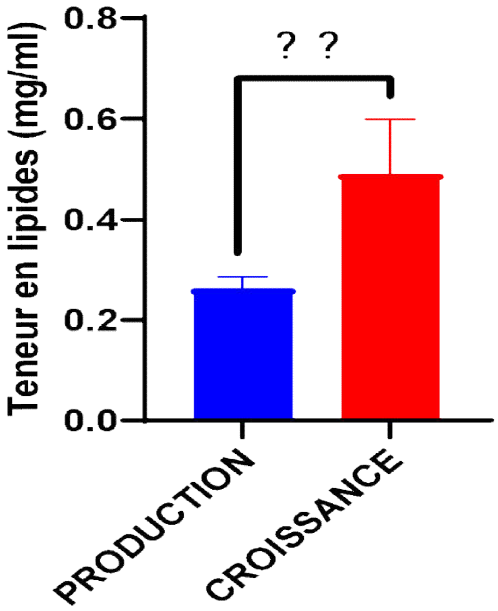


FIGURE II.7 : La teneur des lipides de la Chlorella de production et de croissance

Le taux de production des lipides totaux est présentés dans la figure II.7, les résultats montre que le taux des lipides dans le milieu de production est deux plus élevé de celle de production, la faible la mauvaise production des lipides dans le milieu de production peut être du à la dilution moitie (50% de milieu EPA et 50% de milieu de STEP). Les teneure en lipide par rapport à la biomasse algale est 40 % de Ps équivalons de 400mg/ g de poids sec, c'est un taux acceptable par rapport à celles décrit par **(Darwish et al. 2020)**.

❖ **Carbohydrates**

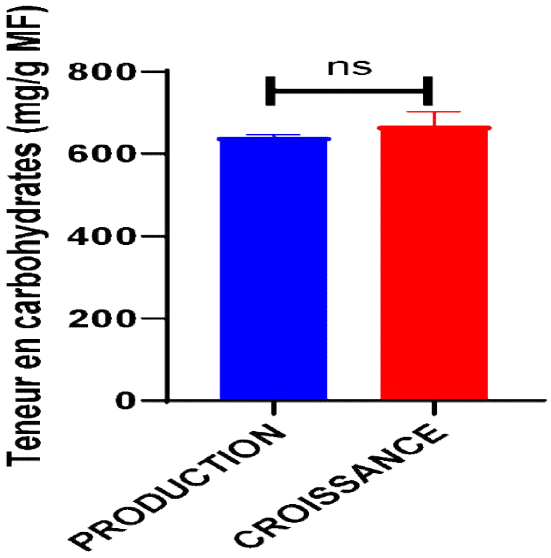


FIGURE II.8 : La teneur de carbohydrate de la Chlorella de production et de croissance

Dans les microalgues, les glucides jouent un rôle essentiel dans la formation des expolysaccharides (EPS), qui constituent une couche de protection autour de la cellule. De plus, les glycogènes, un polymère de glucose, agit comme une réserve alimentaire directement utilisée par l'organisme pour sa survie dans des environnements stressants. Dans cette étape, on a mesuré la teneur en sucres totaux e constate que le taux de 60% est élevé par rapport à celle décrit par **(Darwish et al. 2020)**.

❖ **Protéines**

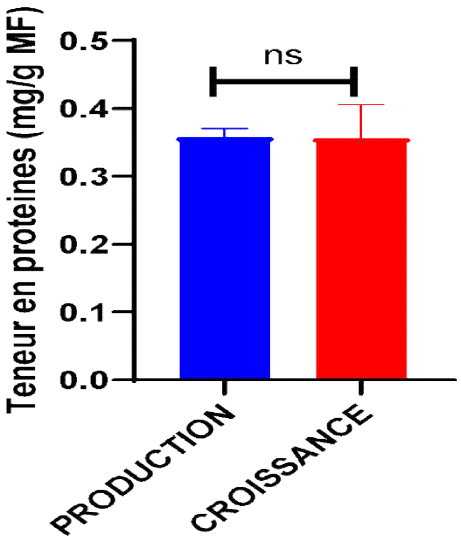


FIGURE II.9 : La teneur des protéines de la Chlorella de production et de croissance

Les protéines sont des composants essentiels de l'organisme, leur synthèse e leur contenu dans les cellules étant régulés par les conditions environnementales. La quantité de protéines est directement liée à la croissance et constitue un indicateur important pour évaluer cette dernière. Dans cette étude, la teneur en protéines reste stable par rapport à la phase de production. Avec un taux 35% acceptable par apport à celle décrie par **(Darwish et al. 2020)**

II.4 Détermination du rendement d'huile

Le pourcentage de rendement en huile a été calculé à l'aide de l'équation suivante :

$$\eta(\%)=\frac{P_h*100}{P_b}$$ **avec :**

P_h: 0.06 g

P_b : 0.12 g

On a:

$$\eta(\%) = \frac{0.06*100}{0.12} = 50\%$$

Il est important de noter que le rendement d'extraction des lipides peut également être influencé par les méthodes des mesures utilisé. Dans notre étude le rendement obtenu est satisfaisant malgré que on ait une petite quantité de biomasse. Il est également possible d'améliorer cette proportion par d'autres méthodes d'extraction

Conclusion

Conclusion

Les microalgues peuvent être considérées comme une source d'énergie potentielle qui contient une grande quantité de lipides de haute qualité, et représentent donc une solution prometteuse pour le traitement des maladies infectieuses. Alternative pour la production de biocarburants dans le secteur de l'énergie durable. En outre, elles présentent une efficacité photosynthétique élevée et une croissance rapide, des rendements élevés, et peuvent être cultivés dans des zones impropres à la culture de légumes**(Khan et al., 2018),(Franco et al., 2013).** Cette étude a mis en évidence le fait que les microalgues représentent un potentiel biotechnologique important. L'innovation dans la production de biodiesel **(Dickinson et al., 2017)**. Les différents types de microalgues leurs modes de culture influencent fortement leurs propriétés lipidiques. Régime de production. En outre, les différentes stratégies appliquées dans le secteur pétrolier partir de microalgues ont été étudiés pour obtenir une augmentation des lipides. Récupération. Les systèmes de production de microalgues peuvent se dérouler en milieu ouvert ou en milieu fermé. Les systèmes de bioréacteurs fermés, ces derniers permettant un meilleur équilibre dès les conditions de culture, mais exigeant une installation et un fonctionnement de haut niveau de coûts**(Alishah Aratboni et al., 2019), (Gupta et al., 2016).**

Dans notre travail, nous avons répondu au problème posé et nous avons obtenu des résultats satisfaisants que les microalgues de notre région son bonne candidates pour la production de biodiesel et c'est ce que montre le rendement de l'huile obtenue par l'extraction des microalgues « Chlorella » environ cinquante pour cent « 50% ». Et nous avant fait ce travail en plusieurs étapes, qui sont les suivantes :

- Nous avons inoculé 4 souches des microalgues, dont la Chlorella, dans des flacons. Ensuite, nous avons préparé deux milieux de culture favorables à leur croissance.

- Pendant cette période, nous avons procédé à la mesure de la densité optique (DO) afin de surveiller leur croissance.

- Après une période de croissance, nous avons sélectionné une seule souche pour poursuivre l'expérience, et il s'agit de la Chlorella en raison de son développement remarquable. Pour continuer l'expérience, nous avons entrepris de préparer deux milieux, l'un

dédié à la croissance et l'autre à la production, en vue de disposer la Chlorella dans les deux milieux respectifs, nous avons préalablement effectué une centrifugation.

- L'objectif de l'incubation de la chlorella dans les deux milieux était de réaliser une analyse biochimique afin de déterminer sa composition de chlorophylle et caroténoïdes, les carbohydrates, les protéines et les lipides.

- Après avoir achevé les analyses précédentes, nous avons procédé à l'extraction des lipides de la Chlorella afin d'obtenir de l'huile, que nous avons finalement.

Références bibliographiques

A

Abida, H., Dolch, L.-J., Meï, C., Villanova, V., Conte, M., Block, M. A., Finazzi, G., Bastien, O., Tirichine, L., & Bowler, C. (2015). Membrane glycerolipid remodeling triggered by nitrogen and phosphorus starvation in Phaeodactylum tricornutum. *Plant Physiology*, *167*(1), 118–136.

Abou-Shanab, R. A. I., Hwang, J.-H., Cho, Y., Min, B., & Jeon, B.-H. (2011). Characterization of microalgal species isolated from fresh water bodies as a potential source for biodiesel production. *Applied Energy*, *88*(10), 3300–3306.

Ahmad, F., Khan, A. U., & Yasar, A. (2013). Transesterification of oil extracted from different species of algae for biodiesel production. *African Journal of Environmental Science and Technology*, *7*(6), 358–364.

ALI TURKI, S., & SI MOUSSA, S. (2019).*EFFET DE COMPOSITION DE MILIEU SUR LA CROISSANCE DE LA BIOMASSE ALGALE ET L'ACCUMULATION DES LIPIDES CHEZ Arthrospira platensis*.

Alishah Aratboni, H., Rafiei, N., Garcia-Granados, R., Alemzadeh, A., & Morones-Ramírez, J. R. (2019). Biomass and lipid induction strategies in microalgae for biofuel production and other applications. *Microbial Cell Factories*, *18*, 1–17.

Amin, S. (2009). Review on biofuel oil and gas production processes from microalgae. *Energy Conversion and Management*, *50*(7), 1834–1840.

Arnold, A. A., Genard, B., Zito, F., Tremblay, R., Warschawski, D. E., & Marcotte, I. (2015). Identification of lipid and saccharide constituents of whole microalgal cells by 13C solid-state NMR. *Biochimica et Biophysica Acta (BBA)-Biomembranes*, *1848*(1), 369–377.

Aronsson, H., Schottler, M. A., Kelly, A. A., Sundqvist, C., Dormann, P., Karim, S., & Jarvis, P. (2008). Monogalactosyldiacylglycerol deficiency in Arabidopsis affects pigment composition in the prolamellar body and impairs thylakoid membrane energization and photoprotection in leaves. *Plant Physiology*, *148*(1), 580–592.

Atadashi, I. M., Aroua, M. K., & Aziz, A. A. (2010). High quality biodiesel and its diesel engine application: a review. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, *14*(7), 1999–2008.

B

Becker, E. W. (1994).*Microalgae: biotechnology and microbiology* (Vol. 10). Cambridge University Press.

Becker, E. W. (2007). Micro-algae as a source of protein. *Biotechnology Advances*, *25*(2), 207–210.

Benemann, J. R. (2008).*Opportunities and challenges in algae biofuels production. Position paper by Dr John R. Benemann in line with Algae World 2008. 15 pp*.

Benemann, J., Woertz, I., & Lundquist, T. (2012). Life cycle assessment for microalgae oil production. *Disruptive Science and Technology*, *1*(2), 68–78.

Berg, J. M., Tymoczko, J. L., & Stryer, L. (2002). There are three common types of membrane lipids. *Biochemistry, 5th Ed.; WH Freeman: New York, NY, USA*, *5*.

Bernard, O. (2010). Hurdles and challenges for modelling and control of microalgae for CO2 mitigation and biofuel production. *IFAC Proceedings Volumes*, *43*(5), 667–678.

Block, M. A., Dorne, A., Joyard, J., & Douce, R. (1983). Preparation and characterization of membrane fractions enriched in outer and inner envelope membranes from spinach chloroplasts. II. Biochemical characterization. *Journal of Biological Chemistry*, *258*(21), 13281–13286.

Bonnefond, H., Moelants, N., Talec, A., Mayzaud, P., Bernard, O., & Sciandra, A. (2017). Coupling and uncoupling of triglyceride and beta-carotene production by Dunaliella salina under nitrogen limitation and starvation. *Biotechnology for Biofuels*, *10*, 1–10.

Bouchia, K., Lemgoud, L., & Grama, B. S. (2018).*Caractérisation biochimique de la souche Chlorella sp SG1 durant le processus de la lipogénèse (effect du NacL)*. 22.

Boudière, L., Michaud, M., Petroutsos, D., Rébeillé, F., Falconet, D., Bastien, O., Roy, S., Finazzi, G., Rolland, N., & Jouhet, J. (2014). Glycerolipids in photosynthesis: composition, synthesis and trafficking. *Biochimica et Biophysica Acta (BBA)-Bioenergetics*, *1837*(4), 470–480.

Branco-Vieira, M., Costa, D. M. B., Mata, T. M., Martins, A. A., Freitas, M. A. V, & Caetano, N. S. (2020). Environmental assessment of industrial production of microalgal

biodiesel in central-south Chile. *Journal of Cleaner Production*, *266*, 121756.

Breuer, G., Lamers, P. P., Martens, D. E., Draaisma, R. B., & Wijffels, R. H. (2012). The impact of nitrogen starvation on the dynamics of triacylglycerol accumulation in nine microalgae strains. *Bioresource Technology*, *124*, 217–226.

C

Cadoret, J.-P., & Bernard, O. (2008). La production de biocarburant lipidique avec des microalgues: promesses et défis. *Journal de La Société de Biologie*, *202*(3), 201–211.

Caetano, N., Melo, A. R., Gorgich, M., Branco-Vieira, M., Martins, A. A., & Mata, T. M. (2020). Influence of cultivation conditions on the bioenergy potential and bio-compounds of Chlorella vulgaris. *Energy Reports*, *6*, 378–384.

Cañavate, J. P., Armada, I., Ríos, J. L., & Hachero-Cruzado, I. (2016). Exploring occurrence and molecular diversity of betaine lipids across taxonomy of marine microalgae. *Phytochemistry*, *124*, 68–78.

Cantin, I. (2010). La production de biodiesel à partir des microalgues ayant un métabolisme hétérotrophe. *Maîtrise En Environnement (M. Env), Université de Sherbrooke, Sherbrooke*, 1–82.

Chai, W. S., Tan, W. G., Munawaroh, H. S. H., Gupta, V. K., Ho, S.-H., & Show, P. L. (2021). Multifaceted roles of microalgae in the application of wastewater biotreatment: a review. *Environmental Pollution*, *269*, 116236.

Chen, C.-Y., Yeh, K.-L., Aisyah, R., Lee, D.-J., & Chang, J.-S. (2011). Cultivation, photobioreactor design and harvesting of microalgae for biodiesel production: a critical review. *Bioresource Technology*, *102*(1), 71–81.

Chisti, Y. (2007). Biodiesel from microalgae. *Biotechnology Advances*, *25*(3), 294–306.

Coêlho, D. de F., Tundisi, L. L., Cerqueira, K. S., Rodrigues, J. R. da S., Mazzola, P. G., Tambourgi, E. B., & Souza, R. R. de. (2019). Microalgae: cultivation aspects and bioactive compounds. *Brazilian Archives of Biology and Technology*, *62*.

Colette, C., & Monnier, L. (2011). Acides gras: classification, fonction et équilibre entre les différentes familles: Fatty acids: Classification, function and balance between the different families. *Médecine Des Maladies Métaboliques*, *5*(3), 237–245.

Collet, P., Hélias, A., Lardon, L., Steyer, J.-P., & Bernard, O. (2015). Recommendations for Life Cycle Assessment of algal fuels. *Applied Energy*, *154*, 1089–1102.

Conte, M. H., Thompson, A., Eglinton, G., & Green, J. C. (1995). Lipid biomarker diversity in the coccolithophorid Emiliania huxleyi (prymnesiophyceae) and the related species Gephyrocapsa oceanica 1. *Journal of Phycology*, *31*(2), 272–282.

D

Dejoye, C. (2013).*Eco-extraction et analyse de lipides de micro-algues pour la production d'algo-carburant*.

Dembitsky, V. M. (1996). Betaine ether-linked glycerolipids: chemistry and biology. *Progress in Lipid Research*, *35*(1), 1–51.

Demé, B., Cataye, C., Block, M. A., Maréchal, E., & Jouhet, J. (2014). Contribution of galactoglycerolipids to the 3-dimensional architecture of thylakoids. *The FASEB Journal*, *28*(8), 3373–3383.

Demirbas, A. (2009). Progress and recent trends in biodiesel fuels. *Energy Conversion and Management*, *50*(1), 14–34.

Dickinson, S., Mientus, M., Frey, D., Amini-Hajibashi, A., Ozturk, S., Shaikh, F., Sengupta, D., & El-Halwagi, M. M. (2017). A review of biodiesel production from microalgae. *Clean Technologies and Environmental Policy*, *19*, 637–668.

Din, J. N., Harding, S. A., Valerio, C. J., Sarma, J., Lyall, K., Riemersma, R. A., Newby, D. E., & Flapan, A. D. (2008). Dietary intervention with oil rich fish reduces platelet-monocyte aggregation in man. *Atherosclerosis*, *197*(1), 290–296.

Doughman, S. D., Krupanidhi, S., & Sanjeevi, C. B. (2007). Omega-3 fatty acids for nutrition and medicine: considering microalgae oil as a vegetarian source of EPA and DHA. *Current Diabetes Reviews*, *3*(3), 198–203.

Dragone, G. (2022). Challenges and opportunities to increase economic feasibility and sustainability of mixotrophic cultivation of green microalgae of the genus Chlorella. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, *160*, 112284.

E

Ehimen, E. A., Sun, Z. F., & Carrington, C. G. (2010). Variables affecting the in situ

transesterification of microalgae lipids. *Fuel*, *89*(3), 677–684.

F

Fahy, E., Subramaniam, S., Murphy, R. C., Nishijima, M., Raetz, C. R. H., Shimizu, T., Spener, F., van Meer, G., Wakelam, M. J. O., & Dennis, E. A. (2009). Update of the LIPID MAPS comprehensive classification system for lipids1. *Journal of Lipid Research*, *50*, S9–S14.

Filali, R. (2012). *Estimation et commande robustes de culture de microalgues pour la valorisation biologique de CO2.*Supélec.

Folmer, F., Jaspars, M., Dicato, M., & Diederich, M. (2010). Photosynthetic marine organisms as a source of anticancer compounds. *Phytochemistry Reviews*, *9*, 557–579.

Franco, A. L. C., Lôbo, I. P., Cruz, R. S. da, Teixeira, C. M. L. L., Almeida Neto, J. A. de, & Menezes, R. S. (2013). Biodiesel de microalgas: avanços e desafios. *Química Nova*, *36*, 437–448.

G

Gendy, T. S., & El-Temtamy, S. A. (2013). Commercialization potential aspects of microalgae for biofuel production: an overview. *Egyptian Journal of Petroleum*, *22*(1), 43–51.

Georgianna, D. R., & Mayfield, S. P. (2012). Exploiting diversity and synthetic biology for the production of algal biofuels. *Nature*, *488*(7411), 329–335.

Goh, B. H. H., Ong, H. C., Cheah, M. Y., Chen, W.-H., Yu, K. L., & Mahlia, T. M. I. (2019). Sustainability of direct biodiesel synthesis from microalgae biomass: A critical review. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, *107*, 59–74.

Gonzalez-Fernandez, C., Sialve, B., Bernet, N., & Steyer, J.-P. (2012). Comparison of ultrasound and thermal pretreatment of Scenedesmus biomass on methane production. *Bioresource Technology*, *110*, 610–616.

Griffiths, M. J., & Harrison, S. T. L. (2009). Lipid productivity as a key characteristic for choosing algal species for biodiesel production. *Journal of Applied Phycology*, *21*, 493–507.

Guesnet, P., Alessandri, J.-M., Astorg, P., Pifferi, F., & Lavialle, M. (2005). Les rôles

physiologiques majeurs exercés par les acides gras polyinsaturés (AGPI). *Oléagineux, Corps Gras, Lipides*, *12*(5–6), 333–343.

Gupta, S. Sen, Shastri, Y., & Bhartiya, S. (2016). Model-based optimisation of biodiesel production from microalgae. *Computers & Chemical Engineering*, *89*, 222–249.

H

Hamad, B. (2009). *Transestérification des huiles végétales par l'éthanol en conditions douces par catalyses hétérogènes acide et basique*. Université Claude Bernard-Lyon I.

Hamed, I., Özogul, F., & Regenstein, J. M. (2016). Industrial applications of crustacean by-products (chitin, chitosan, and chitooligosaccharides): A review. *Trends in Food Science & Technology*, *48*, 40–50.

Harwood, J. L. (1998). Membrane lipids in algae. *Lipids in Photosynthesis: Structure, Function and Genetics*, 53–64.

Hazahari, N. Y. B., Hosokawa, M., & Miyashita, K. (2018). Comparison of oxidative stability of monogalactosyl diacylglycerol, digalactosyl diacylglycerol, and triacylglycerol containing polyunsaturated fatty acids. *Food and Nutrition Sciences*, *9*(03), 221.

Heimann, K., & Huerlimann, R. (2015). Microalgal classification: major classes and genera of commercial microalgal species. In *Handbook of marine microalgae* (pp. 25–41). Elsevier.

Hossain, A. B. M. S., Salleh, A., Boyce, A. N., Chowdhury, P., & Naqiuddin, M. (2008). Biodiesel fuel production from algae as renewable energy. *American Journal of Biochemistry and Biotechnology*, *4*(3), 250–254.

Hossain, F. M., Rainey, T. J., Ristovski, Z., & Brown, R. J. (2018). Performance and exhaust emissions of diesel engines using microalgae FAME and the prospects for microalgae HTL biocrude. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, *82*, 4269–4278.

Hossain, N., Hasan, M. H., Mahlia, T. M. I., Shamsuddin, A. H., & Silitonga, A. S. (2020). Feasibility of microalgae as feedstock for alternative fuel in Malaysia: A review. *Energy Strategy Reviews*, *32*, 100536.

Hu, Q., Sommerfeld, M., Jarvis, E., Ghirardi, M., Posewitz, M., Seibert, M., & Darzins,

A. (2008). Microalgal triacylglycerols as feedstocks for biofuel production: perspectives and advances. *The Plant Journal*, *54*(4), 621–639.

J

Jazzar, S., Quesada-Medina, J., Olivares-Carrillo, P., Marzouki, M. N., Acién-Fernández, F. G., Fernández-Sevilla, J. M., Molina-Grima, E., & Smaali, I. (2015). A whole biodiesel conversion process combining isolation, cultivation and in situ supercritical methanol transesterification of native microalgae. *Bioresource Technology*, *190*, 281–288.

Johnson, M. B., & Wen, Z. (2009). Production of biodiesel fuel from the microalga Schizochytrium limacinum by direct transesterification of algal biomass. *Energy & Fuels*, *23*(10), 5179–5183.

Juneja, A., Ceballos, R. M., & Murthy, G. S. (2013). Effects of environmental factors and nutrient availability on the biochemical composition of algae for biofuels production: a review. *Energies*, *6*(9), 4607–4638.

Junying, Z. H. U., Junfeng, R., & Baoning, Z. (2013). Factors in mass cultivation of microalgae for biodiesel. *Chinese Journal of Catalysis*, *34*(1), 80–100.

K

Kandiyoti, R., Herod, A., Bartle, K. D., & Morgan, T. J. (2016).*Solid fuels and heavy hydrocarbon liquids: thermal characterization and analysis*. Elsevier.

Katan, M. B., Grundy, S. M., Jones, P., Law, M., Miettinen, T., Paoletti, R., & Participants, S. W. (2003). Efficacy and safety of plant stanols and sterols in the management of blood cholesterol levels. *Mayo Clinic Proceedings*, *78*(8), 965–978.

Kato, M., Sakai, M., Adachi, K., Ikemoto, H., & Sano, H. (1996). Distribution of betaine lipids in marine algae. *Phytochemistry*, *42*(5), 1341–1345.

Khan, M. I., Shin, J. H., & Kim, J. D. (2018). The promising future of microalgae: current status, challenges, and optimization of a sustainable and renewable industry for biofuels, feed, and other products. *Microbial Cell Factories*, *17*(1), 1–21.

Khozin-Goldberg, I., & Cohen, Z. (2011). Unraveling algal lipid metabolism: recent advances in gene identification. *Biochimie*, *93*(1), 91–100.

Kim, G. V., Choi, W., Kang, D., Lee, S., & Lee, H. (2014). Enhancement of biodiesel production from marine alga, Scenedesmus sp. through in situ transesterification process associated with acidic catalyst. *BioMed Research International*, *2014*.

Kim, M.-S., Baek, J.-S., Yun, Y.-S., Sim, S. J., Park, S., & Kim, S.-C. (2006). Hydrogen production from Chlamydomonas reinhardtii biomass using a two-step conversion process: anaerobic conversion and photosynthetic fermentation. *International Journal of Hydrogen Energy*, *31*(6), 812–816.

Kirk, J. T. O. (1994).*Light and photosynthesis in aquatic ecosystems*. Cambridge university press.

Klok, A. J., Lamers, P. P., Martens, D. E., Draaisma, R. B., & Wijffels, R. H. (2014). Edible oils from microalgae: insights in TAG accumulation. *Trends in Biotechnology*, *32*(10), 521–528.

Kobayashi, K., Endo, K., & Wada, H. (2016). Roles of lipids in photosynthesis. *Lipids in Plant and Algae Development*, 21–49.

Kumari, P., Kumar, M., Reddy, C. R. K., & Jha, B. (2013). Algal lipids, fatty acids and sterols. In *Functional ingredients from algae for foods and nutraceuticals* (pp. 87–134). Elsevier.

Künzler, K., & Eichenberger, W. (1997). Betaine lipids and zwitterionic phospholipids in plants and fungi. *Phytochemistry*, *46*(5), 883–892.

L

Lacour, T., Sciandra, A., Talec, A., Mayzaud, P., & Bernard, O. (2012).NEUTRAL LIPID AND CARBOHYDRATE PRODUCTIVITIES AS A RESPONSE TO NITROGEN STATUS IN ISOCHRYSIS SP.(T-ISO; HAPTOPHYCEAE): STARVATION VERSUS LIMITATION 1. *Journal of Phycology*, *48*(3), 647–656.

Lardon, L., Hélias, A., Sialve, B., Steyer, J.-P., & Bernard, O. (2009).*Life-cycle assessment of biodiesel production from microalgae*. ACS Publications.

Lee, O. K., & Lee, E. Y. (2016). Sustainable production of bioethanol from renewable brown algae biomass. *Biomass and Bioenergy*, *92*, 70–75.

Levine, R. B., Costanza-Robinson, M. S., & Spatafora, G. A. (2011). Neochloris

oleoabundans grown on anaerobically digested dairy manure for concomitant nutrient removal and biodiesel feedstock production. *Biomass and Bioenergy*, *35*(1), 40–49.

Levine, R., Oberlin, A., & Adriaens, P. (2009). A value chain and life-cycle Assessment approach to identify technological innovation opportunities in algae biodiesel. *Nanotech*, *3*, 1–6.

Li-Beisson, Y., Nakamura, Y., & Harwood, J. (2016). Lipids: from chemical structures, biosynthesis, and analyses to industrial applications. *Lipids in Plant and Algae Development*, 1–18.

Li, H., Watson, J., Zhang, Y., Lu, H., & Liu, Z. (2020). Environment-enhancing process for algal wastewater treatment, heavy metal control and hydrothermal biofuel production: A critical review. *Bioresource Technology*, *298*, 122421.

Liu, Y., Song, X., Cao, X., & Yu, Z. (2013). Responses of photosynthetic characters of Skeletonema costatum to different nutrient conditions. *Journal of Plankton Research*, *35*(1), 165–176.

Liu, Z.-Y., Wang, G.-C., & Zhou, B.-C. (2008). Effect of iron on growth and lipid accumulation in Chlorella vulgaris. *Bioresource Technology*, *99*(11), 4717–4722.

M

Madeira, M. S., Cardoso, C., Lopes, P. A., Coelho, D., Afonso, C., Bandarra, N. M., & Prates, J. A. M. (2017). Microalgae as feed ingredients for livestock production and meat quality: A review. *Livestock Science*, *205*, 111–121.

Makareviciene, V., & Sendzikiene, E. (2020). Application of microalgae for the production of biodiesel fuel. In *Handbook of Algal Science, Technology and Medicine* (pp. 353–365). Elsevier.

Marlowe, I. T., Green, J. C., Neal, A. C., Brassell, S. C., Eglinton, G., & Course, P. A. (1984). Long chain (n-C37–C39) alkenones in the Prymnesiophyceae. Distribution of alkenones and other lipids and their taxonomic significance. *British Phycological Journal*, *19*(3), 203–216.

Martin, P., Van Mooy, B. A. S., Heithoff, A., & Dyhrman, S. T. (2011). Phosphorus supply drives rapid turnover of membrane phospholipids in the diatom Thalassiosira pseudonana. *The ISME Journal*, *5*(6), 1057–1060.

Martinez-Guerra, E., & Gude, V. G. (2018). Energy analysis of extractive-transesterification of algal lipids for biocrude production. *Biofuels*, *9*(2), 139–146.

Martins, A. A., Mata, T. M., Oliveira, O., Oliveira, S., Mendes, A. M., & Caetano, N. S. (2016). Sustainability evaluation of biodiesel from Arthrospira platensis and Chlorella vulgaris under mixotrophic conditions and salinity stress. *Chemical Engineering Transactions*.

Mata, T. M., Martins, A. A., & Caetano, N. S. (2010). Microalgae for biodiesel production and other applications: a review. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, *14*(1), 217–232.

Mata, T. M., Mendes, A. M., Caetano, N. S., & Martins, A. A. (2014). Sustainability and economic evaluation of microalgae grown in brewery wastewater. *Bioresource Technology*, *168*, 151–158.

McIntosh, K., Smith, A., Young, L. K., Leitch, M. A., Tiwari, A. K., Reddy, C. M., O'Neil, G. W., Liberatore, M. W., Chandler, M., & Baki, G. (2018). Alkenones as a promising green alternative for waxes in cosmetics and personal care products. *Cosmetics*, *5*(2), 34.

Meseck, S. L., Alix, J. H., & Wikfors, G. H. (2005). Photoperiod and light intensity effects on growth and utilization of nutrients by the aquaculture feed microalga, Tetraselmis chui (PLY429). *Aquaculture*, *246*(1–4), 393–404.

Metting, F. B. (1996). Biodiversity and application of microalgae. *Journal of Industrial Microbiology*, *17*, 477–489.

Miao, X., & Wu, Q. (2006). Biodiesel production from heterotrophic microalgal oil. *Bioresource Technology*, *97*(6), 841–846.

Milano, J., Ong, H. C., Masjuki, H. H., Chong, W. T., Lam, M. K., Loh, P. K., & Vellayan, V. (2016). Microalgae biofuels as an alternative to fossil fuel for power generation. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, *58*, 180–197.

Milledge, J. J., & Heaven, S. (2011). Disc stack centrifugation separation and cell disruption of microalgae: a technical note. *Environment and Natural Resources Research*, *1*(1), 17–24.

Mimouni, V., Ulmann, L., Pasquet, V., Mathieu, M., Picot, L., Bougaran, G., Cadoret,

J.-P., Morant-Manceau, A., & Schoefs, B. (2012). The potential of microalgae for the production of bioactive molecules of pharmaceutical interest. *Current Pharmaceutical Biotechnology*, *13*(15), 2733–2750.

Mittal, V., Talapatra, K. N., & Ghosh, U. K. (2022). A comprehensive review on biodiesel production from microalgae through nanocatalytic transesterification process: lifecycle assessment and methodologies. *International Nano Letters*, 1–28.

Mizusawa, N., & Wada, H. (2012). The role of lipids in photosystem II. *Biochimica et Biophysica Acta (BBA)-Bioenergetics*, *1817*(1), 194–208.

Mohr, A., & Raman, S. (2013). Lessons from first generation biofuels and implications for the sustainability appraisal of second generation biofuels. *Energy Policy*, *63*, 114–122.

Monaco, A., & Prouzet, P. (2014).*Valorisation et économie des ressources marines* (Vol. 4). ISTE Group.

Mondal, M., Goswami, S., Ghosh, A., Oinam, G., Tiwari, O. N., Das, P., Gayen, K., Mandal, M. K., & Halder, G. N. (2017). Production of biodiesel from microalgae through biological carbon capture: a review. *3 Biotech*, *7*, 1–21.

Monteiro, C. M., Castro, P. M. L., & Malcata, F. X. (2012). Metal uptake by microalgae: underlying mechanisms and practical applications. *Biotechnology Progress*, *28*(2), 299–311.

Mulbry, W., Kondrad, S., Pizarro, C., & Kebede-Westhead, E. (2008). Treatment of dairy manure effluent using freshwater algae: algal productivity and recovery of manure nutrients using pilot-scale algal turf scrubbers. *Bioresource Technology*, *99*(17), 8137–8142.

Muller-Feuga, A., Robert, R., Cahu, C., Robin, J., & Divanach, P. (2003). Uses of microalgae in aquaculture. *Live Feeds in Marine Aquaculture*, *1*, 253–299.

Muthukumar, A., Elayaraja, S., Ajithkumar, T. T., Kumaresan, S., & Balasubramanian, T. (2012). Biodiesel production from marine microalgae Chlorella marina and Nannochloropsis salina. *Journal of Petroleum Technology and Alternative Fuels*, *3*(5), 58–62.

Muylaert, K., Bastiaens, L., Vandamme, D., & Gouveia, L. (2017). Harvesting of microalgae: Overview of process options and their strengths and drawbacks. *Microalgae-*

Based Biofuels and Bioproducts, 113–132.

N

Nautiyal, P., Subramanian, K. A., & Dastidar, M. G. (2014). Kinetic and thermodynamic studies on biodiesel production from Spirulina platensis algae biomass using single stage extraction–transesterification process. *Fuel*, *135*, 228–234.

Nitsos, C., Filali, R., Taidi, B., & Lemaire, J. (2020). Current and novel approaches to downstream processing of microalgae: A review. *Biotechnology Advances*, *45*, 107650.

O

Olsen, S. I., & Singh, A. (2011). A critical review of biochemical conversion, sustainability and life cycle. *Apllied Energy*, *88*, 3548–3555.

P

Pahl, S. L., Lee, A. K., Kalaitzidis, T., Ashman, P. J., Sathe, S., & Lewis, D. M. (2013). Harvesting, thickening and dewatering microalgae biomass. *Algae for Biofuels and Energy*, 165–185.

Park, J. B. K., Craggs, R. J., & Shilton, A. N. (2011). Wastewater treatment high rate algal ponds for biofuel production. *Bioresource Technology*, *102*(1), 35–42.

Park, K. C., Whitney, C., McNichol, J. C., Dickinson, K. E., MacQuarrie, S., Skrupski, B. P., Zou, J., Wilson, K. E., O'Leary, S. J. B., & McGinn, P. J. (2012). Mixotrophic and photoautotrophic cultivation of 14 microalgae isolates from Saskatchewan, Canada: potential applications for wastewater remediation for biofuel production. *Journal of Applied Phycology*, *24*, 339–348.

Pereira, H., Barreira, L., Mozes, A., Florindo, C., Polo, C., Duarte, C. V, Custódio, L., & Varela, J. (2011). Microplate-based high throughput screening procedure for the isolation of lipid-rich marine microalgae. *Biotechnology for Biofuels*, *4*, 1–12.

Perez-Garcia, O., Escalante, F. M. E., De-Bashan, L. E., & Bashan, Y. (2011). Heterotrophic cultures of microalgae: metabolism and potential products. *Water Research*, *45*(1), 11–36.

Posten, C., & Walter, C. (2012).*Microalgal biotechnology: integration and economy*. Walter

de Gruyter.

Pulz, O., & Gross, W. (2004). Valuable products from biotechnology of microalgae. *Applied Microbiology and Biotechnology*, *65*, 635–648.

R

Rawat, I., Kumar, R. R., Mutanda, T., & Bux, F. (2011). Dual role of microalgae: phycoremediation of domestic wastewater and biomass production for sustainable biofuels production. *Applied Energy*, *88*(10), 3411–3424.

Raynal-Ljutovac, K., Bouvier, J., Gayet, C., Simon, N., Joffre, F., Fine, F., Vendeuvre, J.-L., Lopez, C., Chardigny, J.-M., & Michalski, M.-C. (2011). Organisation structurale et moléculaire des lipides dans les aliments: impacts possibles sur leur digestion et leur assimilation par l'Homme. *Oléagineux, Corps Gras, Lipides*, *18*(6), 324–351.

Rizwan, M., Mujtaba, G., Memon, S. A., Lee, K., & Rashid, N. (2018). Exploring the potential of microalgae for new biotechnology applications and beyond: a review. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, *92*, 394–404.

Rochatte, V. (2016).*Développement et modélisation d'un photobioréacteur solaire à dilution interne du rayonnement*. Université Blaise Pascal-Clermont-Ferrand II.

Rodolfi, L., Chini Zittelli, G., Bassi, N., Padovani, G., Biondi, N., Bonini, G., & Tredici, M. R. (2009). Microalgae for oil: Strain selection, induction of lipid synthesis and outdoor mass cultivation in a low-cost photobioreactor. *Biotechnology and Bioengineering*, *102*(1), 100–112.

Rontani, J.-F., Beker, B., & Volkman, J. K. (2004). Long-chain alkenones and related compounds in the benthic haptophyte Chrysotila lamellosa Anand HAP 17. *Phytochemistry*, *65*(1), 117–126.

Rontani, J., Prahl, F. G., & Volkman, J. K. (2006). Characterization of unusual alkenones and alkyl alkenoates by electron ionization gas chromatography/mass spectrometry. *Rapid Communications in Mass Spectrometry: An International Journal Devoted to the Rapid Dissemination of Up-to-the-Minute Research in Mass Spectrometry*, *20*(4), 583–588.

Rozentsvet, O. A., Dembitsky, V. M., & Saksonov, S. V. (2000). Occurrence of

diacylglyceryltrimethylhomoserines and major phospholipids in some plants. *Phytochemistry*, *54*(4), 401–407.

Ruangsomboon, S. (2012). Effect of light, nutrient, cultivation time and salinity on lipid production of newly isolated strain of the green microalga, Botryococcus braunii KMITL 2. *Bioresource Technology*, *109*, 261–265.

S

Salam, K. A., Velasquez-Orta, S. B., & Harvey, A. P. (2016). A sustainable integrated in situ transesterification of microalgae for biodiesel production and associated co-product-a review. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, *65*, 1179–1198.

Scragg, A. H., Illman, A. M., Carden, A., & Shales, S. W. (2002). Growth of microalgae with increased calorific values in a tubular bioreactor. *Biomass and Bioenergy*, *23*(1), 67–73.

Sheehan, J., Dunahay, T., Benemann, J., & Roessler, P. (1998). A look back at the US Department of Energy's aquatic species program: biodiesel from algae. *National Renewable Energy Laboratory*, *328*, 1–294.

Sialve, B., Bernet, N., & Bernard, O. (2009). Anaerobic digestion of microalgae as a necessary step to make microalgal biodiesel sustainable. *Biotechnology Advances*, *27*(4), 409–416.

Sialve, B., & Steyer, J.-P. (2013). Les microalgues, promesses et défis. *Innovations Agronomiques*, *26*, 25–39.

Singer, S. J., & Nicolson, G. L. (1972). The Fluid Mosaic Model of the Structure of Cell Membranes: Cell membranes are viewed as two-dimensional solutions of oriented globular proteins and lipids. *Science*, *175*(4023), 720–731.

Singh, G., & Patidar, S. K. (2018). Microalgae harvesting techniques: A review. *Journal of Environmental Management*, *217*, 499–508.

Smetana, S., Sandmann, M., Rohn, S., Pleissner, D., & Heinz, V. (2017). Autotrophic and heterotrophic microalgae and cyanobacteria cultivation for food and feed: life cycle assessment. *Bioresource Technology*, *245*, 162–170.

Soubie, L. A. (2022). *SVT A L ' AFFICHE- MATHPHY- Biocarburants : les microalgues ,*

*défi énergétique et écologique de demain ?*1–11.

Spolaore, P., Joannis-Cassan, C., & Duran, E. (2006).*Commercial applications of microalgae. Journal of Bioscience and Bioengineering*.

Stockenreiter, M., Haupt, F., Graber, A., Seppälä, J., Spilling, K., Tamminen, T., &Stibor, H. (2013). Functional group richness: implications of biodiversity for light use and lipid yield in microalgae. *Journal of Phycology*, *49*(5), 838–847.

Stoimenovski, J., Dean, P. M., Izgorodina, E. I., & MacFarlane, D. R. (2012). Protic pharmaceutical ionic liquids and solids: aspects of protonics. *Faraday Discussions*, *154*, 335–352.

Suganya, T., Varman, M., Masjuki, H. H., & Renganathan, S. (2016). Macroalgae and microalgae as a potential source for commercial applications along with biofuels production: a biorefinery approach. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, *55*, 909–941.

Sun, X.-M., Ren, L.-J., Zhao, Q.-Y., Ji, X.-J., & Huang, H. (2018). Microalgae for the production of lipid and carotenoids: a review with focus on stress regulation and adaptation. *Biotechnology for Biofuels*, *11*, 1–16.

Susilaningsih, D., Djohan, A. C., Widyaningrum, D. N., & Anam, K. (2009). Biodiesel from indigenous Indonesian marine microalgae Nanochloropsis sp. *J. Biotechnol. Res. Trop. Reg*, *2*, 1–4.

Szepessy, S., & Thorwid, P. (2018). Low Energy Consumption of High-Speed Centrifuges. *Chemical Engineering & Technology*, *41*(12), 2375–2384.

T

Tebbani, S., Filali, R., Dumur, D., Lopes, F., & Pareau, D. (2014). *Biofixation de CO2 par les microalgues: Modélisation, estimation et commande*. ISTE Group.

U

Uduman, N., Qi, Y., Danquah, M. K., & Hoadley, A. F. A. (2010). Marine microalgae flocculation and focused beam reflectance measurement. *Chemical Engineering Journal*, *162*(3), 935–940.

V

Van Mooy, B. A. S., Fredricks, H. F., Pedler, B. E., Dyhrman, S. T., Karl, D. M., Koblížek, M., Lomas, M. W., Mincer, T. J., Moore, L. R., & Moutin, T. (2009). Phytoplankton in the ocean use non-phosphorus lipids in response to phosphorus scarcity. *Nature*, *458*(7234), 69–72.

Vasistha, S., Khanra, A., Clifford, M., & Rai, M. P. (2021). Current advances in microalgae harvesting and lipid extraction processes for improved biodiesel production: A review. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, *137*, 110498.

Virmond, E., Rocha, J. D., Moreira, R., & José, H. J. (2013). Valorization of agroindustrial solid residues and residues from biofuel production chains by thermochemical conversion: a review, citing Brazil as a case study. *Brazilian Journal of Chemical Engineering*, *30*, 197–230.

Volkman, J. K. (2016). Sterols in microalgae. *The Physiology of Microalgae*, 485–505.

Volkman, J. K., Barrerr, S. M., Blackburn, S. I., & Sikes, E. L. (1995). Alkenones in Gephyrocapsa oceanica: Implications for studies of paleoclimate. *Geochimica et Cosmochimica Acta*, *59*(3), 513–520.

W

Walker, G. M. (2011). 125th anniversary review: fuel alcohol: current production and future challenges. *Journal of the Institute of Brewing*, *117*(1), 3–22.

X

Xu, Y., Ibrahim, I. M., & Harvey, P. J. (2016). The influence of photoperiod and light intensity on the growth and photosynthesis of Dunaliella salina (chlorophyta) CCAP 19/30. *Plant Physiology and Biochemistry*, *106*, 305–315.

Y

Yaakob, M. A., Mohamed, R. M. S. R., Al-Gheethi, A., Aswathnarayana Gokare, R., & Ambati, R. R. (2021). Influence of nitrogen and phosphorus on microalgal growth, biomass, lipid, and fatty acid production: an overview. *Cells*, *10*(2), 393.

Yamilet, C., Obando, Z., Yamilet, C., & Obando, Z. (2017).*Caractérisation et valorisation de microalgues tropicales To cite this version : HAL Id : tel-01426028 Claudia Yamilet*

Zea Obando Caractérisation et valorisation de microalgues tropicales.

Yeh, K., Chang, J., & chen, W. (2010). Effect of light supply and carbon source on cell growth and cellular composition of a newly isolated microalga Chlorella vulgaris ESP-31. *Engineering in Life Sciences*, *10*(3), 201–208.

Https://www.sb.k12.tr/wp-content/uploads/2017/05/pp.pdf

Https://www.microbia-environnement.com/notre-societe/expertise/microalgues-pourquoi-sont-elles-toxiques

http://planktonnet.awi.de/

Annexes

Annexe 1 :

❖ **Appareillages**

- Balance (KEREN ALS 220-4N)
- Bain-marie (THERMOFIN)
- Centrifugeuse (EBA 21)
- Etuve
- Microscope optique (OPTIKA microscope)
- Agitateur (XH-B)
- Spectrophotomètre (UV-2005J.Pselecta.sa)
- PH mètre (KY-PH-002)
- Programmateur journalier a curseurs, Programmateur électronique hebdomadaire,
- Pompe air aquarium, Accessoires de pompe à air SP-602F, lampe (25w).
- Thermostats (XILONG 25W)
- Rota vapeur

Chauffe-ballon

Annexe 2 :

Verreries et petits matériels

- Pipettes graduées (1ml, 5ml, 20ml, 10ml)
- Béchers : 50ml, 600ml, 1000ml, 25ml
- Lames, lamelles
- Tubes à essai
- Flacons (250ml ,500ml)
- Compte-gouttes, papier filtre de type Wattman N°1, spatule, pissette, entonnoir, thermomètre, Tuyau à air en silicone 4/6, fiole jaugée.

Eppendorf tubes 2ml.