



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 :
DJEZZAR RIMA

Le :

Thème :
**Contribution à la production des
microalgues riche en lipide isolées
à partir de la région de Biskra.**

Jury :

M.	HADJEB A	M.C.A	Université de Biskra	Encadreur
M.	KIRAM A	M.A.A	Université d'El oued	Co-encadreur
M.	DEKIREF L	M.A.A	Université de Biskra	Président
M.	BACHAR MF	M.C.B	Université de Biskra	membre

Année universitaire : 2019 – 2020

Remerciement

Nous devons remercier Dieu Tout-Puissant avant tout de m'avoir guidé à travers ces années et de m'avoir permis de faire ce travail ; et sur la courbe de la force, de la patience et de la volonté. Louange à Allah, Seigneur de l'univers
Nous remercie sincèrement tous les membres de jury ;

Tout d'abord, je voudrais remercier mon

Encadreur, Hajeb Ayoub, et le co-Encadreur Abderrazak Kiram pour ses conseils, ses conseils et son soutien tout au long de mon travail. Dekiref L de m'avoir fait l'honneur de présider le jury et évaluer ce travail, bachar mfet d'avoir accepté d'examiner ce travail.

Nous remercions sincèrement tous ceux qui m'ont soutenu et encouragé à terminer mes études et mes études, y compris mon cher père, ma mère et mon cher mari. et ie n'oublie pas mes chères



Résumé

Résumé

L'objectif de cette étude est d'identifier des microalgues riche en lipide au niveau de deux régions (barrage foug al-gharza et barrage Manbaa El ghozlane) à Biskra .

Après une bonne stratégie d'échantillonnage de barrage foug al-gharza et barrage Manbaa El ghozlane les résultats Analyse physico-chimiques en montré que la température est modérée et le PH presque neutre et peu alcalin avec très faibles conductivité électrique. L'ion nitrate (NO₃-) est la principale forme d'azote combiné, mais l'ion nitrite rarement présent et la concentration dès l'azote ammoniacal (NH₃, NH₄⁺) est généralement faible et la dureté élevée.

Les résultats d'isolement et d'identification phénotypique des microalgue à montrer que le barrage Manbaa El ghozlane comprend deux souches pure : espace apparenté au genre Chlorococcum : chlorococcum sp et Espace apparentée au genre Kirchneriella : Kirchneriella sp, mais au le barrage Foug El Kherza, il n'existe qu'une seule souche : espace apparenté au genre Sconedesmus : Scenedesmus sp.

Mots clés : Microalgues, Barrage Foug Elkharza, Barrage Manbaa Elghozlene, Biskra, Lipide, Isolement

Abstract

The objective of this study is to identify lipid-rich microalgae in two regions in Biskra (foum al-gharzaparage and Manbaa El ghozlane).

After a good sampling strategy of foum al-gharza dam and Manbaa El ghozlane dam the results of the physico-chemical analysis showed that the temperature is moderate and the PH is almost neutral and not very alkaline with very low electrical conductivity. The nitrate ion (NO₃⁻) is the main form of combined nitrogen, but the nitrite ion is rarely present and the concentration from ammoniacal nitrogen (NH₃, NH₄⁺) is generally low and the hardness is high.

The results of isolation and phenotypic identification of microalgae to show that the Manbaa El ghozlane trimming includes two pure strains: space related to the genus Chlorococcum: chlorococcum sp and space related to the genus Kirchneriella: Kirchneriella sp, but in the Foum El Kherza trimming there is only one strain: space related to the genus Scenedesmus: Scenedesmus sp.

Keywords : Microalgae, Foum Elkharza Dam, Manbaa Elghozlene Dam, Biskra, Lipid, Isolation

ملخص

الهدف من هذه الدراسة هو التعرف على الطحالب الدقيقة الغنية بالدهون في منطقتين (سد فم الخرزة وسد منبع الغزلان) في بسكرة.

بعد استراتيجية جيدة لأخذ العينات من سد فم الخرزة ومنبع الغزلان. أظهرت نتائج التحليل الفيزيائي أن درجة الحرارة معتدلة وأن الأس الهيدروجيني متعادل وقليل القلوية مع التوصيل الكهربائي المنخفض جدا. شوارد النترات (NO_3^-) هو الشكل الرئيسي للنيتروجين المركب، ولكن نادراً ما يوجد شوارد النترت ويكون التركيز من نيتروجين الأمونيا (NH_3 , NH_4^+) منخفضاً وعالي الصلابة بشكل عام.

أظهرت النتائج المتحصل عليها من خلال تحديد النمط الظاهري بالتعرف في بحيرة منبع الغزلان على سلالتين نقبتين: صنف *Chlorococcum sp: Chlorococcum* و صنف *Kirchneriella sp: Kirchneriella*، لكن في بحيرة فوم الخرزه، يوجد فقط سلالة واحدة: صنف *Scenedesmus sp: Scenedesmus*.

الكلمات المفتاحية: الطحالب الدقيقة، سد فوم الخرزة، سد منبع الغزلان، بسكرة، دهون، عزل .

SOMMAIRE

LISTE DES TABLEAUX.....	X
LISTE FIGURE.....	XI
LISTE DES ABREVIATIONS.....	XIII
INTRODUCTION GENERALE.....	02
PREMIERE PARTIE : PARTIS THEORIQUE	
CHAPITRE I : GENERALITE SUR LES ALGUES.....	06
I.1. Définition et Origine des micro-algues.....	06
I.2. Structure.....	06
I.2.1. Structure du thalle.....	06
I.2.2. Types d'organisation et Ultrastructure cellulaire.....	07
I.3. Modes de nutrition des micro algues.....	07
I.4. La succession des deux phases de la photosynthèse.....	08
I.5. Intéressons-nous maintenant à la production lipidique des micro-algues.....	09
I.6. Reproduction.....	10
I.7. Classification.....	11
I.7.1. Caractéristiques importantes des groupes d'algues.....	12
I.8. Composition biochimique des micro-algues.....	15
CHAPITRE II : LA CULTURE DES MICRO-ALGUES ET LEUR IMPORTANCE.....	17
II.1. La culture des micro-algues.....	17
II.2. Les facteurs affectant la croissance des micro-algues.....	17
II.2.1. Les facteurs physiques/chimique.....	17
II.2.1.1. La température.....	17
II.2.1.2. Le PH.....	18
II.2.1.3. Les nutriments.....	18
II.1.2. Les facteurs abiotiques.....	18
II.2.2.1. La luminosité.....	18
II.2.2.2. Mixage.....	19
II.3. Les différents types de culture.....	19

II.3.1.	Culture en milieu ouvert ou raceway	20
II.3.2.	Culture en milieu fermé ou photo-bioréacteur tubulaire (PBR)	22
II.4.	Récolte des microalgues.....	26
II.5.	Application des microalgue.....	26
II.5.1.	Agriculture.....	26
II.5.2.	Production de biomasse à but alimentaire.....	28
II.5.1.1.	La Spiruline.....	28
II.5.1.2.	La Chlorelle.....	28
II.5.3.	Alimentation Animale.....	29
II.5.3.1.	Bétail.....	29
II.5.3.2.	Aquaculture.....	29
II.5.4.	Applications environnementales.....	30
II.5.4.1.	Traitement des eaux.....	30
II.5.4.2.	Remédiation du CO2.....	30
II.5.5.	Applications en bio-énergie.....	31
II.5.5.1.	Le biodiesel.....	31
II.5.5.2.	Le bioéthanol.....	33
II.5.6.	Besoins futurs.....	33
CHAPITRE III : MICROALGUES LES PLUS RICHE EN LIPIDE.....		36
III.1.	Dunaliella tertiolecta.....	36
III.1.1.	Morphologie.....	36
III.1.2.	Taxonomie.....	37
III.1.3.	Reproduction.....	37
III.1.4.	Ecologie.....	37
III.1.5.	Les Conditions Environnemental.....	37
III.2.	BOTRYOCOCCUS BRAUNII.....	38
III.2.1.	Morphologie.....	39
III.2.2.	Taxonomie.....	39
III.2.3.	Reproduction.....	39
III.2.4.	Ecologie.....	39
III.2.5.	Les Conditions environnemental.....	40
III.3.	Neochloris oleoabundans.....	41
III.3.1.	Morphologie.....	41
III.3.2.	Taxonomie.....	41
III.3.3.	Reproduction.....	42
III.3.4.	Ecologie.....	42
III.3.5.	Les Conditions environnemental.....	43
III.4.	Chlorella vulgaris.....	43
III.4.1.	Morphologie.....	43
III.4.2.	Taxonomie.....	44
III.4.3.	Reproduction.....	44
III.4.4.	Ecologie.....	45
III.4.5.	Les Conditions environnemental.....	45

III.5.	Teneur en lipides des principales espèces de microalgues.....	46
LA DEUXIEME PARTIE : PARTIE PRATIQUE		
Chapitre I : presentation des regions d'etude.....		49
I.	STATION 01 : LE BARRAGE DE FOUM-EL-GHERZA.....	49
I.1.	Situation géographique.....	49
I.2.	Historique.....	49
I.3.	Une ancienne galerie souterraine.....	50
I.4.	Hydrologie.....	50
ii.	Station 02 : le barrage de fontaine des gazelles.....	51
II.1.	Situation géographique.....	51
II.2.	Histoire.....	51
II.3.	Entreprises de réalisation.....	52
II.4.	Bureaux d'étude.....	52
CHAPITRE 02 : MATERIEL ET METHODE.....		54
II.1.	Materiels.....	54
II.1.1.	Matériels d'échantillonnage.....	54
II.1.2.	Matériels de laboratoire.....	54
II.2.	METHODE.....	55
II.2.1.	Méthode d'échantillonnage.....	55
II.2.1.1.	Localisation des points d'échantillonnages dans les stations études.....	55
II.2.1.2.	Prélèvement	55
II.2.1.2.1.	La méthode de prélèvement.....	55
II.2.1.2.2.	Les sites de prélèvement	55
II.2.2.	Analyse physico-chimique des eaux de prélèvements.....	57
II.2.2.1.	Détermination des paramètres physiques	58
II.2.2.2.	Détermination des paramètres chimiques	58
II.2.3.	Condition de conservation et de transport	58
II.3.	Isolement, culture et identification.....	59
II.3.1.	Milieu de culture	59
II.3.2.	Ensemencement et condition d'incubation	60
II.3.4.	Identification Phénotypique Des Micro Algues Et Purification	62

II.3.4.1.1. Observations macroscopiques.....	62
II.3.4.1.2. Observation microscopique	63
II.3.5. La conservation.....	63
CHAPITRE III : RESULTA ET DISCUSSION	65
III.1. Repartitions et isolement des souches de microalgues.....	65
III.2. Analyses physico-chimiques des eaux de prelevement.....	65
III.2.1. Détermination des paramétré physique.....	65
III.2.2. Détermination des paramétré chimique	66
III.3. Isolement et identification des micro algues.....	67
III.3.1. Résultats de l'étude macroscopique et microscopique réalisée.....	67
III.3.1.1. Résultats de l'étude macroscopique	67
III.3.1.2. Résultats de l'étude microscopique	68
III.4. Principales genre de micro algues identifiées.....	69
III.4.1. Sconedesmus sp	70
III.4.1.1. Description.....	70
III.4.1.2. Classification	70
III.4.2. Kirchneriella sp.....	71
III.4.2.1. Description.....	71
III.4.2.2. Classification	71
III.4.3. Chlorococcum sp	72
III.4.3.1. Description.....	71
III.4.3.2. Classification.....	71
Conclusion générale	75
Références Bibliographique	78

Liste des tableaux

- Tableur 01** : Les modes de nutrition des micro algues.
- Tableau 2** : Caractéristiques importantes des groupes d'algues.
- Tableau 3** : Compositions biochimiques de micro-algues
- Tableau 4** : les avantages et les inconvénients du Système de production ouvert de type Raceway
- Tableau 5** : les avantages et les inconvénients des systèmes PBR
- Tableau 6** : Classification *Dunaliella tertiolecta*.
- Tableau 7** : Les Conditions environnemental du *Dunaliella*
- Tableau 8** : Classification *Botryococcus Braunii*
- Tableau 9** : Les Conditions environnemental de l'espace *BOTRYOCOCCUS BRAUNII*
- Tableau 10** : Composition de milieu pour l'isolement de *B. braunii*
- Tableau 11** : classification *Neochloris Oleoabundans*
- Tableau 12** : Les Conditions environnemental de l'espace *Neochloris Oleoabundans* article
- Tableau 13** : Classification d'Espace *Chlorella vulgaris*
- Tableau 14** : Les Conditions environnemental du *Chlorella*
- Tableau 15** : Teneur en lipides des principales espèces de micro algues
- Tableau 16** : description des sites de prélèvement
- Tableau 17** : Caractéristique physico-chimiques des eaux prélevées du de fontaine des gazelles B1 et lac de foug el kharza B2.
- Tableau 18** : Identification du milieu d'isolement pure de micro algues en fonction de la zone de prélèvement
- Tableau 19** : Identification de quelques familles de micro algues en fonction de la zone de prélèvement et du milieu d'isolement utilisé.

Liste des figures

- Figure 01** : les différentes structures des thalles
- Figure 02** : Sites enzymatiques de conversion et transport des électrons pour la production du biohydrogène (réaction catalysée par une hydrogénase) chez les organismes photoautotrophes ; (A) vers le cycle de Calvin ; (B) vers la production d'hydrogène
- Figure 03** : Structure chimique d'un TAG et d'un PL
- Figure 04** : Reproduction chez les micro-algues
- Figure 5** : Représentation schématique de l'atténuation de la lumière en fonction de l'épaisseur de culture de micro algues
- Figure 6** : Bassins de culture de micro-algues. A gauche : bassin en boucle fermée, infrastructure de Roswell, Nouveau Mexique (USA) .A droite : bassins circulaires d'environ 500 m², production de chlorelle.
- Figure 7** : Schéma d'un étang de type Raceway
- Figure 8** : Schéma de principe de (a) la colonne à bulles verticale et (b) le réacteur de transport aérien
- Figure 9** : Schéma d'un réacteur tubulaire horizontal.
- Figure 10** : Schéma d'un réacteur hélicoïdal
- Figure 11** : Schéma d'un réacteur tubulaire en forme de α .
- Figure 12** : Schéma de principe du réacteur (a) à plaque plane et (b) à panneau alvéolaire
- Figure 13** : Culture de Spiruline au Burkina Faso
- Figure 14** : Traitement des eaux usées par les micro-algues
- Figure 15** : Productivité en huile des micro-algues par rapport à d'autres plantes oléagineuses
- Figure 16** : *Dunaliella tertiolecta*
- Figure 17** : *Botryococcus braunii*
- Figure 18** : *Neochloris oleoabundans*
- Figure 19** : *Chlorella vulgaris*
- Figure 20** : Carte de localisation des points de prélèvement dans lac Foum El Kherza . Gps
- Figure 21** : Localisation des points de prélèvement dans le barrage lac foum el kharza Site 3
- Figure 22** : Carte de localisation des points de prélèvement dans le barrage Manbaa El ghozlane (El Outaya) . par Gps
- Figure 23** : Localisation des points de prélèvement dans le barrage Manbaa El ghozlane El Outaya Site 2

Figure 24 : Localisation des points de prélèvement dans le barrage Manbaa El ghozlane El Outaya Site 3

Figure 25 : test rapide JBL Testlab

Figure26 : ensemencement d'eau de prélèvements dans les boîte de Pétri et dans des tubes à essai

Figure 27: les milieux des micro-algue après une semaine

Figure 28 : Reproduction de micro algues dans des milieux de culture (BG 11) à partir d'échantillons liquides.

Figure 29 : Photographie d'une boîte de BG11 en 20ème jour d'incubation

Figure 30 : photographies montrant des cultures de micro algues en phase de purification par méthode de repiquages répétitifs en stries.

Figure 31 : Souches de micro algues appartenant au genre *Scenedesmus* observées au microscope photonique (grossissement x 40).

Figure 32 : Souches de micro algues appartenant au genre *Kirchneriella* observées au microscope photonique (grossissement x 40).

Figure 33 : Souches de microalgues appartenant au genre *Kirchneriella* observées au microscope photonique (grossissement x 40).

Liste des abréviations

AGL : les acides gras libres

AGPI : Acides Gras Polyinsaturés

AGPI : Acides Gras PolyInsaturés

ATS : the patented Algae Turf Scrubber (l'épurateur de gazon en algue breveté)

BBM : Bold Basale Medium

BFG : Biskra Foum El Kherza

BG11 : Bold Basale 11

BMG : Biskra Manbaa El ghozlane

Bp1-1 : Biskra –numéro de parage –numéro de site

CEAEQ : CENTRE D'EXPERTISE EN ANALYSE ENVIRONNEMENTALE DU QUÉBEC).

DAG : diacylglycérol

Fe : fer

HRAP : High Rate Algal Ponds (étangs d'algues à taux élevé)

MAG : monoacylglycérol

PBR : Le photo-bioréacteur tubulaire

Ph : potentielle hydrogène

PSI : Photosystème I

PSIIP : hotosystème II

PVA : Un panel alvéolaire vertical

T : Température

TAG : triacylglycérol

US : United States

USA : United States of America

Introduction Générale

Introduction générales

Le grand intérêt des études sur les lipides végétaux est largement justifié par leurs nombreux rôles dans le développement des plantes : 1) les lipides jouent un important rôle structural puisque ce sont des constituants majeurs des membranes cellulaires ; 2) l'environnement lipidique agit sur l'activité des enzymes membranaires tandis que certains lipides membranaires jouent un rôle essentiel dans la résistance des plantes aux basses températures ; 3) plusieurs lipides, tel le phosphatidylinositol (PI), interviennent, par leurs dérivés phosphorylés, dans la transduction de signaux extracellulaires ; 4) des signaux moléculaires, comprenant une chaîne acyle, ont été découverts dans les processus de symbiose plante/bactérie ; 5) des découvertes récentes permettent d'impliquer le catabolisme lipidique, en particulier les lipogénèses, dans les réactions de défense des plantes ; 6) les lipides de réserve sont utilisés comme sources d'énergie dans les premières étapes de la germination des graines et sont d'importants produits d'intérêt économique (**KADER J-C et al.1993**).

Les microalgues, c'est des plantes inférieures. Sont des organismes microscopiques unicellulaires photosynthétiques qui se développent dans les milieux fortement aqueux et sont capables de convertir l'énergie lumineuse et une source de carbone (CO₂) en un ensemble de produits organiques. On utilise le terme « micro » car la taille d'une micro-algue varie de quelques micromètres à une centaine de micromètres (**Dejoye C.,2013**).

Les micro et macroalgues sont utilisées par l'homme depuis des centaines d'années comme nourriture, fourrage, remèdes et engrais. Les premières traces d'utilisation d'algues remontent à 13 000 ans au Chili, ont été retrouvés dans des foyers et des artefacts de pierre situés dans les restes de huttes domestiques sur le site archéologique du Monte Verde au sud du Chili. Toutes les algues sont comestibles et ont d'importantes propriétés médicinales ; ces découvertes suggèrent donc une forte dépendance des ressources côtières pour l'alimentation et la médecine des premiers humains en Amérique (**BARSANTI L et GUALTIERI P. 2014**) et en effet, selon la FAO, la Chine a produit, à elle seule en 2013, 13,5 millions de tonnes d'algues pour divers usages. « Dans les pays asiatiques, 80% de l'alimentation de la population sont basés sur les algues (**FOUDIL FZ .2015**)

En Algérie, la situation d'utiliser les microalgues riche en lipide en agriculture c'est l'unité aquacole des sociétés agricole Hasnaoui (production de biomasse micro-algues) Sidi Bel Abbès (Mammeri Abdelkrim).

Malgré l'Algérie contient 51 sites de zones humides protégé par convention de RAMSAR, mais il n'y a pas des études sur l'utilisation des microalgues. Dans la présente

Introduction générale

étude, est-ce qu'il y a des microalgues d'intérêt agricole dans la région de Biskra ? quelle sera les espèces des microalgues riche en lipide ?

Le présent travail est subdivisé en deux parties :

Première partie : partie théorique est constituée par trois chapitres, Chapitre I : Généralité Sur les micro-algues, Chapitre II : la culture des micro-algue et leur inter, Chapitre III : Microalgues les plus riche en lipide

La deuxième partie (partie pratique) par trois chapitres : Chapitre 01 : présentation de région d'étude, Chapitre 02 : la présentation des matériels et méthodes utilisées et Chapitre 03 : résultats et discussion

**PREMIERE PARTIE :
PARTIE THEORIQUE**

Chapitre I : **Généralité sur les microalgues**

I.1. Définition et Origine des micro-algues

Les micro-algues sont des microorganismes unicellulaires, ubiquitaires, procaryotes et eucaryotes photosynthétiques primaires qui sont taxonomiquement et phylogénétiquement divers (Bux F. (Ed.), 2013). Les microscopiques flottantes (phytoplancton) sont de simples plantes qui poussent avec la lumière et les nutriments. Faisant partie de la chaîne alimentaire aquatique, ils sont très importants pour le milieu aquatique, car ils sont des producteurs primaires, lors de la photosynthèse, absorbent le dioxyde de carbone dissous dans l'eau et libèrent de l'oxygène. Ceci est important pour maintenir des niveaux d'oxygène suffisants pour la respiration des organismes aquatiques. Divers types d'algues se trouvent dans les eaux, notamment les algues bleu-vert, les algues vertes, les flagellés et les diatomées, on utilise le terme « micro » car la taille d'une micro-algue varie de quelques micromètres à une centaine de micromètres (Dejoye C. ; 2013).

I.2. Structure**I.2.1. Structure du thalle**

Le corps végétatif des algues est appelé un thalle. Il peut être constitué d'une cellule.

La figure 01 représente les différentes structures des thalles

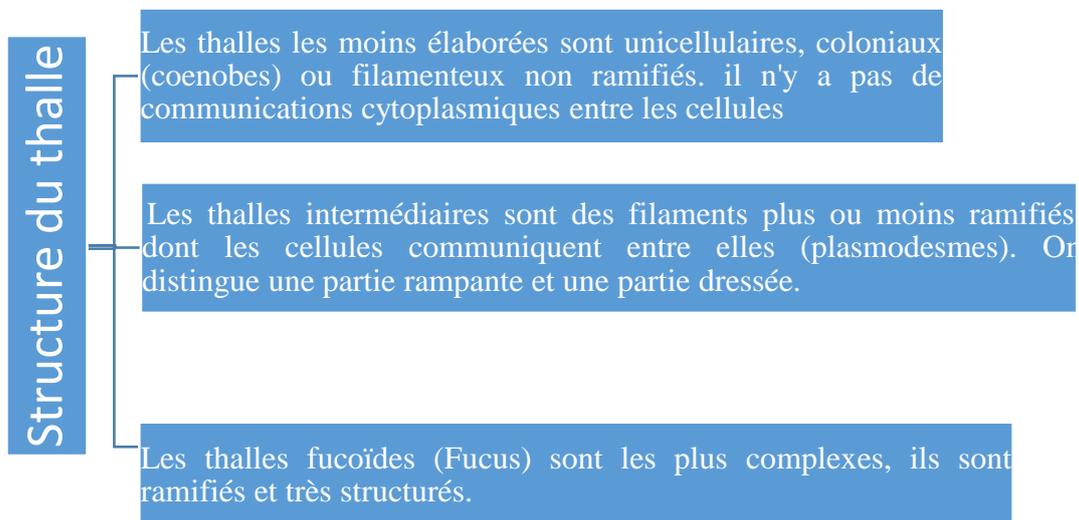


Figure 01 : les différentes structures des thalles (modifié) (Prescott L. M., et al., 2003)

I.2.2. Types d'organisation et Ultrastructure cellulaire

Les microalgues peuvent avoir différents types d'organisation cellulaire : unicellulaires, coloniales et filamenteuses. Les microalgues unicellulaires peuvent être mobiles ou non. Dans les formes mobiles, la motilité est essentiellement due à la présence de flagelles. Le mouvement par la sécrétion de mucilage est plus inhabituel. Les gamètes et les zoospores sont généralement flagellés et mobiles. Certaines diatomées pennées ont un type de motilité glissante, ainsi que l'algue rouge *Porphyridium* et quelques algues vertes. Dans les microalgues, les cellules flagellées mobiles peuvent s'agréger pour former des colonies mobiles (par exemple *Volvox*) ou non-mobiles (par exemple *Gloeocystis*). Les cellules non-motrices peuvent être organisées en formes coénobies avec un nombre fixe de cellules dans la colonie (par exemple *Scenedesmus*), ou en formes non coénobies avec un nombre variable de cellules (par exemple *Pediastrum*) Les microalgues, avec une organisation de cellules filamenteuses non ramifiées ou ramifiées, sont non mobiles (**Richmond A. (Ed.), 2008**).

I.3. Modes de nutrition des micro algues

Les micro-algues possèdent plusieurs modes de nutrition (tableau 1), ils sont généralement des organismes dans trois métabolismes :

Les microalgues possèdent plusieurs modes de nutrition (tableau 1), ils sont généralement des organismes photo autotrophes. L'autotrophie est un mode de nutrition des microalgues leur permettant d'utiliser les rayons solaires afin de synthétiser leur énergie. Elles utilisent également une source de carbone inorganique comme le CO_2 et l'hydrogénocarbonate HCO_3 , pour la synthèse du carbone organique. Ce carbone organique est essentiel à la synthèse de toutes les composantes organiques nécessaires à leur survie. D'autre part, plusieurs micro-algues ont un métabolisme hétérotrophe de nutrition et celles-ci n'ont pas besoin d'énergie solaire. Elles utilisent plutôt une source de carbone organique pour la production de l'énergie et des composants organiques. Les microalgues de métabolisme mixotrophe peuvent se nourrir soit par autotrophie soit par hétérotrophie. En effet, en absence d'énergie lumineuse, lorsqu'une source de carbone organique est disponible, le développement des chloroplastes est inhibé et ces micro-algues métabolisent leur énergie en mode hétérotrophe (**Cantin I., 2010**).

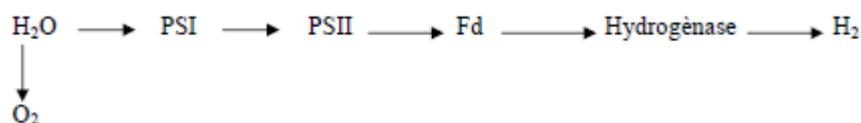
Tableau1 : les mode de nutrition des micro algues (Cantin I., 2010).

Mode de nutrition	Source d'énergie	Source de carbone
Photoautotrophe	Radiation solaire	CO2 seulement
Photohétérotrophe	Radiation solaire	CO2 et Composés organiques
Chimioautotrophe	Composons inorganique	CO2
Chimiohétérotrophe	Composons inorganique	Composés organiques

I.4. succession des deux phases de la photosynthèse

Les micro-organismes photo autotrophes utilisent les longueurs d'onde du spectre visible comprises entre 400 et 750 nm (Richmond, A. (Ed.),2008). Et à partir d'eau et ces microorganismes photosynthétiques produisent de l'hydrogène. Les schémas ci-après résumant les voies métaboliques de la production du bio hydrogène selon qu'il s'agit des microorganismes photosynthétiques autotrophes ou hétérotrophes, les micro algues et les cyanobactéries sont capables de produire de l'hydrogène couplé à la photosynthèse grâce à des hydrogénases et des nitrogénases. La photosynthèse est réalisée par deux systèmes différents qui fonctionnent en série. Le premier sépare les molécules d'eau (Photosystème II, PSII) et le deuxième produit les réducteurs (Photosystème I, PSI) et l'hydrogène.

La photosynthèse implique l'absorption de la lumière par deux photo systèmes (PSI et PSII) distincts opérant en série pour la dissociation de deux molécules d'eau et libérant de l'oxygène . Ainsi, des électrons sont libérés et seront utilisés soit pour réduire le CO2 (cycle de Calvin) soit sont eux même réduit en hydrogène gazeux par une hydrogénase se trouvant dans les plastes (Figure 02). Cette dernière absente chez les plantes supérieures et spécifiques aux micro algues, quelques macroalgues vertes et les cyanobactéries, peut réduire les protons en hydrogène gazeux ces derniers expliquent que la bio décomposition directe de la molécule d'eau par l'énergie des PSI et PSII libèrent des électrons qui sont transportés via des porteurs (Ferrédoxine : Fd). Jusqu'à une hydrogénase qui va les réduire en gaz selon la réaction simplifiée suivante :



(Chader S., 2009).

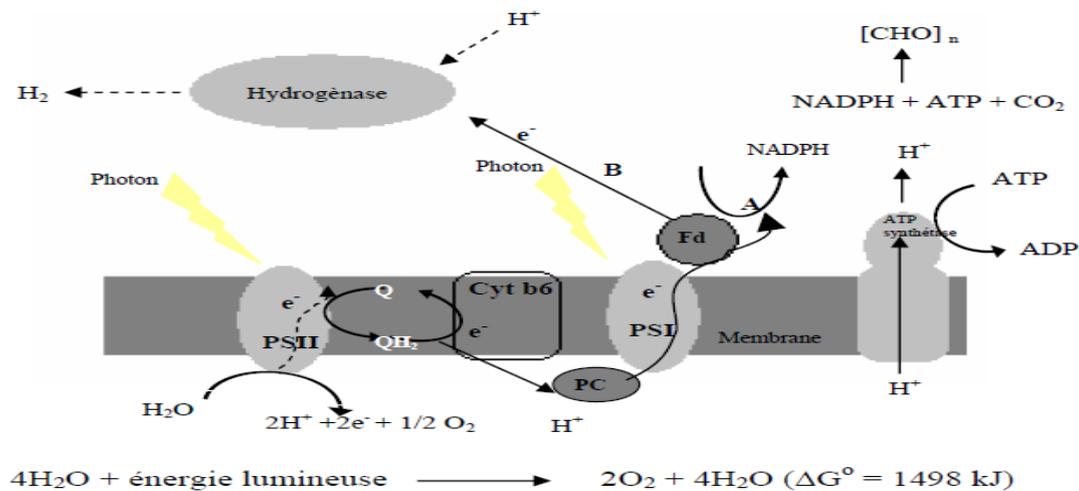


Figure 02 : sites enzymatiques de conversion et transport des électrons pour la production du bio hydrogène (réaction catalysée par une hydrogénase) chez les organismes photosynthétiques ; (A) vers le cycle de Calvin ; (B) vers la production d'hydrogène (Chader, S., 2009).

I.5. Intéressons-nous maintenant à la production lipidique des microalgues

Les micro algues peuvent accumuler des acides gras jusqu'à 80 % de leur poids sec (Cadoret, J-P et BERNARD, O.,2008). Les lipides marins peuvent être classés selon deux catégories différentes basées en fonction de leur polarité : d'une part, les lipides neutres comprenant les acylglycérols (MAG, ou DAG, ou TAG) et (AGL) et d'autre part, les lipides polaires qui peuvent être subdivisés en deux ; les glycolipides (GL) et les phospholipides (PL).

Les MAG et les DAG proviennent de la dégradation des TAG. En effet, en conditions de carence, les TAG vont s'accumuler et constituer un élément de réserve pour la micro-algue alors que les GL et les PL sont dits lipides de constitution. Une cellule carencée en macronutriment comme l'azote, va stocker le flux de carbone provenant de la photosynthèse sous forme de lipides. Les TAG constituent les lipides de choix pour une application en biodiesel (Dejoye C., 2013). Les TAG peuvent être convertis en esters méthyliques d'acides gras par transestérification. La récupération des lipides d'algues accumulés dans la pâte d'algues est généralement effectuée après avoir rompu les cellules pour libérer les lipides (Bux F.(Ed.),2013). Il est possible d'augmenter significativement la

production de lipides par un stress. Le stress identifié peut être de différentes natures. Les conditions de carence en azote sont connues pour stimuler la production de lipides. Pour les diatomées, une limitation par la silice conduit également à la production de lipides. d'augmenter significativement la production de lipides par un stress. Les stress identifiés peuvent être de différentes natures. Les conditions de carence en azote sont connues pour stimuler la production de lipides. Pour les diatomées, une limitation par la silice conduit également à la production de lipides.

L'augmentation soudaine de l'intensité lumineuse produit un effet similaire. Enfin, un choc thermique, de même qu'un choc osmotique stimule également la production de lipides, mais il semble que ces deux derniers stress favorisent davantage les lipides polaires (phospholipides et glycolipides) associés aux membranes cellulaires. Ces conditions de fortes productivités ne peuvent toutefois pas être maintenues pendant de longues durées : elles conduisent le plus souvent à un arrêt de la croissance, puis, après un laps de temps, à la reconsommation des réserves lipidiques ainsi produites. L'optimisation de la productivité en lipide doit donc passer par un compromis entre croissance (donc sans carence) et production d'huile (avec un stress ralentissant la croissance) (Cadoret J-P et BERNARD O.,2008).

Figure 03 représente la Structure chimique d'un triacylglycérol et d'un phospholipide

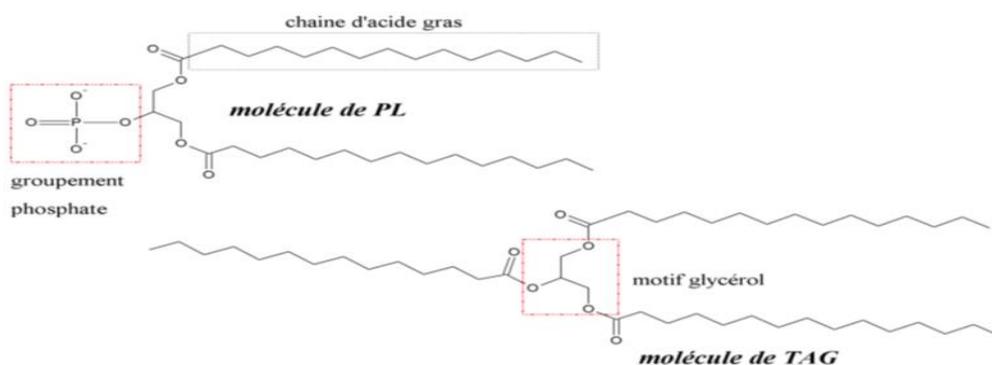


Figure 03 : Structure chimique d'un TAG et d'un PL (Dejoye C., 2013). Les lipides polaires et neutres des micro-algues eucaryotes sont constitués (AGPI) à longue chaîne et peuvent contenir 1 à 6 doubles liaisons généralement de forme cis. La composition en acides gras est homogène au sein (Dejoye C., 2013).

I.6. Reproduction

Les algues sont essentiellement des organismes aquatiques. Leur croissance et leur reproduction vigoureuses exigent que leurs cellules soient entourées d'eau. Par conséquent, la grande majorité des algues se trouvent dans des environnements aquatiques tels que les océans et les lacs d'eau douce. Cependant, de nombreuses sortes d'algues se développent

rapidement sur un support solide si celui-ci est submergé dans l'eau, et certaines peuvent se développer lorsqu'elles sont exposées à l'air, à condition que l'humidité relative soit proche de 100 %.

La figure 04 résume les différentes méthodes de reproduction des micro algues

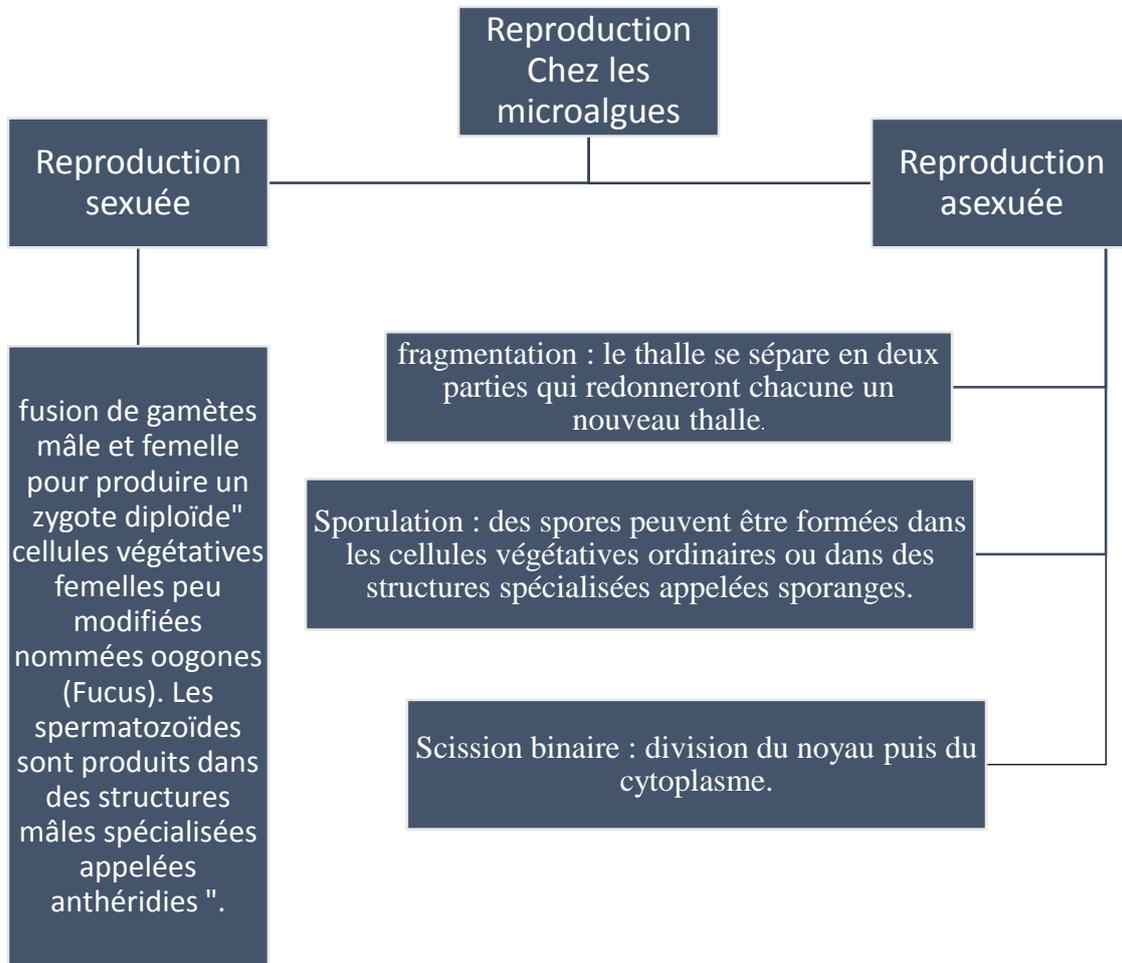


Figure 04 : Reproduction chez les micro-algue (modifié) (Prescott L. M., et al., 2003).

I.7. Classification

Il existe plusieurs classifications différentes, mais les algues peuvent être réparties dans sept embranchements distribués dans deux règnes (protistes, végétal).

Chapitre I

Généralité sur les microalgues

I.7.1. Caractéristiques importantes des groupes d'algues

De nombreuses caractéristiques permettent de distinguer les microalgues, le tableau 2 résume certaines des Caractéristiques.

Tableau 2 : caractéristiques importantes des groupes d'algues (Prescott LM., et al., 2003).

Embranchement (Règne)	Nom commun	Nombre d'espèces	Représentants	Pigments	Réserves	Paroi	Habitat
Chlorophytes (Protistes)	algues vertes	7500	Chlorella, Scenedesmus, Spirogyra, Ulva	Chloro.a, b Xanthophylles Carotènes	Sucres, amidon, fructane	Cellulose, mannanes, protéines, CaCO ₃	Eau douce, saumâtre, salée et terrestre
Charophytes (Protistes)		250	Chara, Nitella	Chloro.a, b Xanthophylles Carotènes	Amidon	Cellulose, CaCO ₃	Eau douce et saumâtre
Euglenophytes (Protistes)	Euglènes	700	Euglena, Phacus	Chloro.a, b Xanthophylles Carotènes	Paramylon, huiles, sucres	absente	Eau douce, saumâtre, salée et terrestre

Chapitre I

Généralité sur les microalgues

Tableau 2 : caractéristiques importantes des groupes d'algues (Prescott L M., et al., 2003). (Suite)

Embranchement (Règne)	Nom commun	Nombre d'espèces	Représentants	Pigments		Réserves	Paroi	Habitat
Chrysophytes (Protistes)	Algues brun-jaune, Vert-jaune et diatomées	6000	Dinobryon, Surirella	Chloro.a, C1, C2 Carotènes fucoxanthine, xanthophylles		Chrysolaminarin, huiles	Cellulose, silice, CaCO3	Eau douce, saumâtre, salée et terrestre
Phaeophytes (Plantes)	algues brunes	1500	Laminaria, Fucus	Chloro. a, b Xanthophylles Carotènes		Laminarine, mannitol, huiles	Cellulose, alginate, fucoïdane	Eau salé et saumâtre
Rhodophytes (Plantes)	algues rouges	3900	Gracilaria, Gelidium, Chondrus	Chloro.a rarement d Xanthophylles carotènes, zéaxanthine, phycocyanine C, phycoérythrine		Amidon floridéen	Cellulose, xylandes, galactanes, CaCO3	Eau douce, saumâtre et salée

Chapitre I

Généralité sur les microalgues

Tableau 2 : caractéristiques importantes des groupes d'algues (Prescott L M., et al., 2003). (suite).

Embranchement (Règne)	Nom commun	Nombre d'espèces	Représentants	Pigments	Réserves	Paroi	Habitat
Pyrrhophytes (Protiste)	dinoflagellés, d inophytes	1100	Gymnodinium, Ceratum, Alexandrium	Chloro.aC1, C2, carotènes, fucoxanthine, péridinine, dinoxanthine	amidon, glycanes, huiles	Cellulose ou absente	Eau douce, saumâtre ou salée
Cyanophytes (Procaryotes)	Cyanobactéries , algues bleues		Anabaena, Nostoc, Microcystis	Chloro.a, allophycocyanines, phycocyanine, phycoérythrine, phycoérythrocyanine			

Remarque : Les Cyanophytes ou Cyanobactéries ont été ajoutées à titre de comparaison.

I.8. Composition biochimique des micro-algues

L'intérêt des micro-algues se manifeste par la diversité de leurs compositions biochimiques. Cette biomasse se différencie principalement des autres végétaux par sa richesse en lipides, protéines, polysaccharides, vitamines, pigments et antioxydants. Le Tableau 3 recense la composition chimique de différentes micro-algues.

Tableau 3 : compositions biochimiques de micro-algues (**Dejoye C., 2013**).

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

Elles représentent une source importante de quasiment toutes les vitamines essentielles : B1, B6, B12, C, E, K1, et possèdent un large panel de pigments, fluorescents ou non, pouvant aussi avoir un rôle d'antioxydants. En plus de la chlorophylle (0,5 à 1% de la matière sèche) qui est le pigment photosynthétique primaire chez toutes les algues photosynthétiques, on trouve toute une gamme de pigments supplémentaires de type caroténoïdes (0,1 à 0,2% de la matière sèche) et phycobiliprotéines (phycoérythrine et phycocyanine). Les pigments principalement exploités sont la phycocyanine de la spiruline (colorant bleu), la phycoérythrine (couleur rouge) de *Porphyridium purpureum*, l'astaxanthine d'*Haematococcus pluvialis* ou le -carotène de *Dunaliella salina* (**Dejoye C., 2013**).

Chapitre II
La culture des micro-algues et leur
importance

II.1. Culture des micro-algues

La culture est une étape très importante, car sans elle, il n'y aurait pas d'algues tout simplement. Les facteurs importants qui affectent la croissance des microalgues sont l'intensité lumineuse, la température, les nutriments, la disponibilité du CO₂, le pH et la salinité (**Bux F., (Ed.). 2013**). Il doit respecter les paramètres physiques précis qui sont nécessaires à la reproduction de celles-ci.

II.2. Facteurs affectant la croissance des micro-algues

Comme leur nom l'indique, ces microalgues se trouvent en eau douce qu'elle soit stagnante ou courante. Ces populations sont plus denses dans les eaux stagnantes : parce qu'il n'y a pas de mouvement d'eau. Elles peuvent se développer en une couche (bloom) allant jusqu'à 10 cm d'épaisseur à la surface de l'eau, elles flottent parce qu'elles contiennent des vacuoles gazeuses. Au cours de l'année, les populations de microalgues varient de manière cyclique dans le milieu en fonction de la température, de la luminosité, des besoins propres à chaque espèce, et de leur durée de vie variant de 15 jours à 3 mois. Les microalgues se développent dès que le milieu est riche en substances minérales (nitrates, phosphates) (**Chader S., 2009**).

Le mélange du milieu de culture est nécessaire pour permettre une bonne exposition des cellules à la lumière et de bien répartir la chaleur et les nutriments (**Doré-Deschênes F., 2009**).

II.2.1. Facteurs physiques/chimique**I.1.1.1. Température**

La température serait la seconde factrice physique le plus important, mais reste le principal modulateur pour une même disponibilité lumineuse. La température influence directement les processus physiologiques et elle agit directement sur le degré de solubilité des gaz dans l'eau (**Doré-Deschênes F., 2009**).

De plus, les fluctuations de ces facteurs peuvent agir directement sur les rendements, la température moyenne du site d'exploitation peut grandement influencer le rendement et l'applicabilité même d'un projet de culture (**Doré-Deschênes F., 2009**).

De plus, la température moyenne de l'eau et la profondeur des étangs, représenteraient les paramètres physiques parmi les plus importants à contrôler dans les installations. La température optimale pour la croissance de la majorité des microalgues se situe entre 20 et 30° C et que des dommages cellulaires sont observés au-delà de cette marge. Ces observations

limitent le choix de zones idéales pour établir des productions autotrophes, surtout en bassins ouverts (**Doré-Deschênes F., 2009**).

I.1.1.2. PH

Les meilleurs résultats ont été enregistrés à un pH de 7,0 pour l'eau douce et un pH plus faible pour les espèces marines salinité (**Bux F. (Ed.), 2013**).

I.1.1.3. Nutriments

Un approvisionnement optimal en nutriments, principalement en carbone, azote et phosphore, ainsi qu'en divers autres macro- et micronutriments nécessaires à la croissance des algues, est une condition préalable à des taux de croissance élevés. Les carences en nutriments provoquent des perturbations du métabolisme, des changements physiologiques et une diminution de la productivité, les nutriments, à l'exception de la lumière et du carbone, sont généralement fournis dans le milieu de croissance liquide. Le carbone est un constituant majeur des cellules d'algues (il représente souvent 50 % du poids sec.), généralement obtenu à partir de dioxyde de carbone (CO₂) gazeux. La concentration de CO₂ dans l'air (0,04 %) est sous-optimale pour la croissance des plantes ; par conséquent, pour une productivité optimale, il faut fournir de l'air enrichi en CO₂ salinité (**Bux F., (Ed.) 2013**).

II.2.2. Facteurs abiotiques

II.2.2.1. Luminosité

La nécessité de fournir une énergie photonique aux microorganismes à cultiver (ici les microalgues), cet apport étant incontournable pour la réalisation de la photosynthèse. D'un point de vue technologique, l'enceinte du système doit donc être transparente et être conçue de façon à fournir une intensité lumineuse suffisante, mais non-létale, pour les microalgues (**Chader S., 2009**).

La majorité des microalgues sont dites photo-autotrophes ou autotrophes. Elles tirent leur énergie de la lumière par photosynthèse, leur relative simplicité et la petitesse de leur taille permet d'effectuer une photosynthèse très efficace. Elles convertissent ainsi l'énergie lumineuse en lipides et en hydrates de carbone, des formes plus condensées et stables d'énergie. (**Doré-Deschênes F., 2009**). la lumière pénètre typiquement à 10 ou 20 cm et les bassins ont 30 cm de profondeur (**Doré-Deschênes F., 2009**).

L'activité photosynthétique des microalgues change en réponse à l'intensité de la lumière dans trois régions distinctes. À de faibles intensités lumineuses, les cellules sont limitées par la lumière et le taux de photosynthèse augmente avec l'augmentation de l'irradiation (figure 5). Une fois les cellules saturées de lumière, le taux d'absorption des photons dépasse le

taux de renouvellement des électrons dans le Photosystème II (PS II), et il n'y a plus d'augmentation du taux de photosynthèse avec l'augmentation de l'intensité lumineuse. (Bux F. (Ed.). 2013), et lorsque l'implant n'est pas profond (figure5).

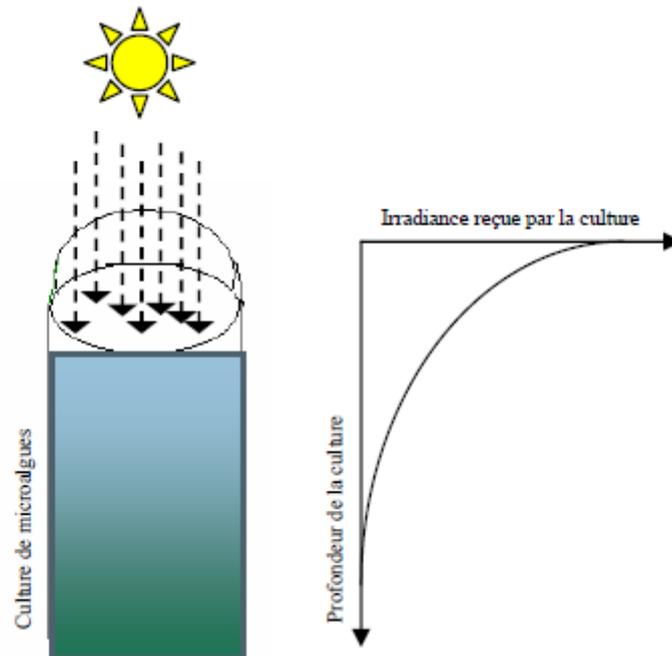


Figure 5 : Représentation schématique de l'atténuation de la lumière en fonction de l'épaisseur de culture de microalgues (Chader S., 2009).

I.1.1.4. Mixage

Le mélange est d'une importance capitale dans les systèmes de culture de microalgues, car il est directement lié à d'autres paramètres clés tels que l'apport de lumière, le transfert de gaz et l'apport de nutriments. Un bon mélange maintient les cellules en suspension, élimine la stratification thermique, détermine le régime lumière-obscureté en déplaçant les cellules à travers un gradient optique, assure une distribution efficace des nutriments, améliore l'échange gazeux, réduit l'ombrage mutuel au centre du réacteur et diminue la photo-inhibition à la surface (Bux F., (Ed.). 2013).

III.3. Différents types de culture

Une grande variété de systèmes de réacteurs ouverts et fermés a été proposée pour la culture des microalgues, selon la diversité de la physiologie et des exigences des différentes espèces d'algues. En fin de compte, l'objectif global est le maintien continu d'une culture d'algues souhaitée dans des conditions de productivité optimale. (Bux, F., (Ed.). 2013). La production de micro-algues est en forte augmentation à travers le monde. La production annuelle est estimée à 6 000 tonnes par an de matière sèche (Dejoye C., 2013).

II.3.1. Culture en milieu ouvert ou raceway

Les systèmes de culture en milieu ouvert (bassins, « raceways ») sont des étangs de recirculation en boucle fermée avec une profondeur de quelques dizaines de centimètres. Ce sont des technologies simples et présentant peu d'investissement initial (Dejoye C., 2013). Ils restent le système de réacteur le plus largement utilisé dans les processus industriels des micro-algues, les systèmes ouverts comprennent les plans d'eau naturels, les étangs circulaires, les étangs à chemin de fer et les systèmes en cascade (figure 06 et 07). Les principales contraintes à la croissance dans les bassins ouverts sont l'impossibilité de contrôler la contamination, la difficulté de maintenir l'environnement de culture constant et le coût élevé de la récolte de la biomasse diluée. Pour maintenir une monoculture dans les bassins ouverts, des conditions de culture très sélectives sont nécessaires afin de garantir la dominance de la souche souhaitée. Les systèmes ouverts sont sensibles aux changements de température et d'irradiation en raison des conditions climatiques locales (Bux F. (Ed.), 2013). le mélange et la circulation du milieu est possibles grâce à une roue à aube : le flux est guidé par la vitesse de rotation de cette roue. Un bullage permet un apport en CO₂ mais le transfert dans la phase liquide est souvent compliqué à cause de la faible profondeur des bassins (Dejoye C., 2013).



Figure 6 : Bassins de culture de micro-algues. A gauche : bassin en boucle fermée, infrastructure de Roswell, Nouveau Mexique (USA). A droite : bassins circulaires d'environ 500 m², production de chlorelle (Chlorella Industries, Japon). (Dejoye C., 2013).

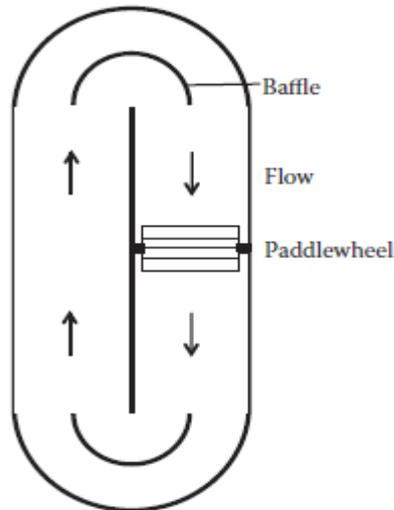


Figure 7 : Schéma d'un étang de type Raceway (Bux F., (Ed.). 2013).

Dans le tableau on 4 cite les avantages et les inconvénients du système Raceway

Tableau 4 : -les avantages et les inconvénients du Système de production ouvert de type Raceway (Bux F., (Ed.). 2013). Et (Dejoye C., 2013).

Avantages	Inconvénient
<p>Technologies simples</p> <p>Systèmes présentant peu d'investissement initial</p>	<p>-la principale contrainte est le risque de contamination par d'autres espèces de micro-algues ou d'autres micro-organismes comme des bactéries.</p> <p>-C'est pourquoi, les cultures actuelles se faisant à ciel ouvert concernent des espèces de micro-algues poussant dans des milieux très sélectifs telles que <i>Dunaliella salina</i> qui se développe en milieu hypersalin.</p> <p>-La concentration en biomasse pour ce type de culture est généralement peu élevée, car l'agitation du milieu est faible et des zones non agitées peuvent subsister.</p>

Tableau 4: -les avantages et les inconvénients du Système de production ouvert de type Raceway (Bux F. (Ed.),, 2013).et (Dejoye C.,, 2013). (suite).

Avantages	Inconvénient
	<ul style="list-style-type: none">-la difficulté de maintenir l'environnement de culture constant.-les systèmes ouverts sont sensibles aux changements de température et d'irradiation en raison des conditions climatiques locales.-difficile le maintien de conditions de croissance optimales.-nécessite de traiter de gros volumes pendant la récolte et augmente donc le coût de la récupération du produit.

III.3.2. Culture en milieu fermé ou photo-bioréacteur tubulaire (PBR)

Une grande variété de modèles de RBP a été proposée (les figures 08,09,10,11,12), dont seulement quelques-uns ont été commercialisés. Le photo-bioréacteur tubulaire (PBR) est une association de plusieurs tubes transparents en plastique ou en verre (Figure I-12). La source de lumière peut être naturelle ou artificielle. Les tubes sont généralement de 10 cm de diamètre, facilitant la pénétration de la lumière à l'intérieur du tube, L'injection d'air permet de fournir du carbone sous forme de CO₂, de brasser le milieu et d'évacuer les poches d'oxygène toxique pour les micro-algues. Un système de dégazage est nécessaire pour évacuer l'oxygène accumulé toxique pour les micro-algues. La suspension micro-algale circule du réservoir jusqu'aux tubes qui vont capter la lumière puis des tubes vers le réservoir ; la culture se fait de façon continue. Dans le cas de la lumière naturelle, l'arrangement des tubes se fait souvent du nord vers le sud pour assurer un ensoleillement maximal et parallèle ou horizontal pour que chaque tube puisse recevoir le même taux d'ensoleillement, la lumière artificielle des PBR est techniquement réalisable (Dejoye C.,, 2013).

L'un des principaux problèmes des réacteurs fermés est le contrôle de la température, et plus le rapport surface/volume est important, plus la température du milieu est susceptible de

changer en fonction de la température ambiante. La longueur optimale du trajet lumineux est est de 2 à 4 cm. Mais la plupart des réacteurs fermés ont un diamètre plus important pour faciliter le mélange, le nettoyage, la régulation de la température et pour augmenter le volume de travail tout en réduisant le coût des matériaux de construction. La sédimentation est empêchée par le maintien d'un flux turbulent grâce à un mélange mécanique ou par air lift. En raison de leur grande taille et de leur surface, les réacteurs fermés ne peuvent pas être efficacement stérilisés par la chaleur, et nécessitent donc des stérilisateurs chimiques ; la plupart des RBP fermés ne satisfont pas aux exigences de bonnes pratiques de fabrication pour la production de produits pharmaceutiques. Les modèles les plus courants sont des réacteurs tubulaires (figure 11) ou des réacteurs à plaques (figure 12). Les deux types fonctionnent généralement avec une culture circulant entre une unité de récolte de la lumière, constituée de tubes ou de plaques étroits, pour fournir une surface élevée, et un réservoir ou une unité d'échange de gaz dans laquelle le CO₂ est fourni, l'O₂ retiré et la récolte effectuée. La pompe de circulation doit être conçue avec soin pour éviter que les forces de cisaillement ne perturbent les cellules d'algues. Une variété de microalgues (Bux F. (Ed.), 2013).

a) Gas injection

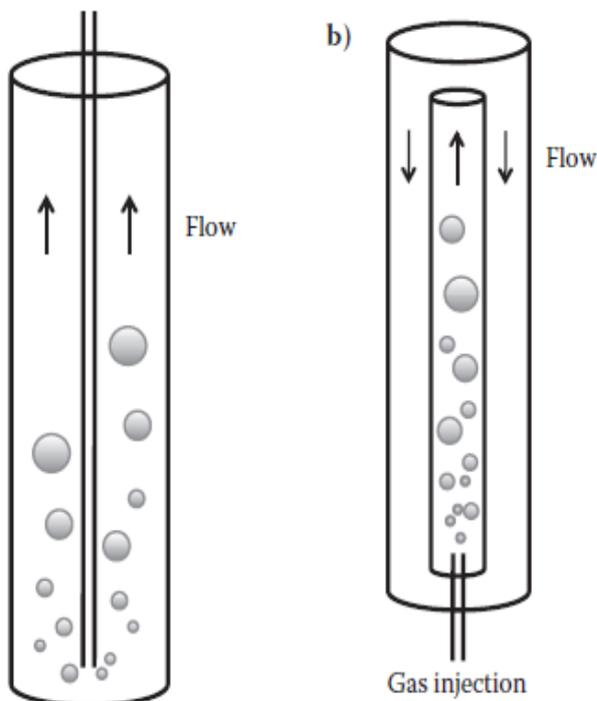


FIGURE 8 : Schéma de principe de (a) la colonne à bulles verticale et (b) le réacteur de transport aérien (Bux F. (Ed.), 2013).

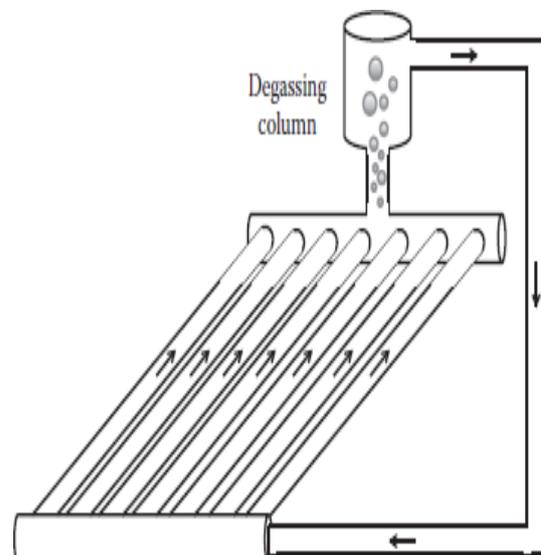


FIGURE 9 : Schéma d'un réacteur tubulaire horizontal. (Bux F. (Ed.), 2013).

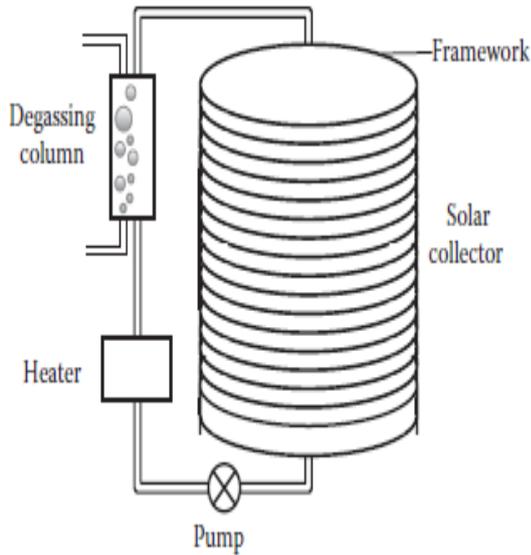


FIGURE 10 : Schéma d'un réacteur hélicoïdal (Bux F. (Ed.), 2013).

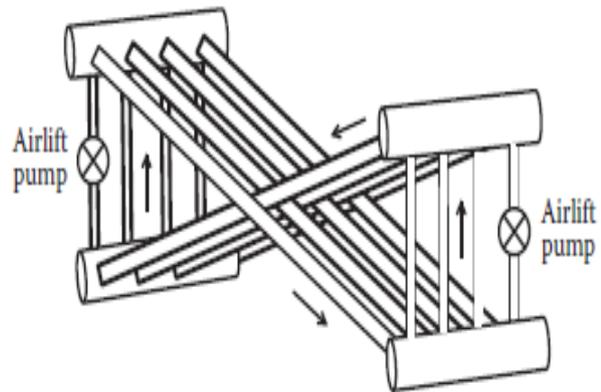


FIGURE 11 : Schéma d'un réacteur tubulaire en forme de α. (Bux F. (Ed.), 2013).

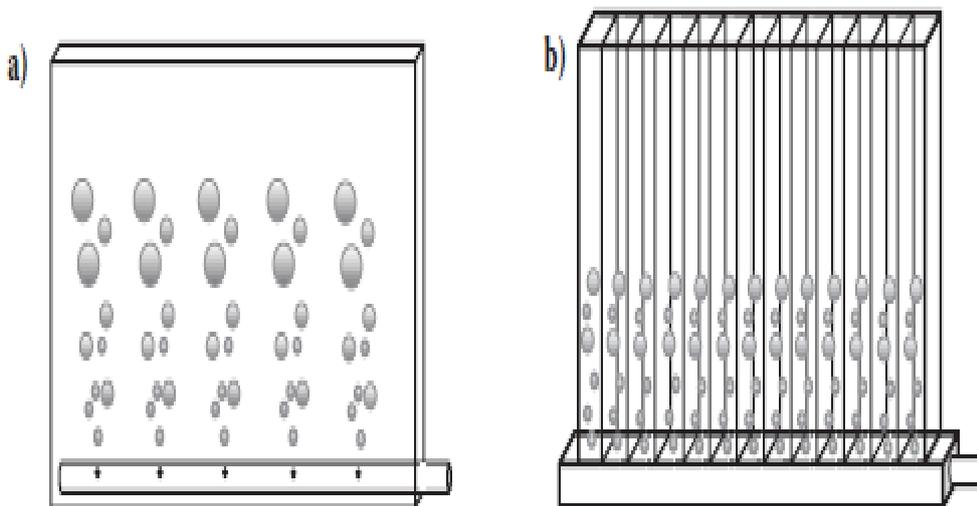


FIGURE 12 : Schéma de principe du réacteur (a) à plaque plane et (b) à panneau alvéolaire (Bux F. (Ed.), 2013)

An le tableau 5 on cite les avantages et les inconvénients du systèmes PBR

Tableau 5 : les avantages et les inconvénients des systèmes PBR (Bux F. (Ed.), 2013).et (Dejoye C., 2013).

Avantages	Inconvénients
<p>-Ce milieu clos et hermétique évite les contaminations extérieures</p> <p>- La production de biomasse à large échelle</p> <p>-Le contrôle de la température est un élément important à prendre en compte pour les photo-bioréacteurs.</p> <p>- Les systèmes fermés permettent d’exploiter une gamme de micro-algues plus larges, d’atteindre de meilleurs rendements et de s’affranchir des problèmes de contaminations.</p> <p>- Permet de cultiver des souches plus sensibles et d’élargir la gamme de produits potentiels</p> <p>-Les concentrations de biomasse obtenues sont plus élevées que dans les systèmes ouverts, ce qui permet de réduire le coût de la récolte.</p> <p>- Une caractéristique importante et souvent négligée des réacteurs fermés est la facilité avec laquelle ils peuvent être nettoyés et assainis .</p>	<p>-La lumière artificielle des PBR est techniquement réalisable, mais elle représente un coût important comparé à la lumière naturelle</p> <p>-Les coûts de production via cette méthode sont cependant beaucoup plus élevés qu’en bassin ouvert.</p> <p>- l’avantage d’un risque réduit de contamination, mais seulement s’ils sont exploités dans des conditions stériles, ce qui augmente le coût</p>

III.4. Récolte des micro-algues

La récolte peut se faire par centrifugation, filtration, floculation, sédimentation ou flottation.

III.5. Application des micro-algue

Au fil des décennies, une grande partie de la littérature s'est concentrée sur les aspects biologiques et écologiques des algues présentes dans les milieux d'eau douce, marins et saumâtres. Ces organismes sont également connus pour vivre dans divers autres environnements sur la Terre. Plus récemment, on a assisté à un changement substantiel vers le concept de développement durable et d'"économie verte", l'accent étant mis sur l'exploitation des systèmes biologiques au profit de l'humanité. Cela sous-tend les principes fondamentaux du domaine de la biotechnologie, qui a révolutionné divers domaines, notamment l'agriculture, l'alimentation, les sciences pharmaceutiques et médicales, les sciences de l'environnement et de la matière première industrielle, ce qui a un impact positif sur la plupart des domaines de l'activité humaine (Bux F. (Ed.),, 2013).

III.5.1. Agriculture

La biomasse algale est le principal produit de la technologie des microalgues et a diverses applications. Le produit final de la biomasse est généralement de couleur verte ou orange. La plupart des engrais commerciaux sont dérivés du pétrole ; cependant, la hausse des prix du carburant influence le prix de revient des engrais commerciaux dérivés du pétrole. Une alternative rentable serait l'utilisation de la biomasse algale comme engrais organique (Bux F. (Ed.),, 2013).

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. De nombreuses études présentent un effet significatif des extraits d'algues sur la croissance des plantes et le développement de la production agricole. En raison de la grande variété et de la disponibilité des algues, ces organismes présentent un intérêt croissant dans ce domaine de recherche. En outre, l'étude de l'activité biologique des extraits d'algues et de leurs sur les cultures est toujours un défi pour les chercheurs. De plus en plus souvent, séchés ou frais, sous forme d'extraits liquides, en poudre ou en granulés, les algues sont utilisées comme engrais ou biostimulants par les fleuristes, les agriculteurs et les jardiniers. Les rapports de la littérature décrivent les aspects positifs l'effet des algues et de leurs extraits sur la croissance d'une variété de cultures, notamment les légumes et les fruits. Ils sont appliqués de plusieurs façons, par voie foliaire, directement sur le sol ou par conditionnement des

semences. Ces produits peuvent induire une meilleure croissance des plantes traitées de deux manières : directement - par l'action des hormones végétales et des substances apparentées aux hormones, des minéraux et autres nutriments stimulant la croissance de la plante, fournissant des substances nutritives directement aux cellules de la plante ; ou bien indirectement - par des substances qui affectent l'environnement des plantes, par exemple en améliorant l'état du sol par le maintien de niveaux d'eau plus élevés dans la zone des racines, en maintenant les micro-organismes de la rhizosphère en bon état et en leur fournissant des nutriments ou par des modifications du métabolisme des plantes. Leur influence découle d'un riche ensemble d'éléments précieux, tels que les micronutriments et les hormones végétales (**MAKARA A et KOWALSKI Z., 2016**).

Les cyanobactéries fixatrices d'azote telles *qu'Anabaena, Nostoc, Aulosira Tolypothrix et Scytonema* sont utilisées dans la culture du riz (**Bux F.(Ed.), 2013**). L'utilisation des microalgues comme biofertilisants et amendements est une pratique agricole courante dans les pays asiatiques tels que la Chine et l'Inde, où elles fournissent plus de 20 kg d'azote (**Bux F. (Ed.), 2013**). Les micro-algues ont également la capacité à influencer la croissance des plantes à partir de la synthèse de molécules bio actives.). Par exemple au Japon, *Chlorella vulgaris* est utilisée pour stimuler la biosynthèse de la chlorophylle afin d'améliorer la croissance des plantes (**Dejoye C., 2013**).

Des espèces productrices de mucilage du genre *Chlamydomonas* ont été utilisées comme conditionneurs de sol pour contrôler l'érosion des sols irrigués par pivot en Amérique du Nord. L'utilisation de microalgues comme biofertilisants est justifiée par leur capacité à augmenter la capacité de rétention d'eau et la composition minérale du sol. Ce marché génère un chiffre d'affaires de 5 milliards de dollars US par an (**Bux F. (Ed.), 2013**).

Les nombreux effets des algues et des produits disponibles dans le commerce contenant des extraits d'algues sur les plantes, tels que l'amélioration de la germination, meilleur développement des racines, augmentation de l'absorption des nutriments, changement dans la composition des tissus végétaux, résistance accrue aux agents pathogènes et les conditions météorologiques ont été examinées. En outre, l'amélioration des propriétés des sols, l'augmentation des rendements des cultures et la durée de conservation des produits alimentaires a été signalée. La concentration de l'extrait utilisé a une influence significative pour obtenir les effets souhaités. Plus vite la germination et la croissance des semis ont été observées, par exemple dans le cas du riz des graines trempées dans l'extrait d'algue d'une concentration appropriée. Cela a été démontré, que l'effet bénéfique est en partie observé en

raison de la présence de la croissance des hormones telles que les auxines ou les cytokinines (MAKARA A et KOWALSKI Z., 2016).

III.5.2. Production de biomasse à but alimentaire

Les micro-algues sont plus considérées comme des compléments alimentaires que comme des aliments à proprement dit. L'habilitation des micro-algues pour l'alimentation humaine porte en Europe essentiellement sur la Chlorelle et la Spiruline. (Dejoye C., 2013).

III.5.2.1. Spiruline

La spiruline qui est les micro-algues les plus cultivée mondialement utilisées en alimentation humaine depuis l'Antiquité. Poussant dans des eaux saumâtres alcalines, riches en sels minéraux, elle a, en effet, constitué le seul complément en protéines, lipides insaturés et vitamines pour les populations des zones arides du bord du lac Tchad et d'Amérique centrale. Elle renferme environ 70% de protéines (poids sec), et ne contient pas de cellulose (Dejoye C.,2013).

Figure 13 représente la culture de Spiruline au Burkina Faso



Figure 13 : Culture de Spiruline au Burkina Faso (Dejoye C., 2013).

III.5.2.2. Chlorelle

La Chlorelle est une algue verte unicellulaire d'eau douce. Elle se distingue des autres végétaux par une exceptionnelle concentration en chlorophylle. L'intérêt pour la Chlorelle

comme aliment a commencé à la fin des années quarante, de nombreuses recherches furent alors entreprises par des institutions aux États-Unis. Sa haute teneur en protéines la rendait potentiellement très intéressante. Elle contient en outre de nombreuses vitamines et acides gras essentiels. Tous ces espoirs furent finalement déçus, la Chlorelle s'avérant très onéreuse à produire. La révolution verte ayant été la solution aux problèmes de production alimentaire, elle perdit de son intérêt. Aujourd'hui, elle constitue un complément alimentaire vendu en magasin diététique. Elle possède de bonnes vertus détoxifiantes, de fixation des métaux lourds et immunostimulants. (Dejoye C., 2013).

III.5.3. Alimentation Animale

Les chiens, les chats, les chevaux, les poissons et les oiseaux peuvent recevoir de la spiruline dans leur alimentation. Il est aussi possible de limiter les carences en calcium des animaux par des cures régulières deux ou trois fois par an, pendant cinq jours consécutifs. Des vétérinaires préconisent l'utilisation de spiruline dans l'alimentation à destination des animaux domestiques (SCARFAIL L., & MONSOREZ A., 2017).

III.5.3.1. Bétail

La spiruline est parfois vendue comme additif à la nutrition des taureaux et des chevaux de course pour améliorer la fertilité et comme tonificateur de muscles. Des études ont également montré les effets bénéfiques sur la croissance de poissons et de poulets. Les caroténoïdes, xanthophylles et autres pigments colorants contenus dans la spiruline rendent également les œufs et la chair de poulet plus attrayant pour le consommateur (SCARFAIL L., & MONSOREZ A., 2017).

III.5.3.2. Aquaculture

Les besoins nutritionnels en aquaculture sont différents à chaque stade (reproduction, élevage larvaire, grossissement). Les micro-algues riches en acides gras, acides aminés essentielles et multiples oligoéléments sont privilégiées en aquaculture car elles apportent des composés essentiels que les animaux d'élevage aquacoles ne synthétisent pas, La production d'algues unicellulaires constitue un des éléments fondamentaux de toute opération d'écloserie (crustacés, mollusques, poissons). Elles peuvent servir de nourriture pour les bivalves (huîtres, coquilles Saint-Jacques, moules, palourdes) tout au long de leur développement. Pour les crustacées et certaines espèces de poissons, elles sont utilisées au stade de larves ou juvéniles. Elles servent également d'alimentation de base pour la production du zooplancton (Dejoye C., 2013).

III.5.4. Applications environnementales**III.5.4.1. Traitement des eaux**

Diverses souches d'algues ont montré des propriétés appropriées pour l'élimination des métaux lourds (figure14), mais la plupart des études sont basées sur la croissance en lots des espèces de microalgues. Les biotechnologies à base d'algues pour la lutte contre la pollution ont a été utilisé pour l'élimination des nutriments inorganiques. Les modalités les plus couramment utilisées sont des étangs d'algues à taux élevé (HRAP) et l'épurateur de gazon en algue breveté (ATS), qui utilise de la biomasse en suspension de la biomasse verte commune les algues (*Chlorella*, *Scenedesmus*, *Cladophora*), les cyanobactéries (*Spirulina*, *Oscillatoria*, *Anabaena*) ou des consortiums des deux. Les systèmes d'algues mentionnés ci-dessus ont été testés pour l'élimination des métaux lourds. Ont comparé les taux d'élimination des métaux lourds de la stabilisation traditionnelle des déchets (WSP) et un HRAP où tous deux recevaient dès l'eau polluée avec des concentrations en traces de Zn^{2+} , Cu^{2+} et Pb^{2+} . Il a été constaté que le HRAP avait un taux de renvoi plus élevé par unité de volume par jour, avec des valeurs jusqu'à 10 fois plus efficace dans le cas du Cu^{2+} . Les valeurs obtenues pourraient avoir résulté du pH élevé atteint par la photosynthèse des algues qui améliore la précipitation des métaux (**Perales-Vela H-V, et al., 2006**).



Figure 14 : Traitement des eaux usées par les micro-algues (**Dejoye C., 2013**).

II.5.4.2. Remédiation du CO₂

L'une des plus grandes préoccupations environnementales actuelles, tant à court terme que pour l'avenir, est l'augmentation spectaculaire des gaz à effet de serre en suspension dans l'air, en particulier le dioxyde de carbone (CO₂). La concentration atmosphérique de CO₂ n'a

cessé d'augmenter depuis la révolution industrielle. Il est largement admis que si la concentration atmosphérique de CO₂ était d'environ 280 ppm avant la révolution industrielle (WEISS H. 2008), des principaux avantages de la culture des micro-algues réside sur la capacité de la photosynthèse à absorber le CO₂, qui est ensuite converti en biomasse, lipides, ou bioproduits précieux (Dejoye C., 2013).

Tout en cultivant des algues conformément à la méthode de l'invention, il était a découvert de manière inattendue que deux espèces d'algues poussaient à un rythme nettement supérieur à celui que l'on trouve habituellement dans des conditions de culture standard. Ces espèces sont *Skeletonema costatum* et *Nannochloropsis sp.* La productivité moyenne de *Nannochloropsis* et de 10 *Skeletonema* cultivées sur des gaz de combustion de charbon après la désulfuration des gaz de combustion s'élevait à environ 20 g x m² x jour-, par opposition à par exemple 4 g x m² x jour- pour la *Dunaliella* cultivée au CO₂ pur (WEISS H., 2008). Avant que le CO₂ puisse être consommé au cours de la photosynthèse, il doit être solubilisé dans le milieu de culture, principalement sous forme de bicarbonate et de CO₂ dissous. Cette étape de transfert de la phase liquide vers la phase gazeuse doit être optimisée pour limiter les pertes de CO₂ dans l'atmosphère (Cadoret J-P et BERNARD O., 2008).

II.5.5. Applications en bio-énergie

Les micro-algues peuvent être une source d'énergie non-négligeable. Comme toute biomasse, celles-ci peuvent produire du biogaz par méthanisation. Certaines micro-algues sont riches en sucre et peuvent produire alors du bioéthanol. D'autres riches en lipides permettront la production de biodiesel. Parmi ces différents scénarios, la production de biogaz et de biodiesel semblerait être les plus pertinentes (Dejoye, C. 2013). Pour les biocarburants liquides, il existe deux principales filières : le biodiesel obtenu à partir des huiles ou lipides extraites de biomasses végétales ou animales et les distillats, comme le bioéthanol en particulier, obtenus par la distillation de solutions de biomasses traitées par fermentation (Doré-Deschênes F., 2009).

III.5.4.2. biodiesel

Il est possible d'atteindre un taux de 50 % avec le biodiesel issu de graisses animales et végétales (figure 15). (Doré-Deschênes F., 2009).

Ces dernières années, la production de biocarburants (bioéthanol et biodiesel) de sources agroalimentaires a provoqué une augmentation substantielle du prix des aliments dans le monde. À titre d'exemple, en 2006, le prix du maïs a doublé. L'exploitation des microalgues peut représenter un grand potentiel de développement économique, car une nouvelle industrie

durable pourrait émerger et permettre d'atteindre une meilleure autonomie énergétique (**Doré-Deschênes F., 2009**).

Les produits agricoles subventionnés et souvent excédentaires des pays industrialisés ont remplacé et affaibli les productions locales des pays en développement durant plusieurs années. La demande en carburants considérés verts a fait diverger ces produits vers la production de biocarburants. Ceci a provoqué des déficits alimentaires très rapides causant de sérieuses conséquences dont une augmentation de la malnutrition, de la pauvreté et des désordres sociaux, Les microalgues peuvent devenir une source idéale de biomasse convertissable en biocarburants et en protéines économiques. Leur production pourrait éventuellement favoriser la stabilité géopolitique et le développement social de plusieurs régions défavorisées. (**Doré-Deschênes F., 2009**).

Les techniques classiques pour récupérer les lipides des microalgues consistent à utiliser un solvant (type hexane). Les techniques classiques de transestérification développées pour les plantes oléagineuses terrestres peuvent alors être appliquées pour la production d'ester méthylique d'huile végétale (biodiesel). (**Cadoret J-P et BERNARD O., 2008**). Les microalgues et cyanobactéries contiennent, comme tous les organismes vivants, une fraction de lipides. En condition normale, ces teneurs restent faibles, et les lipides sont principalement constitués de phospholipides et de glycolipides difficilement utilisables dans un biocarburant. L'étude menée par le NREL sur près de 3000 espèces marines (principalement des diatomées et des algues vertes) a permis de dégager des candidats à la production de lipides. Chez certaines espèces, il est possible d'augmenter significativement la production de lipides par un stress (**Cadoret J-P et BERNARD O., 2008**).

La majorité des microalgues sont dites photo-autotrophes ou autotrophes. Elles tirent leur énergie de la lumière par photosynthèse et leur principale source nutritive est le CO₂ en solution dans l'eau. Leur relative simplicité et la petitesse de leur taille permettent d'effectuer une photosynthèse très efficace. Elles convertissent ainsi l'énergie lumineuse en lipides et en hydrates de carbone, des formes plus condensées et stables d'énergie (**Doré-Deschênes F., 2009**).

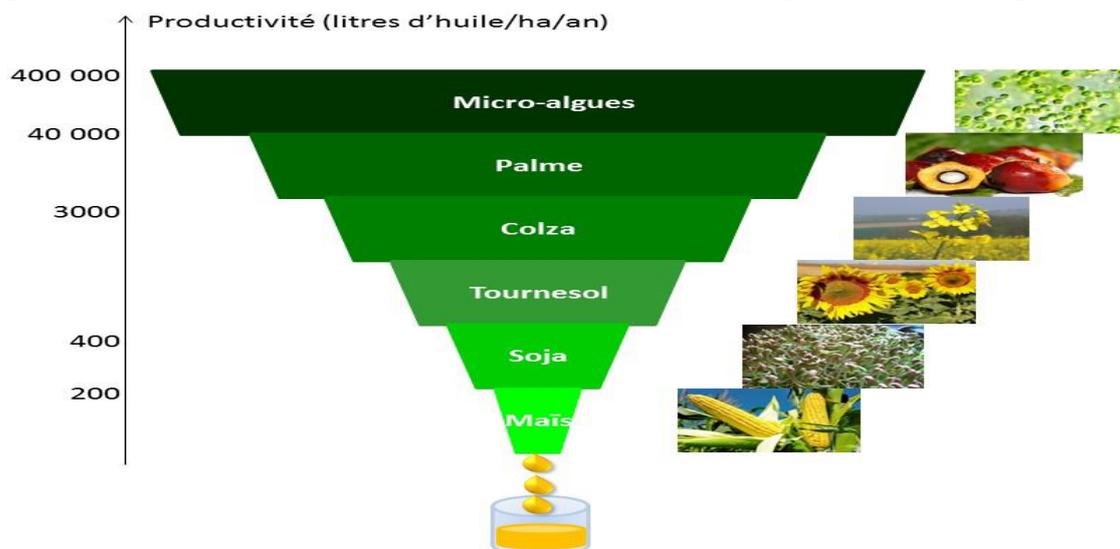


Figure 15 : Productivité en huile des micro-algues par rapport à d'autres plantes oléagineuses (Dejoye C., 2013).

I.5.5.2. bioéthanol

Généralement, l'éthanol est produit à partir de matières premières riches en sucre ou en amidon. Certaines micro-algues disposent d'une paroi cellulaire composée de polysaccharides et d'autres peuvent contenir jusqu'à 50% d'amidon. Elles peuvent donc être utilisées comme matière première dans le processus de production d'éthanol comme *Chlamydomonas perigranulata* ou *Chlorella vulgaris* (Dejoye C., 2013).

L'approche de production de bioéthanol permet d'éviter de devoir assécher la biomasse qui sert alors de base pour composer un substrat à fermenter dans des cuves adaptées. Les biocarburants légers (éthanol et méthanol) issus de la fermentation des hydrates de carbone en alcools, par l'action de micro-organismes, sont alors recueillis par distillation. Ces alcools peuvent être utilisés purs pour alimenter des moteurs de véhicules « Flex » (compatibles avec l'essence et l'alcool). Grâce à cette filière le Brésil a d'ailleurs atteint une autonomie énergétique enviable. En combinaison avec de l'isobutène, ces alcools peuvent aussi servir à produire des éthers : le ETBE (éthyltertiobutyl-éther) et le MTBE (méthyl-tertiobutyl-éther) qui sont utilisés comme additifs dans l'essence (Doré-Deschênes F., 2009).

II.5.6. Besoins futurs

Les efforts de recherche sur l'utilisation des microalgues pour la séquestration du CO₂, la production de biodiesel et d'autres synthèses de PVA continueront à alimenter plusieurs des atouts inhérents à ces organismes photosynthétiques. La teneur élevée en lipides des microalgues a été prise comme principal critère de sélection pour choisir et exploiter ces espèces pour la production de biodiesel, mais n'a pas fait l'objet d'une évaluation critique. Les espèces

Chapitre II **La culture des micro-algues et leur importance**

qui ont été exploitées pour la production de biodiesel sont très peu nombreuses. La majorité des travaux de recherche ont porté sur l'augmentation de la teneur en lipides et de la productivité de la biomasse, tandis que les études relatives à la conversion chimique des lipides en biodiesel, à l'amélioration de la qualité et à la réduction des coûts du processus progressent lentement **(Bux F. (Ed.), 2013)**.

Chapitre III
Microalgues les plus riche en lipide

III.1. *Dunaliella tertiolecta***III.1.1. Morphologie**

Dunaliella est morphologiquement similaire à *Chlamydomonas*, la principale différence étant l'absence d'un mur de cellules à *Dunaliella*. Elle possède deux flagelles de longueur égale et un seul chloroplaste en forme de coupe, qui dans les espèces marines et halophiles possèdent un pyrénoloïde central ; elle est différente de toutes les autres cellules d'algues vertes parce qu'il lui manque une paroi cellulaire et est enveloppé d'une membrane élastique extrêmement fine. L'absence de paroi cellulaire permet à la cellule de changer son volume en fonction de l'évolution de la pression osmotique (Garofalo, R, et al., 2009).

Dunaliella tertiolecta (figure 16) peut stocker jusqu'à 35 % de son poids sec en lipides avec un taux de croissance élevé (MASSART A, et al.,2010).

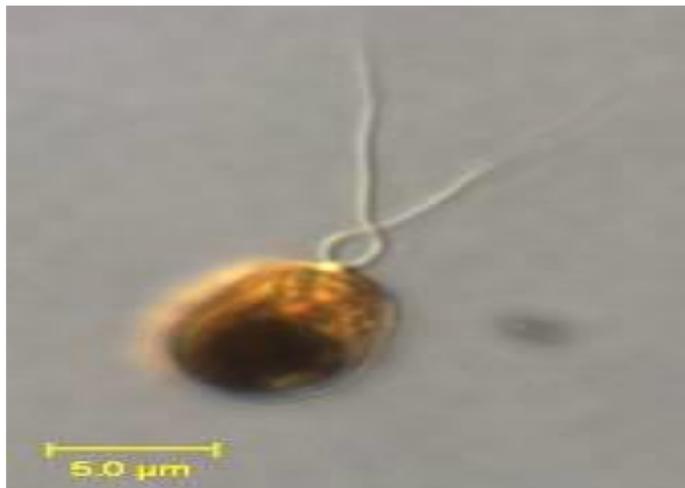


Figure 16 : *Dunaliella tertiolecta* (Garofalo R, et al., 2009).

III.1.2. Ecologie

Eaux salines diverses algues vertes sont adaptées aux conditions salines des lacs salés et des estuaires, où les niveaux de sel varient de faibles à élevés (BELLINGER E-G. , SIGEE D-C.,2015). Le genre *Dunaliella* a des représentants marins et halophiles. Des espèces d'eau douce ont également été décrites (Garofalo R, et al., 2009).

II.1.3. Taxonomie

D'après **Bourrelly P., 1966** Dunaliella sont des Chlamydomonas sans membrane différenciée

Division : Chlorophyta

Classe : Chlorophyceae

Order : Volvocales

Famille : Polyblepharidaceae

Genre : Dunaliella

Espèces : *Dunaliella tertiolecta*

II.1.4. Reproduction

Des stades palmelloides apparaissent quelquefois ainsi que des phénomènes sexuels avec formation d'œuf ou de zygote, mobile ou immobile (**Bourrelly P., 1966**).

II.1.5. Conditions environnementaux

Tableau 6 : Les Conditions environnemental du Dunaliella (**Garofalo R, et al.,2009**).

Condition	Moyenne
PH	Très grande tolérance au pH Allant de pH 1 à pH 11
Salinité	Peut faire face à une gamme de salinité allant de l'eau de mer (= 3% Na Cl) à la saturation en Na Cl (= 31% Na Cl), (Dunaliella est capable de tolérer des concentrations externes en sel > 5 M) (Edward G., B, et David c., S.2015).
T	0°C-38°C
Les lipides	s'accumulent jusqu'à 6-18% du poids des cellules sèches selon les conditions de croissance

III.2. BOTRYOCOCCUS BRAUNII**III.2.1. Morphologie**

Botryococcus braunii (figure 17) est une microalgue coloniale verte. Les colonies présentent une morphologie typique caractérisée par une organisation botryoïde de cellules individuelles en forme de piriforme maintenues ensemble par une matrice réfringente contenant des lipides. Les gouttelettes d'huile peuvent être excrétées de la matrice par la pression d'un verre de protection. Les études ultrastructurales révèlent que la matrice entourant la partie basale des cellules est constituée de parois extérieures issues de divisions cellulaires successives (**Garofalo R, et al.,2009**).

Les cellules de *Botryococcus* sont difficiles à voir parce qu'ils sont si denses. Le site les colonies peuvent être pâles, mais sont souvent très sombre et ressemblent à un morceau de débris organiques. Les cellules peuvent être plus faciles à voir si la colonie est doucement écrasée sous le microscope de couverture. Cellules de forme grossièrement sphérique, 3-9 µm large et 6-10 µm long. Le chloroplaste est pariétal avec un paranoïde (**BELLINGER E-G, SIGEE D-C.,2015**).

Botryococcus braunii produit divers types de lipides d'éther et d'hydrocarbures jusqu'à 60 % de la biomasse (**Garofalo R, et al.,2009**).

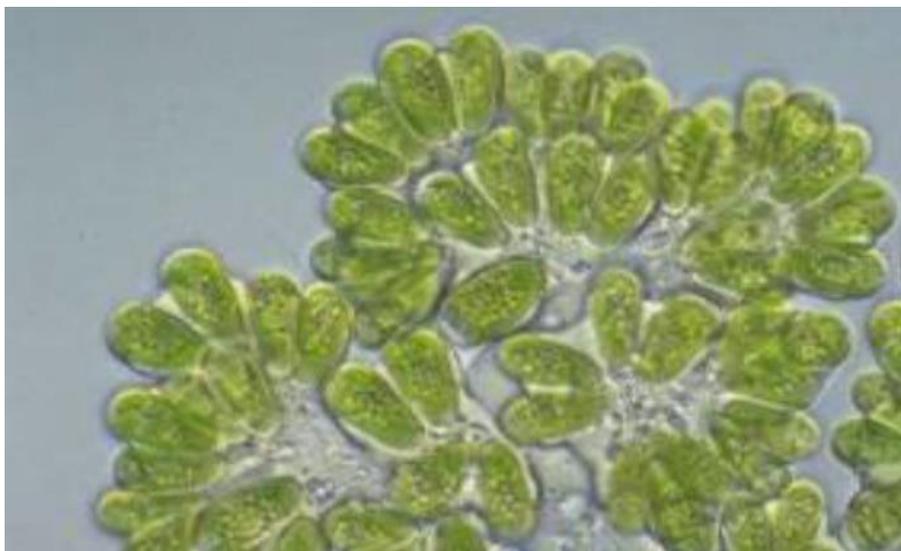


Figure 17 : *Botryococcus braunii* (**Garofalo R, et al.,2009**).

III.2.2. Taxonomie

D'après **Pierre., B.1966** ce genre renferme 2 ou 3 espèces.

Et selon (**Garofalo R, et al.,2009**). Classification *Botryococcus Braunii* est dans le tableau 07

Tableau 7: Classification *Botryococcus Braunii* (**Garofalo R, et al.,2009**).

Division	Chlorophyta
Classe	Chlorophyceae
Order	Chlorococcales
Famille	Dictyosphaeriaceae , Botryococcaceae
Genre	Botryococcus
Espèces	<i>Botryococcus braunii</i>

III.2.3. Reproduction

Cette famille groupe des Chlorococcales se multipliant par autospores ou zoospores et dont les cellules restent unies en colonies par des fragments des membranes maternelles. Certains genres de cette famille présentent une reproduction sexuée avec oogamie. Les cellules sont de forme simple, sphériques, ellipsoïdales, ovoïdes ou réniformes, sans aiguillons, épines ou ornements de la membrane. Lors de la multiplication. Le plus souvent autosporulation, la membrane de la cellule-mère se fragmente de manière caractéristique et les cellules filles restent ainsi unies, à la fois par ces restes membranaires et par une gelée commune, amorphe ou structurée. La famille renferme 12 genres et une trentaine d'espèces (**Bourrelly P., 1966**).

III.2.4. Écologie

On le trouve dans des étangs et des lacs. Géographiquement. (**Garofalo R, et al.,2009**).

III.2.5. Conditions environnemental

Tableau 8 : Les Conditions environnemental de l'espace *BOTRYOCOCCUS BRAUNII* (BOONMA S, et al.,2014).

Condition	Moyenne
Temperature	26.5-32.5°C avec un poids sec de 4,79 g·L ⁻¹ et contenant 37,30 % d'hydrocarbures de son poids sec après que la croissance ait atteint la phase stationnaire à 78 jours
pH	7.2 supplémentées avec 10 % de CO ₂ à température ambiante pour la culture

Tableau 9 : Composition de milieu pour l'isolement de *B. braunii* : (BOONMA S, et al.,2014).

Composants (g.L-1)	milieux CA
KNO ₃	0.1
NH ₄ NO ₃	0.05
MgSO ₄ .7H ₂ O	0.02
Ca(NO ₃) ₂ .4H ₂ O	0.02
MnCl ₂ .4H ₂ O	Trace
ZnSO ₄ .7H ₂ O	Trace
CoCl ₂ .6H ₂ O	Trace
Na ₂ MoO ₄ .2H ₂ O	Trace
FeCl ₃ .6H ₂ O	Trace
Fe (NH ₄) ₂ (SO ₄) ₂ .6H ₂ O	Trace
Na ₂ EDTA.2H ₂ O	Trace
Vitamine B12	0.00001
Thiamine HCl (Vitamine B1)	0.00001
HEPES	0.4
β-Na ₂ glycerophosphate.5H ₂ O	0.03

La trace est un microélément en CHU 13 modifié et en métal PIV dans un tableau de taille moyenne

III.3. *Neochloris Oleoabundans***III.3.1. Morphologie**

Les cellules végétatives sont décrites comme étant entre 6 et 25 μm , avec un chloroplaste pariétal en forme de coupe. Les cellules végétatives de plus petit diamètre (3,5 μm) sont cependant plus courantes. Après la division cellulaire, un paranoïde est présent dans le chloroplaste et plus tard dans le cycle cellulaire qu'il divise en deux. Les cellules ne sont pas nucléées (figure 18) (Garofalo R, et al.,2009).

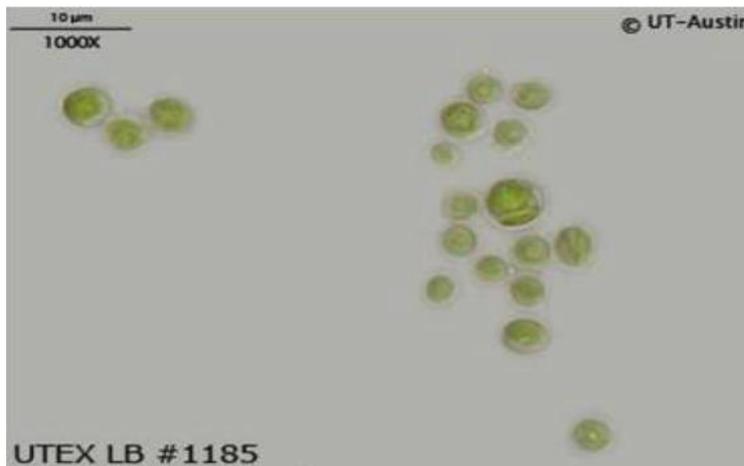


Figure 18 : *Neochloris oleoabundans* (Garofalo R, et al.,2009).

III.3.2. Taxonomie

Une étude récente a indiqué que les chlorophytes peuvent être taxonomiquement divisées en trois groupes principaux selon la composition et la structure de leur paroi cellulaire, qui sont nettement différentes de celles des plantes terrestres. Groupe 1, à savoir les algues appartenant aux Prasinophytina et Chlorodendrophyceae, dont les parois cellulaires sont principalement composées d'acides 2-céto-sucrés, d'acide 3-désoxy-manno-2-octolusonique (Kdo), d'acide 3-désoxy-5-O-méthyl-manno-2-octolusonique (5OMeKdo) et d'acide 3-désoxylyxo-2-heptulosarique (Dha) ; groupe 2, algues unicellulaires apparentées aux trébouxiophycées et aux chlorophycées (tableau 10), dont les parois cellulaires sont principalement composées de mannanes, de glucanes, d'arabinogalactanes, d'algues et, moins fréquemment, de polysaccharides de type chitine ; et le groupe 3 comprend des macroalgues vertes, principalement des lignées marines, dont les parois cellulaires contiennent dans l'ensemble des polysaccharides sulfatés, du xylane, du mannane et du glucane. Selon cette classification taxonomique, les *N. oleoabundans* appartiennent au

Chapitre III

Microalgues les plus riche en lipide

"groupe 2" et devraient donc avoir une composition et une structure de paroi cellulaire similaires à celles des autres membres (**RASHIDI B et TRINDADE L-M.,2018**).

Solon (**Bourrelly P., 1966**). Le genre *Neochloris* est groupe en 10 espèce, et ce genre se sépare de *Chlorocorcum* par l'absence de membrane aux zoospore

Tableau 10 : classification *Neochloris Oleoabundans* (**Bourrelly P., 1966**).

Division	Chlorophyta.
Classe	chlorophycées
Order	Chlorococcales
Famille	Chlorococcaceae
Genre	Neochloris
Espèces	<i>Neochloris Oleoabundans</i>

III.3.3. Reproduction

La reproduction sexuelle n'a pas été observée. Les *N.oleoabundans* se reproduisent de manière asexuée par la formation de zoospores ou d'aplanospores. Les zoospores sont biflagellées (longueur identique des flagelles) (**Bourrelly P., 1966**).

Et ont une largeur comprise entre 2 et 3,5 µm et une longueur comprise entre 3,6 et 4,5 µm. Les zoospores forment des cellules sphaériques végétatives après une courte période de temps et ne sont pas souvent observées dans les cultures de laboratoire alors qu'elles apparaissent plus ou moins fréquemment dans les cultures de masse en extérieur. Les cellules végétatives peuvent avoir jusqu'à 22 µm de diamètre et peuvent contenir des gouttelettes d'huile visibles dans le cytoplasme. Les aplanospores sont formées par la séparation incomplète des cellules filles : les protoplastes de la paroi (cellules sans paroi et non mobiles) sont retenus à l'intérieur de la paroi cellulaire de la cellule mère d'origine (appelée sporange). (**Garofalo R, et al.,2009**).

III.3.4. Ecologie

Neochloris oleoabundans est une microalgue terrestre appartenant à la phylum Chlorophyta. Cette espèce a d'abord été isolée des dunes de sable d'Arabie Saoudite, un environnement très rude où l'accès à l'eau est toujours un défi. Par conséquent, il doit posséder des propriétés clé pour assurer la viabilité de la cellule. En fonction de ces adaptations spécialisées, *N. Oleoabundans* peut être cultivé en milieu d'eau douce ainsi qu'en eau saline avec une concentration en sel d'eau de mer (**RASHIDI B et TRINDADE L-M.,2018**).

III.3.5. Conditions environnemental

Tableau 11 : Les Conditions environnemental de l'espace *Neochloris Oleoabundans* article (RASHIDI B et TRINDADE L-M.,2018).

Température	25 ° C
pH	7
Composition de milieu :	
NaNO ₃	0,023 M
NaCl	0,017 M
MgSO ₄	2,49 mM
CaCl ₂	0,9 mM
NaHCO ₃	5,95 mM
Na ₂ EDTA. H ₂ O	282 µM
FeSO ₄ .7H ₂ O	108 µM
MnCl ₂ .4H ₂ O	11 µM
ZnSO ₄ .7H ₂ O	2,3 µM
Co (NO ₃) 2,6H ₂ O	0,24 µM
CuSO ₄ .5H ₂ O	0,1 µM
Na ₂ MoO ₄ .2H ₂ O	1,1 µM
La biomasse récoltée étaient d'environ	0,5 g / L

III.4. *Chlorella vulgaris*

III.4.1. Morphologie

Les cellules sont toujours solitaires, sphériques ou ellipsoïdale, plus rarement réniformes ou asymétriques, à membrane distincte, avec 1 rarement 2 plastes, parfois un pyrénolde (Bourrelly, P., 1966).

Les *Chlorella* sont de petite taille, leur diamètre varie de quelques microns à 20 µm au maximum. Ce sont des Algues subaériennes vivant sur la terre humide, les écorces d'arbres, les écoulements de sève d'arbres, ou en symbiose avec des animaux aquatiques. La facilité des cultures et la rapidité de leur croissance en font un matériel de choix pour l'expérimentation. Depuis quelques années, on essaie de cultiver en grand diverses races de *Chlorelles* à des fins alimentaires (Bourrelly, P., 1966).

La paroi cellulaire lisse et rigide contient de la glucosamine (chitosan). Le noyau est unique et excentrique, le chloroplaste unique et pariétal, le pyrénolde unique et couvert d'enveloppe en amidon. et stroma des pyrénolides est pénétré par 2 ou 3 thylakoïdes

rapprochées , *La Chlorella vulgaris* (figure 19) est une espèce à croissance rapide et certaines souches peuvent accumuler de très fortes concentrations de lipides sous stress (**Garofalo, R, et al.,2009**).

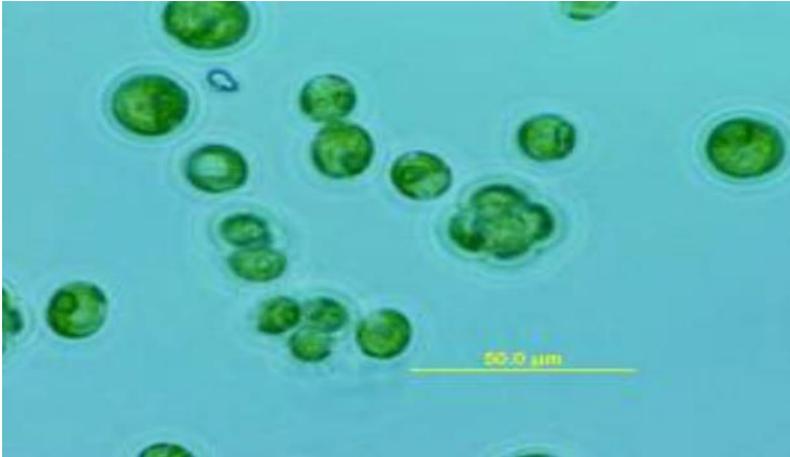


Figure 19 : *Chlorella vulgaris* (**Garofalo, R, et al.,2009**).

III.4.2. Taxonomie

Selon (**Bourelly P., 1966**). On distingue 4 sous-genres : 1 Chlorella à plaste en coupe avec un pyrénoïde. 20 Palmellococcus à cellules sans pyrénoïde, à membrane épaisse, cellule souvent riche en huile rouge chargée de carotène. 30 Chloroïdeum, cellules sans pyrénoïde, ne produisant pas de carotène. 4° Acrosphaera à plaste réticulé, sans pyrénoïde ; ce dernier sous-genre reste fort douteux, espèce mal connue, ne produit pas d'amidon et appartient sans doute aux Xanthophycées (genre Chloridella ?).

Et selon (**Bourelly P., 1966**). Classification Botryococcus Braunii est dans le tableau 12

Tableau 12 : Classification d'Espace *Chlorella vulgaris* (**Bourelly P., 1966**).

Division	Chlorophyta.
Classe	Chlorophyceae.
Ordre	Chlorococcales.
Famille	Oocystacées.
Genre	Chlorella
Sous genre	<i>Chlorella vulgaris</i>

III.4.3. Reproduction

La multiplication se fait par 2, 4, 8, 16, autospores libérées par rupture de la membrane maternelle (**Bourelly P., 1966**). (**Garofalo R, et al.,2009**).

III.4.4. Ecologie

Les chlorelles sont des algues d'eau douce à croissance rapide, dans certains cas des algues marines, qui accumuleraient une forte concentration de pétrole sous l'effet du stress (Garofalo R, et al.,2009).

III.4.5. Conditions environnemental

Tableau 13 : Les Conditions environnemental du Chlorella (Garofalo R, et al.,2009).

Condition	Moyenne
taux de croissance	très élevé ($\mu_{max} = 0,20/h$)
Température	la tolérance à une température de culture élevée (40°C)
Le milieu minéral était basé sur la teneur moyenne en P, N, K, Mg et S de la biomasse algale et avait la composition initiale suivante (mg/L) :	
(NH ₂) ₂ CO,	1100
KH ₂ PO ₄ , 204 MgSO ₄ .7H ₂ O,	237
C ₁₀ H ₁₂ O ₈ N ₂ NaFe,	40
CaCl ₂ ,	88
H ₃ BO ₃ ,	0.83
CuSO ₄ .5H ₂ O,	0.95
MnCl ₂ .4H ₂ O,	303
(NH ₄) ₆ Mo ₇ O ₂₄ .4H ₂ O,	0.17
ZnSO ₄ .7H ₂ O,	2.7
CoSO ₄ .7H ₂ O,	0.6
NH ₄ VO ₃	0.014
dans l'eau distillée.	

III.5. Lipide content of the major microalgue spécieuse

Les microalgues peuvent accumuler des acides gras jusqu'à 80 % de leur poids sec (Cadoret J-P et BERNARD O.,2008). Le tableau 14 résume Teneur en lipides des principales espèces de microalgues.

Tableau 14 : Teneur en lipides des principales espèces de microalgues (Ren, Xiaojie., 2017).

Microalgae	lipid content (% dry wt)
<i>Botryoccus braunii</i>	25-75
<i>Chlorella sp.</i>	28-32
<i>Chlorella protothecoides (autotrophic/heterotrophic)</i>	15-55
<i>Dunaliella. tertiolecta</i>	36-42
<i>Nannochloropsis sp.</i>	31-68
<i>Nannochloris sp.</i>	15-32
<i>Cryptocodinium cohnii</i>	20
<i>cylindrotheca sp.</i>	16-37
<i>Dunaliella primolecta</i>	23
<i>Neochloris oleoabundans</i>	35-54
<i>Nitzschia sp.</i>	45-47
<i>phaeodactylum tricornutum</i>	20-30
<i>Schizochytrium sp.</i>	50-77
<i>Tetraselmis sueica</i>	15-23

**La deuxième partie :
partie pratique**

Chapitre 01

Présentation des zones d'étude

I. Station 01 : Le barrage de Foum-el-Gherza**I.1. Situation géographique**

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

- Capacité initiale 47 million m³
- Surface du bassin 1300 km²
- Hauteur 73m
- Volume 400000 m³



Figure 20: BARRAGE DE Foum-El-Gherza

I.2. Historique

L'aménagement de Foum-el-Gherza, dont la réalisation a débuté en 1948, a été mise en eau à partir du début de l'année 1952.

Le barrage a fait l'objet d'études et de travaux de confortement : 1952 à 1957 : Travaux de renforcement

Du rideau d'étanchéité 1970 : Travaux de canalisation et de jaugeage

Des eaux de fuites 1982 : Expertise sur le Barrage de Foumel- Gherza par Lahmeyer International

1984 : Etudes d'APD du confortement du voile d'étanchéité par Lahmeyer International

1986 : Levé bathymétrique de la retenue par Geokart. Réaménagement des équipements hydromécaniques et des bâtiments

de service

1988 : Réhabilitation du réseau de piézomètres et drains par EnergoProjekt (Belgrade)

1993 : Rapport de caractérisation et d'inspection – Auscultation et expertise des barrages par Cobra / Coyne & Bellier / Tractebel / Iri

1996 : Réhabilitation du réseau de piézomètres et drains par USFI. Rénovation des organes de prise d'eau et de vidange de fond par ENCC. Assainissement des bétons du corps du barrage par Travomed

2003 : Réhabilitation

I.3. Ancienne galerie souterraine

En rive droite, ayant servi de dérivation provisoire pendant la construction du barrage, a été réutilisée pour faire passer la conduite forcée qui alimentait, à l'époque, une ancienne centrale hydroélectrique et des déchargeurs en liaison avec le canal d'irrigation.

La partie rive droite reçoit la conduite forcée menant à l'usine hydroélectrique et la partie rive gauche permet d'accéder à la chambre des vannes de la vidange de fond.

I.4. Hydrologie

L'Oued-el-Abiod prend naissance au centre du massif des Aurès, dans la région d'Arris. Il est formé par la réunion de plusieurs torrents descendant des pentes du Djebel Chelat (2.328 mètres) et du Djebel Ichmoul (2.071 mètres) soit deux des plus hauts sommets d'Algérie.

Le bassin versant de l'Oued-el-Abiod s'étend sur une superficie 1300 km².

Les crues de l'oued sont extrêmement violentes et soudaines. Avant la construction du barrage, elles ravageaient fréquemment les oasis du périmètre de Sidi-Okba.

Le débit solide est considérable. Il n'a pas été possible de le mesurer, en raison de sa nature même ; en effet, ce débit solide est constitué non seulement de vase et de sable mais aussi et en grande partie de gros blocs charriés par les eaux. On peut estimer que ce débit solide est au moins égal au débit solide maximum des oueds algériens

Dont le bassin versant est accidenté et dénudé, soit 2% du débit liquide, donc 440 000 m³/an.

II. Station 02 : barrage de fontaine des gazelles

II.1. Situation géographique

Le barrage de fontaine des gazelles est situé à 35 kilomètres au nord-est de ville de Biskra

- Capacité initiale 55.5 hm³
- Surface du bassin 1660km²
- Hauteur 42.5
- Volume 14.00hm³

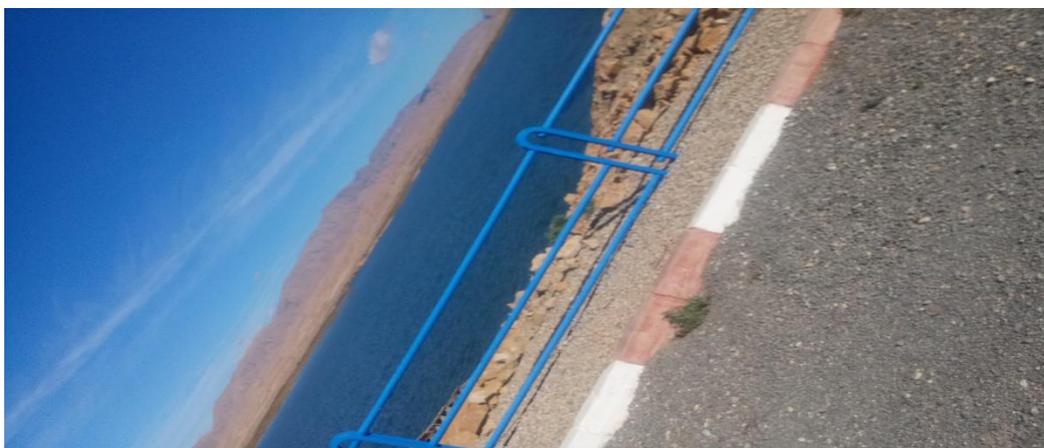


Figure 21 : Le barrage de fontaine des gazelles

II.2. Histoire

-Début de construction :1986

-Année de mise en eau : 2000

-Irauguré par son excellence le président de la république en date du 8-6-2001

II.3. Entreprises de réalisation

1986 à 1990 ENERGOPROJEKT Yougoslavie 1992 à 2000 HYDROTECHNIQUE
Algérie Hydromécanique : ENCC Cote rouge Algérie

II.4. Bureaux d'étude

A.P.D : HYDROCONSULT Tchécoslovaquie

Etude : IL F Autriche 1986-1990

Etude : TRACTEBEL Belgique 1993-2000

Suivi des travaux : ANB.

Chapitre 02
Matériels et Méthodes

II.1. Matériels**II.1.1. Matériels d'échantillonnage**

- Pipette pasteur
- Pipette gradée
- Lame et lamelle
- L'eau physiologique 0.9%
- L'eau prélevés
- Filet à 20µm de vide de maille
- Flacons en verre stérile
- Glacière
- Filet à 20µm de vide de maille
- Formol 10% dilue
- Multiparamètre
- JBL Testlab

II.1.2. Matériels de laboratoire

- Microscope optique
- Pipette pasteur
- Lame et lamelle
- L'eau physiologique 0.9%
- L'eau prélevé
- Bec bunsen
- Agitateur
- Autoclave
- Bain marie
- Climatiseur
- L'eau distillée
- Les tube
- Frigidaire
- Source de la lumière la lampe
- Poite de pétré
- Pipette jaugée

II.2. Méthode**II.2.1. Méthode d'échantillonnage****II.2.1.1. Localisation des points d'échantillonnages dans les stations études**

Pour la réalisation de cette étude, nous avons choisi deux (02) stations, dans chaque station il y a des sites d'échantillonnage.

II.2.1.2. Prélèvement**II.2.1.2.1. Méthode de prélèvement**

Les prélèvements des échantillons des micro-algues et du matériel biologique sont réalisés mensuellement d'octobre à 28 novembre 2019. L'échantillonnage des micro-algues se fait par les étapes, on prélève à la profondeur qui ne doit pas dépasser 1 m (50cm à 1m) de la surface de l'eau. Dans chaque zone humide en précise 3 point de prélèvement, pour chaque point de prélèvement, on prélève deux échantillons

Un échantillon prélevé pour réaliser les analyse physico-chimique (l'analyse sur le site même et le jour du prélèvement). Et dixième échantillon prélevé pour faire isolement et identification des microalgue sont conservés à 4 °C. À chaque flacon, un numéro d'ordre est attribué avec la date, la nature et lieu de la récolte, l'échantillon collecté est versé dans un flacon en verre ombré de 250 ml) (Chader S., 2009).

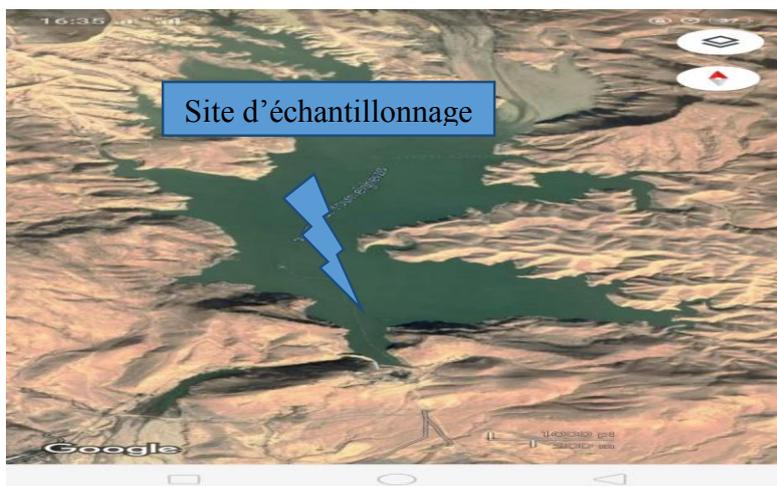
II.2.1.2.2. Sites de prélèvement**Station 01 lac Foum El Kherza**

Figure 22 : Carte de localisation des point de prélèvement dans lac Fom El Kherza . Gps



Figure23 : Localisation des points de prélèvement dans lac foum el kharza 3(point de prélèvement)

Station 02 Manbaa El ghozlane El Outaya

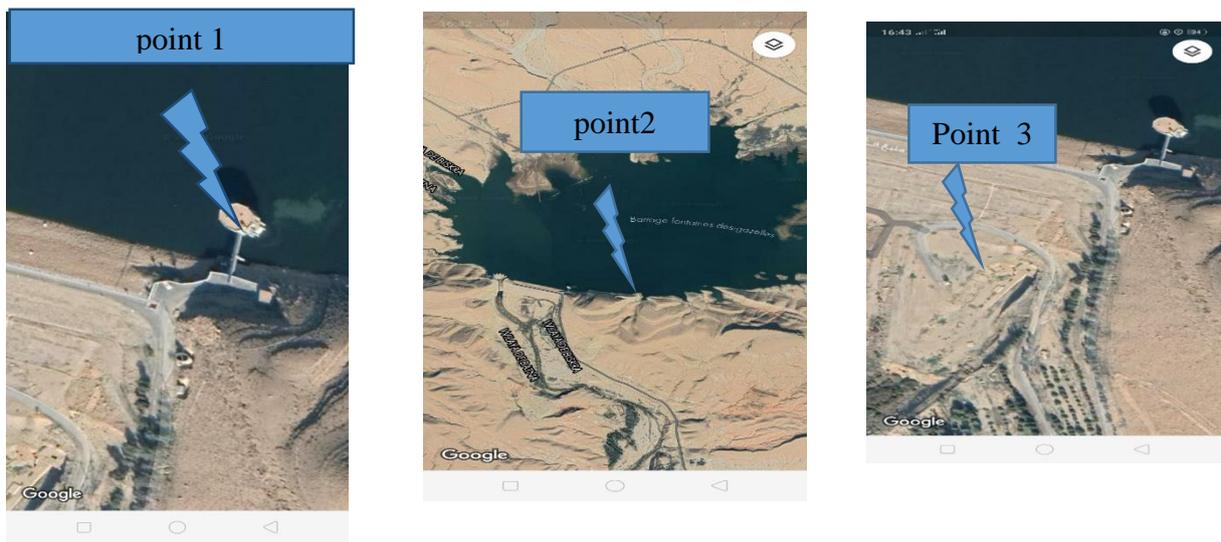


Figure 24 : Carte de localisation des point de prélèvement dans Manbaa El ghozlane (El Outaya)
. Par Gps



Figure25 : Localisation des points de prélèvement dans le barrage Manbaa El ghozlane El Outaya point 2

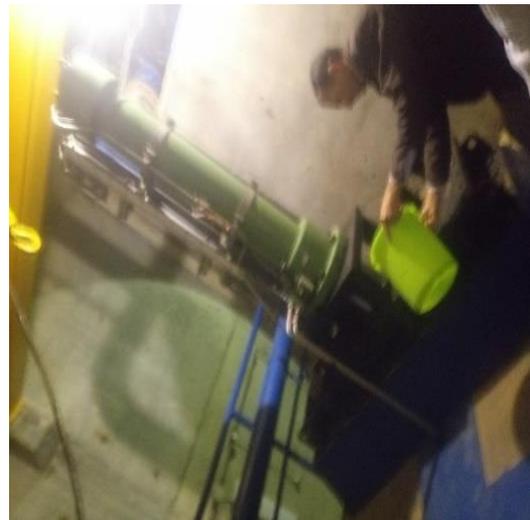


Figure 26 : Localisation des points de prélèvement dans le barrage Manbaa El ghozlane El Outaya point 3

II.2.2. Analyse physico-chimique des eaux de prélèvements

L'analyse sur site devant être effectuée dans les 5 minutes qui ont suivi le prélèvement. Pour d'autres éléments, ce sont les moyens de conservation des échantillons qui ont été mis en œuvre sur le site lors du prélèvement.

II.2.2.1. Détermination des paramètres physiques

Les paramètres physiques tels que la température (°C), le potentiel hydrogène (pH) (mol/l), la conductivité électrique (sm/cm) a été mesurés sur site à l'aide d'un multiparamètre de type Multi 340i/ SET équipé de sondes : pH - thermomètre, oxymètre et conductimètre.

II.2.2.2. Détermination des paramètres chimiques

Le dosage des nitrates NO₃, nitrite NO₂, ammonium NH₄, phosphate PO₄, silicone dioxide SiO₂ fer Fe' et la dureté ont été en premier lieu effectué sur terrain par l'utilisation test rapide JBL Testlab (figure 27).(Cas d'essai avec 13 tests pour l'analyse de l'eau douce Testlab) indicatrices pour les différents sels dissous par analyse colorimétrique directe. À l'aide d'un tableau Ajouter des réactifs aux échantillons d'eau, comparer avec des nuanciers, lire les valeurs et consulter la feuille de protocole pour savoir si et quelle action est recommandée en parallèle trois échantillons d'eau (à partir des trois sites de prélèvements) ont été conservés au frais (utilisation de glacières, puis congélation 0°C) le temps de transport, afin de ré-effectuer au niveau du laboratoire.

Il est important de mentionner qu'une filtration préalable de l'eau prélevée du lac est nécessaire lors de la réalisation de différentes analyses chimiques.



Figure 27 : test rapide JBL Testlab

II.2.3. Condition de conservation et de transport

Les échantillons doivent être transportés dans une glacière, et leur conservation doit se faire à 4°C et à l'obscurité jusqu'à l'analyse au laboratoire qui doit débuter.

II.3. Isolement, culture et identification

II.3.1. Milieu de culture

Le principal milieu de culture utilisé dans la production de microalgues des eaux libres d'un lac est la solution BG11 (tableau 15) (pour eau douce et salée) et BBM (Tableau 16) (pour l'eau douce). Les solutions BG11 et BBM peuvent être préparées l'avance, car il est réalisé en conditions stériles et conservé au frigo. (Chader S.,2009)

Tableau 15 : solution BG11 (Stanier RY, et al.,1971).

Les produits	
	per litre
(1) NaNO ₃	15.0 g
	per 500 ml
(2) K ₂ HPO ₄	2g
(3) MgSO ₄ .7H ₂ O	3.75g
(4) CaCl ₂ .2H ₂ O	1.8g
(5) Citric acid	0.3g
(6) Ammonium ferric citrate green	0.3g
(7) EDTANa ₂	0.05g
(8) Na ₂ CO ₃	1g
(9) Trace metal solution :	per litre
H ₃ BO ₃	2.86g
MnCl ₂ .4H ₂ O	0.81g
ZnSO ₄ .7H ₂ O	0.22g
Na ₂ MoO ₄ .2H ₂ O	0.39g
CuSO ₄ .5H ₂ O	0.08g
Co(NO ₃) ₂ .6H ₂ O	0.05g
Medium	per litre
Stock solution 1	100.0 ml
Stock solutions 2-8	10.0 ml
Stock solution 9	1.0 ml
Compléter à 1 litre avec de l'eau destellée. Ajuster le pH à 7,1 avec NaOH 1 M ou HCl. Pour la gélose, ajouter 15,0 g par litre de gélose bactériologique (Oxoid L11) *. Autoclave à 15 psi pendant 15 minutes	

Tableau 16 : solution 3NBBM+ V (Milieu basal audacieux avec 3 fois de l'azote et des vitamines ; modifié) (Stanier RY, et al.,1971).

Stock solutions in g / 1000 ml water	For 1 litre final medium
(1) 25.0 g NaNO ₃	30.0 ml
(2) 2.5 g CaCl ₂ .2H ₂ O	10.0 ml
(3) 7.5 g MgSO ₄ .7H ₂ O	10.0 ml
(4) 7.5 g K ₂ HPO ₄ .3H ₂ O	10.0 ml
(5) 17.5 g KH ₂ PO ₄	10.0 ml
(6) 2.5 g NaCl	10.0 ml
(7) trace element solution (see below)	6.0 ml
(8) vitamin B1 (see below)	1.0 ml
(9) vitamin B12 (see below) 1.0 ml	
Make up to 1 litre with distilled water. Autoclave at 15 psi for 15 minutes.	
Trace element solution (7) :	
Ajouter à 1000 ml d'eau distillée 0,75 g de Na ₂ EDTA et les minéraux exactement dans l'ordre suivant:	
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 (8):	
0,12 g de chlorhydrate de thiamine dans 100 ml d'eau distillée. Filtre stérile.	
Vitamine B12 (9):	
0,1 g de cyanocobalamine dans 100 ml d'eau distillée, prenez 1 ml de cette solution et ajoutez 99 ml d'eau distillée. Filtre stérile.	

II.3.2. Ensemencement et condition d'incubation

Le milieu de culture (BG11 et BBM) gélosé a été réparti à raison de 15 ml par boîte de Pétri, et le milieu (BG11 et BBM) liquide a été réparti à raison de 15 ml dans des tubes à essai, les boîtes ont été inoculées par 1 ml d'eau prélevé du lac, et soigneusement étalé au moyen

d'un étalière en verre. Et 1 ml d'eau de prélèvement est soigneusement étalé au moyen d'un Pipette pasteur en verre dans des tubes à essai.

Les incubations ont été réalisées, dans une chambre (salle de Phyto) thermostat grâce à un climatiseur à température de 25°C. Les boites disposées sur des étagères (Photopériodes : (Lumière/Obscurité) : 16/8) la durée d'incubation a variée de 15 à 20 jours.

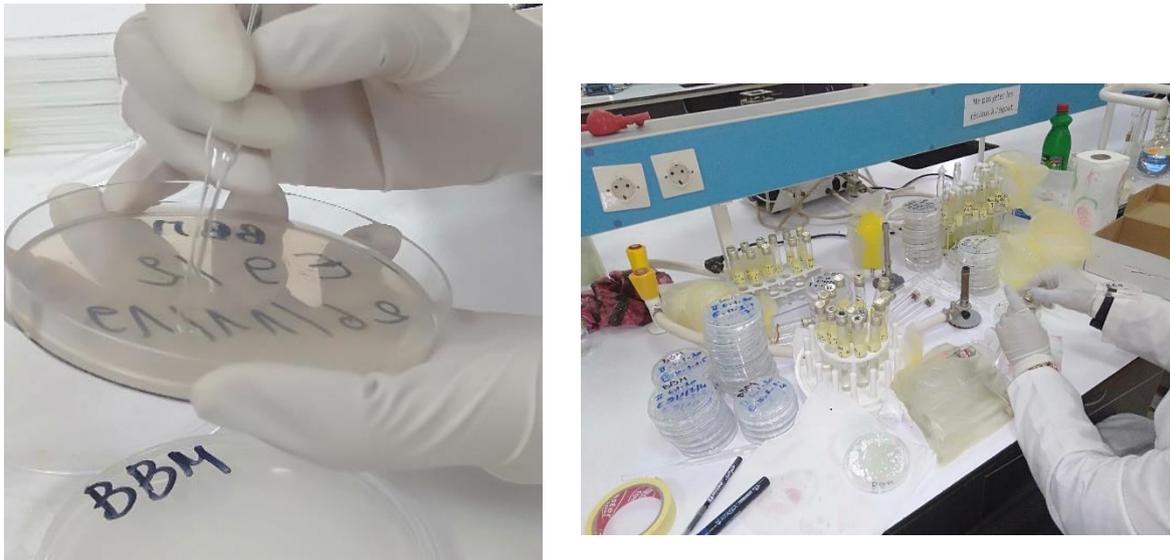


Figure28 : ensemencement d'eau de prélèvements dans les boite de Pétri et dans des tubes à essai

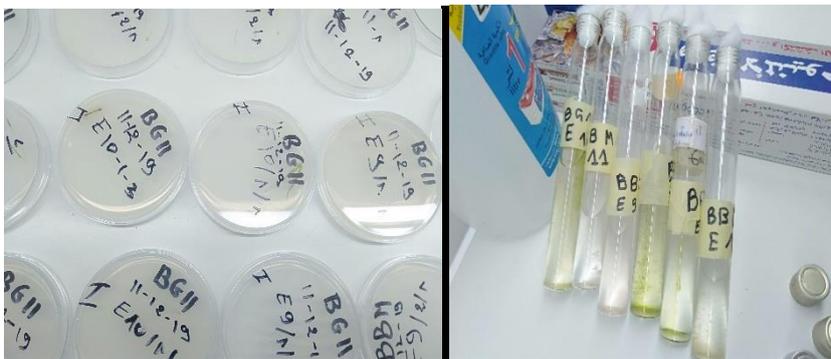
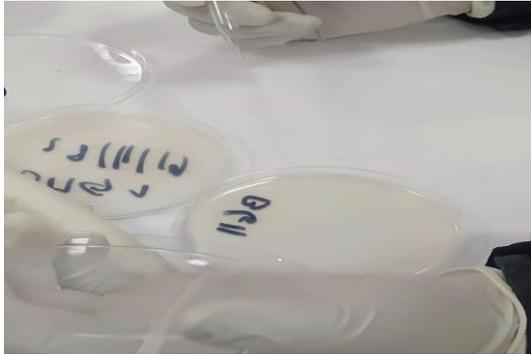


Figure 29: les milieux des micro-algue après une semaine

II.3.3. Purification

Les colonies d'intérêt ont été prélevées, ensemencées par stries et incubées dans les mêmes conditions ayant servi à leur isolement. La purification a été réalisée par l'établissement de plusieurs repiquages successifs sur BG11 et BBM (plus de 5 fois) (Chader S.,2009).

Après chaque semaine on va repiquer les milieux.



Un fragment de chaque type de colonies vertes a été déposé sur un nouveau milieu (même milieu) de boîte de pétri et dans des tubes à essai pour la purification.

Les observations à l'œil nu, ont permis de définir l'aspect morphologique des colonies micro-algale (forme, aspect, taille et couleur) pour la séparation des colonies.



Repiquer les milieux liquide dans les boîtes de pétri et dans les tubes à essai

II.3.4. Identification Phénotypique Des Microalgues Et Purification

Après que différentes colonies soient apparues à la surface du milieu gélose, nous avons procédé à des observations sous un microscope de chacune d'entre elles.

II.3.4.1. Observations

II.3.4.1.1. Observations macroscopiques

Les observations à l'œil nu, ont permis de définir l'aspect morphologique des colonies micro-algale (taille et couleur).

II.3.4.1.2. Observation microscopique

Un fragment de chaque type de colonies vertes a été déposé sur une lame dans une petite goutte d'eau physiologique, dans laquelle il a été réparti. Une fois recouvert d'une lamelle, des observations aux différents grossissements ont été réalisées sous microscope optique.

Les observations au microscope, ont permis la détermination de la morphologie des cellules. Les espèces ont été identifiées à l'aide des clés d'identification : **(Garofalo R., et al. 2009)**. **(Barsanti L, and Paolo, G.2014)** et **(Bourrelly P., 1966)** et **(EDWARD G. B et DAVID C S., 2010)** et **(BUF D-H., 2002)**. **(Cantin I.,2010)** et **(VAN V, Sanet J.,2006)**.

**II.3.5. La conservation**

Les souches purifiées sont conservées dans des tubes à essai contenant du milieu BG11 et BBM, incliné. L'ensemencement se fait par stries ascendantes à la surface de la pente. Les tubes ont été exposés aux mêmes conditions (éclairage, températures) ayant servi à l'isolement. Après croissance, les tubes sont mis à l'obscurité à 4°C. Les souches peuvent être conservées pour de longues périodes (1 à 2 années). Mais des repiquages périodiques (chaque 6 à 8 mois) sont effectués pour s'assurer de la survie des souches et contrôler la pureté par observations microscopiques **(Chader S.,2009)**.

Chapitre 03

Résultats et Discussions

III.1. Répartitions et isolement des souches de micro-algues

La répartition qualitative et quantitative des micro-algues est fonction de la nature des eaux où elles prolifèrent.

III.2. Analyses physico-chimiques des eaux de prélèvement

La connaissance des compositions d'eau prélevée donne une idée sur la qualité d'eaux de chaque site de prélèvement (Chader S.,2009) et l'un intérêt évident à regrouper les paramètres les plus descriptifs en un ensemble homogène pour permettre une interprétation adéquate des résultats analytiques. Le tableau 17 et 18 résume les résultats obtenus des analyses effectuées pour les 2 sites de prélèvement.

III.2.1. Détermination des paramètres physiques

Tableau 17 : caractéristique physique des eaux prélevées des fontaines des gazelles B1 et lac de foug el kharza B2.

	T (c)	Conductivité Sm/cm	PH
Bp1-1	22.7	1497	7.62
Bp1-2	21.9	1505	7.44
Bp1-3	22.4	1500	7.84
Bp2-1	24.3	1469	7.616
Bp2-2	23.9	1472	7.56
Bp2-3	21.6	1483	7.77

D'après **DEBBARI Z et GHOBRI M.,2012**. Les paramètres étudiés sont les plus influents sur la croissance des micro-algues. La température est un élément essentiel qui affecte la densité de l'eau, sa viscosité, les réactions chimiques et biochimiques. Sachant que l'eau est un puissant solvant pour de nombreux minéraux, la salinité désigne la quantité des sels dissous, plus la concentration de ces derniers est forte plus la conductivité de l'eau est importante. Le pH de l'eau pure à 25°C est égal à 7, c'est cette valeur qui a été choisie comme référence d'un milieu neutre (Valentin Deudon).

- Sur les deux sites de prélèvements ; les valeurs de la conductivité électrique sont très faibles, cela est dû aux faibles concentrations en sel dissous, donc l'eau de MG et de FG est un l'eau douce.

- L'eau étant neutre et peu alcalin, elle contient la même quantité, en proportion très faible, d'ions H_3O et HO^- . Dans l'eau et dans toute solution aqueuse, se produit une transformation limitée appelée autoprotolyse de l'eau, dont l'équation chimique est la suivante : $2 H_2O = H_3O + HO^-$.

Cette réaction explique la formation des ions oxonium et hydroxyde dans l'eau pure et permet de relier leurs concentrations par une équation vraie pour toute solution aqueuse :

$[H_3O].[HO^-] = 10 = Ke$. Ke est appelé produit ionique de l'eau, il est sans unité et toujours égal à 10^{-14} à 25 °C.

III.2.2. Détermination des paramètres chimiques

Tableau 18 : caractéristique chimique des eaux prélevées du de fontaine des gazelles B1 et lac de foug el kharza B2.

	NH4 Mg/l	NO2 Mg/l	NO3 Mg/l	Po4 Mg/l	Sio2 Mg/l	Fe Mg/l	Dureté
Bp1-1	<0.05	<0.01	<0.5	<0.02	2	<0.02	22
Bp1-2	<0.05	<0.01	<0.05	<0.02	1.6	<0.02	18
Bp1-3	<0.05	<0.01	<0.5	<0.2	2	<0.02	20
Bp2-1	(0.05/0.1)	0.2	<0.5	<0.02	3	<0.02	20
Bp2-2	0.1	0.1	<0.05	<0.02	3	<0.02	30
Bp2-3	<0.05	0.1	<0.5	<0.02	3	<0.02	30

D'après **CEAEQ.,2016** L'azote ammoniacal (NH_3 , NH_4^+) dans les eaux naturelles peut provenir du lessivage des terres agricoles et des minéraux argileux ainsi que des eaux d'égouts municipaux et industriels. Les principales sources de rejet du nitrate sont les effluents industriels et municipaux ainsi que le lessivage des engrais inorganiques azotés utilisés pour fertiliser les terres agricoles. Dans les eaux du lac MG et FG, la concentration des ions nitrate et nitrite varie généralement entre 0,01 et 0,5 mg/l N-NO3-NO2.

- L'ion nitrate (NO_3^-) est la principale forme d'azote combiné trouvée dans les eaux naturelles.
- L'ion nitrite (NO_2^-) s'oxyde facilement en ion nitrate et, pour cette raison, il est rarement présent en concentration importante dans les eaux naturelles.

- La concentration de l'azote ammoniacal (NH_3 , NH_4^+) est généralement faible dans l'eau souterraine, puisqu'il s'adsorbe sur les particules du sol et sur l'argile. Dans les eaux des rivières
- La dureté élevée qui est définie comme la concentration en ions de calcium et de magnésium élevés.

III.3. Isolement et identification des micro algues

III.3.1. Résultats de l'étude macroscopique et microscopique réalisée

III.3.1.1. Résultats de l'étude macroscopique

Dès le 15^{ème} jours d'incubation, plusieurs colonies ont pu être observées. Celles qui ont été bien visibles à l'œil nu (Voir Figure.30) étaient filamenteuses, d'un aspect duveteux compact, ou lisse aérés de couleur verte. D'autres colonies brunes plus petites étaient éparpillées à la surface du milieu de culture. En plus des colonies filamenteuses, les colonies circulaires de diverses couleurs, à bords réguliers ou irréguliers (Figure.31). L'aspect morphologique des colonies micro algales apparentes a permis une première sélection, en effet la couleur des colonies, ainsi que leur aspect donnent des informations quant aux groupes auxquels elles appartiennent. C'est les colonies de couleur verte qui ont été les plus étudiées.

Du fait que notre objectif consistait à l'isolement et identification des micro algues riches en lipide dans la région de Biskra. Nous avons constaté que des colonies bactériennes, et des champignons ne s'étaient développées que dans les boîtes où il y avait un nombre important de colonies de micro algues, tandis qu'il y avait absence de développement apparente dans les boîtes ne contenant pas de nombreuses colonies micro-algales. Ceci peut s'expliquer par le fait que le milieu de culture (BG11), ne contient pas les éléments organiques indispensables à la croissance de la majorité des espèces bactériennes. Or des substances organiques, peuvent se retrouver dans le milieu. Elles sont synthétisées par les micro algues photosynthétiques.



Figure 30 : Reproduction de micro algues dans des milieux de culture (BG 11) à partir d'échantillons liquides.



Figure 31 : Photographie d'une boîte de BG11 en 20ème jouer d'incubation

III.3.1.2. Résultats de l'étude microscopique

L'étude microscopique a permis l'observation de formes très variées des micro algues sélectionnées, depuis les formes unicellulaires solitaires jusqu'aux formes filamenteuses. L'observation à l'état frais, a permis de distinguer les formes mobiles des formes immobiles, et le mode de groupements pour les formes coloniales. L'observation de flagelles pu être observée au grossissement x 100 de cellules immobilisées. Après la période d'incubation, plusieurs colonies apparaissent d'aspect et de consistance différents. La purification est alors engagée par le prélèvement de chaque colonie à part et repiquage de nouveau en stries (figure 32), sur le même milieu qui a servi à son isolement.

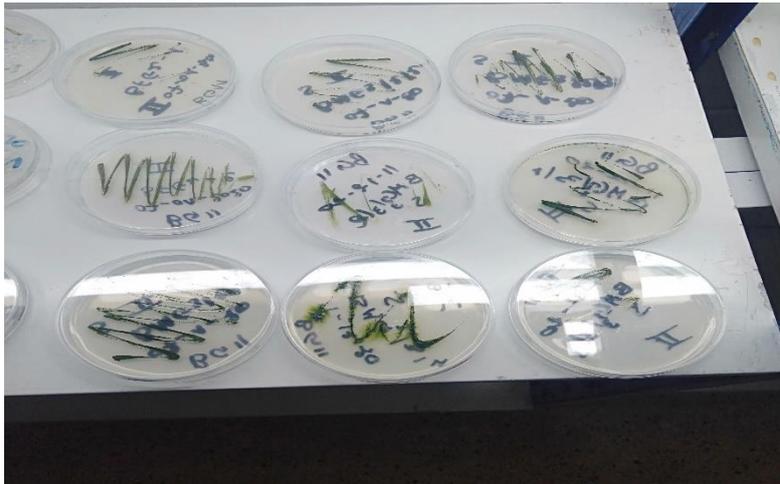


Figure 32 : photographies montrant des cultures de micro algues en phase de purification par méthode de repiquages répétitifs en stries.

III.4. Principales genre de micro algues identifiées

L'identification des espèces se fera par des observations plus approfondies au microscope optique (Tableau 19). Pour compléter l'identification. Chaque colonie ainsi prélevée sera apparentée à un code qui rappelle la zone où elle a été prélevée. ont permis l'identification directe de l'espèce dans certains cas, alors que dans d'autres, la similitude des caractères morphologiques des espèces appartenant à un même genre.

Tableau 19 : Identification de quelques familles de micro algues en fonction de la zone de prélèvement et du milieu d'isolement utilisé.

Les souche isolé	site de prélèvement	
	BFG	BMG
Chlorococcum sp.		+
Scenedesmus sp.	+	
Kirchneriella sp		+

III.4.1. *Scenedesmus sp*

III.4.1.1. Description

Les cellules de forme ellipsoïdale ou fusiformes sont groupées par 4 ou 8 en série linéaire pour former une colonie plate : les cellules étant disposées, cote, leurs grands axes sont parallèles. Les cénobes à 8 cellules sont parfois constitués par 2 rangées alternantes de 4 cellules. La membrane est lisse ou verruqueuse, les pôles des cellules sont souvent ornés d'épines ou d'aiguillons plus ou moins longs. Chaque cellule présente un plaste portant

d'ordinaire un pyrénioïde bien visible. La multiplication se fait par auto sporulation : chaque cellule redonne ainsi un cénobe complet. Il n'est pas rare que les cénobes-fils restent unis entre eux par les fragments gélifiés de la membrane maternelle. L'ensemble du cénobe composé ainsi forme prend un aspect très particulier qui a été décrit. Pour une forme de *Scenedesmu* (**Bourelly P., 1966**)

Les espèces de *Scenedesmus* isolées des différentes zones présentent une structure cellulaire variée. C'est un genre d'algue verte très répandu en eaux douces, elles possèdent les chlorophylles de type a et b et des caroténoïdes. Ces espèces sont non flagellées, mesurent environ 5 à 30 micromètres de longueur et 8 à 10 micromètres de diamètre. (**Chader S., 2009**)

La figure 33 rassemble les espèces de *Scenedesmus sp* que nous avons pu observer et isoler

III.4.1.2. Classification

Selon **Bourelly P., 1966** cette espèce appartient

Embranchement Chlorophyta.

Classe Chlorophyceae

Order Chlorococcales

Famille Scenedesmaceae

Genre *Scenedesmus*

Espèces : *Scenedesmus sp*

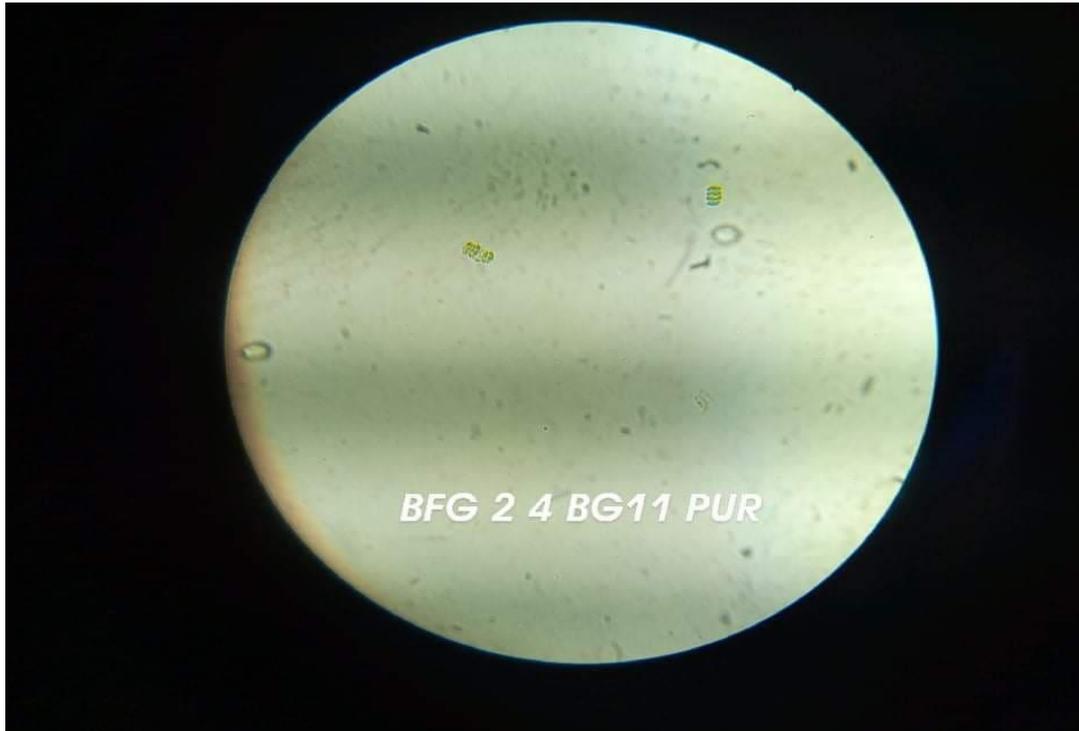


Figure 33 : Souches de micro algues appartenant au genre *Scenedesmus* observées au microscope photonique (grossissement x 40). (Photo original)

III.4.2. Kirchneriella sp

III.4.2.1. Description

Les cellules sont en forme de croissant, quelquefois vermiformes et irrégulièrement contournées. Le plaste est pariétal et présente rarement un paranoïde. Les cellules se groupent sans ordre par 4,8, 16 dans une gelée commune, homogène. La multiplication se fait par autospores qui restent incluses dans la gelée maternelle. Le genre *Kirchneriella* renferme une douzaine d'espèces cosmopolites. Les cellules solitaires, libres sont en croissant arrondi aux deux extrémités. Elles ont un plaste très mince, sans paranoïde ni amidon. Elles ont toujours 2 noyaux au moins, parfois 4 ou 8 et (Bourrelly, P., 1966).

La figure 34 rassemble les espèces de *Kirchneriella sp* que nous avons pu observer et isoler

III.4.2.2. Classification

Selon et (Bourrelly, P., 1966) Cette espèce appartient

Embranchement Chlorophyta.

Classe Chlorophyceae

Order Chlorococcales

Famille :Oocystacées

Genre : *Kirchneriella*

Espèces : *Kirchneriella sp*

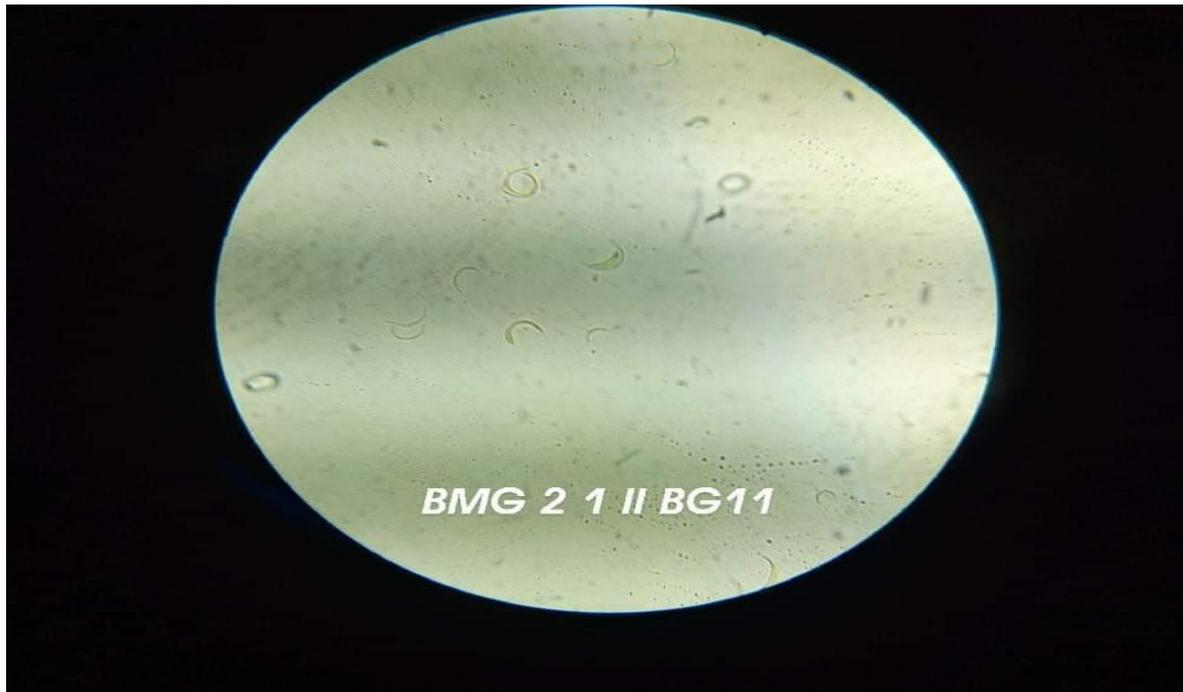


Figure 34 : Souches de micro algues appartenant au genre Kirchneriella observées au microscope photonique (grossissement x 40). (Photo original)

III.4.3. *Chlorococcum sp*

III.4.3.1. Description

Les cellules sont solitaires ou temporairement groupées de façon irrégulière, sans gelée coloniale. Elles sont ellipsoïdales ou sphériques à membrane mince. Le plaste est pariétal, en coupe creuse ou mène en sphère sans ouverture, avec un ou plusieurs paranoïdes. Les vésicules contractiles sont toujours absentes. La cellule porte un ou plusieurs noyaux. La multiplication se fait par autospores et par zoospores. Ces dernières, à 2 flagelles égaux, sont chlamydomonadoïdes, c'est-à-dire pourvues d'une membrane. La reproduction sexuée par isogamie a été observée chez quelques espèces et (Bourrelly, P., 1966).

La figure 35 rassemble les espèces de *chlorococcum sp* que nous avons pu observer et isoler

IV.4.3.2. Classification

Selon (Pierre., B.1966). Cette espèce appartient

Embranchement Chlorophyta.

Classe Chlorophyceae

Order Chlorococcales

Famille : chlorococcacées

Genre : chlorococcum

Espèces : *chlorococcum sp*

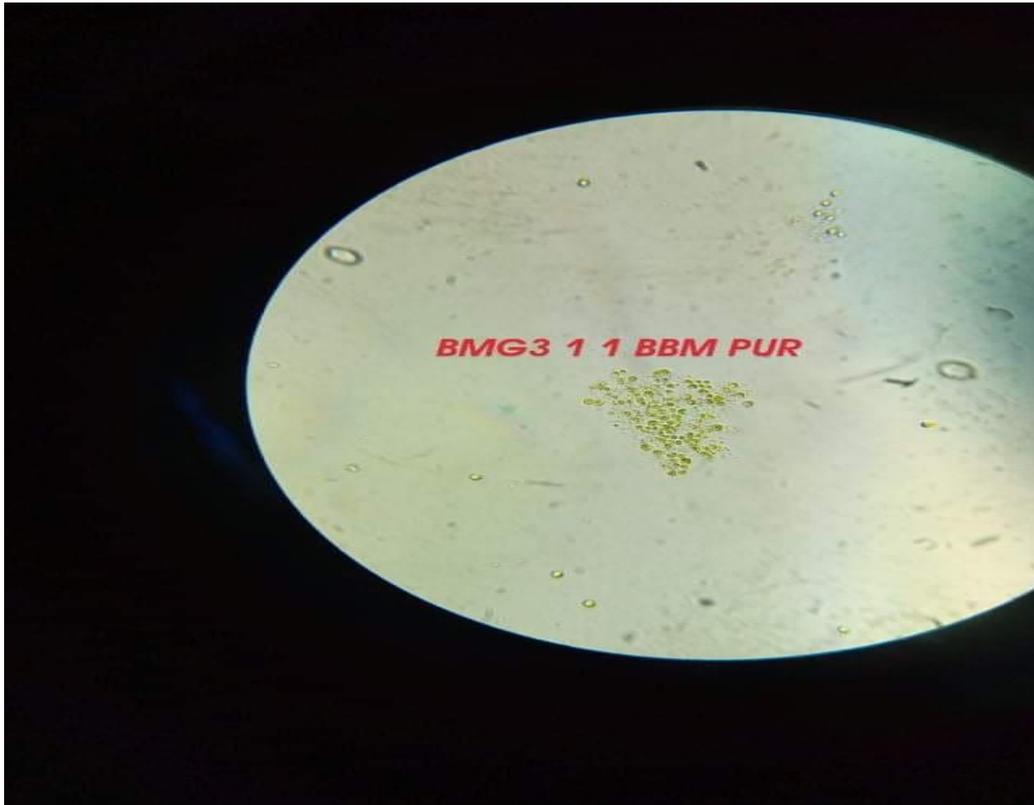


Figure 35 : Souches de microalgues appartenant au genre *Chlorococcum* observées au microscope photonique (grossissement x 40). (Photo original)

Conclusion Générale

Conclusion générale

Une alternative rentable serait l'utilisation de la biomasse algale comme engrais organique (**Bux F. (Ed.), 2013**) 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. De nombreuses études présentent un effet significatif des extraits d'algues sur la croissance des plantes et le développement de la production agricole. En raison de la grande variété et de la disponibilité des algues, ces organismes présentent un intérêt croissant dans ce domaine de recherche. En outre, l'étude de l'activité biologique des extraits d'algues et de leurs effets sur les cultures est toujours un défi pour les chercheurs. De plus en plus souvent, séchés ou frais, sous forme d'extraits liquides, en poudre ou en granulés, les algues sont utilisées comme engrais ou biostimulants par les fleuristes, les agriculteurs et les jardiniers (**MAKARA A et KOWALSKI Z., 2016**).

Notre travail concentre sur l'isolement et la culture d'une microalgue qui existe dans la région de Biskra, dans le but d'étudier et d'identifier et classer des micro-algues vertes et tester la présence ou l'absence de lipide. Pour cela, il a été d'abord réalisé une recherche bibliographique sur cette espèce afin de mieux connaître ses propriétés écologiques et biologiques.

Les analyses physico-chimiques des eaux du barrage FG et MG ont donné des informations sur les conditions opératoires (température, pH, conductivité) et la composition en éléments nutritifs indispensables pour la culture de ces micro-organismes, l'étude microbiologique est une étape assez importante pour une meilleure appréciation de la qualité de l'eau du lac, notre objectif dans la première partie de l'étude a été d'isoler des espèces de micro-algues, pour cela nous sommes limités à l'étude physico-chimique des eaux de prélèvement dans le but d'avoir une idée sur les conditions naturelles dans lesquelles elles vivent ces cellules, les résultats ont porté à notre connaissance que les eaux examinées, présentent une minéralisation permettant la prolifération des espèces autotrophes telle que les micro-algues recherchées, d'autant plus que le pH neutre, légèrement alcalin. Dans l'eau douce favorise leur croissance.

Isolement et l'identification phénotypique dans les deux barrages FG et MG dans la région de Biskra à montrer trois souches de microalgues isolées dans la station 1 BFG ; nous avons une souche : *Scenedesmus sp.* Et dans la station 2 BMG ; nous avons deux souches : *Chlorococcum sp* et *Kirchneriella sp*

Conclusion générale

En conclusion, cette étude nous a permis d'identifier les espèces des microalgues et de savoir leurs lieux d'habitat exact dans les zones humides de la wilaya de Biskra. Mais malheureusement, nous n'avons pas pu atteindre le résultat final, en raison de la pandémie Corona virus.

Pour compléter le travail doit :

Contenir la purification pour les autres souche microalgale

Screening chimique

Récupération de la biomasse microalgale

Extraction des huiles de microalgale

Références
BIBLIOGRAPHIQUES
ET ELECTRONIQUES

Références Bibliographiques

1. BARSANTI, Laura et GUALTIERI, Paolo. (2014). Algae: anatomy, biochemistry, and biotechnology. CRC press.
2. Barsanti, Laura, and Paolo Gualtieri. (2014). Algae: anatomy, biochemistry, and biotechnology. CRC press
3. BELLINGER, Edward G. et SIGEE, David C. (2015). Freshwater algae: identification, enumeration and use as bioindicators. John Wiley & Sons.
4. BOONMA, Sunisa, VACHARAPIYASOPHON, Panmuk, PEERAPORNPIBAL, Yuwadee, et al. (2014). Isolation and cultivation of *Botryococcus braunii* kutzing from Northern Thailand. Chiang Mai Journal of Science, 41(2), 298-306.
5. Bourrelly, Pierre. (1966). Les algues d'eau douce: les algues vertes (Vol. 1). Société nouvelle des Éditions Boubée.
6. Bux, Faizal. (Ed.). (2013). Biotechnological applications of microalgae: biodiesel and value-added products. CRC Press. P(01 ;89)
7. Cadoret, Jean-Paul et BERNARD, Olivier. (2008). La production de biocarburant lipidique avec des microalgues: promesses et défis. Journal de la Société de Biologie, vol. 202, no 3, p. 201-211.p(1 ;5)
8. Cantin, Isabelle . (2010). La production de biodiesel à partir des microalgues ayant un métabolisme hétérotrophe. Maîtrise en environnement (M. Env), Université de Sherbrooke, Sherbrooke, p 1-82.p(13 ;14)
9. CENTRE D'EXPERTISE EN ANALYSE ENVIRONNEMENTALE DU QUÉBEC (2016). Détermination de l'azote total, des nitrites, des nitrates et de l'azote ammoniacal dans l'eau : méthode colorimétrique automatisée, MA 303 – Nutriments, Ministère du Développement durable, de l'Environnement et de la Lutte contre les changements climatiques, 2015, 18 p
10. Chader, Samira. (2009). Etude du mécanisme de production biologique de l'hydrogène par les micro algues. Thèse de doctorat (28)
11. DEBBARI, Zahra et GHOBRI, Meriem. (2012). Isolement et culture d'une micro algue verte *Chlorella* sp : recherche des acides gras en vue d'une production bionergétique. Diplôme d'ingénieur. D'état en biologie. Université m'hamed bougara boumerdes.
12. Dejoye Céline. (2013). Eco-extraction et analyse de lipides de micro-algues pour la production d'algo-carburant. Thèse de doctorat.p(18 ,19,20,21- ;24 ;25)

Références Bibliographiques

13. Doré-Deschênes, François. (2009). Utilisation des microalgues comme source d'énergie durable. Centre universitaire de formation en environnement, Université de Sherbrooke.
14. DU BUF, Hans. (2002). Automatic diatom identification (Vol. 51). World Scientific.
15. EDWARD, G. Bellinger et DAVID, C. Sigeo. (2010). Freshwater algae identification and use as bioindicators. A John Wiley & Sons, Ltd, 101.
16. FATMA ZOHRA FOUJIL., (04 FÉVRIER 2015). Les algues, une ressource à valoriser À 10 H 00 MIN 0
17. Garofalo, Raffaello, et al. (2009). Algae and aquatic biomass for a sustainable production of 2nd generation biofuels. *AquaFUELS-Taxonomy, Biology and Biotechnology*, 6, 1-258.
18. KADER, Jean-Claude, BAILLET, Benoit, GROSBOIS, Michèle, et al. (1993). Biologie moléculaire de la biogenèse des lipides des plantes. *Acta Botanica Gallica*, vol. 140, no 7, p. 735-754.
19. LAVOIE, Isabelle et HAMILTON, Paul B. (2008). Guide d'identification des diatomées des rivières de l'Est du Canada. PUQ.
20. MAKARA, Agnieszka et KOWALSKI, Zygmunt. (2016). Innovative bio-products for agriculture: Pig manure utilization and treatment. P115
21. MASSART, Amaury, AUBRY, Élise, et HANTSON, Anne-Lise. (2010). Étude de stratégies de culture de *Dunaliella tertiolecta* combinant haute densité cellulaire et accumulation de lipides en vue de produire du biodiesel. BASE.
22. Perales-Vela, Hugo Virgilio., Pena-Castro, Julián Mario., & Canizares-Villanueva, Rosa Olivia. (2006). Heavy metal detoxification in eukaryotic microalgae. *Chemosphere*, 64(1), 1-10.
23. Prescott, L. M., Harley, J. P., Klein, D. A., Bacq-Calberg, C. M., & Dusart, J. (2003). *Microbiologie*, 2ème édition française. Éditions De Boeck Université, Bruxelles, Belgique. P (570.572.573)
24. RASHIDI, Behzad et TRINDADE, Luisa M. (2018). Detailed biochemical and morphologic characteristics of the green microalga *Neochloris oleoabundans* cell wall. *Algal research*, 35, 152-159.
25. Ren, Xiaojie. (MAI 2017). A Dynamic Metabolomic Study of Lipid Production in *Chlorella Protothecoides* (Doctoral dissertation, École Polytechnique de Montréal).
26. Richmond, Amos. (Ed.). (2008). *Handbook of microalgal culture: biotechnology and applied phycology*. John Wiley & Sons. p(5 ;22)

Références Bibliographiques

27. SCARFAIL, Loïc., & MONSOREZ, Albin. Mars – Avril 2017. ÉTAT DE L'ART SUR LA PRODUCTION ET LES MARCHÉS DE LA SPIRULINE (*Arthrospira platensis*).
28. Stanier RY, Kunisawa R, Mandel M & CohenBazire G (1971). Purification and properties of unicellular bluegreen algae (Order Chroococcales). *Bacteriol. Rev.* 35 : 171-205.
29. VAN VUUREN, Sanet Janse. (2006). Easy identification of the most common freshwater algae: a guide for the identification of microscopic algae in South African freshwaters. Resource Quality Services (RQS).
30. WEISS, Herman. (11 sept. 2008). U.S. Patent Application No. 12/073,495.

Les site internet :

31. <https://www.cnrs.fr/cnrs-images/chimieaulycee/THEMES/acidite/ph.htm>
[03/09/2020 16:54](#)
32. <https://sidi-bel-abbes.1fr1.net/t10795-sba-cap-sur-la-production-de-micro-algues-et-d-alevins> 29/08/2020 91:03

Résumé

L'objectif de cette étude est d'identifier des microalgues riches en lipide au niveau de deux régions à Biskra (parage foug al-gharzaparage Manbaa El ghozlane).

Après une bonne stratégie d'échantillonnage de barrage foug al-gharza et barrage Manbaa El ghozlane les résultats Analyse physico-chimiques en montrant que la température est modérée et le PH presque neutre et peu alcalin avec très faibles conductivité électrique. L'ion nitrate (NO₃⁻) est la principale forme d'azote combiné, mais l'ion nitrite rarement présent et la concentration de l'azote ammoniacal (NH₃, NH₄⁺) est généralement faible et la dureté élevée.

Les résultats d'isolement et d'identification phénotypique des microalgues à montrer que le parage Manbaa El ghozlane comprend deux souches pures : espace apparenté au genre *Chlorococcum* : *chlorococcum sp* et Espace apparentée au genre *Kirchneriella* : *Kirchneriella sp*, mais au parage Foug El Kherza, il n'existe qu'une seule souche : espace apparenté au genre *Scenedesmus* : *Scenedesmus sp*.

Mots clés : Microalgues, Barrage Foug Elkharza, Barrage Manbaa Elghozlene, Biskra. I.inide. Isolement

Abstract

The objective of this study is to identify lipid-rich microalgae in two regions in Biskra (foug al-gharzaparage Manbaa El ghozlane).

After a good sampling strategy of foug al-gharza dam and Manbaa El ghozlane dam the results of the physico-chemical analysis showed that the temperature is moderate and the PH is almost neutral and not very alkaline with very low electrical conductivity. The nitrate ion (NO₃⁻) is the main form of combined nitrogen, but the nitrite ion is rarely present and the concentration from ammoniacal nitrogen (NH₃, NH₄⁺) is generally low and the hardness is high.

The results of isolation and phenotypic identification of microalgae to show that the Manbaa El ghozlane trimming includes two pure strains: space related to the genus *Chlorococcum*: *chlorococcum sp* and space related to the genus *Kirchneriella*: *Kirchneriella sp*, but in the Foug El Kherza trimming there is only one strain: space related to the genus *Scenedesmus*: *Scenedesmus sp*.

Keywords: Microalgae, Foug Elkharza Dam, Manbaa Elghozlene Dam, Biskra, Lipid, Isolation

ملخص

الهدف من هذه الدراسة هو التعرف على الطحالب الدقيقة الغنية بالدهون في منطقتين (سد فم الخرزة وسد منبع الغزلان) في بسكرة.

بعد استراتيجية جيدة لأخذ العينات من سد فم الخرزة ومنبع الغزلان. أظهرت نتائج التحليل الفيزيائي أن درجة الحرارة معتدلة وأن الأس الهيدروجيني متعادل وقليل القلوية مع التوصيل الكهربائي المنخفض جدا. شوارد النترات (NO_3^-) هو الشكل الرئيسي للنيتروجين المركب، ولكن نادراً ما يوجد شوارد النترت ويكون التركيز من نيتروجين الأمونيا (NH_3 , NH_4^+) منخفضاً وعالي الصلابة بشكل عام.

أظهرت النتائج المتحصل عليها من خلال تحديد النمط الظاهري بالتعرف في بحيرة منبع الغزلان على سلالتين نقيتين: صنف *Chlorococcum sp: Chlorococcum* وصنف *Kirchneriella sp: Kirchneriella*، لكن في بحيرة فوم الخرزه، يوجد فقط سلالة واحدة: صنف *Scenedesmus sp: Scenedesmus*.

الكلمات المفتاحية: الطحالب الدقيقة، سد فوم الخرزة، سد منبع الغزلان، بسكرة، دهون، عزل .

