



Université Mohamed Khider de Biskra
Faculté des Sciences Exactes et des Sciences de la Nature et de la Vie
Département des Sciences Agronomiques

MÉMOIRE DE MASTER

Science de la Nature et de la Vie
Sciences Agronomiques
Production végétale

Réf. :

Présenté et soutenu par : KELBOUZ NOURA

Le :

Thème

Contribution à la production des microalgues isolées à
partir du Barrage Foum Elgherza-Biskra

Jury :

Mr. MEHAOUA M.S.	M.C.A	université de Biskra	Président
Mme. BEDJAOUI H.	M.C.B	université de Biskra	Examineur
M. HADJEB A.	M.C.A	université de Biskra	promoteur
M. KIRAM A.	M.A.A	université d'oued	Co-promoteur

Année universitaire : 2019 – 2020

Dédicace

Je dédie ce modeste travail à

Mes très chers parents pour leur générosité et leurs sacrifices et je vous dis merci pour tout ce que vous avez fait pour moi.

Mon Frère Fares.

Mes Sœurs Fatiha Et Rabiaa.

Toute Ma Famille Kelbouz.

Tous mes amis (es) sans exception. Toutes les personnes qui de près ou de loin m'ont apporté leur aide. Tous, du fond de mon cœur je vous dédie ce travail.

Remerciement

Tout d'abord nous remercions notre Dieu tout puissant de la bonne santé, la volonté et la patience.

Nous remercions sincèrement monsieur Kiram Abderrazak, enseignant chercheur en biologie spécialité biotechnologie à l'université d'oued –Algérie pour l'honneur qu'il nous a fait en acceptant de Co-encadrer ce travail, de ses encouragements incessants et de tous les efforts qu'il a fait pour mener à bien ce travail.

Nos vifs remerciements vont à Monsieur Hadjeb Ayoub maître de conférences à la faculté de science de la vie l'université de Mohamed khieder-Biskra pour avoir encadré ce travail.

Nous remercions aussi chaleureusement tous les enseignants de notre département. Mes remerciements s'adressent également à l'ensemble des techniciennes et techniciens des laboratoires.

Enfin, nous remercions nos amies proches. Merci à nos parents de nous avoir permis d'aller aussi loin dans nos études et de nous avoir soutenu et supporté tout au long de ces années.

Sommaire

Dédicace.....	I
Remerciements.....	II
Sommaire	III
Liste des figures.....	V
Liste des tableaux.....	VII
Abréviations, symboles.....	VIII
Résumé.....	IX
Introduction	01
Partie théorique	
I. Généralités sur les microalgues	
I.1 /Définition et caractéristique.....	05
I.2 / photosynthèse	06
I.3 / classification.....	08
I.4 / Répartition écologique.....	11
I.5 / Morphologie	11
I.6 / Reproduction et Cycles de développement.....	13
I.7 / Mode de nutrition	15
II. Culture de microalgues	
II.1 / Modes de culture.....	17
II.1.1 /Mode continu.....	17
II.1.2 / Mode semi-continu.....	17
II.1.3/ Mode en batch discontinu.....	17
II.2 / paramètres de croissance.....	18
II .2.1 / L'énergie lumineuse.....	18
II .2.2 / La température.....	19
II.2.3 /L'agitation	19
II .2.4 / Les nutriments.....	19
II.2.5 / Le pH.....	19
III/ Application des microalgues	
III.1/ Domain d'utilisation de microalgues.....	21

III-1.1/ Alimentation et nutrition	21
III-1.2/ Cosmétique et santé.....	21
III-1.3/ Application pharmaceutique.....	21
III-1.4/ Agriculture.....	22
III-1.5/ Energie	22

Partie pratique

I. Présentation de la région d'étude

I.1 / Localisation géographique.....	26
I.2 /le barrage en chiffres.....	26

II. Matériels et Méthodes

II. 1 /Matériels d'étude.....	29
II.2 /méthode d'étude	
II.2.1 / Méthode d'échantionages	30
II.2.2 /Analyses physicochimiques des eaux	30
II.2.3 /préparation de milieu de culture	31
II.2.4 /Isolement et repiquages	33
II.2.5 /Identification Macroscopique	34
II.2.6 / Purification des microalgues étudiées	34
II.2.7 / Conservation des souches et control de pureté	35

III /Résultats et Discussion

III.1/ Résultats d'analyse physico- chimique de l'eau	37
III.2/ Résultats de repiquage et isolement des microalgues	37
III.3/classification des souches identifié.....	40

Conclusion	43
-------------------------	-----------

Référence.....	45
-----------------------	-----------

Liste des figures

01	Ultrastructure de microalgue. Cellules de microalgues vert (a), rouge(b), cyanobactérie(c).	06
02	La photosynthèse - Réaction globale	07
03	Structure d'une chloroplaste	07
04	les différentes formes des algues	13
05	Scenedesmus quadricauda	14
06	Reproduction sexuée chez Spirogyra	14
07	Bassins de production phytoplanctonique en extérieur avec une capacité de 2m3, Salles de production phytoplanctonique des grand volumes (300L) sur le site d'Ifremer Argenton (29).	18
08	Repartions des algues selon le captage du spectre lumineux .	18
09	Diagramme représentant les processus de conversion de biomasse microalgale pour la production de biocarburant.	23
10	Localisation de barrage Foug Elgherza	26
11	Barrage Foug Elgerza	26
12	Les sites de prélèvements de barrage Foug Elgherza	27
13	Un multi paramètre	30
14	Malette teslab JBL	30
15	Filet à plancton 20µm	30
16	boite de pétri remplir en milieu BBM et BG11	33
17	des flacons remplir en milieu BBM et BG11	33
18	repiquage dans un milieu liquide	33
19	Repiquage dans un milieu solide	33
20	Observation microscopique d'un échantillon	34
21	Chambre d'incubation	34

22	Observation microscopique avant purification Grossissement (100x10)	34
23	Prolifération des microalgues dans les différents milieux de culture (BG11, BBM) à partir des prélèvements de l'eau de barrage Foug Elgherza (A) milieu liquide, (B) milieu solide.	38
24	L'observation microscopique de (A) Scenedesmus, (B) Nannochloropsis au grossissement (100x10)	38
25	Observation microscopique de (D) Chlorella, (C) Scenedesmus au grossissement (40x10)	38

Liste des tableaux

01	Résumé des groupements majeurs des algues	10
02	Modes de nutrition des microalgues	15
03	Le barrage Foug Elgherza en chiffres	26
04	Tableau résume les matériels utilisé pour l'étude	29
05	Tableau représente les compositions de milieu de culture BBM	31
06	Tableau représente les compositions de solution d'oligo-éléments	31
07	Tableau représente les compositions de milieu de culture BG11	32
08	Résultats d'analyse physico-chimique de l'eau de barrage Foug el Eherza	37
09	Les genres identifie selon le site	39

Liste d'abréviations et symboles

Ca	Calcium
Mg	Magnésium
NO ₃	Nitrate
NO ₂	Nitrite
PH	Potentiel d'hydrogène
PO ₄	Phosphate
BBM	(Bold Basal Medium with 3-Fold Nitrogen and Vitamins; Modified)
BG11	Blue Green Medium
BFG	Barrage Foum El gherza
BP2	Biskra prélèvement 02
BFG1	Barrage Foum El gherza site 01

Résumé

L'objectif de notre étude est de faire des analyses physico-chimiques de l'eau et d'identifier les microalgues d'intérêt nutritionnel dans la région de Biskra exactement dans le barrage de Foum Elgherza de la wilaya de Biskra.

Après une bonne stratégie d'échantillonnage direct et indirect, les résultats de l'analyse physico chimique indiquent que l'eau prélevé de barrage Foum Elgherza est un eau douce basique minéralisé avec une bonne concentration de nitrites (0,2mg/l) et nitrates (0,5mg/l) et une très bonne concentration de phosphates (0.02mg/l), l'identification phénotypique par le microscope optique a été effectuée dans une chambre spéciale d'incubation des microalgues. Les résultats d'identification nous ont montré que le barrage comprend (03) genre : (*Scendesmus*, *Chorella* et *Nannochloropsis*) Avec une dominance de genre *Chlorella*.

Les mots clé : Microalgues, Isolement, Analyse physico-chimique, identifier, Barrage Foum Elkharza

Abstract

The objective of our study is to carry out physicochemical analysis of the water nutrition in the Foug el Gherza region exactly in the Foug el Gherza wilaya of Biskra.

After a direct and indirect sampling strategy, the results of the physicochemical analysis indicate that the Foug el Gherza dam is a basic mineralized water with a good concentration of fresh water with nitrites (0,2mg/l) and nitrates (0,5mg/l) and a very good concentration of phosphates (0,02mg/l), the phenotypic identification by the optical microscope was carried out in a special incubation chamber of microalgae microscope. The identification showed us that the dam includes (03) genus: (*Nannochloropsis*, *Scenedesmus*, and *Chlorella*) with a dominance of *Chlorella*.

Key words: Algae, Sampling, Isolation, Physico-chemical analysis, Identify, Foug Elgharza dam.

التلخيص

الهدف من دراستنا هو إجراء التحليلات الفيزيائية والكيميائية للمياه والتعرف على الطحالب الدقيقة ذات الأهمية التغذوية في منطقة بسكرة بالضبط في سد فم الغرزة بولاية بسكرة.

بعد استراتيجية جيدة مباشرة وغير مباشرة لأخذ العينات. تشير نتائج التحليل الفيزيائي الكيميائي إلى أن المياه التي تم جمعها من سد فوم الغرزة هي مياه عذبة أساسية معدنية بتركيز جيد من النترت (0.2 مج/ل) والنترات (0,5 مج/ل) وتركيز جيد جداً من الفوسفات (0.02 مج/ل).

تم التعرف على النمط الظاهري بالمجهر الضوئي في حجرة حضانة خاصة للطحالب الدقيقة وأظهرت نتائج التحديد أن السد يحتوي على (03) اجناس : (*Chorella*، *Scenderm* و *Nannochloropsis*) مع هيمنة جنس *Chlorella*

كلمات مفتاحية : الطحالب الدقيقة, التحليل الفيزيائي الكيميائي, عزل, التعرف على النمط الظاهري, العينات , سد فم الغرزة

Introduction

Introduction

La flore fait partie de l'irremplaçable héritage naturel du monde. Elle est d'une importance capitale pour la vie sur la Terre puisque les végétaux sont à la base de la chaîne alimentaire et des écosystèmes.

En effet, en tant que producteurs primaires, ce sont eux qui captent l'énergie du soleil et qui la transforment en énergie assimilable par les autres organismes vivants. Ce sont également les végétaux qui sont responsables de la présence dans l'air de l'oxygène que nous respirons et qui recycle le dioxyde de carbone que nous produisons parmi eux se trouve les microalgues.

Les microalgues figurent parmi les premières créatures vivantes, apparues voici environ 3,5 milliards d'années. Leur collecte et leur utilisation est très ancienne et probablement antérieure à l'agriculture du néolithique. Leur production est plus récente et leur spectre d'utilisation très large du fait de leur adaptation à tous les milieux. (Sialve et al.,2013).

En agriculture, les microalgues sont utilisées comme engrais biologique pour la squelettiques dont la fertilisation des sols pauvres, en particulier les sols sahariens structure est amoindrie par l'abondance des ions sodium dans l'eau d'irrigation, ce qui engendre des conditions asphyxiantes très défavorables; ainsi l'apport d'algues et l'insuffisance en microscopiques richesses en azote à ce type de sol. peut corriger matière organiques (Chader et al.,2001)

Elles peuvent se développer dans l'eau ou dans des milieux très humides. En effet, elles habitent tous les écosystèmes aquatiques, tels que des océans, des lacs, des rivières et même des glaciers, ainsi que des systèmes terrestres y compris les roches et autres surfaces dures. (Floche J. Y. 2010).

Qu'elles soient rouges brunes ou vertes, les algues marines comptent, de nos jours, près de 30000 espèces différentes, correspondant à 18% du règne végétal connu. (Faller H. 2011 ; Garon-Lardiere S. 2004).

Compte tenu de toute cette richesse et de toute cette diversité, de nombreuses applications ont été trouvées aux algues à travers les siècles. A l'heure actuelle, on ne

introduction

cesse d'identifier de nouvelles espèces et de nouvelles propriétés à ces organismes, ce qui leur confère un potentiel biotechnologique important.

On porte de plus en plus d'intérêt aux algues, du fait de la facilité de leur culture (elles croissent même dans les eaux usées), et de leur récolte rapide. De plus, les algues se développent 100 fois plus rapidement que les végétaux supérieurs. (Lu Y. 2009)

Outre ces vastes domaines d'application, les algues constituent aussi notre principale source d'oxygène (90% de la production sur terre) grâce à leur activité photosynthétique élevée. (GaronLardiere S. 2004)

Les pays du sud de méditerranée sont des endroits prometteurs pour la recherche de souches de microalgues à fort potentiel biotechnologique, en raison de leur climat, de leur ensoleillement puissant et de la taille de leur littoral, Il existe un grand potentiel, tout comme un marché potentiellement énorme, pour équilibrer les défis auxquels l'agriculture est confrontée et dont les effets sont un besoin important en aliments importés (Hamedi,2019).

Aujourd'hui, en Algérie, l'aquaculture est principalement représentée par la pisciculture et, dans une moindre mesure, par la conchyliculture. Cependant, il y a aussi plusieurs développements récents dans le domaine de la culture d'algues, qu'il s'agisse de recherche ou de culture en masse. Il pourra s'agir de modèles populaires comme *Arthrospira platensis*, de *Nannochloropsis gaditana*, ou d'espèces plus confidentielles telles que des souches de microalgues Asolées d'oasis du Sahara. Avec une emphase particulière placée sur l'étude de la production d'hydrogène par *Chlorella* sp. (Hamedi,2019).

L'objectif de notre travail est de faire des analyse physico-chimique de l'eau de barrage foug Elgherza et vérifié l'existence des micro-algues d'intérêt nutritionnel par l'identification des espèces de microalgues qui présentes dans cette zone.

Après un bon stratégie d'échantillonnage nous avons faire les analyse physico-chimique d'eau puis l'identification microscopique chaque fois que nous le suivons par un repiquage successif jusque teindre la pureté des souches.

Nous avons structuré notre mémoire en deux parties, la première sera consacrée à la présentation générale des microalgues, la culture des microalgues et leurs applications, et la deuxième partie sera destinée à l'expérimentation qui abordera la présentation de la région d'étude. Le matériel utilisé et l'approche méthodologique. Notre étude sera finalisée par la synthèse de l'essentiel des résultats suivi de conclusion générale.

Partie théorique

Chapitre. I

Généralités sur les microalgues

I. Généralités sur les microalgues

I.1. Définition et caractéristiques

Les algues regroupent un ensemble de végétaux photosynthétiques très divers et dont l'appareil végétatif relativement simple est appelé « thalle », elles ont des formes et des dimensions très variables. Certaines sont microscopiques et d'autres mesurent plusieurs mètres de longueur, mais elles ont toutes des caractères communs. Elles sont essentiellement aquatiques dans les eaux douces ou marines, et certaines vivent sur la neige ou la glace des régions polaires et des hautes montagnes. D'autres au contraire supportent dans les eaux des sources thermales des températures élevées (algues thermophiles). Elles comprennent 20 000 à 30 000 espèces dans le monde, soit 18% du règne végétal (Ainane,2011).

Les microalgues sont des organismes microscopiques photosynthétiques unicellulaires ou pluricellulaires indifférenciés, dont la taille varie de quelques micromètres à une centaine de micromètres. Pour les étudier, il est donc nécessaire de les observer au microscope optique ou électronique (Ville & Champ, 2014). La microalgue est délimitée par une membrane plasmique, qui contient au sein de leur cytoplasme de nombreux organites nécessaires à leur fonctionnement et à leur métabolisme (chloroplaste, amyloplaste, oléoplaste, mitochondrie et noyau) (Sadi, 2012) (figure 01)

Leur coloration est due à la coexistence de pigments variés, dont le plus important est la chlorophylle sous ses trois formes (a, b, et c). Cette chlorophylle leur confère la capacité de synthétiser la matière organique nécessaire à leur développement à partir de molécules simples comme le gaz carbonique et l'eau.

Les microalgues vivent dans des milieux fortement aqueux, la plupart d'entre elles peuvent posséder un ou plusieurs flagelles lui conférant ainsi une mobilité flagellaire., Elles peuvent aussi former une fine pellicule gluante ou biofilm, constitué par des algues, des sécrétions adhésives et des microorganismes. (Reinjenders, 2014) (Faller H. 2011)

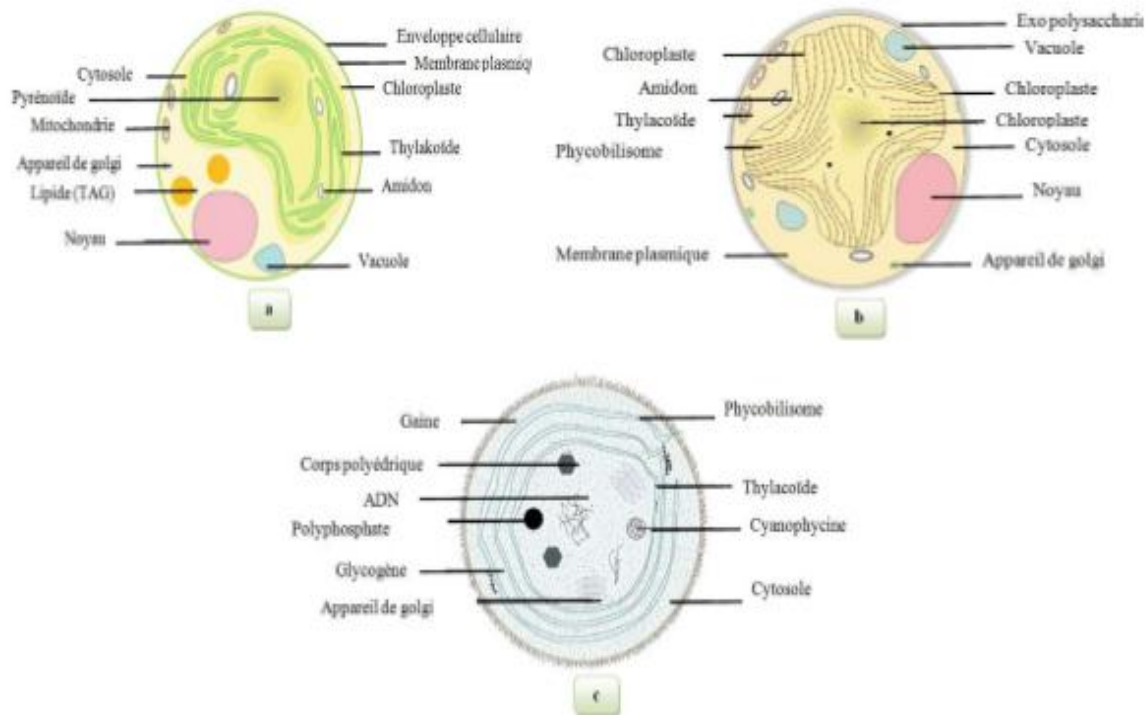


Figure 01. Ultrastructure de microalgue (Asroufi, 2019). Cellules de microalgues vert (a), rouge (b), cyanobactérie (c).

I.2/ La photosynthèse

Le terme photosynthèse signifie littéralement « synthèse réalisée à l'aide de l'énergie lumineuse ». On désigne donc par ce terme la capacité de certains organismes à assimiler le carbone inorganique (comme le dioxyde de carbone atmosphérique, ou ses différentes formes dissoutes pour les organismes aquatiques) à la lumière pour le convertir en matière organique tout en dégageant de l'oxygène (Taleb, 2015)

Les microalgues sont des cellules végétales. Leur croissance est ainsi basée sur le même principe que la photosynthèse des plantes supérieures. Elles ont donc la capacité de se développer sur milieu entièrement minéral. En milieu aqueux, la lumière leur permet alors de croître par absorption des minéraux nécessaires (nitrates, phosphates notamment) et du carbone inorganique environnant (les différentes formes de carbone dissous) (Taleb, 2015).

Chez ces microorganismes, la photosynthèse a lieu dans les chloroplastes (figure 03), plus spécifiquement au niveau des membranes des thylacoïdes à l'interface du lumen et du stroma où se trouvent les complexes pigmentaires qui sont à la base du processus photosynthétique.

En effet, l'énergie lumineuse est captée par ces pigments et transférée par la suite aux photosystèmes II (PSII) et I (PSI) et qui transforment à leur tour l'énergie lumineuse reçue en potentiel d'oxydoréduction permettant la synthèse des molécules (Taleb, 2015). (Figure 02)

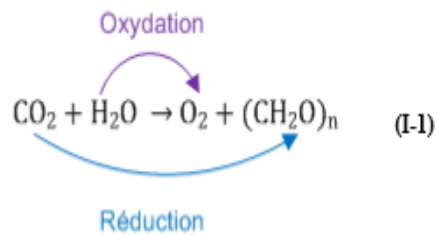
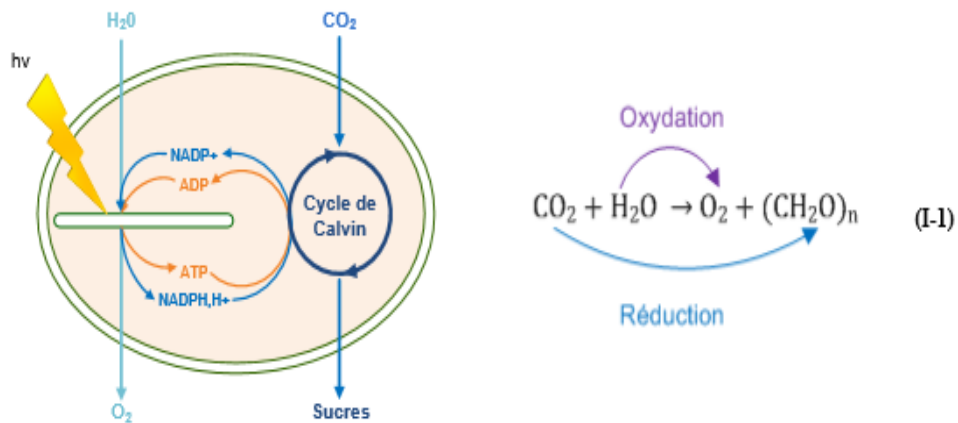


Figure 02. La photosynthèse - Réaction globale

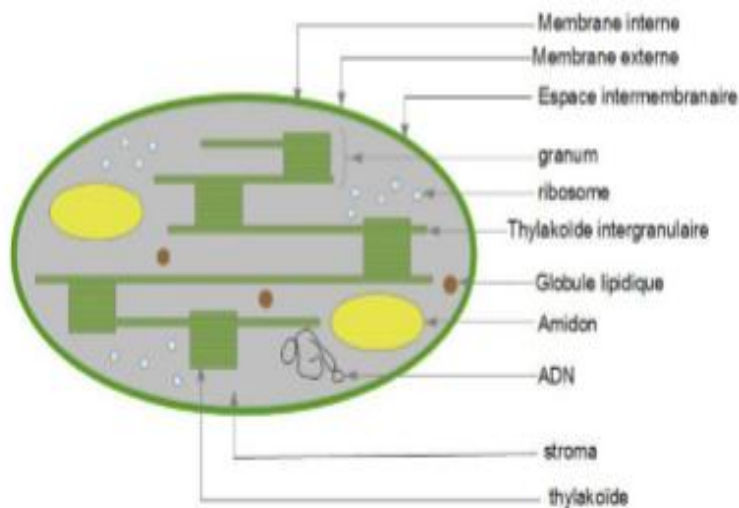


Figure 03. Structure de chloroplaste

I.3/Classification des algues

Les algues sont très diversifiées et constituent un ensemble hétérogène dans la mesure où elles n'appartiennent pas toutes à une même voie d'évolution mais à des groupes phylogénétiques très différents.

Cette diversification est illustrée par les variations importantes dans leurs physiologie et métabolisme, reflet d'une grande diversité génétique.

De ce fait, on distingue les organismes eucaryotes uni- ou pluricellulaires avec une pigmentation rouge relative aux algues rouges, une pigmentation jaune relative aux algues brunes, les algues vertes à pigmentation verte et les organismes procaryotes à savoir les bactéries bleues ou cyanobactéries communément appelées algues bleues.

Seulement 3 types de pigments donnent aux algues leurs couleurs : les chlorophylles, les caroténoïdes et les phycobiliprotéines. (Zehlila, 2017). (Tableau 01)

▪ Les algues vertes

Les algues vertes ou ulvophytes sont un ensemble d'algues dont les pigments essentiels à la photosynthèse sont les chlorophylles a et b. Les plastes de ces algues sont colorés en vert par ces pigments, auxquels des caroténoïdes sont quelquefois associés. Elles regroupent des organismes variés n'appartenant pas à un même groupe évolutif. Elles sont présentes en majorité dans les eaux douces et dans les mers et les océans cependant quelques espèces peuvent être retrouvées sur terre. Les algues vertes sont très riches en calcium et en protéines, possèdent un pouvoir nutritionnel élevé en plus de la présence de vitamines et d'antioxydants. Elles possèdent aussi un pouvoir gélifiant important.

Toutefois, tous les végétaux aquatiques de couleur verte ne doivent obligatoirement pas être catalogués comme des algues vertes. (Zehlila, 2017).

▪ Les algues rouges

Appelées aussi Rhodophytes, les algues rouges représentent un taxon très varié. Elles sont généralement pluricellulaires et sont retrouvées en milieu marin.

Ces algues sont colorées en rouge du fait de la présence dans leurs plastes d'un pigment appelé la phycoérythrine. Ce pigment s'associe à d'autres pigments comme la chlorophylle a « le centre réactionnel de la photosynthèse », la phycocyanine et l'allophycocyanine.

La pigmentation est aussi fonction de la longueur d'onde de la lumière absorbée par l'algue. Ainsi, l'abondance des algues rouges en profondeur est expliquée par la capacité de la phycoérythrine à absorber la lumière à cette profondeur. Ces algues sont riches en substances gélifiantes telles que les carraghénanes largement utilisés dans l'industrie. (Zehlila, 2017).

▪ **Les algues brunes**

Elles sont aussi nommées Phéophycée ou Phéophycées. Il existe 1500 espèces différentes d'algues brunes ; ce sont les algues marines les plus abondantes. On les retrouve surtout au niveau des côtes rocheuses à faible profondeur.

Elles possèdent toutes une structure pluricellulaire et leur couleur jaunâtre à brune est due à l'abondance de la xanthophylle et de la fucoxanthine, qui dominent les autres pigments comme la chlorophylle a et c. Elles sont riches en alginates et en phlorotannins à propriétés antioxydants (Zehlila, 2017).

▪ **Les Cyanobactéries**

Les cyanobactéries ou les algues bleues sont constituées des colonies de taille, de forme et de couleur très variables. Comme les algues rouges, elles possèdent des pigments surnuméraires bleus (Phycocyanines) et rouges (Phycoérythrine) qui masquent la chlorophylle a. En dépit de leur nom ancien d'algues bleues, elles sont rarement bleues mais plus souvent rouges, vertes avec des reflets bleutés, violets, bruns, jaunes ou orangés. La plupart d'entre elles ont une consistance gélatineuse voire gluante en raison des mucilages qu'elles sécrètent. (Ainane,2011).

Tableau (01) Résumé des groupements majeurs des algues selon les botanistes (Mitchell, 1974)

Phylum	Nom Commun et Espèces	Pigments	Caractéristiques
Cyanophyte	Algues bleues- vertes Spirulina, Anabaena	bleu-vert: phycocyanine, phycoérythrine, chlorophylle a et b	Multicellulaire ou unicellulaire mais habituellement microscopique.
Euglenophyte	Euglenoïde Euglena	Vert	unicellulaire, mobile, sans membrane cellulaire.
Chlorophyte	Algues vertes Chlorella, Scenedesmus	Vert: chlorophylle a et b.	Unicellulaire, multicellulaire, quelques- unes microscopiques, membrane cellulaire formée de cellulose et de pectine.
Chrysophyte	Algues jaune-vertes ou brunes claires Diatomées	Jaune - vert, brun clair: xanthophylle, carotènes et chlorophylle.	Microscopique, unicellulaire, leur membrane cellulaire contient de la silice.
Pyrophyte	Dinoflagellés, Peredinium, Massartia	jaune-vert, brun foncé: Xanthophylle, chlorophylle a et c.	Unicellulaire, mobile, membrane cellulaire en cellulose.
Phaeophyte	Algues brunes Fucus	Vert d'Olive, brun foncé: fucoxanthine, xanthophylle, chlorophylle a et c.	Multicellulaires principalement, vivent dans les eaux marines, leur membrane cellulaire est formée en pectine et en cellulose.
Rhodophyte	Algues rouges Polysiphonia	Rouge: phycocyanine, phycoérythrine et chlorophylle a.	La plupart sont multicellulaires, vivent dans les eaux marines et possèdent une membrane en cellulose et en pectine.

I.4/ Facteurs de répartition des algues

Les algues sont liées à l'eau et peuvent dès lors s'installer dans tous les types d'habitat suffisamment humides et éclairés. On peut les retrouver en eau douce, en mer, sur sol humide et même sur la neige. Les algues étant photosynthétiques, elles sont dépendantes de la présence de la lumière. Aussi, Les algues nécessitent d'être fixées à un substrat, par conséquent, la texture, le degré de cohésion et la nature chimique du substrat ont une importance sur la répartition spatiale des espèces. (Ainane,2011).

I.5 / Morphologie

Les algues se présentent sous un nombre de formes très variées, depuis le type unicellulaire jusqu'aux filaments ramifiés (figure04). On peut ainsi distinguer :

▪ Les formes unicellulaires

Type rhizopodiatn : Les formes rhizopodiques n'ont pas de parois cellulaires rigides et émettent des pseudopodes comme les amibes ; ce sont en général des cellules isolées, nues ou contenues dans une thèque d'où sortent les pseudopodes ; ceux-ci peuvent être courts ou effilés ou ramifiés, ou présentent un axe différencié. Certaines espèces peuvent émettre des pseudopodes pour capturer et ingérer de petites proies. Les formes rhizopodiques sont relativement rares chez les algues d'eau douce et ne se rencontrent que chez les Chrysophytes (Iltis, 1980).

Type coccoïde : Les cellules immobiles sont entourées d'une membrane ferme et bien définie : on trouve des formes simples sphériques ou subsphériques, *Synechocystis* chez les Cyanophycées, *Chlorella* chez les Chlorophycées par exemple. D'autres formes sont moins simples (triangulaires, discoïdes, quadrangulaires, allongées), pour aboutir à des cellules beaucoup plus compliquées : ainsi les Diatomées (Chrysophytes) sont constituées par une cellule circulaire ou allongée entourée d'une thèque ornementée (frustule) en deux valves s'emboîtant l'une dans l'autre et les Desmidiacées (Chlorophytes) de deux demicellules identiques reliées entre elles par un isthme, parfois très étroit, la paroi de cellule étant ornementée d'épines, côtes, appendices brachiaux, etc.(Iltis, 1980).

Type flagellé ou monadoïde : Les cellules en général solitaires et mobiles possèdent 1, 2, rarement 3 (2 fouets égaux et un appendice flagellé forme) ou 4 fouets. Certaines Euglénophytes (*Trichomonas*) ont un long flagelle qui traverse par un pore Surmonté d'un col

une thèque le plus souvent ornementée d'épines, de verrues, et de plis. Chez les Dinophycidés les flagelles sont placés dans deux sillons placés perpendiculairement l'un par rapport à l'autre ; la paroi de la cellule est soit formée d'une simple membrane périplastique, soit d'une thèque formée de plaques cellulose agencées en deux régions : épiconothypocône de part et d'autre du sillon flagellaire transversal. Chez certaines Chrysophycées enfin (Mallomonas), la cellule flagellée à deux fouets très inégaux à un périplaste recouvert de fines écailles siliceuses. Ce type morphologique n'existe pas comme forme végétative chez les Cyanophytes, les Rhodophytes et les Phéophytes (Iltis, 1980).

- **Les formes coloniales :** On peut distinguer deux sortes de colonies : les colonies mucilagineuses et les cénobies.

Les colonies mucilagineuses : Les colonies sont constituées de cellules groupées sans forme définie dans une gelée englobant l'ensemble ; ce type de groupement est assez fréquent chez les Cyanophytes (Macrocystis, Aphanothece) et chez les Chlorophytes (Tetraspora, Kirchneriella, Dictyosphaerium). Parfois chaque cellule de la colonie possède une gaine gélatineuse propre, homogène ou stratifiée, l'ensemble étant inclus dans un mucilage général (Gloeotheca, Chroococcus).

Il existe des colonies constituées de cellules flagellées (Eudorina, Pandorina, Volvox) et qui sont mobiles ; les cellules sont incluses dans une enveloppe gélatineuse traversée par les flagelles qui battent librement à l'extérieur (Iltis, 1980).

Les cénobies : Ce sont des colonies immobiles ayant toujours une structure régulière. Ce type de forme est fréquent chez les Chlorophytes, en particulier chez les Scenedesmaccées (Tetrastrum, Coelastrum, Scenedesmus). Parfois les cellules marginales n'ont pas le même aspect que celles de l'intérieur (Pediastrum, Scenedesmus). Des méats peuvent exister entre les cellules (Hydrodictyon, certaines espèces de Scenedesmus) (Iltis, 1980).

- **Les formes filamenteuses**

Des filaments simples non branchus existent chez un grand nombre d'espèces d'algues d'eau douce. Des filaments ramifiés existent aussi dans de nombreux groupes. Chez les autres groupes, les rameaux naissent sur une cellule basale située le long du filament (Iltis, 1980).

- **Les formes à structure parenchymateuse**

La multiplication d'une cellule ou d'un filament dans deux ou trois plans aboutit la formation d'un parenchyme ou d'un pseudoparenchyme constitué d'une assise de cellules (thalle monostromatique) ou de plusieurs (thalles pluristromatiques). Les formes parenchymateuses sont fréquentes chez les algues marines mais plus rares chez les algues d'eau douce (Chaetophoracées) (Iltis, 1980).

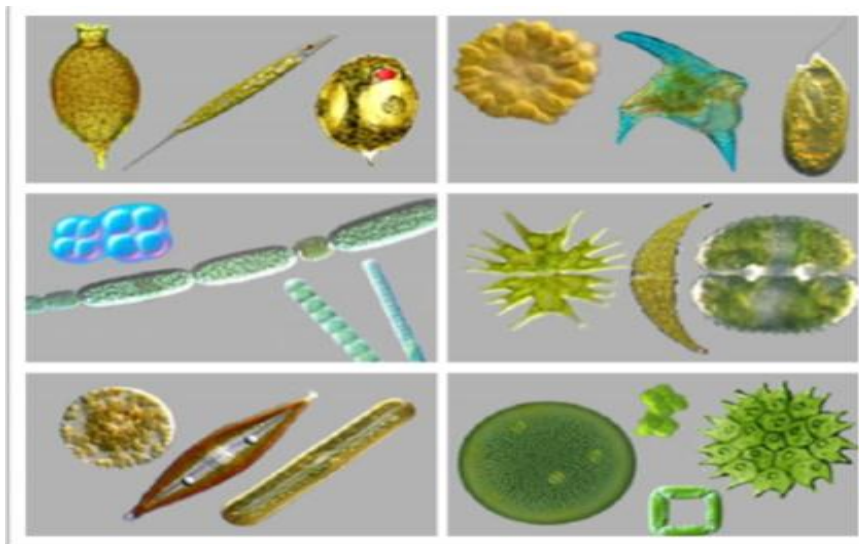


Figure 04. Les différentes formes des algues (Iltis, 1980).

I.6 / Reproduction et Cycles de développement

I.6.1 / Reproduction asexuée

Elle peut être de 3 types :

- Fragmentation : le thalle se sépare en deux parties qui redonneront chacune un nouveau thalle.
- Sporulation : des spores peuvent être formées dans les cellules végétatives ordinaires ou dans des structures spécialisées appelées sporanges.
- Scission binaire : division du noyau puis du cytoplasme. (Figure 05)



Figure 05 :Scenedesmus quadricauda(Cavalla, 2000).

I.6.2 / Reproduction sexuée

Dans la reproduction sexuée, il y a fusion de gamètes mâle et femelle pour produire un zygote diploïde. Des œufs se forment dans les cellules réceptrices identiques aux cellules somatiques (Spirogyra) (figure 06) ou dans des cellules végétatives femelles peu modifiées nommées oogones (Fucus).

Les spermatozoïdes sont produits dans des structures mâles spécialisées appelées anthéridies. (Cavalla, 2000).

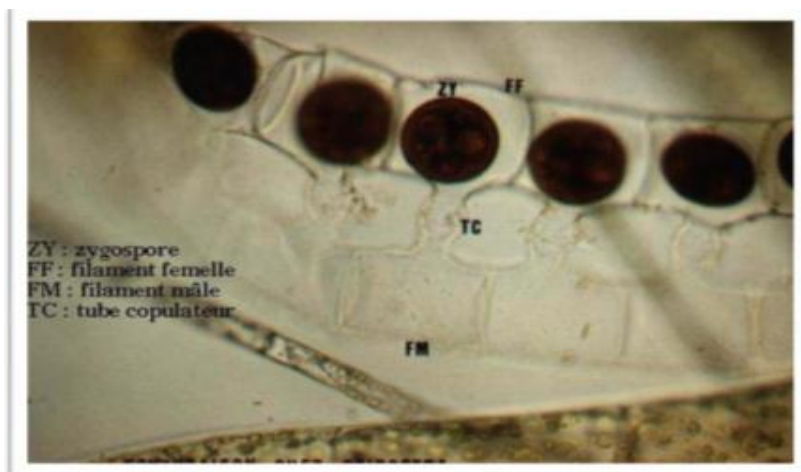


Figure 06 : Reproduction sexuée chez Spirogyra (Cavalla, 2000).

I.7 / Mode de nutrition

Concernant la nutrition, la plupart des microalgues sont phototrophes, c'est-à-dire qu'elles utilisent le CO₂ comme source de carbone et qu'elles tirent leur énergie de la photosynthèse. Cependant, il existe aussi des microalgues hétérotrophes qui sont capable d'utiliser une source de carbone organique pour se développer. Le tableau suivant représente les différents modes de nutrition des microalgues (tableau 02). (Becerra, 2009)

Tableau 02. Modes de nutrition des microalgues (Becerra, 2009).

Microalgues	Source de carbone		Source d'énergie	
	Co ₂	Composés organiques	Lumière	Oxydation des composé organiques ou inorganiques
Photoautotrophe	/		/	
Photohétérotrophe		/	/	
Chimiohétérotrophe				/
Chimioautotrophe	/			/

Chapitre. II

Modes de culture des microalgues

II. Modes de culture des microalgues

Il existe différents modes de production :

Mode continu, semi-continu (Fed-batch) ou discontinu (Batch).

II.1.1/ Mode continu

Le mode continu à lui correspond à un mode où la récolte se fait en continu sans arrêt dans le temps. En sortie de récolte le milieu est recyclé pour retourner dans l'outil de production.

Du milieu frais est apporté en continu pour apporter des nouveaux nutriments.

Ce mode est l'idéal à atteindre, car il permet d'avoir des paramètres stables, d'optimiser la production dans le temps en minimisant les arrêts de production. De plus moins de mains d'œuvre est nécessaire ce qui réduit considérablement les coûts de production (Salomez, 2009).

II.1.2/ Mode semi-continu

Le mode semi-continu est un mode où la récolte se fait à intervalle plus rapproché qu'en mode discontinu si bien qu'on se rapproche d'un mode continu, une récolte toute les heures (Salomez, 2009).

II.1.3/ Mode en batch discontinu

Le mode de production discontinu correspond à un mode où la récolte se fait à intervalle régulier, une fois par jour par exemple. Pour la culture des microalgues, le mode batch se fait en phase exponentielle. La phase exponentielle correspond à la phase où la croissance des microalgues est maximale. Ce mode n'est pas l'idéal pour la culture des microalgues, car au cours du temps, la concentration cellulaire va varier, les paramètres de culture aussi, notamment l'accès à la lumière et la composition biochimique de la microalgue. (Salomez, 2009). La culture en batch représente un mode de culture très utilisé pour sa simplicité de mise en œuvre et son faible coût en matériel et en maintenance. Ce mode de culture repose sur un principe de production séquentiel des microalgues. Une partie de la biomasse produite en quelques jours est ensuite utilisée pour inoculer une nouvelle culture (Le chevanton, 2013).



Figure 07 : Bassins de production phytoplanktonique en extérieur avec une capacité de 2m3, Salles de production phytoplanktonique des grand volumes (300L) sur le site d'Ifremer Argenton (29).

II.2/ Paramètres de croissance

II.2.1/ L'énergie lumineuse

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

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

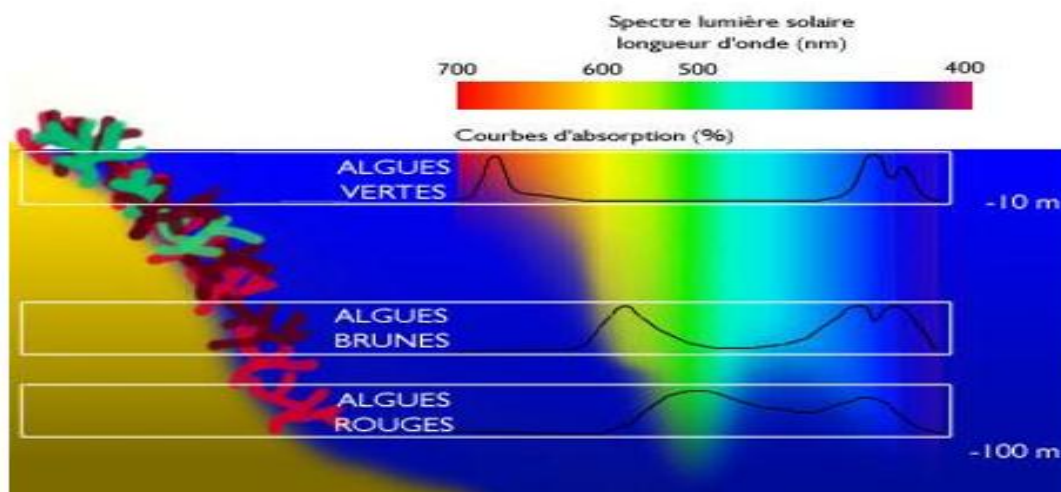


Figure 08. Répartition des algues selon le captage du spectre lumineux (John, 2015).

II.2.2/ Les nutriments

Les microalgues ont besoin pour leur développement, croissance et efflorescence de nutriments. On les divise en deux groupes les macronutriments et les micronutriments.

II.2.3/ L'agitation

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

II.2.4/ La température

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

II.2.5/ Le pH

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

Chapitre III

Application des microalgues

III. Application des microalgues

III.1/ Domain d'utilisation des microalgues

Les microalgues sont au centre de beaucoup d'attention et intéressent les industriels dans de nombreux domaines très variés

III-1.1/ Alimentation et nutrition

L'importance de l'utilisation des microalgues dans l'industrie alimentaire vient de sa richesse cellulaire. En effet, elle est riche en caroténoïdes utilisés comme colorants alimentaires, en lipides, protéines, en vitamines, en minéraux, acides aminés.

III-1.2/ Cosmétique et santé

Les microalgues a également une utilisation dans le domaine de la cosmétologie. Elle sert de colorant dans les émulsions et rentre dans la composition de crèmes antirides car elle contient des molécules stimulant la synthèse du collagène par la peau (Gouveia & al, 2008) (Spolaore & al, 2006)

III-1.3/ Application pharmaceutique

Les extraits des microalgues sont également utilisés par le secteur pharmaceutique, les principes actifs extraits des microalgues sont utilisés comme anti-inflammatoire œsophagien, pour lutter contre l'embonpoint, pour leur effet laxatif ou encore pour les pansements, les microalgues peuvent être utilisées dans une amélioration du confort des diabétiques. En effet certain polysaccharides issus des microalgues des côtes françaises peuvent moduler l'absorption intestinale du glucose et la réponse insulinique à l'alimentation. Par ailleurs, des oligosaccharides extraits des microalgues peuvent améliorer l'équilibre de la flore intestinale du colon, en favorisant la croissance des bactéries comme favorables pour la santé. Ces bactéries sont actuellement largement utilisées des préparations à base de lait peu caloriques, riches en vitamines et en minéraux (Gana, 2014).

III-1.4 /Agriculture

La biomasse micro-algale peut également être valorisée comme :

Engrais, fertilisant, stabilisateur de sol ou encore protecteur de cultures.

Grâce à leur capacité à fixer l'azote, les micro-algues et plus particulièrement les cyanobactéries permettent de maintenir une fertilité des sols et des cultures.

Les micro-algues ont également la capacité à influencer la croissance des plantes A partir de la synthèse de molécules bioactives (Borowitzka, 1995).

Par exemple au Japon, *Chlorella vulgaris* est utilisée pour stimuler la biosynthèse de la chlorophylle afin d'améliorer la croissance des plantes.

III-1.5 /Energie

Utiliser les microalgues pour fabriquer du biocarburant, aussi appelé biocarburant de troisième génération. En effet, de par leur contenu lipidique et leur capacité à croître rapidement elles se présentent comme des candidates intéressantes pour cette application

Il existe plusieurs manières de convertir la biomasse microalgale en source d'énergie, elles peuvent être classées comme suit : réactions de conversions biochimiques, réactions chimiques, combustion directe et conversion thermochimique (Dragon et al., 2010). La Figure (09) résume ces différents processus.

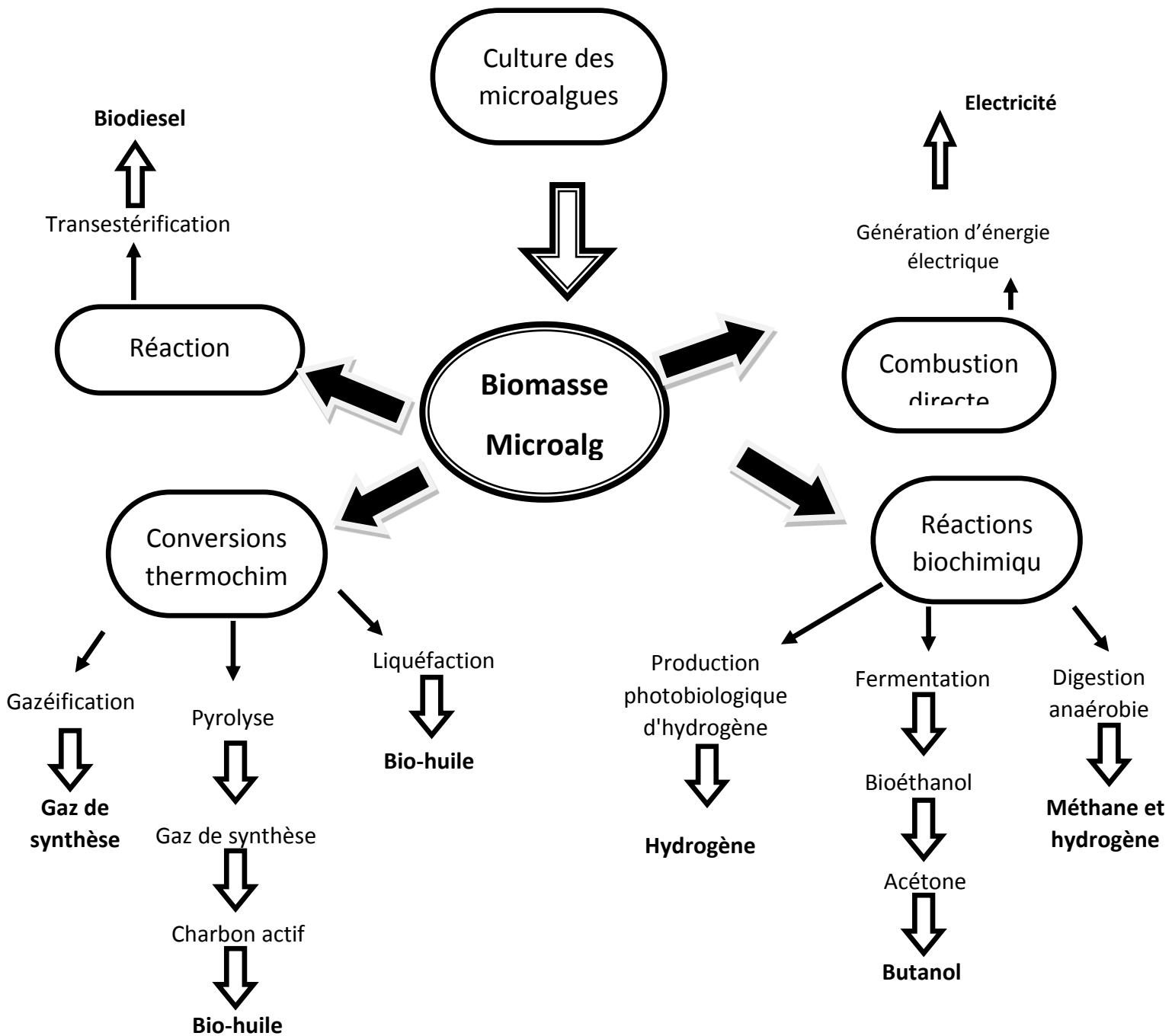


Figure 09 : Diagramme représentant les processus de conversion de biomasse microalgale pour la production de biocarburant. (Dragon et al,2010)

Partie pratique

Chapitre I

Présentation de la région d'étude

I /Présentation de la région d'étude

I.1. Localisation géographique

Le barrage de Foug-el-Gherza, se trouve sur l'Oued-el-Abiod, à l'est de Biskra (figure 10). Il est destiné à l'irrigation de 850 Ha des palmeraies de Sidi-Okba, Garta, Seriana, et Tehouda.



Figure 10. Localisation de barrage

Figure 11. Barrage Foug El gherza

Foug El gherza

I.2. Le Barrage en Chiffres

Tableau 03 : le barrage de Foug Elgherza en chiffre

Construction	1948
Mise en eau	1952
Capacité	47 hm ³
Capacité au dernier levé (2004)	14,89 hm ³
Envasement annuel	440 000 m ³ /an
Surface du bassin versant	1300 km ²
Hauteur	73 m
Longueur	186 m
Cote retenue Normale (R.N)	195,90 m

I.3. Site de prélèvement de barrage Foum Elgharza

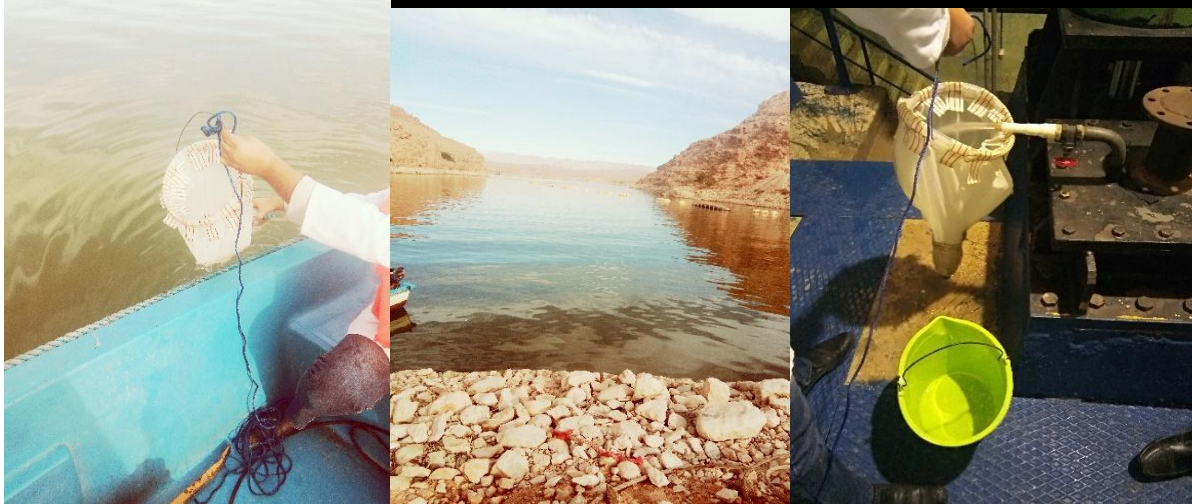


Figure12. Les sites de prélèvements de barrage Fom Elgharza

Chapitre II

Matériel et méthode d'étude

II/Matériel et méthode d'étude

II.1 / Matériel d'étude

Matériel biologique

Les microalgues utilisées ont été isolées de barrage Foum Elgherza, des échantillons d'eau ont été prélevés à différents endroits du barrage.

Matériels non biologique

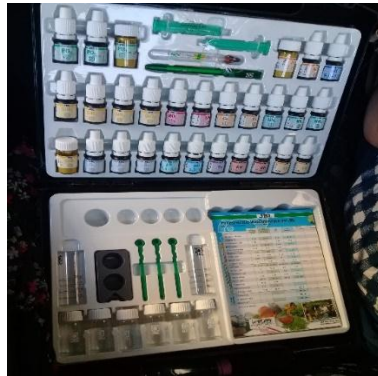
Tout le matériel non biologique (Appareils, verrerie, réactifs et solutions) ayant servi pour est représentée dans le tableau cette étude

Tableau (04) résume les matériels utilisés pour l'étude

matériel de laboratoire	matériel de protection	matériel d'échantillonnages
Plaque chauffant	Tablier	Filet a plancton
Bec bunsen	Gant de protection	Malette testlab JBL
Balance	gel de satellisation	Des flacon
Bécher		Multi- paramètre
Erlenmeyer		Glaciaire
Pipette graduée		
Support à éprouvettes		
Des tubes		
Boîtes de pétri		
Réfrigérateur		
Bain marie		
Autoclave		
Agitateur		
Microscope optique		



Figure 13. Multi paramètre

figure14. Malette testlab **JBL**Figure15. Filet à plancton 20 μ m

II.2 / Méthode d'étude

II.2.1. Méthode d'échantillonnage

Les prélèvements ont été effectués à des profondeurs de 0 à 20 cm. A chaque point de récolte, 2 échantillons de 250 ml d'eau sont prélevés par zone selon les sites et selon la disponibilité de L'eau (profondeur). L'opération a été réalisée au 28 novembre 2019, par temps ensoleillé.

Les prélèvements ont été effectués par deux Façon :

- La Première Echantillon : À l'aide d'un filet à plancton de 20 μ m, le contenu est récupéré dans des flacons
- La Deuxième Echantillon : Un prélèvement direct par les flacons

II.2 .2 /Analyses physicochimiques des eaux

La nature et la composition de l'eau conditionnent le développement et la répartition de la flore aquatique. La connaissance de cette composition donne une idée sur la nature chimique des eaux de chaque zone de prélèvement. Les analyses physicochimiques ont été effectuées sur terrain à l'aide de test rapide de marque Testlab **JBL**, les deux échantillons subissent l'analyse sur le site même et le jour du prélèvement. A chaque flacon un numéro d'ordre est attribué avec la date, la nature et lieu de la récolte.

Pour les analyses physiques, nous avons aussi réalisé les mesures en utilisant un multi paramètre : pH - thermomètre et conductimètre.

II.2.3/ Préparation de Milieu de culture

L'isolement des différentes espèces microalgales a été réalisé en essayant de simuler les conditions du milieu d'origine. Deux (02) milieux de culture ont été utilisés BG11, BBM.

Milieu de culture BBM (Stanier et al., 1971)

Tableau (05) représente les compositions de milieu de culture BBM

Solution mères en g / 1000 ml d'eau	milieu final de 1 litre
25.0 g NaNO ₃	30.0 ml
2.5 g CaCl ₂ .2H ₂ O	10.0 ml
7.5 g MgSO ₄ .7H ₂ O	10.0 ml
7.5 g K ₂ HPO ₄ .3H ₂ O	10.0 ml
17.5 g KH ₂ PO ₄	10.0 ml
2.5 g NaCl	10.0 ml
solution d'oligo-éléments	6.0 ml
vitamin B1	1.0 ml
vitamin B12	1.0 ml

Compléter à 1 litre avec l'eau distillée. Autoclave à 15 psi pendant 15 minutes.

Solution d'oligo-éléments

Ajouté pour 1000 ml de l'eau distillée 0.75 g Na₂EDTA et les minéraux exactement dans l'ordre suivant :

Tableau (06) représenté les compositions de solution d'oligo-éléments

FeCl ₃ .6H ₂ O	97.0 mg
MnCl ₂ .4H ₂ O	41.0 mg
ZnCl ₂ .6H ₂ O	5.0 mg
CoCl ₂ .6H ₂ O	2.0 mg
Na ₂ MoO ₄ .2H ₂ O	4.0 mg

Vitamine B1

- 0.12 g chlorhydrate de thiamine dans 100 ml d'eau distillée. Filtre stérile.

Vitamine B12

- 0.1 g cyanocobalamin dans 100 ml d'eau distillée, prélever 1 ml de cette solution et ajouté 99 ml distillée. Filtrer stérile.

Milieu BBM solide

- Ajouter 15 g d'agar par litre de milieu et couler en boîtes de Pétri après stérilisation à L'autoclave.

Milieu de culture BG11 : (Rippka, 1988).

Tableau (07) représente les compositions de milieu de culture BG11

NaNO ₃	1.5 g
K ₂ HPO ₄	0.04g
MgSO ₄ , 7H ₂ O	0.075g
CaCl ₂ , 2H ₂ O	0.036g
Acide citrique, 1H ₂ O	0.06 g
EDTA disodique	0.001g
Na ₂ CO ₃	0.02g
Citrate de fer ammoniacal	0.006g
Eau distillée	1000 ml
Solution de sels métalliques	1ml

- Après dissolution de tous les ingrédients dans l'eau distillée, ajuster à différents pH (7, 8,8.5, 9 et 10) et stériliser à 120 °C pendant 20 min
- **Milieu BG11 solide**
Ajouter 15 g d'agar par litre de milieu et couler en boîtes de Pétri après stérilisation à L'autoclave.



Figure16. Boite de pétri rempli en milieu
BBM et BG11

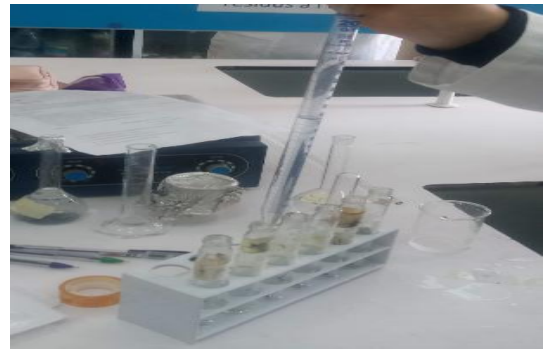


figure17. Des flacons rempli en milieu
BBM et BG11

II.2.4 /Isolement et repiquages

L'ensemencement d'une souche en milieu liquide est réalisé par prélèvement d'un échantillon de microalgue à la pointe d'une pipette pasteur, qui est ensuite plongée dans le milieu liquide BBM, BG11 (5mL). Toutes ces manipulations s'effectuent au voisinage immédiat d'une flamme de bec Bunsen afin d'éviter les risques de contamination. Les tubes qui contiennent les souches dans le milieu liquide sont conservés dans l'incubateur avec une température 25°C et une source de lumière.



Figure18. repiquage dans un milieu liquide



figure19. Repiquage dans un milieu solide

II.2.5 / Identification macroscopique

Après une semaine on a commencé l'observation sous microscope. Quand les microalgues commencent à se développer, chaque colonie est isolée et ensemencée sur une nouvelle boîte, pour obtenir des cultures uni-algales.

L'identification des colonies de microalgues à l'œil nu est basée sur les critères de forme, aspect, taille, contour, diamètre des colonies et couleur. La détermination des caractères macroscopiques a particulièrement concerné le chromatophore qui permet de séparer les différents groupes taxonomiques.

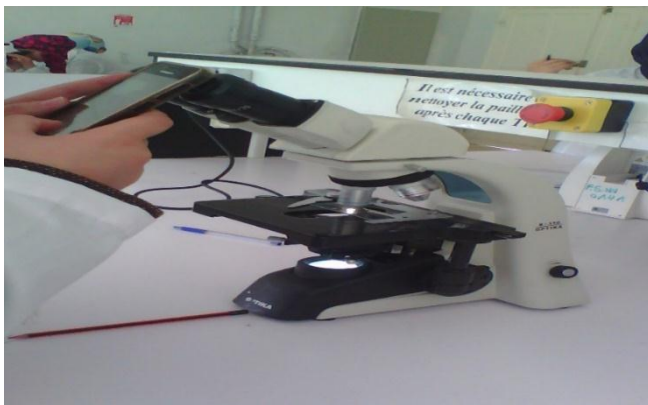


Figure20. Observation microscopique d'un échantillon



Figure21. Chambre d'incubation

II.2.6 / Purification des microalgues étudiées

Dans notre cas, on s'intéresse plus particulièrement aux souches micro algales unicellulaires, de ce fait, nous avons opté pour la méthode d'obtention de culture pure, basée sur le principe des suspensions dilutions et repiquages répétés sur boîtes de Pétri.

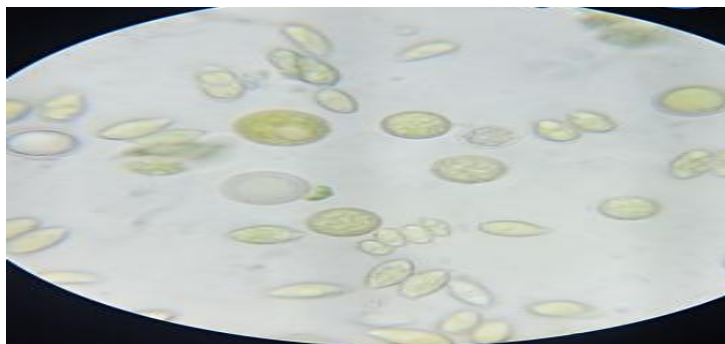


Figure 22. Observation microscopique avant purification

Grossissement (100x10)

II.2.7 / Conservation des souches et control de pureté

Les souches purifiées sont conservées sur milieu de culture gélosé dans des tubes inclinés à l'obscurité et à 4°C, elles peuvent se conserver ainsi pour de longues périodes (1 à 2 années). Néanmoins, des repiquages périodiques (chaque 6 à 8 mois) sont effectués pour s'assurer de la survie des souches et contrôler la pureté par observation microscopique.

Chapitre III

Résultats et discussion

III.1 /Résultats d'analyse physico- chimique de l'eau

La mesure de paramètres physico-chimiques détermine l'activité algale et la possibilité d'utiliser l'eau dans l'irrigation et d'autres usages. Le potentiel hydrogène (pH), la conductivité, la température ont été mesurés in situ moyennant un multi-paramètre portable, tandis que les matières en suspension (MES) ont été mesuré au laboratoire.

Les résultats dans le tableau (05) montrent que :

- La température est idéale pour la vie aquatique
- L'eau est basique et minéralisée et douce

Une bonne concentration en :

Nitrites, Nitrate et très bonne concentration en Phosphate

Tableau (08) résultats d'analyse physico- chimique d'eau de barrage de Foug Elgherza

Site /paramètres	T	Conductivité sm/cm	PH	NH4	NO2	NO3	Po4	Sio2	Fe	Dureté
Bp2-1	24.3	1469	7.616	(0.05/0.1)	0.2	<0.5	<0.02	3	<0.02	20
Bp2-2	23.9	1472	7.56	0.1	0.1	<0.05	<0.02	3	<0.02	30
Bp2-3	21.6	1483	7.77	<0.05	0.1	<0.5	<0.02	3	<0.02	30

III.2/ Résultats de repiquage et isolement des microalgues

L'observation microscopique des micro- algues vertes d'intérêt nutritionnel dans le barrage de Foug El Gherza de la wilaya de Biskra nous a permis d'identifier (03) genres *Scenedesmus*, *Chorella*, *Nannochloropsis*. (Tableau 09).

- **Prolifération des microalgues dans les différents milieux de culture (BG11, BBM) à partir des prélèvements de l'eau de barrage Foum Elgherza**



Figure 23. Prolifération des microalgues, (A) milieu liquide, (B) milieu solide

- **L'observation microscopique après purification au grossissement (100x10)**

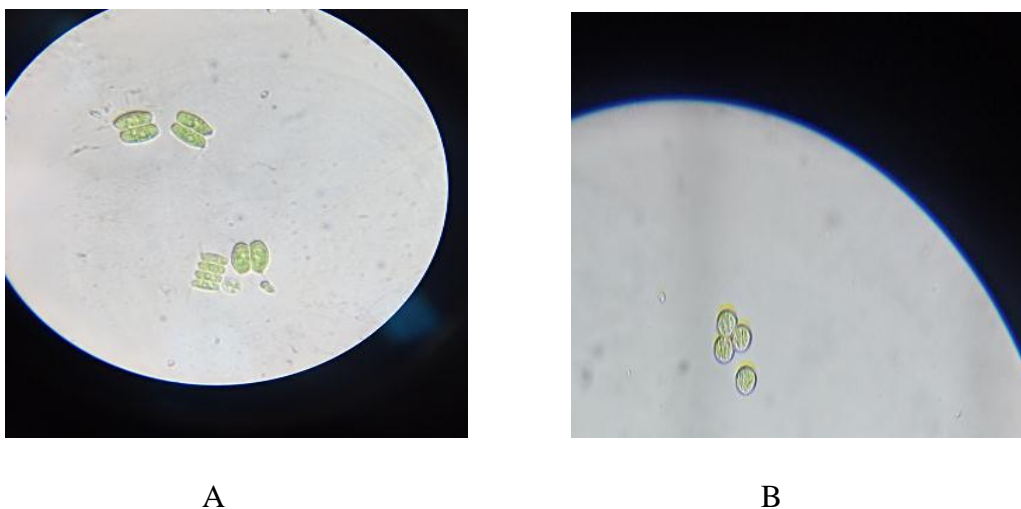
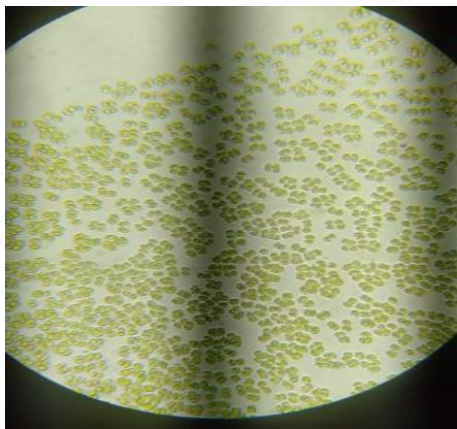


Figure 24. Observation microscopique de (A) Scenedesmus, (B) Nannochloropsis

- **L'observation microscopique après purification au grossissement (40x10)**



D



C

Figure 25 .Observation microscopique de (D) Chorella, (C) Scenedesmus

Tableau 09. Les genres identifiés selon les 03 sites

Genre/site	1	2	3
scenedesmus		+	+
Chorella	+		+
Nannochloropsis	+		

III.3/Classification des souches identifiées

Genre *Scenedesmus*

Morphologie

Les cellules de forme ellipsoïdale ou fusiformes sont groupées par 4 ou 8 en série linéaire pour former une colonie plate. Les cénobes à 8 cellules sont parfois constitués par 2 rangées alternantes de 4 cellules. La membrane est lisse ou verruqueuse. Parfois les cellules marginales du cénobe ont une ornementation en aiguillons ou en crêtes différente des cellules médianes (Roche Et Semler,2005).

Distribution

Cette genre abondante dans toutes type milieu aquatique (Zemri,2013).

Taxonomie

Classe	Chlorophyceae
Ordre	Chlorococcales
Famille	Scenedesmaceae
Genre	Scenedesmus

Intérêt nutritionnel

Scenedesmus peuvent produire des métabolites secondaires comme des caroténoïdes. Plusieurs sociétés utilisent la biomasse de *Scenedesmus* comme une source pour l'alimentation des bétails ou des poissons, en raison de sa haute teneur en protéine (Aqua Fuels ,2011).

Genre Chlorella

Morphologie

Les Chlorella sont des microalgues vertes de petites tailles, leur diamètre varie de quelques microns à 20 μ au maximum. Les cellules sont toujours solitaires, sphériques ou ellipsoïdales, plus rarement réniformes ou asymétriques, à membrane distincte, avec un ou rarement deux plastides, parfois un pyrénioïde (Dabbadiel., 1992).

. Distribution

Ce sont des microalgues subaériennes vivant sur la terre humide, les écorces d'arbres et sur les écoulements de sève d'arbres ou en symbiose avec des animaux aquatiques (ciliés, éponge, hydres, etc.). (Bourrelly, 1990). Chlorella se retrouve aussi en eau douce. (Viviane., 2012)

Taxonomie

Selon (Bourrelly, 1990). On distingue 04 sous-genres, regroupée près 30 espèces.

Classe	Chlorophyceae
Ordre	Chlorococcales
Famille	Oocystacées.
Genre	Chlorella

Intérêt nutritionnel

Chlorella comme source de protéines pour les bétails. L'ajout des chlorelles dans l'alimentation bovine a entraîné une baisse de la décomposition naturelle d'acides gras insaturés et une plus forte concentration de ces composés bénéfiques dans la viande et le lait, Ces produits animales utilisée plus sains pour l'alimentation humaine.

Les chlorella riches en acides gras Oméga-3, qui traverse la chaîne alimentaire, en plaçant ce composé hypocholestérolémiant dans les œufs.

Genre *Nannochloropsis*

Morphologie

Toutes les espèces de *Nannochloropsis* sont des petites sphères dont le diamètre des cellules est inférieur à 5 µm, c'est une microalgue eucaryotique, est comprenant environ 6 espèces, (Asroufi, 2019)

Distribution

Distribuées dans le plancton des écosystèmes marins, en particulier dans les eaux côtières, et sont reconnues dans les habitats salins (*N. oculata*, *N. salina*, *N. granulata*, *N. oceanica* et *N. gaditana*) tandis que la sixième espèce (*N. limnetica*) est rencontrée dans les Caux douces. (Asroufi, 2019)

Taxonomie

Classe	Eustigmatophyceae
Ordre	Eustigmatales
Famille	Monodopsidaceae
Genre	<i>Nannochloropsis</i>

Intérêt nutritionnel

Le genre *Nannochloropsis* a été étudié pour la production de biocarburants du fait d'une grande capacité à accumuler des quantités importantes de lipides et surtout des lipides neutres (TAG) en réponse à des contraintes telles que la carence en azote et/ou en phosphore. Les microalgues appartenant à ce genre sont particulièrement intéressantes en raison de leur capacité à accumuler des grandes quantités de lipides, qui peuvent atteindre des concentrations allant jusqu'à 65-70% du poids sec total. (Asroufi, 2019)

Conclusion

En agriculture, les microalgues sont principalement utilisées comme engrais ou comme ingrédient dans la fabrication d'aliment pour le bétail. Concernant les engrais, les algues sont transformées en poudre, extraits liquides ou microbilles et sont épandues sur les terres. En effet, les microalgues favorisent la croissance des plantes, la résistance aux maladies et produisent des substances protectrices contre les agressions par les gastéropodes. Pour l'alimentation animale, les fuciales sont utilisées comme additifs alimentaires pour leurs qualités digestives. Elles sont transformées en farines mélangées à la nourriture (Barsanti and Gualtieri, 2014).

Le but de ce travail est de comprendre les caractéristiques physico-chimique d'eau et recherche l'existence des microalgues d'intérêt nutritionnel au niveau de barrage de Foug Elgherza de la wilaya de Biskra

Le suivi de la croissance a été effectué dans une chambre d'incubation au niveau de faculté de l'agronomie après faire l'échantillonnage et la préparation des milieux BBM et BG11 suivi par des repiquages successifs pour atteindre la pureté des souches d'intérêt

En regard de nos résultats, on peut conclure que l'eau de barrage Foug Elgherza caractérise par sa douceur, richesse en nitrite (0.2mg/l) et nitrate (0.5mg/l) et surtout en phosphate (0.02mg/l) avec une température idéale pour la vie aquatique et un PH basique, comme un deuxième résultat nous avons découvert 03 genres de microalgues (*Scenedesmus*, *Chorella* et *Nannochloropsis*) au niveau de barrage, distribué de manière hétérogène dans la zone d'intérêt.

Enfin nous ne prétendons pas avoir résolu le problème posé dans son intégralité à cause de l'arrêt de travail (screening chimique et l'extraction) en raison de COVID -19 nous sommes par ailleurs convaincus que le travail élaboré n'est qu'une étape primaire aussi bien pour une carrière professionnelle que pour des études plus approfondies.

Les Références

1. Aniane T., 2011. Valorisation de la biomasse algale du Maroc : potentialités pharmacologiques et applications environnementales, cas des algues brunes *cystoseira tamariscifolia* et *bifurcaria bifurcata*. Thèse de doctorat : chimie analytique. Université Hassan ii - Casablanca faculté des science ben m'sik Casablanca. P6-9.
2. Aquafuels., 2011. Proposal full title: algae and aquatic biomass for a sustainable production of 2nd generation biofuels.258.
3. Asroufi N.Y., 2019.production en masse de microplaques ; optimisation des paramètres physico-chimique. Thèse de doctorat : gestion des ressources aquatiques. Université d'Oran. Faculté de science de la nature et de la vie. P42-43.
4. Barsanti L., Gualtieri P., 2014.*Algae Anatomy, Biochemistry, and Biotechnology*. Editon^{msd}LLC . Taylor & Francis.320p.
5. Becerra C.G., 2009. Proposition de stratégies de commande pour la culture de microalgues dans un photobioacteur continu. Thèse de doctorat. Ecole central d'électricité. Gif-sur-Yvette paris. P6-42-47.
6. Bourrelly P., 1990.les algues d'eau douce. Tome 1. Edition. N boubée. Paris.569 p
7. Cavalla M., atlas de microbiologie. France.2000.
8. Chader S.,2009. Etude du mécanisme de production biologique de l'hydrogène par les microalgues. Thèse de doctorat : biologie de la rhizosphère. Université des sciences et de la technologie houari Boumediene faculté des sciences biologiques. P80-82.
9. Dabbadie I.,1992. Cultures intensives de microalgues sur lisier de porc : performances, contraintes, utilisation des biomasses. Diplôme d'agronomie approfondie. École nationale supérieure agronomique de montpellier. France.123p.
10. Faller H.,2011. Les applications et la toxicité des algues marines :132.
11. Floc'h j. Y. Lv. 2010. Les secrets des algues :168.
12. Garon-ladiere S., 2004. Etude structurale des polysaccharides pariétaux de l'algue rouge *Asparagopsis Armata* (bonnemaisoniales) :332.
13. Gana N., 2014. Détermination de certains paramètres biochimiques urinaires chez le rat wistar recevant un régime cafeteria supplémenté en algues vertes. Mémoire Mastère physiopathologie cellulaire. Université Abou Bekr Belkadi Tlemcen. 41p.
14. Harun R., Singh M., Forde G.M., Danquah M.K.,2010. Bioprocess engineering of microalgae to produce a variety of consumer products.

15. Hamedi C., 2019. caractérisation génétique, physiologique, biochimique et biodiversité des diatomées. Thèse de doctorat. Biotechnologie des organismes aquatiques. Université d'Oran. Faculté des sciences de la nature et de la vie. P2.
16. Iltis A., 1980. Les algues. Paris. P61.
17. Le chevanton M., 2013. Interactions microalgues-bactéries en système expérimental bispécifique : effets sur la croissance de *dunaliella* sp. Thèse de doctorat. Université de Nantes. P38-39.
18. Lu y. Oga., 2009. Green algae as a platform to express therapeutic proteins. *Discovery medicine* 8 :28-30.
19. Reinjenders M. Gavr, M.C. Lam C., A. Scaife M., A.P. Martins dos Santos M., G. Smith A., j. Schaap p. 2014. Green genes: bioinformatics and systems-biology innovations drive algal biotechnology. *Trends in biotechnology*. p32.
20. Rippka R., 1988. Isolation and purification of cyanobacteria. *Methods enzymol*. Vol. 167: 27.
21. Richmond A., 2004. *Biotechnology and Applied -algal Culture Handbook of Micro science* Lid . Oxford , UK . 566 p *Phycology* . Blackwell sc.
22. Roche P. Semler C., 2005. Rapport de laboration d'une stratégie de traitement d'algues sur une filière d'eau potable cas de *scenedesmus obliquus* et de *plantothrix agardhii*. Anjou recherche 60p.
23. Salomez M., 2009, opportunités de développement de la filière microalgues à l'île de la réunion. P32.
24. Sialve B., Steyer J-P., 2013, Les microalgues, promesses et défis, *Innovations Agronomiques* 26 (2013), Paris : 25-39.
25. Spolaore P., Joannis-Cassan C., Duran E., Isambert A., 2006, Commercial applications of microalga, *Journal of bioscience and bioengineering*, 101pages: 87–96.
26. Taleb A., 2015. Production de biodiesel à partir des microalgues : recherche des souches accumulatrices des lipides et optimisation des conditions de culture en photobioréacteurs, thèse de doctorat. Université de Nantes. P3-4.
27. Vergon J.P., laplace-treyture C., pelte M.C., lambre., Rodriguez S., chauvin c. 2014. Guide pratique de détermination des algues macroscopiques d'eau douce et quelques organismes hétérotrophes. Le soutien de financier de l'Olema. Paris. P16.
28. Ville and champ, 2014. Les microalgues une usine photo synthétique pour le recyclage du CO2 et la' production de biocarburants. P5.

29. Viviane B.,2012. Développement de nouvelles techniques d'extraction des lipides à partir des microalgues en vue leur valorisation en biocarburant. Mémoire présenté pour l'obtention du grade de maitres sciences. Universités de québec.213p.
30. Zehlila A.,2017. Caractérisation structurale et fonctionnelle des métabolites de l'algue verte *ulva rigida* au moyen d'une approche protéomique. Thèse de doctorat : aspects moléculaires et cellulaires de la biologie. Université de Rouen Normandie et de la faculté des sciences de Tunis p7-8.
31. Zemri K., 2013.utilisation de la fluorescence chlorophyllienne des phytoplanctons comme bioessai de toxicité des métaux lourds et des pesticides. Thèse doctorat en biologie sciences de l'environnement. Université d'oran.99p.