

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

UNIVERSITE MOHAMED BOUDIAF - M'SILA

FACULTE DES SCIENCES

DEPARTEMENT DE MICROBIOLOGIE & BIOCHIMIE

N°:



DOMAINE : SCINCES DE LA NATURE ET DE LA VIE

FILIERE : SCIENCE BIOLOGIQUE

OPTION : MICROBIOLOGIE APPLIQUEE

Mémoire présenté pour l'obtention

Du diplôme de Master Académique

Par : Bensadek Zineb - Bensoucha Aya

Intitulé :

**Isolement, identification et applications des
algues microscopiques**

Soutenu devant le jury composé de :

Dr. GUETOUACHE Mourad	Université Mohamed Boudiaf M'sila	Président
Pr. MEDJEKAL Samir	Université Mohamed Boudiaf M'sila	Rapporteur
Pr. HENDEL Noui	Université Mohamed Boudiaf M'sila	Examineur

Année universitaire : 2024 /2025



Remerciement

Louange à Allah, le Tout-Puissant, source de force et de sagesse, pour nous avoir donné la persévérance et la détermination nécessaires à l'accomplissement de ce travail.

Tout d'abord, nous exprimons notre profonde gratitude au **Pr. Medjekal Samir**, rapporteur de ce mémoire, pour son encadrement, ses conseils éclairés et son soutien tout au long de ce projet. Son expertise et son dévouement ont été une source précieuse d'inspiration.

Nous tenons également à exprimer notre sincère reconnaissance au **Dr. Guetouache Mourad**, président du jury, et à **Pr. Hendel Noui**, examinateur, pour l'honneur qu'ils nous font en acceptant d'évaluer notre travail. Leur expertise et leur regard critique contribueront à enrichir cette étude.

Enfin, nous remercions chaleureusement l'ensemble des enseignants de notre département, dont le savoir et l'accompagnement ont été des piliers tout au long de notre parcours académique.



Dédicace

Tout d'abord, à Dieu le Très-Généreux, qui m'a donné la force et la volonté, et a guidé mes pas sur ce chemin. Louange et gratitude éternelles pour Sa faveur et Sa bonté infinies.

À mon cher père, mon pilier, ma force et ma lumière, celui dont je porte le nom avec fierté. Tu es le soleil qui éclaire mon chemin, la puissance qui me soutient et la majesté qui inspire le respect. **À ma douce maman**, mon clair de lune, celle qui a fait du paradis son empreinte sous ses pieds. La fleur de ma vie, celle qui m'a enveloppé de sa tendresse et de son amour. Celle qui a tracé mon chemin avec des roses et l'a pavé de ses prières sincères dans ses prosternations. **À mes chers parents**, grâce à vous, j'ai appris la force, la patience et la persévérance. Que Dieu vous accorde santé et bien-être.

À ma chère grande sœur Djihad, mon refuge. À chaque étape de mon parcours, tu as été là, me guidant avec ton amour, ta force et ton aide précieuse. **À mon cher grand frère Salah eddine**, mon deuxième pilier, celui qui m'a soutenu avec tant de bienveillance et de générosité. À chaque étape de mon parcours. **À mon petit frère Slimane**, qui cache son amour derrière son silence. **À ma petite sœur Kheira**, merveilleuse et éclatante. **À Chère tante Bouchra**, vous êtes une seconde mère pour moi, une bénédiction envoyée par le destin.

À petit trésor Abdallah, qui a illuminé notre monde par sa venue cette année.

À mes chers petits chats vous êtes des éclats de joie dans ma vie.

À ceux qui sont partis mais qui sont à jamais dans nos cœurs, nous vous gardons dans nos prières et sentons votre présence à chaque instant.

À ma précieuse famille, des aînés aux plus jeunes. Votre amour et votre présence sont mon plus grand trésor. Merci pour tout, je vous aime profondément. Que Dieu vous protège et veille sur vous.

Bensadek Zineb





Dédicace

Avec ma gratitude et tout mon amour, je remercie Allah pour ses bénédictions innombrables et pour chaque moment précieux vécu avec vous. Je prie pour qu'Il nous accorde toujours ces bienfaits et nous réunisse dans le bien et l'amour.

Mon cher père, ton existence est éternelle dans mon cœur.

Ma chère maman, qui a consacré sa vie à construire la mienne, et qui a toujours été là pour mes joies comme pour mes peines, merci jusqu'à la fin de mes jours.

Je dédie ce travail aussi

A mon très chers frères Naser et Yassin qui ont cru en moi .

A mes très chères sœurs la belle Asma et princesse Sara qui m'ont inspiré tout au long de mon parcours. Votre soutien a été inestimable.

À ma grand-mères, dont les histoires et les leçons de vie m'accompagnent chaque jour. Vous sagesse et votre amour demeureront à jamais gravés dans mon cœur .

A mes chers oncles, en particulier mon cher oncle Bachir, à mes tantes et au reste de la famille.

A très chères amies qui profondément dans mon cœur Tima Israâ, tous mes amies ;

A khéira, Fatiha, khadidja et Mériem aussi à tout la famille de Madjaz .

Je tiens aussi à exprimer ma gratitude envers mon collègue et ami, Ben Sadek Zineb , pour sa soutien et échange enrichissant et sa assistance inestimable durant les 2 ans et les périodes difficiles.

À mes professeurs au M'sila Université et à l'enseignant Monsieur MEDJEKAL Samir , Votre soutien indéfectible m'a permis de me surpasser .

Enfin à tous les Microbiologiste et à tous ceux qui m'ont aidé de près ou de loin.

Ben Soucha Aya



Sommaire

Résumé	I
Liste des Abréviations.....	II
Liste des figures	III
Liste des Tableaux	V
Introduction... ..	1
Chapitre I : Isolement des algues microscopiques.....	2
I.1 Définition	2
I.2 Distribution et habitat des algues microscopiques.....	2
I.2.1 Environnement naturels	3
I.3 Mode de nutrition.....	4
I.3.1 Algues autotrophiques	4
I.3.2 Algues hétérotrophiques	4
I.3.3 Algues mixotrophiques.....	4
I.4 Méthodes de collecte des échantillons de microalgues.....	5
I.4.1 Techniques de prélèvement	6
I.4.1.1 Échantillonnage	6
I.5 Méthodes d'isolement	7
I.5.1 Techniques d'isolement :.....	8
I.5.1.1 Milieux de culture sélective.....	8
I.5.1.2 Filtration par filtre de plancton.....	8
I.5.1.3 Centrifugation.....	8
I.5.1.4 Méthodes de dilution	8
I.5.1.5 Isolement par plaque.....	8
I.5.2 Méthodes Standard d'Isolement.....	10

I.5.2.1	Cultures d'enrichissement	10
I.5.2.2	Isolement d'une seule cellule par micropipette.....	10
Chapitre II	:Identification des algues microscopiques	11
II.1	Approche morphologique	11
II.1.1	Méthodes optiques	11
II.1.2	Méthodes électriques	11
II.2	Organisation cellulaire	11
II.2.1	Types d'organisation	11
II.2.1.1	Unicellulaire flagellé ou non flagellé (mobile, non mobile)	12
II.2.1.2	Filamenteux (ramifié, non ramifié)	12
II.2.1.3	Coloniale (flagellée, non flagellée)	13
II.2.2	Adaptation morphologique	15
II.2.2.1	Spores	15
II.2.2.2	Hétérocystes	15
II.2.2.3	Hormogonies	15
II.2.2.4	Vacuoles à gaz.....	15
II.2.2.5	Pili	15
II.3	Méthodes moléculaires	16
II.3.1	Extraction d'ADN.....	16
II.3.2	PCR.....	17
II.4	Analyse Pigmentaire	19
II.4.1	Spectrophotométrie.....	19
II.4.2	Chromatographie liquide à haute pression (HPLC)	20
II.5	Classification de algues microscopiques	22
Chapitre III:	Applications des algues microscopiques	24
III.1	Alimentation humaine et animale	24

III.1.1	Alimentation humaine.....	24
III.1.2	Alimentation animale :.....	25
III.2	Application Pharmaceutiques et cosmétique.....	27
III.2.1	Application Pharmaceutiques	27
III.2.2	Application Cosmétique.....	27
II.3	Application environnementale	28
II.3.1	Traitement des eaux usée.....	28
II.3.2	Agriculture.....	29
III.4	Application industriel.....	30
III.4.1	Production des biocarburants	30
III.4.1.1	Biodiesel	31
III.4.1.2	Bioéthanol	31
III.4.1.3	Biogaz	32
III.4.2	Production de bioplastique.....	32
III.4.3	Biofaçades	32
Conclusion.....		34
Références bibliographiques.....		35

ملخص

تعتبر الطحالب المجهرية كائنات منتشرة في الأنظمة البيئية المختلفة، حيث تلعب دورًا أساسيًا في الدورات الجيوكيميائية والإنتاج البيولوجي الأولي لقدرتها على إنتاج جزيئات بيولوجية مهمة، مثل الكاروتينويدات والوقود الحيوي. كما تعتمد هذه الطحالب على أنماط تغذية متنوعة تشمل التغذية الذاتية، التغذية غير الذاتية، والتغذية المختلطة.

يتناول هذا البحث أساليب عزل وتحديد الطحالب الدقيقة، بما في ذلك أنماط تغذيتها، وطرق جمعها، وتقنيات تحليلها المورفولوجية والجزيئية. ويسلط الجزء الأخير الضوء على التطبيقات العديدة لهذه الطحالب، خاصة في صناعة الأغذية، ومعالجة مياه الصرف الصحي، وإنتاج مواد مبتكرة. ورغم إمكاناتها الهائلة، لا تزال هناك تحديات علمية وتقنية لتحقيق استغلال أمثل ومستدام لهذه الكائنات.

الكلمات المفتاحية: الطحالب الدقيقة، العزل، الشكل، التعريف، الوقود الحيوي، التطبيقات.

Abstract

Microalgae are widespread organisms in different ecosystems, playing an essential role in geochemical cycles and primary biological production due to their ability to produce important biological molecules, such as carotenoids and biofuels. These algae rely on a variety of feeding systems, including autotrophic, heterotrophic and mixed.

This research explores the main methods for isolating and identifying microalgae, addressing their nutritional modes, collection methods, and morphological and molecular analysis techniques. The final section highlights the numerous applications of microalgae, particularly in the agri-food industry, wastewater treatment, and the production of innovative materials. Despite their immense potential, scientific and technological challenges remain for optimized and sustainable exploitation of these organisms.

Keywords: Applications, Biofuels, Microalgae , Identification, Isolation, Morphology .

Résumé

Les microalgues sont des organismes très répandus dans différents écosystèmes, jouant un rôle essentiel dans les cycles géochimiques et la production biologique primaire en raison de leur capacité à produire des molécules biologiques importantes, telles que les caroténoïdes et les biocarburants. Ces algues s'appuient sur divers modes d'alimentation, notamment autotrophes, hétérotrophes et mixtes.

Ce travail de recherche explore les principales d'isolement et d'identification des microalgues, en abordant leurs modes de nutrition, leurs méthodes de collecte et leurs techniques d'analyse morphologique et moléculaire. La dernière partie met en lumière les multiples applications des microalgues, notamment dans l'industrie agroalimentaire, la dépollution des eaux usées et la production de matériaux innovants. Malgré leur potentiel immense, des défis scientifiques et technologiques subsistent pour une exploitation optimisée et durable de ces organismes.

Mots-clés : Applications, Biocarburants, Microalgues, Identification, Isolement, Morphologie.

Liste des Abréviations

BBM : Bold's Basal Medium

BIQ: Bio Intelligent Quotient

BU-Taq : Enzyme Taq polymérase utilisée pour la PCR.

Chl: Chlorophylle (a, b, c et dérivés)

CLHP : Chromatographie liquide à haute performance

CTAB : Cetyltriméthylammonium bromide (Bromure d'hexadécyltriméthylammonium)

DHA : Acide docosaénoïque

DTAB : Dodecyltriméthylammonium bromide

EDTA : Ethylenediaminetetraacetic acid

EPA : Acide eicosapentaénoïque

HPLC: High-Performance Liquid Chromatography

Na₂ EDTA : Éthylènediaminetétraacétate disodique

PBRs: Photobioreactors

PCR : Polymerase Chain Reaction (Réaction en chaîne par polymérase).

PDAS: Photodiode Array Spectrophotometer (Spectrophotomètre à réseau de photodiodes)

PHA: Polyhydroxyalkanoates

pM : Picomole

Tris : Tampon tris (hydroxyméthyl) aminométhane

Liste des figures

Figure 1: Photo du globe vu par image satellite montrant les zones riches en phytoplancton (en vert) (Yasmine, 2019).	3
Figure 2: Les éléments de verrerie couramment utilisés pour l'isolement des algues (Andersen, 2005).	7
Figure 3: Diverses installations de culture (Andersen, 2005).	7
Figure 4: Un filet à plancton est un maillet à grain fin en soie blutée ou en nylon Nitex, utilisé pour collecter différents types de planctons	9
Figure 5: Équipements de laboratoire illustrant :	9
Figure 7: Utilisation d'une micropipette pour l'isolement d'un organisme cible exempt de contamination (Anderson, 2005).	10
Figure 8: Différentes formes organisationnelles des microalgues :	12
Figure 9: Exemple des cyanobactéries filamenteuses :	13
Figure 10: Exemples des colonies des microalgues/cyanobactéries :	14
Figure 11: Illustration schématique de la PCR directe pour les microalgues (Fei <i>et al.</i> , 2020).	18
Figure 12: Procédures préparatoires et analytiques pour la chromatographie liquide à haute performance et la spectrophotométrie à réseau de photodiodes des pigments de microalgues (Millie <i>et al.</i> , 1993).	21
Figure 13: Arbre phylogénétique et taxonomie des algues microscopiques (http://www.keweenawalgae.mtu.edu/) (consulté le 20/05/2022).	23
Figure 14: Diversité du champ d'application des microalgues (Filali, 2012).	24
Figure 15: <i>Spiruline</i> pour alimentation humaine (Berramdani, 2020).	25
Figure 16: Nourriture pour poisson (HBH) (Berramdani, 2020).	26
Figure 17: Procédé de traitement des eaux par les microalgues (Filali, 2012).	29
Figure 18: Voies de production de biocarburants à partir des microalgues (Sharma <i>et al.</i> , 2025).	30

Figure 19: Schéma du principe de production du biodiesel à partir des microalgues (Filali, 2012).....	31
Figure 20: Symbiose bâtiment-biofaçade de microalgues (Girard, 2023).	33
Figure 21: Exemples de technologies de biofaçades de microalgues (Girard, 2023).	33

Liste des Tableaux

Tableau 1: Modes de nutrition des microalgues (Becerra-Celis, 2009).....	5
---	---

Introduction

Introduction

Avant l'apparition de la vie, l'atmosphère de la Terre était riche en gaz carbonique et en méthane. C'est dans ces conditions hostiles que les premiers microorganismes sont apparus : les cyanobactéries, il y a environ 3 à 4 milliards d'années (Gudin, 2013).

Les microalgues sont des organismes photosynthétiques qui se développent dans toute une série d'habitats aquatiques, y compris les lacs, les étangs, les rivières, les océans et même les eaux usées. Elles peuvent tolérer une large gamme de températures, de salinités et de pH, différentes intensités lumineuses et des conditions dans des réservoirs ou des déserts. et peuvent se développer seuls ou en symbiose avec d'autres organisme (Khan *et al.*, 2018). Ces organismes présentent une grande diversité morphologique et des caractéristiques biochimiques intéressantes qui leur confèrent un grand nombre d'applications à l'échelle scientifique et industrielle dans différents domaines à savoir : la production de molécules à hautes valeurs ajoutées exploitées dans le domaine pharmaceutique et cosmétique, l'alimentation humaine et animale et la production d'énergie renouvelable à travers la synthèse biologique d'hydrogène, de méthane et de carburant (Marouf et Guehaz, 2020).

L'objectif central de ce travail est de réaliser une recherche détaillée sur les techniques d'isolement et d'identification des algues microscopiques, tout en étudiant leur origine, leur structure et leurs multiples applications. Cette recherche vise à établir une compréhension précise des phases indispensables pour extraire ces organismes de leurs habitats naturels, comme les eaux fraîches, les environnements marins ou les terres, en recourant à des méthodes telles que la dilution en série, la filtration et la centrifugation.

En outre, comprendre étudier des méthodes morphologiques et moléculaires employées pour leur identification précise, en utilisant des techniques telles que la microscopie, le séquençage d'ADN et la PCR. De plus, cette étude vise aussi à établir un lien entre la classification des algues microscopiques et leurs attributs morphologiques, cellulaires et de pigments.

En final, il est crucial de mettre en évidence l'importance des microalgues dans diverses applications, comme la production d'énergie verte, la bioremédiation et l'industrie pharmaceutique, tout en valorisant leur rôle environnemental dans la chaîne alimentaire et leur apport à la durabilité.

Chapitre I : Isolement des Algues microscopiques

Chapitre I : Isolement des algues microscopiques

I.1 Définition

Les algues microscopiques, également désignée sous le nom de microalgues (mot « microalgues » provenant du grec mikrós, qui veut dire petit, et du latin alga signifiant algue). Ce sont définies comme des organismes microscopiques photosynthétiques unicellulaires ou pluricellulaires indifférenciés, dont la taille varie de quelques micromètres à une centaine de micromètres (Kelbouz ,2020). Elles sont donc invisibles à l'œil nu.

Les microalgues représentent un groupe particulièrement varié qui se distingue par une cohérence physiologique : la photosynthèse oxygénique (Andersen, 1992). Selon les estimations, cette famille pourrait contenir plusieurs centaines de milliers à plusieurs millions d'espèces, dont 47000 seraient décrites (Andersen *et al.*, 1997 ; Sharma et Rai, 2011).

I.2 Distribution et habitat des algues microscopiques

Les microalgues sont présentes dans une multitude d'habitats naturels du fait de leur adaptabilité remarquable. La majorité des algues prospèrent dans un environnement aquatique, cependant certaines d'entre elles sont terrestres et peuvent même croître sur les troncs d'arbres ou les murs des habitations (Becerra-Celis, 2009).

Preuve de leur diversité d'habitats, on retrouve certaines microalgues qui se développent dans les eaux résultant de la fonte de la glace ou de la neige, et elles sont également présentes dans les déserts à l'aridité variable (Sialve et Steyer, 2013).

Au cours de leur évolution, les microalgues ont pu coloniser la quasi-totalité des niches écologiques (Yasmine,2019).

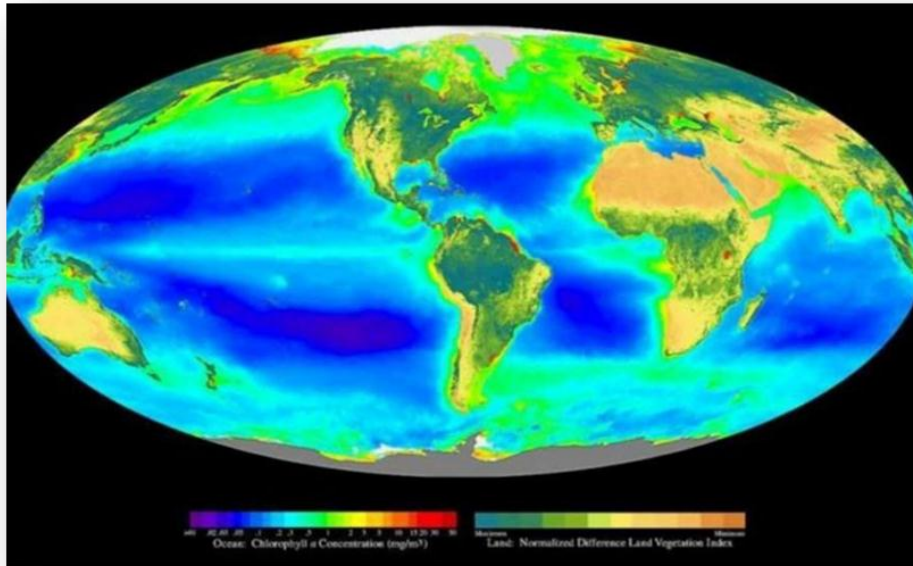


Figure 1: Photo du globe vu par image satellite montrant les zones riches en phytoplancton (en vert) (Yasmine, 2019).

I.2.1 Environnement naturels

La majorité des algues prospèrent dans des milieux aquatiques, qu'ils soient d'eau douce, salée ou saumâtre. Néanmoins, certaines d'entre elles sont terrestres et peuvent se développer directement sur le sol ou les troncs d'arbres.

Les microalgues prospèrent dans différents environnements naturels qui offrent les conditions spécifiques nécessaires à leur développement et à leur pérennité. La culture de microalgues est affectée par divers facteurs environnementaux, physiques ou biologiques, qui dépendent des propriétés propres à l'espèce algale et de la configuration du système de production. Ces facteurs influencent non seulement l'activité photosynthétique et la productivité en biomasse, mais aussi le comportement physiologique et métabolique des microalgues en culture (Richmond, 2004).

Les facteurs qui affectent leur croissance et leur survie sont divisés en deux :

Facteurs abiotiques : tels que la lumière : la source de carbone, les nutriments minéraux, la température, la salinité, le pH et la teneur en O₂.

Facteurs biotiques : tels que des pathogènes (bactéries, champignons, virus), des compétiteurs pour les ressources (algues exogènes) ou des prédateurs (hydres, copépodes).

I.3 Mode de nutrition

Les besoins nutritifs des microalgues sont similaires à ceux des plantes supérieures (Becker, 1994). Diverses espèces de microalgues ont la capacité de passer d'une croissance photoautotrophe ou une croissance hétérotrophe il est également possible pour certaines algues de croître par mixotrophie, en combinant les deux méthodes (Baya, 2012).

I.3.1 Algues autotrophiques

Ils utilisent des composés inorganiques comme source de carbone. Les autotrophes peuvent être photoautotrophes, en utilisant la lumière comme source d'énergie, ou chimioautotrophes, en oxydant des composés inorganiques pour obtenir de l'énergie (Dragon *et al.*, 2010). Pour les algues autotrophes, la photosynthèse est un élément clé de leur survie, car elles convertissent le rayonnement solaire et le CO₂ absorbés par les chloroplastes en adénosine triphosphate (ATP) et en O₂, la monnaie énergétique utilisable au niveau cellulaire, qui est ensuite utilisée dans la respiration pour produire l'énergie nécessaire à la croissance (Brennan et Owende, 2010).

I.3.2 Algues hétérotrophiques

Ne sont pas photosynthétiques et ont donc besoin d'une source externe de composés organiques et de nutriments comme source d'énergie (Brennan et Owende, 2010).

I.3.3 Algues mixotrophiques

Certaines microalgues photosynthétiques sont mixotrophes, combinant hétérotrophie et autotrophie par photosynthèse (Lee, 2018). Sont les microorganismes susceptibles d'adopter soit l'autotrophie soit l'hétérotrophie comme mode de nutrition (Ouarghi, 2003).

Table 1: Modes de nutrition des microalgues (Becerra-Celis, 2009).

Microalgues	Source de Carbone		Source d'énergie	
	CO ₂	Composés organiques	Lumière	Oxydation des composés organiques ou inorganiques
Photoautotrophe	✓		✓	
Photohétérotrophe		✓	✓	
Chimioautotrophe	✓			✓
Chimiohétérotrophe		✓		✓

I.4 Méthodes de collecte des échantillons de microalgues

De nombreux livres et articles antérieurs ont décrit les techniques de culture des algues, et une grande partie d'entre eux renferment des données historiques (Andersen, 2005). C'est le physiologiste des plantes Famintzin (1871), basé à Saint-Pétersbourg, l'un des pionniers de cette discipline en Russie (Kuznetsov et Strogonov 1995, Krasnovsky 2003), qui a tenté pour la première fois de cultiver des algues en utilisant une solution de quelques sels minéraux. Il a cultivé plusieurs algues vertes, en particulier deux espèces qu'il a identifiées comme *Chlorococcum infusionum* (Schrank) Meneghini et *Protococcus viridis* C. Agardh.

La méthode qu'il a employée était initialement conçue en utilisant une micropipette pour isoler les cellules algales et en recourant à la macération organique comme source organique complémentaire du milieu minéral (ajouts de matière nutritive organique sous forme de son, paille, fragments d'herbe, mousse, etc.). En utilisant une micropipette et un microscope, il a isolé des cellules individuelles pour les placer dans des récipients individuels contenant un milieu de culture (Andersen, 2005).

I.4.1 Techniques de prélèvement

I.4.1.1 Echantillonnage

La méthode de collecte est parfois déterminante pour le succès, car les cellules endommagées ou mortes peuvent entraîner une faillite, lors de l'isolement des algues, le facteur temps revêt une grande importance. Les éléments de verrerie couramment utilisés pour l'isolement des algues comprennent le tube à essai, le couvercle à glissière, la boîte quadrante, la plaque de repérage, la micropipette Pasteur, le tube capillaire, les boîtes de pétri, la lame du microscope et d'autres objets. Ils doivent être stériles avant utilisation.

Pour isoler d'importantes cellules algales, il est possible de stériliser ce matériel en verre par autoclave ; néanmoins, pour les cellules minuscules ou exigeantes, un processus de cuisson s'avère nécessaire (Anderson, 2005).

Echantillonnage sur le terrain : la technique de récolte optimale dépend de l'espèce d'algue, de l'environnement de culture, du rendement en algue, du produit final et des coûts de production.

Méthodes d'échantillonnage :

- 1/ Filtration : pour le phytoplancton, en utilisant des filets adaptés.
- 2/ Prélèvements à l'aide de bouteilles Niskin : pour obtenir des échantillons d'eau à différentes profondeurs.
- 3/ Echantillonnage de substrats : pour les algues benthiques, en utilisant des grattes ou des racloirs.

A - Période : Cela varie en fonction du type d'algue, mais en général, les algues sont récoltées à certaines périodes de l'année ou à certains moments de la journée. Par exemple, les macroalgues (algues marines) sont généralement récoltées au printemps (Chen, 2009). Les microalgues, quant à elles, peuvent être récoltées à tout moment (Coralaxy, 2024).

B - Station d'échantillonnage :

1. Lacs et étangs : zones littorales, zones profondes .
2. Rivières et cours d'eau : Amonts et aval, zones de courant fort et faible.
3. Milieux marins : zones côtières, zones de upwelling .
4. Marais salants et zones humides.

C- Points d'échantillonnage : Profondeur , Saisonnalité, Conditions environnementales, micro-habitats (Andersen, 2005).



Figure 2: Les éléments de verrerie couramment utilisés pour l'isolement des algues (Andersen, 2005).



Figure 3: Diverses installations de culture (Andersen, 2005).

I.5 Méthodes d'isolement

Un autre aspect du temps est la condition variable de santé des espèces dans la nature, la croissance réussie de cellules isolées dépend de l'état ou de la condition des cellules au moment de leur collecte (Peter Miller). Il est souvent crucial de comprendre et d'imiter les conditions environnementales naturelles pour réussir l'isolement. L'étape consiste à éliminer les contaminants, en particulier ceux qui peuvent faire concurrence à l'espèce cible. Parmi d'autres techniques, on utilise couramment les méthodes de dilution, d'isolement de cellule unique par micropipette et d'étalement sur gélose (Anderson, 2005). Les algues sont indispensables pour diverses recherches, y compris l'étude de la compétition, les analyses des préférences du zooplancton, et la détermination du cycle de vie des algues ; aussi indispensables pour les travaux de systématique moléculaire. Elles peuvent être unialgales ou axéniques, avec quatre méthodes pour l'extraction d'isolat (Stein, 1973) : l'inoculation /l'ensemencement, la pulvérisation, la dilution en série et l'isolement de cellules individuelles. Les techniques d'ensemencement et de pulvérisation sont bénéfiques pour le développement d'algues unicellulaires, coloniales ou filamenteuses sur une surface d'agar. De plus, certaines cultures de flagellés comme *Chlamydomonas* et *Cryptomonas* peuvent être réalisées grâce à ces méthodes. Toutefois, l'isolement de nombreux flagellés et autres algues nécessite l'emploi

de méthodes d'isolement d'organismes individuels ou de dilution en série (Stein, 1973 ; courses.botany.wisc.edu/botany).

I.5.1 Techniques d'isolement :

I.5.1.1 Milieux de culture sélective

Mise en œuvre de milieux de culture dédiés pour stimuler la prolifération de certaines espèces d'algues ; exemple des milieux de croissance en eau douce :

BBM est le milieu de base de Bold, chimiquement défini, bon pour de nombreuses algues vertes; Le SD11 est un milieu défini, légèrement plus complexe, il renferme une combinaison de vitamines, adaptée à une variété d'algues vertes ; Le milieu DYIII, souvent enrichi en vitamines, est utilisé pour cultiver des *Chrysophytes*, des *Cryptomonades* et certains *Dinoflagellés* (Graham, 1976 ; Stein, 1973).

I.5.1.2 Filtration par filtre de plancton

les filets à planctons sont perçus comme l'une des techniques les plus traditionnelles, les plus faciles et les moins onéreuses pour l'échantillonnage des planctons ; on sélectionne le filtre, l'écran ou le filet de manière à ce que les algues puissent traverser l'appareil de filtration, tandis que les animaux ou les colonies ne le peuvent pas (Anderson, 2005). Donc, utilisation de filtres pour séparer les algues de l'eau ou des sédiments, d'eau stagnante ou dans des environnements lotiques (AquaPortail, 2010).

I.5.1.3 Centrifugation

Les centrifugeuses à courant continu sont utilisées pour l'extraction et la séparation, ce qui permet d'obtenir un séchage important tout en réduisant la consommation d'énergie. Les centrifugeuses à disque déchargé et les centrifugeuses décanteuses permettent d'augmenter considérablement les cycles de production tout en réduisant les coûts de main-d'œuvre.

I.5.1.4 Méthodes de dilution

Dilution d'échantillons pour isoler des colonies individuelles d'algues.

I.5.1.5 Isolement par plaque

Culture de microorganismes sur des plaques de gélose afin d'obtenir des colonies séparées.

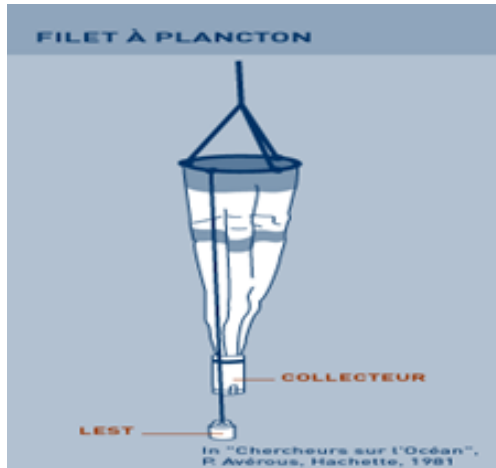


Figure 4: Un filet à plancton est un maillet à grain fin en soie blutée ou en nylon Nitex, utilisé pour collecter différents types de planctons

(- POLAR POD, 2023).

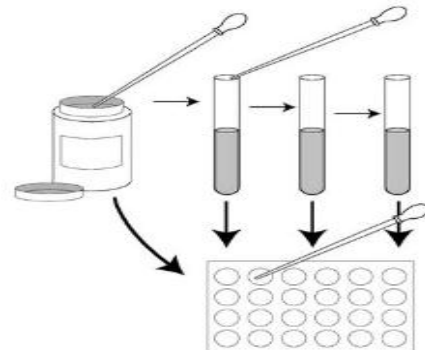
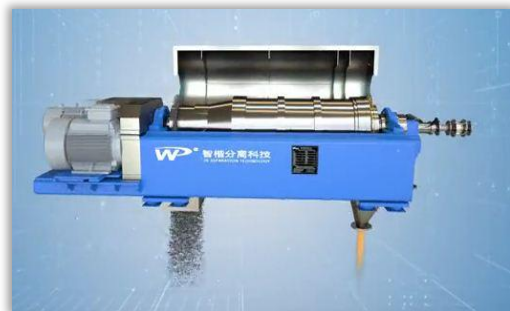


Figure 5: Équipements de laboratoire illustrant :

1-Pompe de centrifugation.

2- La technique de dilution.

I.5.2 Méthodes Standard d'Isolement

I.5.2.1 Cultures d'enrichissement

Combien de matériel enrichissant devrait-on ajouter ? Bien que la réponse puisse varier en fonction de l'échantillon et de la substance, on peut généralement dire qu'elle est « pas beaucoup ». Au maximum, l'ajout est équivalent à celui que l'on trouve dans un milieu de culture commun ; au minimum, il ne représente qu'un millième de celui contenu dans un milieu de culture. Bien que généralement composée de nitrate, de phosphate ou d'extrait d'eau du sol, la substance nutritive peut être diverse (Anderson, 2005). Par exemple, environ 800mM de nitrate correspond à un milieu f/2 qui est approprié pour la croissance de *Skeletonema* (Guillard, 1975).

I.5.2.2 Isolement d'une seule cellule par micropipette

L'une des méthodes les plus courantes est l'isolement unicellulaire par micropipette, bien que l'automatisation puisse surpasser cette technique en popularité à l'avenir. L'isolation par micropipette est généralement réalisée à l'aide d'une pipette Pasteur ou d'un capillaire en verre. On peut chauffer une pipette Pasteur dans une flamme, l'étendre et la casser (Fig7). Avec un peu de pratique, cette méthode devient rapide et facile, mais le débutant doit consacrer du temps à l'exercice avant d'atteindre une production fiable de micropipettes (Anderson, 2005).

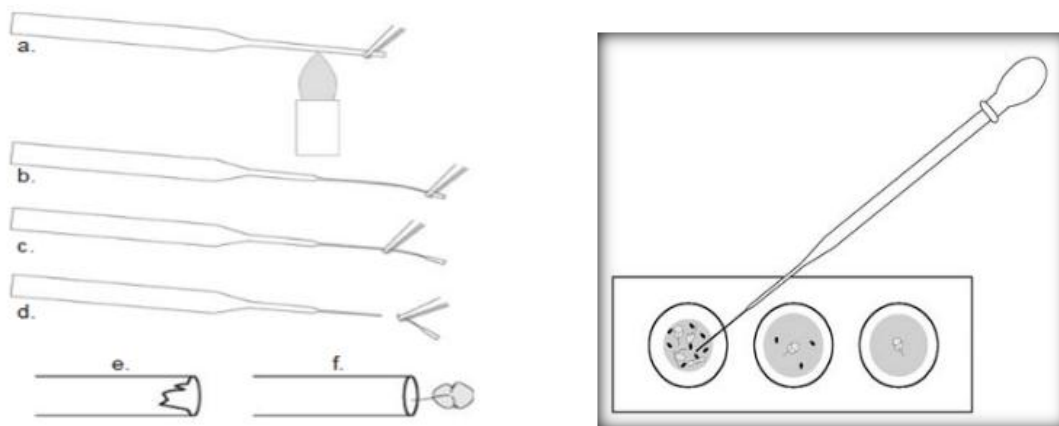


Figure 6: Utilisation d'une micropipette pour l'isolement d'un organisme cible exempt de contamination (Anderson, 2005).

Chapitre II : Identification des algues microscopiques

Chapitre II : Identification des algues microscopiques

II.1 Approche morphologique

II.1.1. Méthodes optiques

La taxonomie morphologique traditionnelle fait appel à l'observation de caractéristiques visibles au microscope optique, telles que la disposition cellulaire, la forme et la taille des cellules, le schéma cellulaire, le type de division, la longueur des filaments, ainsi que leur taille et couleur (Boutarfa, 2022).

II.2.1 Méthodes électriques

L'observation de l'ultrastructure cellulaire des microalgues au moyen de la microscopie électronique permet de mettre en évidence des détails précis concernant leurs structures internes et externes. On distingue deux sortes de microscopes :

- ✚ Microscopie électronique à balayage (MEB) : Microscopie électronique à balayage (MEB) : Propose des images détaillées de la surface cellulaire, mettant en évidence des structures telles que les pores, les motifs de filaments (diatomées), ou les appendices cellulaires. Pratique pour examiner les détails des parois cellulaires et des structures extérieures.
- ✚ Microscopie électronique en transmission (MET) : est une technique puissante qui permet de caractériser et d'analyser des objets pour en obtenir des informations souvent difficiles à décrocher par ailleurs (Ihiawakrim, 2019). Et donc donné la possibilité d'observer les structures internes des cellules telles que les chloroplastes, les mitochondries et les thylakoïdes. Démontre l'arrangement des membranes et des compartiments à l'intérieur de la cellule.

II.2 Organisation cellulaire

II.2.1 Types d'organisation

Les microalgues peuvent se présenter sous différentes formes organisationnelles : unicellulaires, en colonies ou filamenteuses.

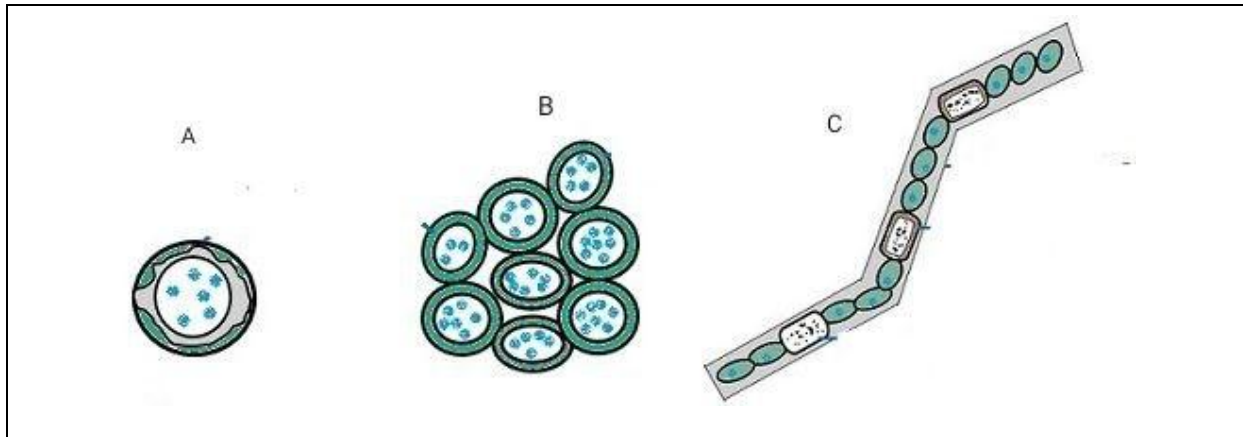


Figure 7: Différentes formes organisationnelles des microalgues :

A - microalgue unicellulaire ; B - microalgue coloniale ; C - microalgue filamenteuse

(<https://biologyreader.com/cyanobacteria.html>).

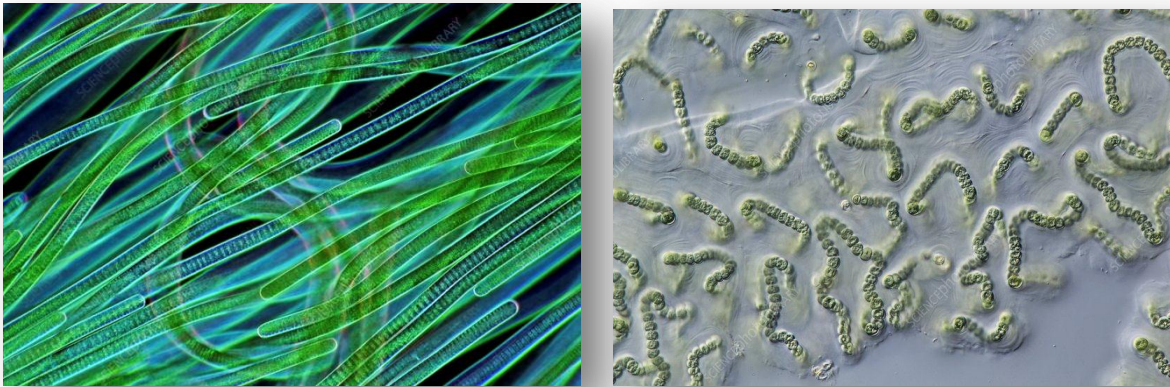
II.2.1.1 Unicellulaire flagellé ou non flagellé (mobile, non mobile)

On peut définir les microalgues unicellulaires comme des êtres vivants qui ne disposent que d'une seule cellule pour exécuter diverses fonctions vitales ou activités cellulaires à l'intérieur du cytoplasme (Marouf, 2020).

Les microalgues unicellulaires peuvent être mobiles ou immobiles. La majorité des cyanobactéries unicellulaires sont immobiles, bien que certaines espèces puissent se mouvoir par glissement ou flottées. Pour les formes mobiles, la motilité est principalement liée à la présence de flagelles. Cependant, le mouvement par la sécrétion du mucilage est le plus atypique. Les gamètes et les zoospores se caractérisent souvent par leur capacité à se déplacer grâce à leurs flagelles. Par ailleurs, certaines diatomées pennées présentent une forme de motilité glissante (Richmond, 2004).

II.2.1.2 Filamenteux (ramifié, non ramifié)

De nombreuses cyanobactéries filamenteuses peuvent avoir une motilité glissante. Souvent accompagnée de rotation et de reptation (par exemple *Oscillatoria*), mais d'autres peuvent être mobiles au stade de l'hormogonie (par exemple *Nostoc*). Les microalgues, dont l'organisation cellulaire est filamenteuse, ramifiée ou non, sont non mobiles, à l'exception des zoospores et des gamètes (Richmond, 2004).



1

2

Figure 8: Exemple des cyanobactéries filamenteuses :

1 *Oscillatoria* (×590), 2 *Nostoc* (×360)

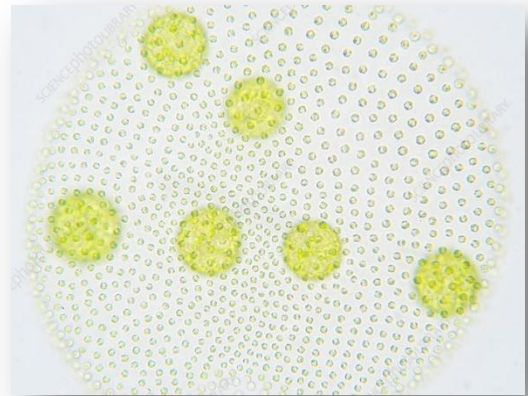
(<https://www.sciencephoto.com/>).

II.2.1.3 Coloniale (flagellée, non flagellée)

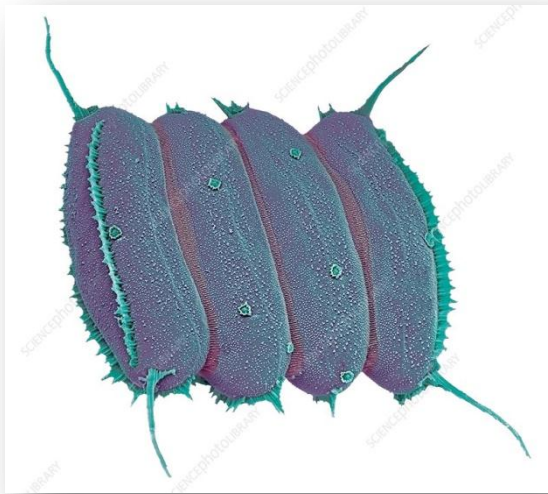
Les colonies de cyanobactéries à structure cellulaire coloniale sont non mobiles, comme c'est le cas pour *Gloeocapsa*. Dans le cas des microalgues, les cellules à flagelles actives peuvent se rassembler pour créer des colonies qui sont soit mobiles (comme le *Volvox*), soit immobiles (comme le *Gloeocystis*). Les cellules immobiles peuvent être organisées en structures coénobiques avec un nombre fixé de cellules dans la colonie (comme *Scenedesmus*), ou sous des formes non coénobiques comportant un nombre variable de cellules (comme *Pediastrum*) (Richmond, 2004).



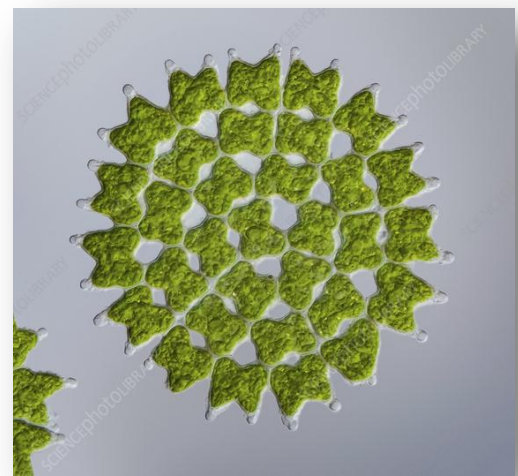
1



2



3



4

Figure 9: Exemples des colonies des microalgues/cyanobactéries :

1 *Gloeocapsa* ($\times 125$), 2 *Volvox* (6000×4000 pixels), 3 *Scenedesmus* ($\times 3300$), 4 *Pediastrum* ($\times 425$)

(<https://www.sciencephoto.com/>).

II.2.2 Adaptation morphologique

Des cellules spécialisées comme les akinètes, les hétérocystes, les hormogonies et les pili ou fimbriae sont présentes dans de nombreuses cyanobactéries (Richmond, 2004).

II.2.2.1 Spores

Akinètes, également appelées spores, sont des cellules granuleuses à parois épaisses qui se développent à partir de cellules végétatives dans des environnements défavorables et qui germent lorsque les conditions propices à la croissance sont rétablies (Richmond, 2004).

II.2.2.2 Hétérocystes

Les hétérocystes sont des cellules uniques où a lieu la fixation de l'azote. Elles possèdent une paroi épaisse et un cytoplasme raréfié, caractérisé par la présence de deux nodules polaires de cyanophycine (Richmond, 2004).

II.2.2.3 Hormogonies

Les hormogonies représentent soit des trichomes de courte longueur, soit des phases de développement des cyanobactéries filamenteuses. Elles présentent généralement une motilité glissante, une taille de cellule plus petite, et/ou l'évacuation des gaz (Richmond, 2004).

II.2.2.4 Vacuoles à gaz

Les vacuoles de gaz sont des inclusions subcellulaires spécifiques qui apparaissent très réfractaires au microscope optique. Elles sont composées de vésicules de gaz allongées avec des extrémités pointues, qui peuvent fonctionner dans la protection contre la lumière et/ou la flottabilité (Richmond, 2004).

II.2.2.5 Pili

Les pili ou fimbriae sont des appendices protéiques non flagellés qui dépassent de la paroi cellulaire (Richmond, 2004).

II.3 Méthodes moléculaires

II.3.1 Extraction d'ADN

Les techniques de purification de l'ADN couramment utilisées pour les microalgues sont principalement basées sur la méthode du bromure d'hexadécyltriméthylammonium (CTAB) de Doyle et Doyle (1990), qui nécessite le broyage d'une assez grande quantité de cellules dans de l'azote liquide. Plusieurs modifications de la méthode CTAB de base ont été publiées, mais elles prennent généralement beaucoup de temps (Fawely et Fawely, 2004).

Selon (Fawley et Fawley, 2004) ce protocole décrit une procédure de purification d'ADN à partir de cultures de microalgues:

1. *Première centrifugation des cellules* : utiliser 1 à 2 mL de culture de microalgues, placer la culture dans un tube conique de 2 mL avec un bouchon vissé et effectuer une centrifugation à 16 000 g pendant une minute pour faire déposer les cellules au fond du tube, éliminer le surnageant tout en conservant le culot contenant les cellules.
2. *Ajouter du tampon d'extraction* : Ajouter 200 µL de tampon d'extraction composé de : (1 M NaCl, 70 mM Tris, 30 mM Na₂EDTA , pH 8.6) et vortexer brièvement.
3. *Deuxième centrifugation* : Centrifuger à 16 000 g pendant 1 minute, éliminer le surnageant et ajouter 200 µL de tampon d'extraction frais.
4. *Lyse mécanique des cellules* : ajouter des billes de verre (référence G-8772, Sigma), après avoir incorporer 25 µL de DTAB (10%) et 200 µL de chloroforme, placer le tube dans un MiniBeadBeater et agiter pendant 20 secondes à vitesse maximale pour briser les cellules.
5. *Séparation des phases* : centrifuger à 2000 g pendant 2 minutes pour séparer la phase aqueuse et organique, si une couche cellulaire est visible à l'interface des deux phases et que l'absence de pigments verts est constatée dans la phase organique, répéter l'agitation avec le MiniBeadBeater une seule fois.
6. *Extraction et purification de l'ADN* : prélever 100 µL de la phase aqueuse contenant l'ADN, incorporer 500 µL de GeneClean Salt (QBiogene, Carlsbad, USA) et mélanger soigneusement, appliquer la solution sur une cartouche GeneClean Turbo (QBiogene).

II.3.2 PCR

La PCR est un outil essentiel pour l'identification des microalgues ; la préparation de l'ADN modèle pour la PCR par les méthodes traditionnelles nécessite une grande quantité de cellules d'algues et un processus qui prend du temps. L'utilisation directe des colonies de microalgues pour l'amplification des fragments d'ADN nécessaires au génome offre une méthode simple pour minimiser ces complications (Radha *et al.*, 2013).

La PCR directe a également été appliquée avec succès à certaines microalgues marines (Jahn *et al.* 2014) et à des microalgues limnétiques (Radha *et al.*, 2013).

Dans cette recherche, les scientifiques (Fei *et al.*, 2020) ont mis au point une technique de PCR directe pour l'identification des microalgues sans nécessité de prétraitement préalable. Ils l'ont mise en œuvre sur quatre clades différentes de microalgues : *Chlorella*, *Scenedesmus*, *Dunaliella salina* et les *diatomées marines*.

➤ Système de protocole PCR direct :

- Composition du mélange de réaction: volume global : 25 μ L comprenaient 13 μ L de BU-Taq 2 \times Master PCR Mix (Biouniquer Technology, Chine), 9 μ L d'eau sans nucléase, et 1 μ L de chaque amorce (10 pM pour l'amorce directe et inverse).
- Utilisation des microalgues aquatiques comme matrices ADN : 0.2, 0.5, 1.0, 1.5 et 2,0 μ L de culture ont été ajoutés séparément à différents tubes contenant le mélange réactionnel.
- Préparation spécifique pour *Dunaliella salina* et les *diatomées* : des cultures de 1 mL ont d'abord été centrifugées à 5000 \times g pendant 5 min à température ambiante, puis remises en suspension dans de l'eau Milli-Q stérile en tant que modèles d'ADN.

Illustration schématique : le protocole optimisé de PCR direct est illustré dans la Figure 11.

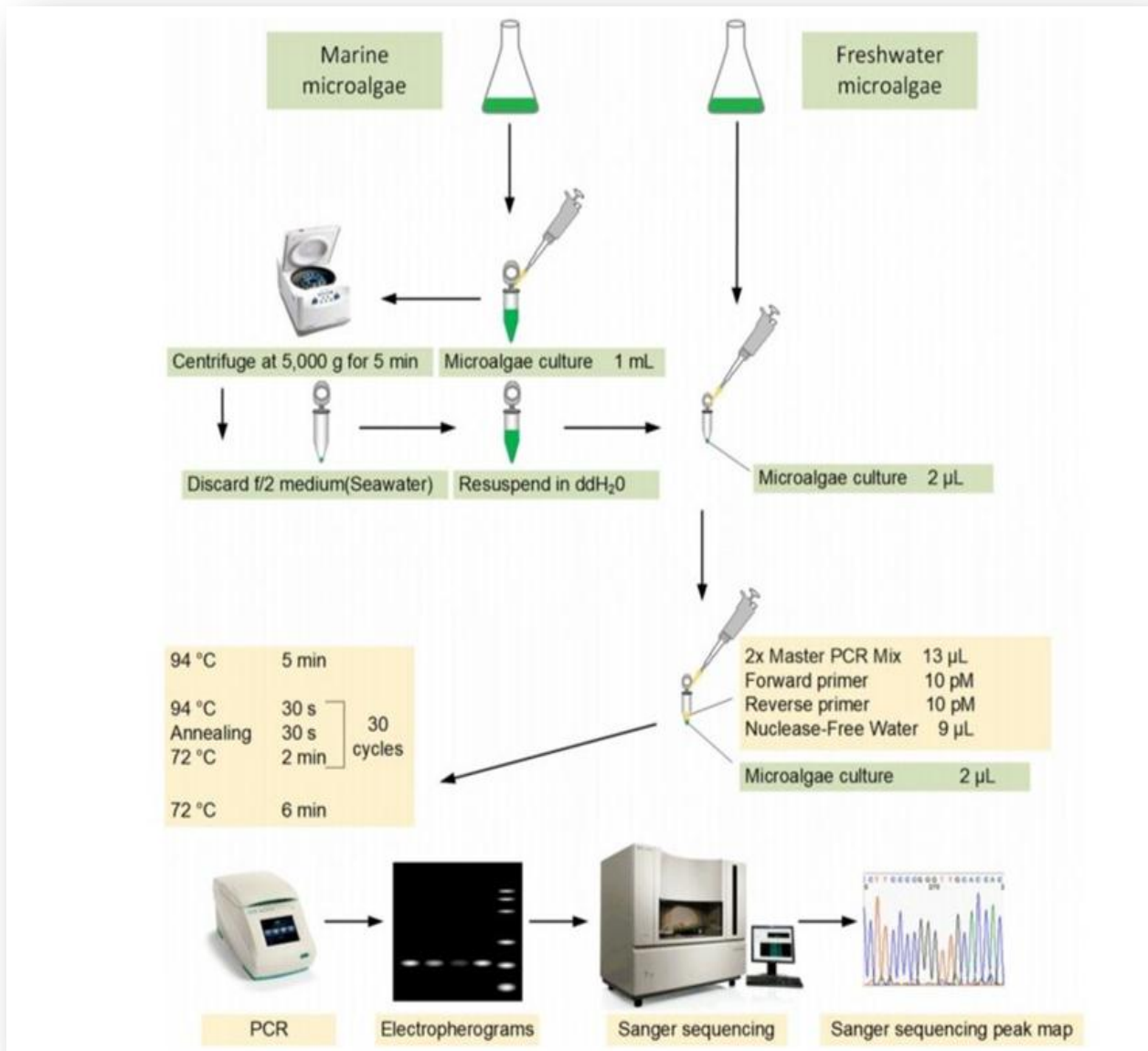


Figure 10: Illustration schématique de la PCR directe pour les microalgues (Fei *et al.*, 2020).

II.4 Analyse Pigmentaire

Les microalgues sont des microorganismes producteurs de pigments. Selon leurs arrangements pigmentaires se sont classifiées dans des embranchements, avec une énorme variété d'espèces dans chaque catégorie, à savoir les algues brunes, algues rouges et algues vertes (Belghit *et al.*, 2017).

Les pigments d'algues comprennent la chlorophylle, Phycobiliprotéines et les caroténoïdes tels que les carotènes (β carotène) et xanthophylles (fucoxanthine, violaxanthine, antheraxanthine, zéaxanthine, lutéine, néoxanthine) (Manivasagan *et al.*, 2017).

Parmi les techniques d'analyse, on trouve la spectrophotométrie qui évalue l'absorption des pigments à diverses longueurs d'onde, ainsi que la chromatographie qui facilite la séparation et l'identification de pigments particuliers.

II.4.1 Spectrophotométrie

Richards et Thompson (1952) ont été les initiateurs à décrire une technique spectrophotométrique permettant d'estimer les chlorophylles a, b et c à partir d'un extrait phytoplanctonique (Parsons et Strickland, 1963), (UNESCO, 1966) et Jeffrey et Humphrey, 1975) ont tous contribué à perfectionner cette méthode trichromique, mais seule la dernière offre des équations d'une précision suffisante pour assurer une quantification réaliste des chlorophylles b et c (Lampert, 2001).

Les recherches de (Soohoo *et al.*, 1986), (Bidigare *et al.*, 1989) et (Johnsen *et al.*, 1994) ont établi les fondements pour l'identification des classes phytoplanctoniques y compris microalgues à partir des spectres d'absorption des échantillons « in vivo ». Leurs recherches sont basées sur la différence entre les spectres d'absorption des pigments phytoplanctoniques, y compris ceux des microalgues. Cette technique encore en développement est plus adaptée aux pigments de chlorophylle qu'aux caroténoïdes, qui présentent des spectres très proches (Lampert, 2001).

Cette technique spectrophotométrique est particulièrement adaptée à l'examen des pigments spécifiques aux microalgues du phytoplancton, qui jouent un rôle crucial dans les chaînes alimentaires aquatiques et contiennent des pigments tels que la chlorophylle, les Phycobiliprotéines et les caroténoïdes.

II.4.2 Chromatographie liquide à haute pression (HPLC)

L'utilisation de la méthode HPLC pour la séparation des chlorophylles et des caroténoïdes (dans les cultures de microalgues et les échantillons d'eau de mer) en océanographie fait son apparition avec Abaychi et Riley (1979) (Lampert, 2001).

La chromatographie liquide à haute performance (HPLC) s'est avérée efficace pour séparer rapidement les pigments photosynthétiques, avant la détection spectrophotométrique et fluorométrique sur le site. De cette manière, les microalgues connues pour contenir des pigments uniques et des combinaisons de pigments (tels que les caroténoïdes diagnostiques, les phycobilines, des combinaisons spécifiques de Chl a, b et c et des dérivés de Chl peuvent être détectés et quantifiés (Millie *et al.*, 1993).

Comme le montre la Figure 8, la préparation des échantillons suit un protocole rigoureux :

- Extraction des pigments avec acétone/eau (90:10) pour les chlorophylles et caroténoïdes, et tampon phosphate pour les phycobilines.
- Séparation chromatographique sur colonnes C-18, avant l'analyse spectrale multi-longueur d'onde (380-700 nm).
- Détection par spectrophotomètres à balayage rapide (60.5 s) et réseau de photodiodes (PDAS), permettant une caractérisation fine des pigments individuels.

Grâce à cette technologie, les assemblages naturels de microalgues peuvent être identifiés, caractérisés et quantifiés en moins de 20 minutes.

Associée à la spectroscopie d'absorbance et/ou de fluorescence (Fig 12), la CLHP permet de séparer et de quantifier les pigments à des niveaux de détection extrêmement bas dans des échantillons d'algues monotypiques et mixtes (Millie *et al.*, 1993).

Les analyses de pigments basées sur les HPLC peuvent aider à contourner les limites analytiques et d'interprétation dans la détection microscopique des algues indicatrices, en particulier celles des petites cellules et/ou des cellules fragiles. Les pigments diagnostiques Chl, caroténoïde et phycobiline, seuls ou en combinaison, ont été utilisés pour l'identification chimiosystématique des assemblages de phytoplancton (Millie *et al.*, 1993).

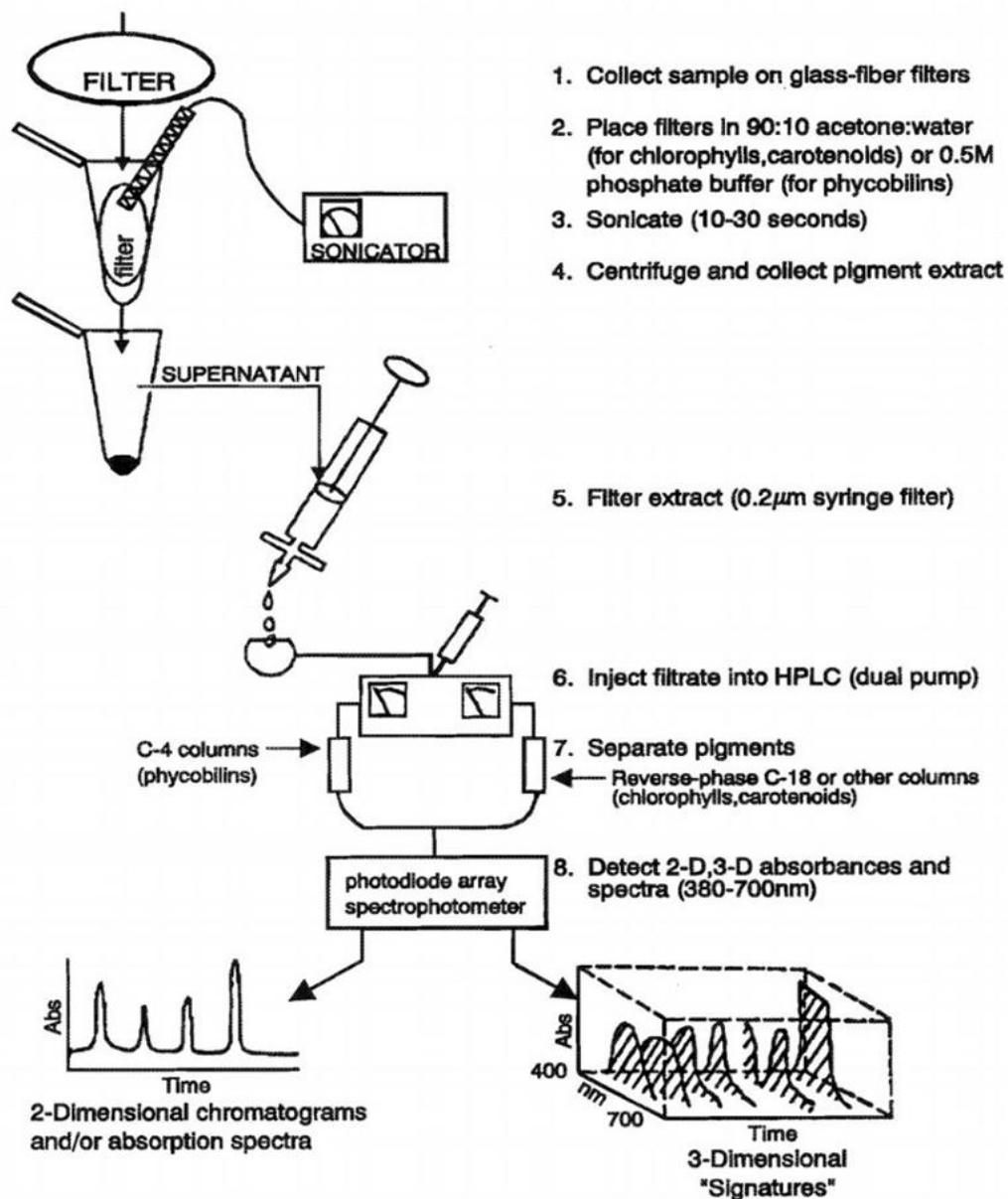


Figure 11: Procédures préparatoires et analytiques pour la chromatographie liquide à haute performance et la spectrophotométrie à réseau de photodiodes des pigments de microalgues (Millie *et al.*, 1993).

II.5 Classification de algues microscopiques

L'identification des algues microscopiques s'effectue selon des critères morphologiques, physiologiques et génétiques.

La classification des microalgues s'appuie sur différentes caractéristiques comme : la pigmentation, la composition chimique des substances de stockage dérivées de la photosynthèse, l'arrangement des membranes photosynthétiques (Person, 2010). Le nombre de membranes plastidiales, la configuration des crêtes mitochondriales, la structure du flagelle et diverses autres propriétés morphologiques (Reviere, 2002).

L'arbre phylogénétique ci-joint illustre cette diversité, les microalgues constituent un ensemble phylogénétiquement varié. Cette diversification provoque des variations physiologiques et métaboliques, qui témoignent d'une vaste diversité génétique (Kelbouz, 2020 ; Boutarfa et Senoussi, 2022).

Les principaux groupes comprennent :

- Eucaryotes : Diatomées (Bacillariophyceae), Chlorophytes (Chlorophyceae), algues dorées (Chrysophyceae), Euglénoides, Cryptophytes et Rhodophytes.
- Procaryotes : Les cyanobactéries (*Cyanophyceae*), bien qu'elles ne soient pas des eucaryotes, partagent certaines caractéristiques fonctionnelles avec les microalgues.

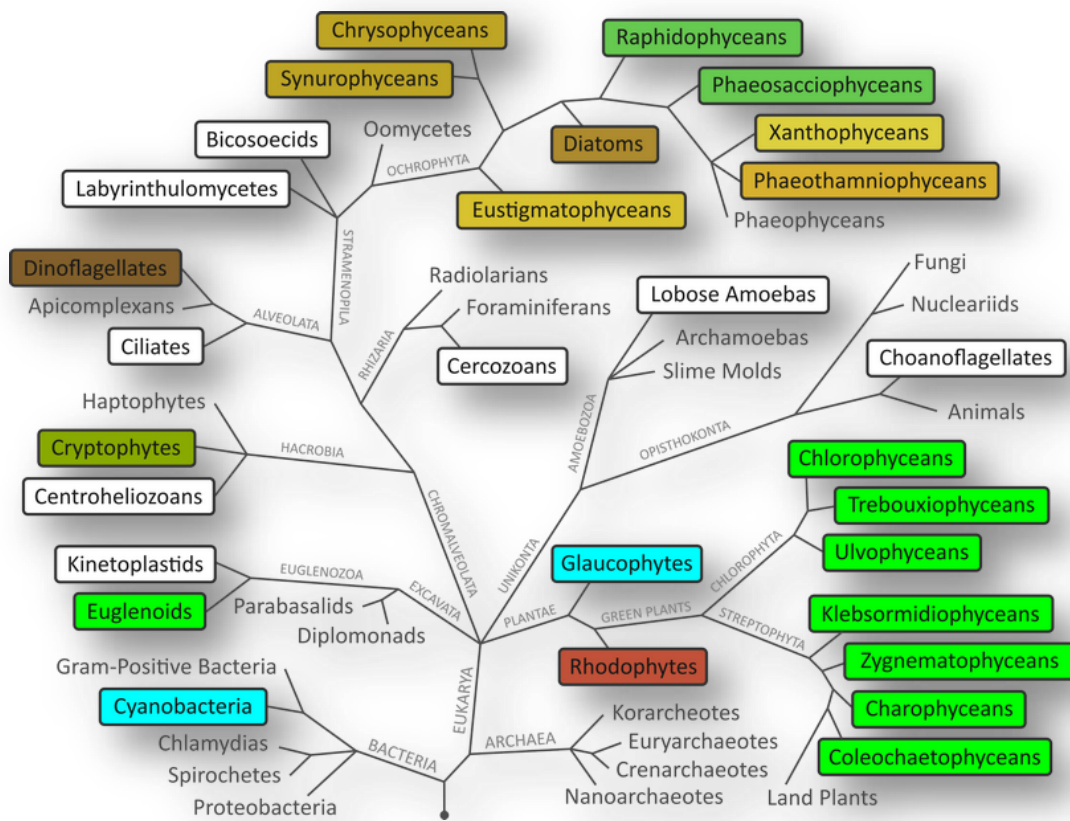


Figure 12: Arbre phylogénétique et taxonomie des algues microscopiques (<http://www.keweenawalgae.mtu.edu/>) (consulté le 20/05/2022).

Chapitre III: Applications des Algues microscopiques

Chapitre III: Applications des algues microscopiques

En raison de leur richesse en biodiversité et leurs caractéristiques biochimiques, les microalgues présentent un fort potentiel pour diverses applications dans des domaines tels que l'industrie pharmaceutique, agro-alimentaire, l'environnement et les énergies vertes (Filali, 2012).

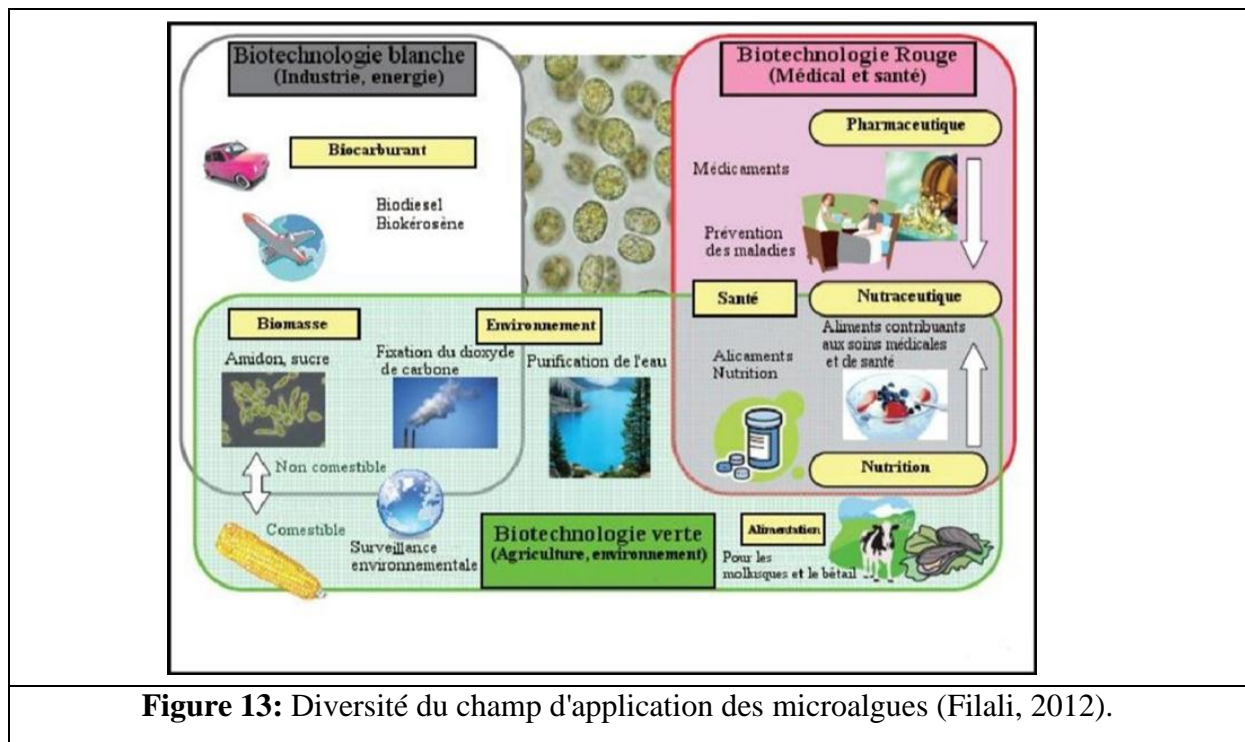


Figure 13: Diversité du champ d'application des microalgues (Filali, 2012).

III.1 Alimentation humaine et animale

III.1.1 Alimentation humaine

Les algues microscopiques destinées à l'alimentation humaine sont aujourd'hui commercialisées sous différentes formes, telles que des comprimés, des gélules et des liquides. Elles peuvent également être incorporées dans des pâtes, des snacks, des barres chocolatées ou des gommes, et des boissons (Spolaore *et al.*, 2006).

L'utilisation des microalgues comme source de nourriture vient des pratiques ancestrales de populations sujettes à la famine. Les chinois utilisaient la microalgue *Nostoc* commune pour assurer l'alimentation il y a plus de 2000 ans (Han DanXiang *et al.*, 2004).

La microalgue la plus réputée dans ce domaine est *Arthrospira platensis*, également connue sous le nom de Spiruline. On la retrouve en tant que supplément alimentaire dans plusieurs pays tels que le Japon, l'Inde et le Mexique. Dans certains pays, comme sur les rives du lac

Tchad, elle revêt une importance cruciale. Elle y est récoltée et consommée depuis des temps immémoriaux et constitue aujourd'hui la principale ressource pour lutter contre la famine (Beccerra-celis, 2009).

Les protéines sont d'une importance majeure dans la nutrition humaine et certaines algues contiennent jusqu'à 60 % de protéines. La cyanobactérie *Arthrospira* est une algue célèbre, actuellement cultivée pour sa forte teneur en protéines (Person, 2010).

Une autre microalgue remarquable, *Dunaliella salina*, se caractérise par sa richesse en polysaccharides qui sont employés dans l'industrie comme agents épaississants, notamment sous la forme de β -carotène. Par ailleurs, cette algue est aussi la plus riche en glycérol, un composé participant à l'osmorégulation des microalgues et utilisé comme édulcorant dans l'industrie alimentaire (Filali, 2012).

Les phycobiliprotéines, qui sont des pigments, peuvent servir de colorants naturels dans le domaine agroalimentaire, comme l'huile de soja (Gouveia *et al.*, 2007).



Figure 14: *Spiruline* pour alimentation humaine (Berramdani, 2020).

III.1.2 Alimentation animale :

En plus de l'utilisation dans l'alimentation humaine, les microalgues peuvent être incorporées dans l'alimentation d'une grande variété d'animaux, allant des poissons (aquaculture) aux animaux de compagnie et aux animaux de ferme. En fait, 30 % de la production mondiale actuelle d'algues est vendue pour l'alimentation animale et plus de 50 % de la production mondiale actuelle d'*Arthrospira* est utilisée comme complément alimentaire (Spolaore *et al.*, 2006).

Dans cette filière majeure de la production mondiale, les microalgues sont employées directement pour répondre aux exigences des phases larvaires des mollusques bivalves et des crustacés, ou indirectement en tant qu'alimentation complémentaire et support pour le zooplancton, qui constitue la nourriture de plusieurs espèces aquacoles. Sauf pour la Spiruline, la consommation de cette source de protéines par les animaux terrestres est compliquée en raison de la faible digestibilité de ces cellules, due à une paroi pseudo-cellulotique (Sialve et Steyer, 2013).



Figure 15: Nourriture pour poisson (HBH)
(Berramdani, 2020).

Les microalgues contiennent une quantité précieuse de composés organiques, tels que des protéines (40–70%), des lipides (8–70%), des glucides (11–56%) et des pigments (3–5%) responsables non seulement de leur valeur nutritionnelle, mais servant également de sources (ou de pistes) de composés bioactifs (Pôjo *et al.*, 2021)

III.2 Application Pharmaceutiques et cosmétique

III.2.1 Application Pharmaceutiques

Selon Olaizola (2003), les microalgues constituent une source considérable de composés bioactifs exploitables pour des usages commerciaux. Y compris primaires et secondaires métabolites, qui pourraient être utilisés comme un potentiel candidat d'intérêt pour le secteur pharmaceutique (Boutarfa et Senoussi, 2022).

De plus, les cyanobactéries constituent une précieuse source de divers métabolites secondaires susceptibles d'agir en tant qu'antibiotiques, enzymes, agents anticancéreux et anti-inflammatoires. Les cyanobactéries sont reconnues pour produire divers métabolites dotés d'activités antimicrobiennes, immunosuppressives, anticancéreuses et antivirales. Ces micro-organismes sont donc une importance industrielle pour la fabrication de produits pharmaceutiques importants (Boutarfa et Senoussi, 2022). On a aussi examiné les algues comme sources de vitamines et de précurseurs vitaminiques comme l'acide ascorbique, la riboflavine et le tocophérol. Cependant, seules quelques espèces de micro-algues ont été utilisées pour produire différents produits pharmaceutiques et nutraceutiques (Olaizola, 2003).

Les lipides constituent également une très large classe de molécules que la plupart des microalgues peuvent accumuler dans d'importantes proportions de leur poids sec. Les acides gras polyinsaturés – qui dans le milieu naturel se retrouvent concentrés dans les organismes marins en position inférieure dans la chaîne trophique – appartiennent à la classe des oméga-3 et oméga-6 comme les DHA et EPA. Egalement, des molécules élaborées par des *diatomées*, *dinoflagellées* et cyanobactéries font l'objet de travaux de recherche car elles présentent des propriétés anticancéreuses (Sialve et Steyer, 2013).

III.2.2 Application Cosmétique

Plusieurs espèces de microalgues sont utilisées à des fins industrielles dans le domaine cosmétique, notamment les espèces *Arthrospira* et *Chlorella* (Stolz et Obermayer, 2005). Des dérivés d'algues tels que les pigments, les acides aminés essentiels, les antioxydants et les polyphénols sont intégrés dans des compositions cosmétiques en tant qu'épaississants, agents régénérateurs et antioxydants (Aissaou et Zarza, 2021).

Des extraits d'*Arthrospira sp* et *Chlorella sp* sont présents dans des formules de soin du visage et de la peau tels que les crèmes anti-âge, lotions pour le visage et le corps, les produits de soin rafraîchissant ou régénérant (De Jesus Raposo *et al.*, 2013). Ces extraits sont également retrouvés dans les produits de soin capillaire (Mobin et Allam, 2017).

La production de protéines à partir de la souche *Arthrospira* favorise la réparation des premiers signes de vieillissement cutané, tandis que les extraits de *Chlorella vulgaris* stimulent la synthèse du collagène dans la peau, provoquant une diminution des rides (Spolaore *et al.*, 2006). On utilise aussi les pigments dérivés des microalgues dans l'industrie cosmétique (Del Campo *et al.*, 2000).

II.3 Application environnementale

Les caractéristiques biochimiques et physiologiques des microalgues sont aussi exploitées pour des applications concernant l'environnement : elles se révèlent utiles pour dépolluer les eaux usées, pour capturer et valoriser le CO₂.

II.3.1 Traitement des eaux usées

Au cours des années, une multitude de procédés ont été mis au point pour éliminer divers polluants des eaux usées, qu'ils soient physiques, chimiques ou biologiques. On considère que les méthodes de traitement biologique sont les plus respectueuses de l'environnement et les moins coûteuses (Rao *et al.*, 2011).

Au vu de leur capacité d'assimilation de nombreux nutriments nécessaires à leur croissance, les microalgues représentent une solution intéressante pour éliminer ces éléments ; elles sont également capables de fixer des métaux lourds. Elles sont ainsi les principaux éléments biologiques de certains systèmes de traitement des eaux municipales et industrielles (essentiellement traitement tertiaire). En absorbant l'azote et le phosphore, elles participent à la diminution du phénomène d'eutrophisation dans certains environnements aquatiques. Une recherche s'est concentrée sur le rôle de *Chlorella vulgaris* dans la capture de l'azote et du phosphore présents dans les eaux usées (Aslan et Kapdan, 2006).

Afin de réduire les coûts économiques de ces procédés de traitements des eaux, la biomasse générée peut être exploitée pour produire des molécules à haute valeur ajoutée, du biodiesel, du biogaz, de l'hydrogène etc. Ces procédés sont généralement couplés à l'élimination de CO₂ dans des effluents gazeux industriels conduisant à des procédés intégrés (Filali, 2012).

La figure 17 montre comment elles sont intégrées dans un système de traitement des eaux, où elles contribuent non seulement à l'élimination des polluants, mais aussi à la production de ressources valorisables.

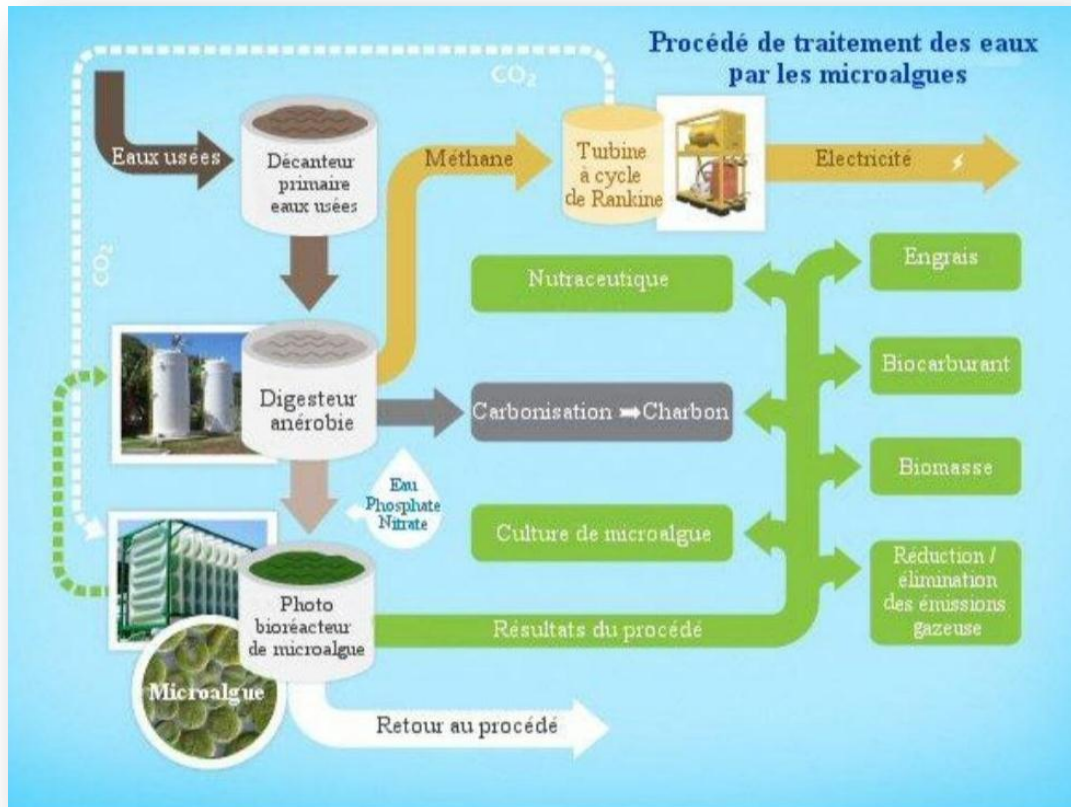


Figure 16: Procédé de traitement des eaux par les microalgues (Filali, 2012).

II.3.2 Agriculture

La biomasse algale peut être valorisée comme engrais, fertilisant (apport de potassium, d'azote et d'éléments essentiels à la croissance végétale) et stabilisateur de sols dans le domaine de l'agriculture (Meeting, 1996). La majorité des cyanobactéries sont capables de fixer l'azote atmosphérique et peuvent être utilisées comme biofertilisants. Elles jouent un rôle primordial dans le maintien et la construction de la fertilité des sols pour élever la croissance et la productivité du riz en tant que biofertilisant naturel (Song *et al.*, 2007).

III.4 Application industriel

III.4.1 Production des biocarburants

Actuellement, face au défi du changement climatique et à la hausse des prix du baril de pétrole, les biocarburants dérivés de matières organiques renouvelables apparaissent comme une solution de rechange aux énergies fossiles pour diminuer les émissions de gaz à effet de serre (GES) et garantir l'autonomie énergétique (Becerra-Celis, 2009).

Grâce à leur haute efficacité photosynthétique, leur production massive de biomasse et leur croissance accélérée, les algues sont souvent utilisées pour produire du carburant (Miao *et al.*, 2004). Les microalgues renferment des protéines, des glucides et des lipides ; les lipides peuvent être convertis en biodiesel, les glucides en éthanol et en H₂, et les protéines en matière première de biofertilisant (Raja *et al.*, 2013).

Les microalgues *Chlorella Dunaliella*, *Nannochloropsis* et *Isochrysis* peuvent être utilisées pour produire une gamme de biocarburants, y compris du carburant pour avion, du biodiesel, bioéthanol, du biogaz et du biohydrogène en fonction de leur composition biochimique (Sharma *et al.*, 2025). La figure (18) illustre les différentes voies de conversion des microalgues en divers biocarburants et produits chimiques. Elle met en lumière divers procédés qui permettent de convertir les microalgues en énergie utilisable.

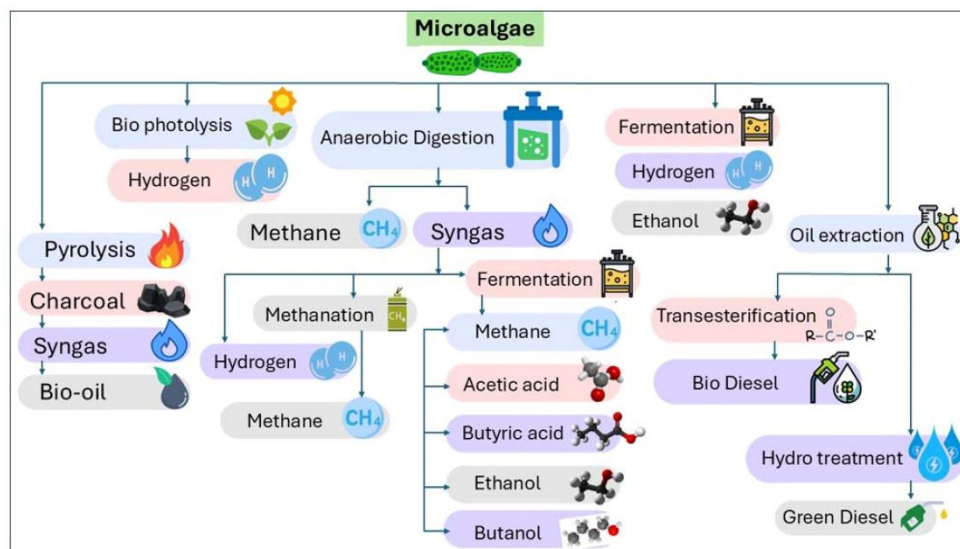


Figure 17: Voies de production de biocarburants à partir des microalgues (Sharma *et al.*, 2025).

III.4.1.1 Biodiesel

Le biodiesel a connu en popularité récemment en raison de ses caractéristiques écologiques, renouvelables, non toxique et de sa capacité à produire moins d'émissions polluantes par rapport aux carburants traditionnels (Mostafa et El-Gendy, 2017 ; Ogunkunle et Ahmed, 2021).

La teneur élevée en lipides et l'excellente capacité de fixation du CO₂ des microalgues par photosynthèse ont fait du biodiesel de microalgues un carburant neutre en carbone prometteur (kim et al., 2022). Et actuellement, les microalgues se sont imposées comme la matière première la plus prometteuse pour la production de biodiesel (Sharma *et al.*, 2025).

Cette figure 19 représente le processus de production du biodiesel à partir des microalgues (Filali, 2012). Elle illustre plusieurs étapes essentielles, depuis la sélection des souches les plus adaptées et l'optimisation de leur croissance, jusqu'à l'extraction des lipides et leur transformation par trans estérification en biodiesel.

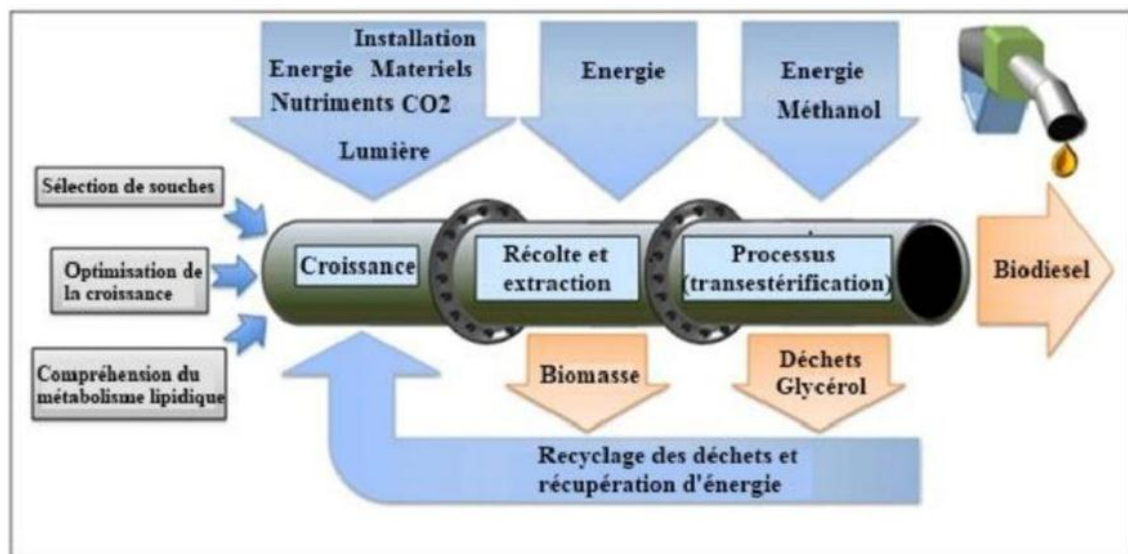


Figure 18: Schéma du principe de production du biodiesel à partir des microalgues (Filali, 2012).

III.4.1.2 Bioéthanol

Bioéthanol de troisième génération produit à partir de la biomasse de microalgues peut représenter un carburant respectueux de l'environnement. Il présente de nombreux avantages par rapport aux biocarburants de première et deuxième génération produits à partir de plantes supérieures (Singh *et al.* 2011; Zabed *et al.* 2017), principalement en raison de son taux de

production rapide. Les cellules des microalgues ont un temps de doublement court ; elles peuvent donc atteindre une productivité élevée et un cycle de récolte court (1-10 jours) par rapport à d'autres matières premières végétales (une ou deux fois par ans) (Lakatos *et al.*, 2019).

III.4.1.3 Biogaz

La production de biogaz à partir de microalgues fait l'objet d'une attention particulière depuis les années 1950, car les microalgues sont capables de se développer rapidement sur des terres non arables et d'accumuler une grande quantité de macromolécules digestibles dans la biomasse (Zabed *et al.*, 2020).

III.4.2 Production de bioplastique

Les polyhydroxyalkanoates (PHA) sont des biopolymères produits par de nombreux microorganismes et constituent une alternative prometteuse aux plastiques d'origine fossile (Cimon, 2024). Parmi les microorganismes produisant des PHA, les microalgues se démarquent par leur capacité photosynthétique et leurs besoins en nutriments réduits en comparaison aux bactéries (Costa, 2018). Les microalgues parviennent à accumuler des PHA à l'aide du CO₂ atmosphérique. La souche *Chlorella vulgaris* a démontré un fort potentiel de production de PHA combiné à une capacité de phytoremédiation permettant d'envisager l'usage d'eaux usées comme substrat (Cimon, 2024).

III.4.3 Biofaçades

Biofaçades de microalgues est un système de culture de microalgue installé verticalement comme façade de bâtiment. Cette technologie implique la mise en place de systèmes de culture de microalgues sur les façades des bâtiments. L'objectif est de créer une façade « active » capable de réduire les consommations liées au confort thermique des occupants du bâtiment et réduire les apports de chaleur en été et les déperditions en hiver, tout en créant une synergie par la combinaison des matériaux de construction, ainsi que par les échanges de matière et d'énergie entre les deux systèmes, dans le but d'élaborer des bâtiments plus durables (Girard, 2023).

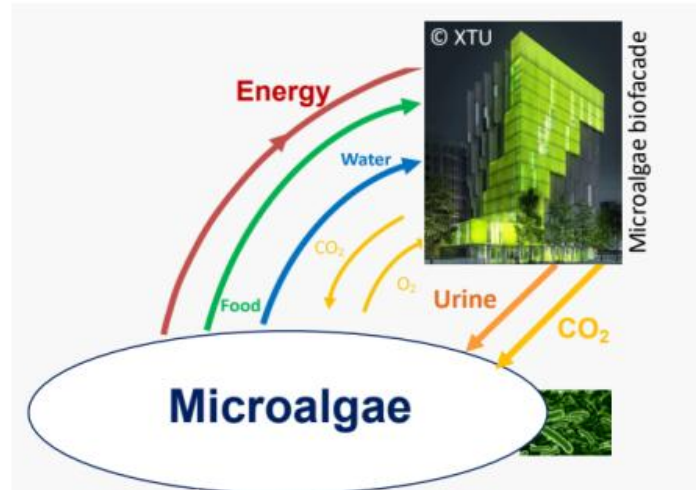


Figure 19: Symbiose bâtiment-biofaçade de microalgues (Girard, 2023).

La technologie Solarleaf installée sur le bâtiment Bio Intelligent Quotient (BIQ) à Hambourg (2013) (Figure 21) est la première biofaçade de microalgues au monde, développée par le cabinet d'architecture SPLITTER-WERK, Graz (Lakenbrink, 2013). Le bâtiment BIQ est un édifice résidentiel de trois niveaux (comprenant 15 appartements) qui voit 200 m² de PBRs fixés à sa façade, créant ainsi une seconde peau. Par conséquent, l'énergie solaire produit, de la biomasse microalgale et assure le chauffage ainsi que la production d'eau chaude du bâtiment. La biomasse générée est collectée pour être utilisée dans les secteurs de l'agroalimentaire et de la cosmétique (Girard, 2023).



Figure 20: Exemples de technologies de biofaçades de microalgues (Girard, 2023).

Conclusion

Conclusion

Notre travail de revue bibliographique met en évidence l'importance des algues microscopiques et leur impact sur divers domaines scientifiques et industriels. À travers une étude approfondie de leur isolement, identification et classification, nous avons pu comprendre leur diversité biologique et leur rôle écologique. L'étude des méthodes de collecte et d'isolement a permis de comprendre les techniques appropriées à leur culture et conservation, tandis que leur identification par le biais de méthodes morphologiques, pigmentaires et moléculaires a approfondi notre compréhension de leurs caractéristiques essentielles.

L'utilisation de microalgues dans divers domaines souligne leur potentiel à servir de ressource renouvelable. Elles proposent des approches novatrices pour l'assainissement des eaux usées, la diminution des émissions de CO₂ et la production durable d'énergie à travers les biocarburants. En plus, leur richesse en composés bioactifs favorise leur intégration dans les produits cosmétiques et pharmaceutiques, démontrant ainsi leur polyvalence et leur valeur ajoutée.

De ce fait, cette étude souligne l'importance des recherches sur les microalgues pour l'élaboration de nouvelles applications durables et économiquement viables. Face aux défis environnementaux et énergétiques contemporains, elles se présentent comme un choix d'avenir pour une transition durable, préparant le cadre pour des progrès significatifs dans les domaines scientifique et industriel. Il reste encore à découvrir ce que l'avenir réserve à ces organismes, et une recherche approfondie pourrait dévoiler des avantages surprenants pour la société et la protection des écosystèmes.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

Abaychi, J.K., Riley, J.P. (1979). The determination of phytoplankton pigments by high performance liquid chromatography. *Anal. Chim. Acta*, 107: 1-11.

AISSAOUI, I., & ZARZA, S. La production des métabolites par les micro-algues.

Andersen, R. A. (1992). Diversity of eukaryotic algae. *Biodiversity & Conservation*, 1, 267-292.

Andersen, RA (éd.). (2005). Techniques de culture d'algues . Presses universitaires.

Aslan, S., & Kapdan, I. K. (2006). Batch kinetics of nitrogen and phosphorus removal from synthetic wastewater by algae. *Ecological engineering*, 28(1), 64-70.

Assunção, P., Jaén-Molina, R., Caujapé-Castells, J., de la Jara, A., Carmona, L., Freijanes, K., & Mendoza, H. (2012). Phylogenetic position of *Dunaliella acidophila* (Chlorophyceae) based on ITS and *rbcL* sequences. *Journal of Applied Phycology*, 24, 635-639.

Baya, D. G. (2012). Etude de l'autofloculation dans un Chenal Algal à Haut Rendement.

Becerra-Celis, G. (2009). *Proposition de stratégies de commande pour la culture de microalgues dans un photobioréacteur continu* (Doctoral dissertation, Université Paris Sud-Paris XI).

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

Belghit , I., Rasinger, J.D., Heesch S., Biancarosa I., Liland N., Torstensen B., Waagbø R., Lock. Bellinger, E., SIGEE D. 2010. *Freshwater Algae (Identification and Use as Bioindicator)*. 1st edition. Wiley-Blackwell (John Wiley and Sons, Ltd). UK. pp 271.

Bidigare, R.R., Morrow, J.H., Kiefer, D.A. (1989). Derivative analysis of spectral absorption by photosynthetic pigments in the western Sargasso Sea. *J. Mar. Res.* 47 : 323-341.

Boutarfa, S., & Senoussi, M. M. (2022). Caractérisation et Identification des algues microscopiques isolées des sources hydrothermales de l'est algérien et recherche d'une activité antimicrobienne de leur extrait.

Brennan, L., & Owende, P. (2010). Biofuels from microalgae—a review of technologies for production, processing, and extractions of biofuels and co-products. *Renewable and sustainable energy reviews*, 14(2), 557-577.

Chen, J. (2009). Laminaria japonica. *Cultured aquatic species information programme*.

Cimon, M. A. (2024). *Production de bioplastiques par les microalgues* (Doctoral dissertation, Université du Québec à Trois-Rivières).

Costa, S. S., Miranda, A. L., Andrade, B. B., de Jesus Assis, D., Souza, C. O., de Morais, M. G., ... & Druzian, J. I. (2018). Influence of nitrogen on growth, biomass composition, production, and properties of polyhydroxyalkanoates (PHAs) by microalgae. *International journal of biological macromolecules*, 116, 552-562.

de Jesus Raposo, M. F., de Morais, R. M. S. C., & de Morais, A. M. M. B. (2013). Health applications of bioactive compounds from marine microalgae. *Life sciences*, 93(15), 479-486.

Del Campo, J. A., Moreno, J., Rodríguez, H., Vargas, M. A., Rivas, J., & Guerrero, M. G. (2000). Carotenoid and phosphorus ions from synthetic wastewater by the microalgae *Chlorella vulgaris* coimmobilized in alginate beads with the microalgae growthpromoting bacterium *Azospirillum brasilense*. *Water Research*, 36, 2941-2948.

Doyle, J. J. & Doyle, J. L. 1990. Isolation of plant DNA from fresh tissue. *Focus* 12:13–5.

Dragone, G., Fernandes, B. D., Vicente, A. A., & Teixeira, J. A. (2010). Third generation biofuels from microalgae.

Fawley, M. W., & Fawley, K. P. (2004). A simple and rapid technique for the isolation of DNA from microalgae 1. *Journal of Phycology*, 40(1), 223-225.

Fei, C., Zou, S., Wang, T., Wang, C., Kemuma, N. D., He, M., ... & Wang, C. (2020). A quick method for obtaining high-quality DNA barcodes without DNA extraction in microalgae. *Journal of Applied Phycology*, 32, 1165-1175.

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

Girard, F. (2023). *Biofaçade de microalgues comme solution pour développer des bâtiments et des systèmes de culture durables* (Doctoral dissertation, Nantes Université).

Gouveia, L., Nobre, B. P., Marcelo, F. M., Mrejen, S., Cardoso, M. T., Palavra, A. F., & Mendes, R. L. (2007). Functional food oil coloured by pigments extracted from microalgae with supercritical CO₂. *Food Chemistry*, 101(2), 717-723.

Gudin, C. (2013). *Histoire naturelle des microalgues*. Odile Jacob.

Guillard, R. R. (1975, October). Culture of phytoplankton for feeding marine invertebrates. In *Culture of marine invertebrate animals: proceedings—1st conference on culture of marine invertebrate animals greenport* (pp. 29-60). Boston, MA: Springer US.

Han DanXiang, H. D., Bi YongHong, B. Y., & Hu ZhengYu, H. Z. (2004). Industrial production of microalgal cell-mass and secondary products-species of high potential: *Nostoc*.

Ihiawakrim, D. (2019). *Etude par les techniques avancées de microscopie électronique en transmission de matériaux fragiles* (Doctoral dissertation, Université de Strasbourg).

Jeffrey, S.W., Humphrey, G.F. (1975). New spectrophotometric equations for determining chlorophylls a, b, c1 and c2 in higher plants, algae and natural phytoplankton. *Biochem. Physiol. Pflanzen*, 167: 191-194.

Johnsen, G., Samset, O., Granskog, L., Sakshaug, E. (1994). In vivo absorption characteristics in 10 classes of bloom-forming phytoplankton : taxonomic characteristics and responses to photoadaptation by means of discriminant and HPLC analysis. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 105 : 149-157.

KELBOUZ, N. Contribution à la production des microalgues isolées à partir du Barrage Fom Elgherza-Biskra.

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

Kim, J. Y., Jung, J. M., Jung, S., Park, Y. K., Tsang, Y. F., Lin, K. Y. A., ... & Kwon, E. E. (2022). Biodiesel from microalgae: Recent progress and key challenges. *Progress in Energy and Combustion Science*, 93, 101020.

Kuznetsov, V. V., & Strogonov, B. P. (1995). The Patriarch of Russian Plant Physiology (On the 160th Birthday of Academician AS Faminzin). *Russian Journal of Plant Physiology*, 42(3), 297-302.

Lakatos, G. E., Ranglová, K., Manoel, J. C., Grivalský, T., Kopecký, J., & Masojídek, J. (2019). Bioethanol production from microalgae polysaccharides. *Folia microbiologica*, 64, 627-644.

Lakenbrink, H. (2013), « White Paper BIQ », in.

Lampert, L. (2001). *Dynamique saisonnière et variabilité pigmentaire des populations phytoplanctoniques dans l'Atlantique Nord (Golfe de Gascogne)* (Doctoral dissertation, Université de Bretagne occidentale).

Lee, R. E. (2018). Phycology. Cambridge university press.

Manivasagan, P., Bharathiraja, S., Santha Moorthy, M., Mondal, S., Seo, H., Dae Lee, K, Oh, J. 2017. Sustainable Global Resources Of Seaweeds. 1, XXIX, 656.

Marouf, S., & GUEHAZ, K. *Isolement des souches microalgales productrices des polysaccharides du Sahara algérienne* (Doctoral dissertation, Université Kasdi Merbah–Ouargla).

Metting, F. B. (1996). Biodiversity and application of microalgae. *Journal of industrial microbiology*, 17, 477-489.

Miao, X., Wu, Q., & Yang, C. (2004). Fast pyrolysis of microalgae to produce renewable fuels. *Journal of analytical and applied pyrolysis*, 71(2), 855-863.

Millie, D. F., Paerl, H. W., & Hurley, J. P. (1993). Microalgal pigment assessments using high-performance liquid chromatography: a synopsis of organismal and ecological applications. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 50(11), 2513-2527.

Mobin, S., & Alam, F. (2017). Some promising microalgal species for commercial applications: a review. *Energy Procedia*, 110, 510-517.

Mostafa, S. S., & El-Gendy, N. S. (2017). Evaluation of fuel properties for microalgae *Spirulina platensis* bio-diesel and its blends with Egyptian petro-diesel. *Arabian journal of chemistry*, 10, S2040-S2050.

Ogunkunle, O., & Ahmed, N. A. (2021). Overview of biodiesel combustion in mitigating the adverse impacts of engine emissions on the sustainable human–environment scenario. *Sustainability*, *13*(10), 5465.

Olaizola, M. (2003). Commercial development of microalgal biotechnology: from the test tube to the marketplace. *Biomolecular engineering*, *20*(4-6), 459-466.

Ouarghi, H. E. (2003). Interaction phytoplancton qualité physico-chimique des eaux dans les Lagunes Naturelles et Lagunes à haut rendement Algal. Thèse de Doctorat, Campus d'Arlon, Fondation Universitaire Luxembourgeoise: 199p.

Parsons, T.R., Strickland, J.D.H. (1963). Discussion of spectrophotometric determination of marine plant pigments, with revised equations for ascertaining chlorophylls and carotenoids. *J. Mar. Res.* *21*: 155- 163.

Person J. (2010). Livre turquoise – Algue, filières du futur. Édition Adebitech, Romainville,p 163.

Radha, S., Fathima, A. A., Iyappan, S., & Ramya, M. (2013). Direct colony PCR for rapid identification of varied microalgae from freshwater environment. *Journal of Applied Phycology*, *25*, 609-613.

Raja, A., Vipin, C., & Aiyappan, A. (2013). Biological importance of marine algae-an overview. *Int. J. Curr. Microbiol. Appl. Sci*, *2*(5), 222-227.

Rao, P. O. L. U. R., Kumar, R. R., Raghavan, B. G., Subramanian, V. V., & Sivasubramanian, V. (2011). Application of phycoremediation technology in the treatment of wastewater from a leather-processing chemical manufacturing facility. *Water Sa*, *37*(1).

Reviere B., (2002) .Biologie et phylogénie des algues. Tome 1. Edition .BELIN.Paris. 225P.

Richards, F.A., Thompson, T.G. (1952). The estimation and characterization of plankton populations by pigment analyses. II. A spectrophotometric method for the estimation of plankton pigments. *J. Mar. Res.* *11*: 156-172.

Richmond, A. (Ed.). (2004). *Handbook of microalgal culture: biotechnology and applied phycology* (Vol. 577). Oxford: Blackwell Science.

Sharma, A. K., Jaryal, S., Sharma, S., Dhyani, A., Tewari, B. S., & Mahato, N. (2025). Biofuels from Microalgae: A Review on Microalgae Cultivation, Biodiesel Production Techniques and Storage Stability. *Processes*, *13*(2), 488.

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

Singh, A., Nigam, P. S., & Murphy, J. D. (2011). Renewable fuels from algae: an answer to debatable land based fuels. *Bioresource technology*, *102*(1), 10-16.

Song TieYing, S. T., Mårtensson, L., Eriksson, T., Zheng WeiWen, Z. W., & Rasmussen, U. (2005). Biodiversity and seasonal variation of the cyanobacterial assemblage in a rice paddy field in Fujian, China.

SooHoo, J.B., Kiefer, D.A., Collins, D.J., McDermid, I.S. (1986). In vivo fluorescence excitation and absorption spectra of marine phytoplankton : I. Taxonomic characteristics and responses to photoadaptation. *J. of Plank. Res.* *8*(1) : 197-214.

Spolaore, P., Joannis-Cassan, C., Duran, E., & Isambert, A. (2006). Commercial applications of microalgae. *Journal of bioscience and bioengineering*, *101*(2), 87-96.

Stein-Taylor, J. R. (1973). *Handbook of phycological methods: culture methods and growth measurements*, edited by JR Stein (Vol. 1). Cambridge University Press.

Stolz, P., & Obermayer, B. (2005). Manufacturing microalgae for skin care. *Cosmetics and toiletries*, *120*(3), 99-106.

Yasmine, A. N. (2019). *Production en masse de microalgues: optimisation des paramètres physico-chimiques* (Doctoral dissertation).

Zabed, H. M., Akter, S., Yun, J., Zhang, G., Zhang, Y., & Qi, X. (2020). Biogas from microalgae: Technologies, challenges and opportunities. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, *117*, 109503.

Zabed, H., Sahu, J. N., Suely, A., Boyce, A. N., & Faruq, G. (2017). Bioethanol production from renewable sources: Current perspectives and technological progress. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, *71*, 475-501.

Les sites internet:

https://courses.botany.wisc.edu/botany_330/Isolation&Culture.html

<https://www.aquaportail.com/dictionnaire/definition/7260/filet-a-plancton>

<https://www.nature.com/articles/s41598-018-28129-y>

<http://www.encyclopedie-environnement.org>

www.aquaportail.com

<https://biologyreader.com/cyanobacteria.html>

<https://www.sciencephoto.com/>

<http://www.keweenawalgae.mtu.edu/>

<https://trends.directindustry.fr/zk-separation/project-244515-1147624.html>

https://www.polarpod.fr/uploads/4_3%20%282%29.pdf