وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
الجمهوريَّة الجزائريَّة الدّيمقراطيَّة الشَّعبيَّة

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

---

Université Ahmed ZABANA de RELIZANE
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département des Sciences Biologiques

MEMOIRE

En vue de l'obtention du diplôme de MASTER en :

Biochimie Appliquée

Intitulé

Développement et suivi biochimique d'une culture de microalgues en conditions contrôlées

Présenté par :

Melle: BESSEGHIER Chaimaa
Melle: BEKADDOR Nadjia

Devant les membres de jury :

Président : Dr. REGUIEG YSSAAD Athmen	Maître de conférences (A)	(U. Relizane)
Encadreur : Dr. BENTAALLAH Mohammed El Amine	Maître de conférences (A)	(U. Relizane)
Examinateur : Dr. Malti charafeddine	Maître de conférences (A)	(U. Relizane)

Année universitaire : 2025/2026

Remerciements

*En premier lieu et avant tout, nous remercions notre bon Dieu **(Allah)** le tout puissant, pour sa grande bonté et surtout sa gratification de notre bonne santé, du courage et de la volonté afin de réaliser et finir ce modeste travail dans les meilleures conditions.*

*Au terme de ce travail, nous tenons à exprimer toute notre gratitude à notre encadreur **Mr.Bentaallah Mohammed El- Amine** qui n'a pas hésité à nous prendre en charge et à nous guider le long de ce mémoire. Le partage de ses connaissances et sa grande expérience ont été déterminants pour la réalisation de ce travail.*

*Nous remercions les membres du jury, le présidente **Mr** et L'examinateur , d'avoir accepté d'évaluer ce travail. Leurs remarques et suggestions ne feront que rehausser la qualité de cette étude et de ce manuscrit*

Dédicace

Je rends grâce à Allah, le Tout-Puissant, qui m'a accordé la force, la patience et la persévérance nécessaires pour mener à bien ce travail.

*J'adresse mes sincères remerciements à mon cher frère *Abdelkader* pour son soutien constant, ses encouragements et sa présence à mes côtés tout au long de cette période.*

Je tiens également à exprimer ma profonde gratitude à mes chers parents, pour leur amour, leurs sacrifices et leur soutien indéfectible, qui ont constitué une source permanente de motivation et de réussite.

*Mes remerciements les plus sincères s'adressent également à *Aïssar* pour ses précieux conseils et son soutien.*

*Je souhaite exprimer ma reconnaissance et ma considération à mon encadrant, le Docteur *Bentaallah Mohamed El Amine*, ainsi qu'à l'ensemble de mes enseignants, pour leurs orientations, leurs conseils avisés et les connaissances qu'ils m'ont transmises tout au long de mon parcours universitaire.*

Enfin, je dédie ce modeste travail à toutes les personnes qui m'ont soutenu, de près ou de loin, par une parole bienveillante ou une prière sincère.

BEKADDOUR Nadjia

Dédicace

*Je rends grâce à **Allah**, le Tout-Puissant, qui m'a accordé la force, la patience et la persévérance nécessaires pour mener à bien ce travail.*

Sans Sa volonté, rien n'aurait été possible, et c'est par Sa grâce que j'ai pu franchir chaque étape de ce parcours avec courage et détermination.

Je dédie ce modeste travail, fruit de longues années d'efforts, de sacrifices et d'espoir :

À mes très chers parents,

Symboles d'amour infini, de patience et de dévouement.

Aucun mot ne saurait exprimer ma profonde gratitude pour tous les sacrifices que vous avez consentis afin de m'offrir les meilleures conditions de réussite.

Vos prières, votre soutien indéfectible et votre confiance ont été ma plus grande source de motivation.

Que Dieu vous accorde santé, bonheur et longue vie.

***À mes frères et sœurs**,*

Pour leur présence, leur encouragement et leur soutien moral tout au long de ce chemin.

Vous avez toujours été une source de force et d'inspiration.

***À toute ma famille**,*

Pour leur affection, leurs conseils précieux et leur soutien constant, qui m'ont permis de garder espoir et persévérance.

À mon encadrant Mr Bentaallah Mohammed El- Amine

Pour son accompagnement, sa patience, ses orientations et le partage de ses connaissances qui ont grandement contribué à la réalisation de ce travail.

***À mes amies et collègues**,*

Pour les moments partagés, les encouragements et l'entraide qui ont rendu ce parcours plus agréable et enrichissant.

***Enfin**,*

Je dédie ce travail à toute personne qui m'a soutenue de près ou de loin, par un mot, un geste ou une prière sincère.

Que ce mémoire soit le témoignage de ma reconnaissance et de ma gratitude envers tous ceux qui ont contribué à mon parcours.

Chaimaa besseghier

Résumé

Les microalgues, et en particulier la cyanobactérie *Arthrospira platensis* (Spiruline), représentent une ressource biotechnologique majeure en raison de leur richesse en protéines, pigments et composés bioactifs. Le présent travail s'inscrit dans le cadre d'une étude comparative de la croissance d' *Arthrospira platensis* dans deux milieux de culture distincts : le milieu de Zarrouk et le milieu BG-11, afin d'évaluer leur aptitude à soutenir le développement cellulaire de cette cyanobactérie.

La croissance a été suivie sur une période de 15 jours par mesure de la densité optique (Abs à 295 nm) et du pH. Dans le milieu Zarrouk, les résultats révèlent une phase de latence initiale (J1–J6 ; Abs ≈ 1,0–1,2), suivie d'une reprise de croissance significative après renouvellement du milieu (J8) et installation d'une aération mécanique (J10), conduisant à une phase exponentielle atteignant une absorption maximale de 2,6 à J13. Dans le milieu BG-11, une croissance exponentielle rapide est observée durant les quatre premiers jours (Abs de 1,71 à 2,89), suivie d'un déclin brutal attribué à une carence en bicarbonate et à des contaminations par des amibes.

L'évolution du pH dans les deux milieux reflète fidèlement l'activité photosynthétique de la souche, oscillant entre 9,99 et 10,25, en accord avec les valeurs optimales décrites pour cette espèce alcaliphile. Le dosage des protéines par la méthode de Bradford a permis d'établir une courbe d'étalonnage et de déterminer la concentration protéique de spiruline. Ces résultats confirment la supériorité du milieu de Zarrouk pour la culture d'*Arthrospira platensis* et soulignent l'importance d'une aération adéquate et d'un contrôle rigoureux des conditions de culture pour garantir une productivité optimale

Mots clés **:** *Arthrospira platensis*, Spiruline, milieu de Zarrouk, BG-11, densité optique, pH, croissance, protéines.

الملخص

تُعدّ الطحالب الدقيقة، وخاصة **السيانوبكتيريا أرثروسبيرا بلاتنسيس (السبيرولينا)**، من الموارد البيوتكنولوجية المهمة نظرًا لغناها بالبروتينات والأصباغ والمركبات الحيوية الفعالة.

يهدف هذا العمل إلى دراسة مقارنة لنمو هذه السلالة في وسطين مختلفين للزراعة، وهما وسط **زاروك** ووسط **بي جي أحد عشر**، وذلك لتقييم مدى قدرتهما على دعم النمو الخلوي وتحقيق أفضل إنتاجية.

تمت متابعة النمو خلال فترة خمسة عشر يومًا، من خلال قياس الكثافة الضوئية عند طول موجي قدره **مئتان وخمسة وتسعون نانومتر**، إضافة إلى تتبع تغيرات الرقم الهيدروجيني.

أظهرت النتائج في وسط **زاروك** وجود مرحلة كمون أولية، تلتها زيادة ملحوظة في النمو بعد تجديد الوسط وتحسين التهوية، مما أدى إلى دخول الطحالب في طور النمو الأسي وتحقيق أعلى قيمة للكثافة الضوئية.

أما في وسط **بي جي أحد عشر**، فقد لوحظ نمو سريع خلال الأيام الأولى، تلاه انخفاض حاد يُعزى إلى نقص البيكربونات وحدوث تلوث.

كما بينت نتائج الرقم الهيدروجيني أنه تراوح بين تسعة فاصلة تسعة وتسعين وعشرة فاصلة خمسة وعشرين في كلا الوسطين، وهو ما يعكس النشاط التمثيلي الضوئي ويتوافق مع الطبيعة القلوية المثلى لنمو هذه السلالة.

تم كذلك تقدير محتوى البروتين باستخدام طريقة **برادفورد**، مما سمح بإنشاء منحنى معايرة وتحديد تركيز البروتين في مستخلصات السبيرولينا.

في الختام، تؤكد هذه الدراسة تفوق وسط **زاروك** في زراعة **أرثروسبيرا بلاتنسيس**، وتبرز أهمية التحكم الدقيق في ظروف الزراعة، خاصة التهوية وتوفير العناصر الغذائية، من أجل ضمان إنتاجية مثلى.

الكلمات المفتاحية: الطحالب الدقيقة، **السبيرولينا، وسط زاروك، وسط بي جي أحد عشر**، الكثافة الضوئية، الرقم الهيدروجيني، النمو، البروتينات.

Abstract

Microalgae, and particularly the cyanobacterium *Arthrospira platensis* (Spirulina), represent a major biotechnological resource owing to their high content of proteins, pigments, and bioactive compounds. The present study aims to comparatively assess the growth of A. platensis in two distinct culture media - Zarrouk medium and BG-11 medium in order to evaluate their ability to sustain cellular development of this cyan bacterium.

Growth was monitored over a 15-day period by measuring optical density (Abs at 295 nm) and pH. In Zarrouk medium, results revealed an initial lag phase (D1–D6; Abs ≈ 1.0–1.2), followed by a significant growth recovery after medium renewal on day 8 and installation of mechanical aeration on day 10, leading to an exponential growth phase reaching a maximum absorbance of 2.6 on day 13. In BG-11 medium, a rapid exponential growth was observed during the first four days (Abs from 1.71 to 2.89), followed by a sharp decline attributed to bicarbonate deficiency and contamination by amoebae.

The pH evolution in both media closely reflected the photosynthetic activity of the strain, ranging between 9.99 and 10.25, consistent with the optimal values reported for this alkaliphilic species. Protein quantification using the Bradford method enabled the construction of a calibration curve and the determination of protein concentration in Spirulina extracts. Collectively, these results confirm the superiority of Zarrouk medium for the cultivation of *Arthrospira platensis* and highlight the critical importance of adequate aeration and stringent control of culture conditions to ensure optimal biomass productivity

Keywords: *Arthrospira platensis*, Spirulina, Zarrouk medium, BG-11, optical density, pH, growth, proteins.

Liste des abréviations

C ° :Degré Celsius

cm : centimètres

g :gramme

µm Micromètre

Liste des figures

Numéros	Titre	Page
Figure 1	Diversite des formes des microalgues.	**7**
Figure 2	Principales especes d'interet biotechnologique	**10**
Figure 3	Spiruline pour alimentation humaine (berramdani, 2020).	**12**
Figure 4	Nourriture pour poisson (hbh)	**13**
Figure 5	Les phases de croissance des microorganismes (d'apres fao, 1996)	**19**
Figure 6	Agitateur rotatif (materiel non biologique utilise)	**38**
Figure 7	Spectrophotometre uv-visible(materiel non biologique utilise)	**38**
Figure 8	Ph-metre(materiel non biologique utilise)	**39**
Figure 9	Microscope optique	**39**
Figure 10	Balance de presion	**40**
Figure 11	Pompe pour aeration	**41**
Figure 12	Les produits chimiques utilises (photo originale ;2026	**43**
Figure 13	Pese des produits chimiques pour les deux milieux de culture (photo originale, 2026).	**44**
Figure 14	Melange des produit utilises pour le milieu de culture bg11 (photo originale, 2026).	**44**
Figure 15	Les cultures de spiruline dans les deux milieux (photo originale, 2026).	**45**
Figure 16	Reactif de bradford commercial	**48**

Figure 17	Soluction etalon de bsa	**48**
Figure 18	Eau distillee	**48**
Figure 19	Extrait de proteique de spirulina sp	**48**
Figure 20	Spectrophotometre	**49**
Figure21	Micropipettes(micropipettes (20–200 µl et 100 1000 µl)	**49**
Figure 22	Tubes a essais	**49**
Figure 23	Agitateur vortex	**49**
Figure 24	Balance analytique	**49**
Figure 25	Centrifugeuse	**49**
Figure 26	Etuve	**49**
Figure 27	La culture pour les deux milieux (photo originale, 2026).	**51**
Figure 28	Observation microscopique de la souche arthrospira sp (objectif 40)	**51**
Figure 29	Observation microscopique de la souche arthrospira sp (objectif 4)	**51**
Figure 30	Variations du la densite optique en fonction du temps (milieu de zarrouk)	**53**
Figure 31	Variations du ph en fonction du temps (milieu de zarrouk)	**54**
Figure 32	Un graphique montrant les variations du la densite optique en fonction du temps	**56**
Figure 33	Variations du ph en fonction du temps (bg-11)	**57**

Figure 34	Courbe d'étalonnage de la bsa obtenue par la méthode de bradford (λ = 595 nm)	

Liste des Tableaux

Numéros	*Titre*	*Page*
Tableau 1	Diversite des microalgues eucaryotes et procaryotes, marines et d'eau douce	**6**
Tableau 2	Classification pigmentaire des microalgues (becker, 2013)	**6**
Tableau 3	Composition en acides amines de spirulina platensis (babadzhanov a.s et al., 2004).	***18***
Tableau 4	Les compositions chimiques en gramme par litre d9eau au milieu zarrouk	***42***
Tableau 5	La composition de solution a5	***43***
Tableau 6	Les compositions chimiques en gramme par litre d9eau au milieu bg_11	***43***
Tableau 7	Protocole de dosage de l'extrait proteique de spiruline	***50***
Tableau 8	Gamme etalon de bsa pour la methode de bradford	***50***
Tableau 9	Densite optique et ph suivant le developpement et la croissance de spiruline.	***54***
Tableau 10	La densite optique et ph :Milieu de bg-11	***57***
Tableau 11	Donnees de la courbe d'etalonnage de la bsa (methode de bradford)	***60***

Table des matières

Remerciement

Dédicace

Résumé

Liste des abréviations

Liste des figures

	Page
Introduction	**1**
1. Généralités sur les Micro algues	**4**
1.1. Définition et Classification	**4**
1.1.1. Les Procaryotes (Cyanobactéries)	**4**
1.1.2. Les Eucaryotes	**4**
1.1.3. Classification Phylogénétique et Pigmentaire	**5**
1.2. Implications pour les pratiques de culture	**7**
1.3. Principales Espèces d'Intérêt Biotechnologique	**8**
1.3.1. *Chlorella vulgaris* (Chlorophycée)	**8**
1.3.2. *Arthrospira platensis* (Cyanobactérie - "Spiruline")	**8**
1.3.3. *Dunaliella salina* (Chlorophycée)	**9**
1.3.4. *Haematococcus pluvialis* (Chlorophycée)	**9**
1.3.5. *Nannochloropsis sp*. (Eustigmatophycée)	**10**
1.4. Domaines d'application	**11**
1.4.1. Alimentation Humaine (Nutraceutique	**11**
1.4.2. Alimentation Animale (Aquaculture)	**12**
1.4.3. Pharmaceutique et Cosmétique	**13**
1.4.4. Environnement et Énergie	**14**
1.4.5. Production d'énergie (Biocarburants de 3ème génération)	**15**

2. Physiologie e métabolisme des microalgues (Spiruline /*Arthrospira platensis*)	**15**
2.1. Photosynthèse et croissance cellulaire	**15**
2.2. Métabolisme des lipides, glucides et protéines	**16**
2.2.1. Métabolisme des glucides	**16**
2.2.2. Métabolisme des lipides	**16**
2.2.3. Métabolisme des protéines	**17**
2.3. Facteurs influençant la production biochimique	**18**
2.3.1. Lumière	**18**
2.3.2. Température	**18**
2.3.3. Salinité	**18**
2.3.4. Azote	**18**
2.3.5. pH	**18**
2.3.6. Stress oxydatif	**19**
3. Culture des microalgues en conditions contrôlées	**19**
3.1 Types de systèmes de culture des microalgues	**19**
3.1.1 Culture batch (culture discontinue)	**19**
1. La phase de latence	**20**
2. La phase de croissance exponentielle (Phase logarithmique)	**20**
3. La phase stationnaire	**21**
4. La phase de déclin (Phase de mortalité)	**21**
Avantages de la culture en batch	**22**
Inconvénients de la culture en batch	**22**
3.1.2 Culture semi-continue	**22**
Avantages de la culture semi-continue	**22**
Inconvénients de la culture semi-continue	**22**
3.1.3 Culture continue	**22**
Avantages de la culture en continu	**22**
Inconvénients de la culture en continu	**23**

3.2. Paramètres de contrôle	**24**
3.2.1. La lumière	**24**
3.2.2. La température	**24**
3.2.3 Le pH	**25**
3.2.4 Les nutriments	**25**
3.2.4.1 Les macroélément	**25**
3.2.4.2 Les microéléments	**27**
3.2.5 Importance de l'équilibre nutritionnel	**28**
3.2.6 Le dioxyde de carbone (CO_2)	**28**
3.3 Avantages et limites des cultures contrôlées des microalgues	**29**
3.3.1.Contrôle des paramètres environnementaux:	**29**
3.3.2 Limites des cultures contrôlées	**29**
Chapitre 2 : Matériel et méthodes	**37**
I. Matériels et méthodes	**38**
1. Matériel biologique	**38**
2. Matériel non biologique	**38**
2.1. Appareillage	**38**
2.3. MATERIEL chimique	**42**
2.3.2 Milieu de culture	**42**
2.3.1 Les rèactifs et solvants	**43**
II. Méthodes	**43**
1. Préparation milieu de culture	**43**
1.1. Culture de la spiruline :	**44**
1.1.1. Les conditions environnementales:	**45**
2. Dosage des protéines	**45**
2.1 Préparation des échantillons	**46**
2.1.1 Rupture cellulaire	**46**
2.1.2 Extraction des protéines	**46**
2.2 Méthode de dosage des protéines	**46**

2.2.1 Choix de la mèthode	**46**
2.2.2 Principe de la mèthode de Bradford	**46**
2.2.3 Avantage de la mèthode Bradford	**47**
2.2.4 Méthode de Bradford (Procèdure expèrimentale)	**47**
2.2.5 Matèriel	**47**
2.2.6 Mode opèratoire	**50**
A\ Prèparation de L'èchantillon	**50**
B \ prèparation de la gamme ètalon	**50**
C \ dosage de bradford	**50**
D \ calculation	**51**
Chapitre 3 :Rèsultats et Discussion	**52**
1.Suivi La Culture	**53**
1.1 Culture	**53**
1.2 Observation microscopique	**54**
1.3 La densitè optique et pH : Milieu de zerrouk	**54**
1.2 Evolution de la densitè optique et Ph de la spiruline	**55**
1.2.1 Milieu de ZerrouK	**55**
1.2.2 Milieu De BG_11	**57**
2.Rèsultats de dosage de protèine	**60**
2.1 courbe d'ètalonnage	**60**
2.2 discussion des rèsultats	**62**
Conclusion	**65**
Rèfèrences bibliographiques	**67**

Introduction

Introduction

Les microalgues représentent aujourd'hui une ressource biologique d'une importance considérable dans de nombreux domaines, notamment la biotechnologie, l'alimentation et la recherche scientifique. Parmi elles, *Arthrospira platensis* (spiruline) se distingue par sa richesse en protéines, en pigments et en composés bioactifs, ce qui en fait un organisme d'intérêt majeur. Dans un contexte marqué par la recherche de nouvelles sources nutritionnelles durables et par le développement des biotechnologies, l'étude des microalgues s'impose comme une voie prometteuse. Leur capacité à croître rapidement, à fixer le dioxyde de carbone et à produire des biomolécules d'intérêt confère à ces organismes un potentiel exceptionnel.

Le présent travail s'inscrit dans cette perspective et vise à étudier le développement et le suivi biochimique d'une culture de microalgues en conditions contrôlées. Plus précisément, il s'agit d'évaluer la croissance de *Arthrospira platensis* dans différents milieux de culture, ainsi que d'analyser certains paramètres physico-chimiques influençant son développement, tels que la densité optique et le pH.

Aussi, une attention particulière est portée au dosage des protéines par la méthode de Bradford, permettant de quantifier la richesse protéique de la biomasse produite.

Le présent travail de mémoire se focalise sur l'étude comparative de la croissance de la microalgue *Arthrospira platensis* dans deux milieux de culture différents, à savoir le milieu de Zarrouk et le milieu BG-11, afin d'évaluer leur efficacité à soutenir le développement cellulaire et à optimiser la production de biomasse.

Par présent travail de mémoire nous focalisons sur objectifs suivants :

- Étudier la croissance de *Arthrospira platensis* dans différents milieux de culture .
- Comparer l'efficacité du milieu de Zarrouk et du milieu BG-11.
- Suivre l'évolution des paramètres physico-chimiques tels que la densité optique et le pH .
- Déterminer la teneur en protéines de la biomasse par la méthode de Bradford.

Ainsi, le présent mémoire est réparti en quatre **(04)** chapitres

Chapitre 1 : La première partie rassemble les généralités sur les micros algues ainsi que leurs caractéristiques biologiques et leurs domaines d'application

Chapitre 2 : Présentation de la méthodologie et du matériel utilisé pour la réalisation de cette étude expérimentale

Chapitre 3 : Relatif aux différents résultats de la présente étude, e la discussion de ces résultats.

Chapitre 4 : Conclusion générale et perspectives

Chapitre 1 : Synthèse bibliographique

1. Généralités sur les Microalgues

1.1. Définition et Classification

L'appellation « microalgue » ne constitue pas une catégorie taxonomique officielle, mais recouvre une vaste collection hétérogène de microorganismes photosynthétiques. Ces organismes sont principalement aquatiques et se présentent sous une forme unicellulaire ou sous la forme de colonies simples. Leur caractéristique fondamentale réside dans leur aptitude à convertir l'énergie lumineuse en énergie chimique, un processus qui leur permet de fixer le dioxyde de carbone (CO_2) atmosphérique pour synthétiser de la matière organique, tout en libérant de l'oxygène moléculaire (O_2) comme sous-produit) **(Graham et Wilcox, 2000)**. Par opposition aux macroalgues, telles que les laminaires visibles à l'œil nu, les microalgues requièrent l'utilisation d'un microscope pour une observation individuelle détaillée, leurs tailles varient généralement entre quelques micromètres (µm) et plusieurs centaines de micromètres **(Borowitzka, 2013).**

Cette désignation générique englobe deux grands groupes biologiques fondamentaux, qui se distinguent par leur organisation cellulaire et leur histoire évolutive :

1.1.1. Les Procaryotes (Cyanobactéries)

Communément appelées « algues bleu-vert », les cyanobactéries appartiennent en réalité au domaine des Eubacteria. Elles se caractérisent par leur capacité à réaliser une photosynthèse oxygénique, bien qu'elles soient dépourvues de noyau véritable et d'organites cellulaires membraneux, tels que les chloroplastes ou les mitochondries. Leur appareil photosynthétique est constitué de thylakoïdes qui sont dispersés dans le cytoplasme. L'espèce

Arthrospira (plus connue sous le nom de Spiruline) en est l'exemple le plus emblématique. D'un point de vue évolutif, les cyanobactéries sont des organismes ancestraux, apparus il y a approximativement 3,5 milliards d'années. Elles ont joué un rôle déterminant dans l'histoire de la biosphère en contribuant de manière majeure à l'oxygénation de l'atmosphère primitive terrestre **(Schopf, 2006).**

1.1.2. Les Eucaryotes

Ce groupe rassemble des organismes dont la cellule possède un noyau délimité par une enveloppe, contenant le matériel génétique, ainsi que des plastes spécialisés (les chloroplastes) où s'effectue la photosynthèse. D'un point de vue phylogénétique, ils sont bien plus proches des plantes terrestres que ne le sont les cyanobactéries. La diversité au sein des microalgues

eucaryotes est considérable, incluant plusieurs lignées évolutives distinctes, parmi lesquelles on peut citer :

- **Les Chlorophytes (Algues vertes)** : Appartenant à la lignée verte, elles sont considérées comme les ancêtres des plantes terrestres. Elles contiennent principalement des chlorophylles a et b. Des genres comme Chlorella ou Dunaliella en sont des représentants typiques.
- **Les Rhodophytes (Algues rouges)** : Constituant la lignée rouge, elles sont représentées par des genres tels que Porphyridium.
- **Les Chromophytes (Hétérokontes**) : Il s'agit d'un groupe complexe et diversifié qui inclut, entre autres, les Diatomées (bacillariophycées) et les Eustigmatophycées (ex: Nannochloropsis). Leur profil pigmentaire associe souvent des chlorophylles a et c à des pigments accessoires de type caroténoïdes, comme la fucoxanthine, qui leur confèrent une coloration brunâtre.

Cette distinction fondamentale entre procaryotes et eucaryotes est d'une importance capitale, car elle sous-tend des différences radicales en termes de physiologie, de composition biochimique (notamment de la paroi cellulaire) et de sensibilité aux paramètres de culture, tels que le pH, la présence d'antibiotiques ou les forces de cisaillement mécanique **(Lee, 2008).**

1.1.3. Classification Phylogénétique et Pigmentaire

Les microalgues constituent un groupe d'organismes très diversifié ayant un point commun : elles réalisent toutes la photosynthèse oxygénique **(Andersen, 1992).** On estime que ce groupe comprend des centaines de milliers, voire des millions d'espèces, mais seules 47 000 environ ont été décrites **(Andersen et al., 1997 ; Sharma et Rai, 2011)**, contre environ 400 000 pour les plantes supérieures. La classification de ces organismes est complexe (tableau 1) et, grâce aux récents progrès de la phylogénie moléculaire, la classification taxonomique des microalgues est régulièrement mise à jour.

Tableau 1 : Diversité des microalgues eucaryotes et procaryotes, marines et d'eau douce (d'après, **Jeffrey et al., 1997 ; Sharma et Rai, 2011**

Règne	*Embranchement /Classe*
Procaryoutes	Cyanophytes
	Prochlorophytes
	Bacillariphytes
	Charophytes
	Chlorophytes
	Chrysophytes
Eucaryoutes	Cryptophytes
	Euglenophytes
	Glaucophytes
	Haptophytes
	Phaeophytes
	Rhodophytes

Tableau 2: Classification pigmentaire des microalgues (**Becker, 2013)**

Classe (Nom commun)	Pigments majeurs	Réserves principales	Exemples
Cyanophycées (Cyanobactéries)	Chla, Phycocyanine, Phycoérythrine	Glycogène (Protéines)	*Arthrospira* (Spiruline), *Synechocystis*
Chlorophycées (Algues vertes)	Chl a, Chl b, Lutéine	Amidon (dans le plaste), Lipides	*Chlorella, Scenedesmus, Dunaliella, Haematococcus*
Bacillariophycées (Diatomées)	Chl a, Chl c, Fucoxanthine	Chrysolaminarine, Lipides	*Phaeodactylum, Chaetoceros*
Eustigmatophycées	Chl a, Violasanthine/ Vaucheriaxanthine	Lipides (Cytoplasme)	*Nannochloropsis*
Prymnésiophycées (Haptophytes)	Chl a, Chl c	Chrysolaminarine, Lipides	*Isochrysis, Pavlova*
Rhodophycées (Algues rouges)	Chl a, Phycoérythrine, Phycocyanine	Amidon floridéen	*Porphyridium, Galdieria*

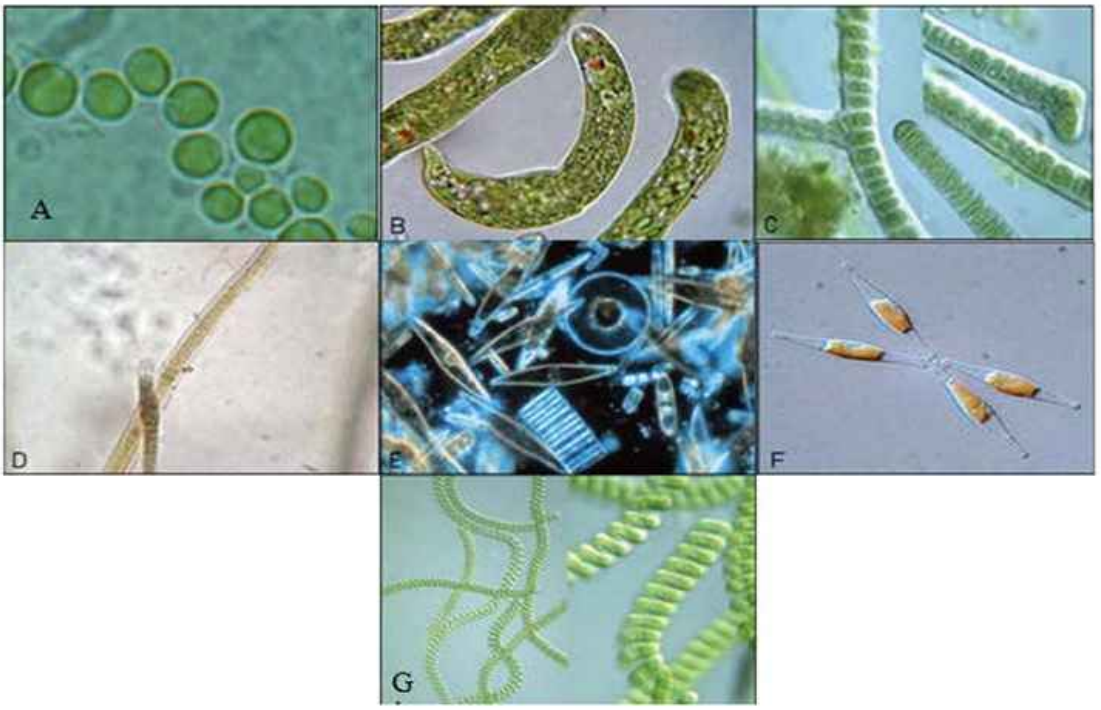


Figure 1 : Diversité des formes des microalgues *(Jack Legrand, 2002).*
A) *Chlorella vulgaris*, **B)** *Euglena*, **C)** *Cyanobactéries* filamenteuses, **D)** *Cyanobactéries filamenteuses* **(***Gloeotrichia sp.***), E)** *Thalassiosira pseudonana*, **F)** *Phaeodactylum tricornutum*, **G)** Cyanobactérie **:** *Spirulina platensis*

1.2. Implications pour les pratiques de culture

Couleur et Lumière : La composition pigmentaire définit le spectre d'absorption. Les algues vertes absorbent principalement le bleu (430 nm) et le rouge (660 nm). Les cyanobactéries et algues rouges, grâce aux phycobiliprotéines, peuvent capter la lumière verte et jaune, souvent moins atténuée dans la colonne d'eau. Cela influence le choix des sources lumineuses (LEDs) dans les photobioréacteurs (**Richmond, 2004)**

Paroi Cellulaire

Les Diatomées nécessitent de la silice (Si) pour construire leur frustule (carapace de verre), un nutriment essentiel qu'il faut ajouter au milieu.

Dunaliella (Chlorophyte) est une algue sans paroi rigide, ce qui la rend sensible au cisaillement mais facilite l'extraction des composés.

Haematococcus développe une paroi très épaisse (kyste) en phase de stress, rendant l'extraction de l'astaxanthine difficile (nécessité de broyage mécanique).

La compréhension de la diversité biologique est donc la première étape du développement d'un procédé. On ne cultive pas une Diatomée comme on cultive une Chlorophyte. (**Round et al., 1990)**

1.3. Principales Espèces d'Intérêt Biotechnologique

Parmi les milliers d'espèces décrites, une poignée domine le marché mondial. Ces espèces ont été sélectionnées pour leur robustesse, leur vitesse de croissance, et leur composition biochimique unique.

1.3.1. Chlorella vulgaris (*Chlorophycée*)

Description : Microalgue verte unicellulaire de forme sphérique et de dimensions réduites (2-10 µm), dépourvue de flagelle. Elle constitue l'organisme de référence pour l'étude de la photosynthèse (découverte du cycle de Calvin).

- Intérêt nutritionnel : Présente une teneur élevée en protéines (50 à 60 % de la matière sèche) et en chlorophylle. Elle renferme également le « facteur de croissance de la chlorelle » (CGF), un complexe reconnu pour stimuler la croissance tissulaire et renforcer les défenses immunitaires.

Culture : Espèce robuste à croissance rapide (temps de doublement inférieur à 10 heures dans des conditions optimales). Elle supporte une large plage de pH et de températures. Elle peut également se développer en mode hétérotrophe (sans lumière, avec apport de glucose), atteignant alors des densités cellulaires très importantes (>100 g/L) dans des fermenteurs industriels.

Applications : Utilisée comme complément alimentaire (détoxification, apport protéique), dans l'alimentation aquacole (nourriture des rotifères) et en cosmétique. **(Becker, 2007).**

1.3.2. Arthrospira platensis (Cyanobactérie - "Spiruline")

Description : Cyanobactérie filamenteuse multicellulaire, formant des spirales (hélices) visibles à l'œil nu (jusqu'à 0.5 mm).

Intérêt : Championne des protéines (jusqu'à 70% du poids sec). Riche en fer bioassimilable, vitamines (B12, provitamine A) et en phycocyanine, un pigment bleu antioxydant et anti-inflammatoire unique.

Culture : Extrêmophile alcalophile. Elle se développe dans des milieux à pH très élevé (911) et riches en bicarbonates/carbonates. Cette particularité est un atout technologique majeur : elle limite drastiquement les contaminations par d'autres organismes qui ne survivent pas à ce pH, permettant une culture en bassins ouverts avec une relative sécurité. Sa récolte est facile par simple filtration grâce à sa grande taille.

Application : Alimentation humaine (lutte contre la malnutrition, superaliment sportifs), colorant naturel bleu (phycocyanine). (Belay, 2002)

1.3.3. Dunaliella salina (*Chlorophycée*)

Description : Cette algue verte biflagellée présente une forme ovoïde, mais elle peut modifier sa morphologie car elle ne possède pas de paroi rigide, étant seulement entourée d'une membrane plasmique et d'un manteau de glycoprotéines.

Intérêt : Elle constitue la source naturelle la plus concentrée en bêta-carotène (provitamine A). Sous l'effet d'un stress combinant forte salinité et intense luminosité, elle accumule ce pigment orangé au sein de globules lipidiques situés dans le chloroplaste, afin de se protéger contre la photo-oxydation, ce qui lui confère une coloration rouge intense. Elle synthétise également du glycérol pour réguler sa pression osmotique.

Culture : Cette espèce est extrêmement halophile. Elle se développe dans des environnements à salinité très élevée (pouvant atteindre la saturation, soit plus de 3M de NaCl), une concentration bien supérieure à celle de l'eau de mer. Ces conditions excluent la plupart des prédateurs et des compétiteurs, autorisant ainsi une culture extensive dans de grands bassins lagunaires ouverts, comme pratiqué notamment en Australie et en Israël.

Applications : Elle est utilisée pour la production de colorants alimentaires, d'antioxydants et de provitamine A naturelle (Ben-Amotz, 1995).

1.3.4. Haematococcus pluvialis (*Chlorophycée*)

Description : Microalgue dulçaquicole verte présentant un cycle de vie complexe, alternant entre une phase flagellée verte mobile et une phase kystique rouge immobile.

Intérêt : Source principale d'astaxanthine, considérée comme le « caroténoïde suprême », un pigment antioxydant rouge puissant responsable de la coloration du saumon et des crevettes. La synthèse d'astaxanthine est induite lors de l'enkystement sous conditions de stress, notamment par carence azotée et exposition lumineuse intense.

Culture : Délicate, elle requiert généralement un procédé en deux phases distinctes (« Two-stage process ») :

Phase verte : Croissance végétative optimisée pour le développement de la biomasse dans des conditions favorables.

Phase rouge : Application d'un stress pour stimuler l'accumulation d'astaxanthine.

En raison de sa sensibilité aux contaminations et de la nécessité de conditions de stress contrôlées, la culture est souvent réalisée en photobioréacteurs fermés de type tubulaire.

Applications : Nutraceutique (antioxydant puissant, bénéfices pour la santé oculaire et cutanée), aquariophilie et aquaculture (pour la pigmentation de la chair des saumons). (Lorenz et Cysewski, 2000)

1.3.5. Nannochloropsis spp. (*Eustigmatophycée*)

Description : Microalgue marine de forme sphérique et de très petite taille (2-4 µm), de coloration verte.

Intérêt : Présente un profil lipidique remarquable, particulièrement riche en acide eicosapentaénoïque (EPA, un acide gras Oméga-3). Bien que dépourvue de DHA, elle constitue une source importante d'EPA. Son importante accumulation de lipides neutres en fait également une candidate de choix pour la production de biodiesel.

Culture : Sa culture est réalisable à grande échelle et elle est déjà employée de manière intensive dans les écloseries marines.

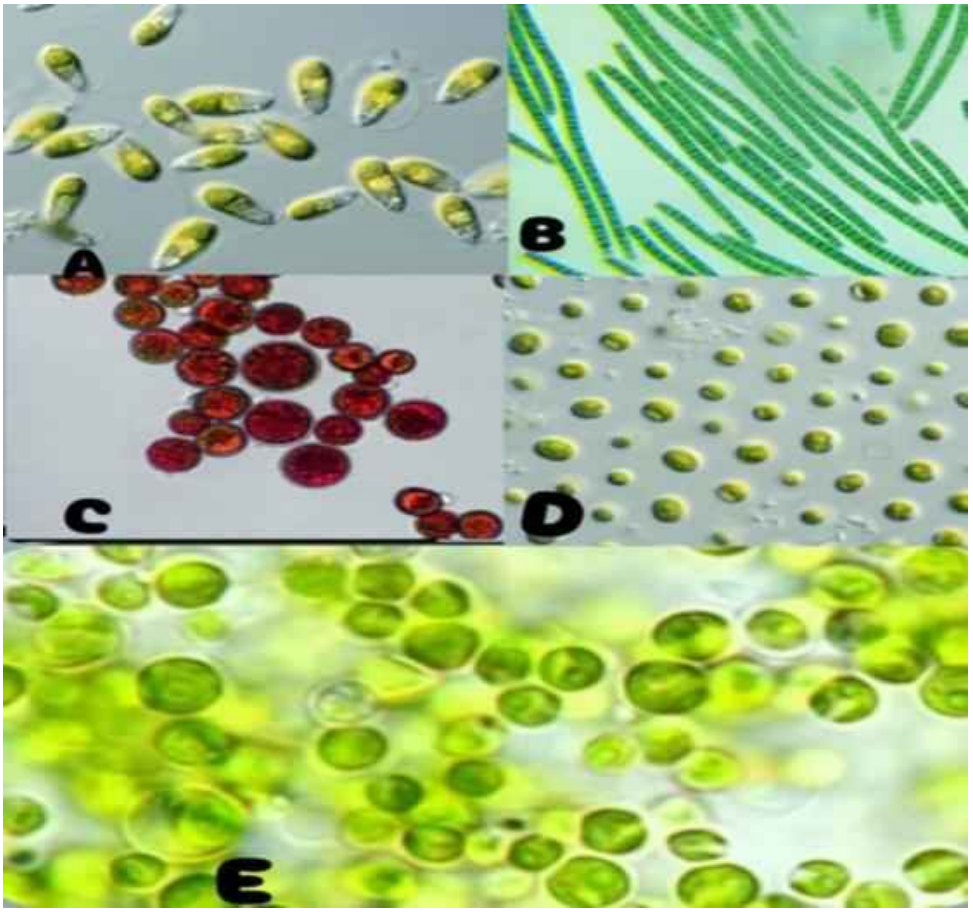


Figure : Principales Espèces d'Intérêt Biotechnologique **:**

A : *Dunaliella salina* **B:** *Arthrospira platensis "Spiruline"* **C :** *Haematococcus pluvialis*
D : *Nannochloropsis spp* **E:** *Chlorella vulgaris*

1.4. Domaines d'application

1.4.1. Alimentation Humaine (Nutraceutique)

L'utilisation des microalgues dans l'alimentation humaine est sans doute l'application la plus ancienne et la plus mature commercialement. Elle représente aujourd'hui le plus gros volume du marché (hors aquaculture).

Intérêt Nutritionnel : Au-delà des protéines

Si la richesse en protéines (comparable ou supérieure à la viande et au soja) est souvent mise en avant, c'est la qualité qualitative de ces nutriments qui prime.

Protéines complètes : Contrairement à de nombreuses protéines végétales, les protéines de certaines microalgues (comme Spirulina et Chlorella) contiennent l'ensemble des acides aminés essentiels, y compris la lysine et la méthionine, souvent limitants dans les céréales et légumineuses.

Acides Gras Polyinsaturés (AGPI) : Les poissons gras sont riches en Oméga-3 (EPA et DHA) uniquement parce qu'ils consomment des microalgues. Cultiver directement les microalgues permet de remonter à la "source primaire" de ces acides gras, évitant les problèmes de surpêche et d'accumulation de métaux lourds dans la chaîne alimentaire. Les huiles d'algues (Schizochytrium, Crypthecodinium) sont aujourd'hui couramment utilisées pour enrichir les laits infantiles en DHA, crucial pour le développement cérébral du nourrisson.

Marché des Compléments Alimentaires

Actuellement, les microalgues sont principalement vendues sous forme de poudre, comprimés ou gélules (marché de la nutraceutique). Elles sont prisées pour leur "densité nutritionnelle".

La Spiruline est commercialisée comme un stimulant immunitaire et énergétique.

La Chlorelle est vendue pour ses propriétés supposées de détoxification (capacité de sa paroi cellulaire à chélater les métaux lourds).

L'Astaxanthine naturelle est un complément anti-âge et protecteur solaire interne très onéreux.

Le défi actuel est l'incorporation de cette biomasse dans des aliments courants (pâtes, biscuits, boissons) sans altérer le goût (souvent "marin" ou "herbacé") ni la couleur (vert intense), ce qui nécessite des technologies de désodorisation ou d'extraction. (Pulz et Gross, 2004)



Figure 3: Spiruline pour alimentation humaine ***(Berramdani, 2020)*.**

1.4.2. Alimentation Animale (*Aquaculture*)

L'aquaculture est le secteur qui dépend le plus vitalement des microalgues. Sans elles, l'élevage de la plupart des espèces marines (poissons, crevettes, mollusques) serait impossible.

Le "Verrou" des Stades Larvaires

Dans la nature, les larves de poissons et de crustacés se nourrissent de zooplancton (rotifères, copépodes, artémias), qui lui-même broute le phytoplancton (microalgues).

En écloserie, il est impératif de reproduire cette chaîne trophique. Les larves, à l'éclosion, sont souvent trop petites et ont un système digestif trop immature pour assimiler des aliments artificiels granulés. Elles doivent être nourries avec des proies vivantes (Rotifères, Artémias) qui doivent elles-mêmes être "enrichies" ou nourries au préalable avec des microalgues.

C'est la technique du "Green Water" (Eau Verte) : on ajoute des microalgues directement dans les bassins d'élevage larvaire.

Elles servent de nourriture aux proies vivantes (maintien de la valeur nutritionnelle).

Elles "conditionnent" l'eau (opacification qui apaise les larves, consommation de l'ammoniaque excrété par les larves).

Elles stimulent l'immunité non spécifique des larves et activent leurs enzymes digestives.

Espèces Clés en Aquaculture

Les critères de choix ne sont pas seulement nutritionnels, mais aussi dimensionnels (taille de la bouche de la larve) et digestibles (paroi cellulaire).

Isochrysis galbana (T-iso) et *Pavlova lutheri* : Riches en DHA, essentielles pour le développement nerveux des poissons marins.

Nannochloropsis spp. : Riche en EPA, très utilisée pour enrichir les Rotifères.

Chaetoceros et Thalassiosira (Diatomées) : Indispensables pour les larves de crevettes (Pénéides) et les bivalves (huîtres, moules).

Contrairement au marché nutraceutique qui utilise de la poudre séchée, l'aquaculture nécessite souvent de la biomasse fraîche et vivante, produite sur site dans l'écloserie, ce qui représente une contrainte technique majeure et un coût opérationnel élevé (jusqu'à 30-40% des coûts d'une écloserie) **(Muller-Feuga, 2000 ; Brown et al., 1997**).



Figure 4: Nourriture pour poisson (HBH) (**Berramdani, 2020)**

1.4.3. Pharmaceutique et Cosmétique

Si les volumes sont plus faibles qu'en alimentation, la valeur ajoutée de ces marchés est colossale. On parle ici de "Chimie Fine".

Applications Cosmétiques : Le pouvoir des extraits

L'industrie cosmétique est friande d'ingrédients "naturels" et "marins". Les microalgues offrent une panoplie de métabolites actifs sur la peau :

Antioxydants puissants : L'Astaxanthine et la Fucoxanthine (issues de diatomées) protègent les cellules du stress oxydatif induit par les UV (photo-vieillissement). Elles sont intégrées dans des crèmes solaires et anti-âge. (**Shimoda et al., 2010)**

Polysaccharides (Exopolysaccharides - EPS) : Certaines microalgues (ex: Porphyridium cruentum, algue rouge) excrètent des sucres complexes formant un mucilage. Ces EPS ont des propriétés texturantes, hydratantes (effet filmogène) et parfois anti-inflammatoires. (**Raposo et al., 2013)**

Stimulation du collagène : Des extraits de Chlorella sont utilisés pour stimuler la synthèse de collagène et d'élastine, favorisant la fermeté de la peau (restructuration du derme) **(Kim et al., 2008)**

Potentiel Pharmaceutique : La recherche de nouveaux antibiotiques :

Face à l'antibiorésistance croissante, les microalgues sont criblées pour leurs composés bioactifs.

Antimicrobiens et Antifongiques : De nombreuses espèces sécrètent des substances allélopathiques pour tuer leurs compétiteurs bactériens.

Antiviraux : Des sulfopolysaccharides (comme le Calcium-Spirulan de la Spiruline) ont montré in vitro une activité inhibitrice contre des virus enveloppés (Herpès, VIH, Influenza) en empêchant la pénétration du virus dans la cellule hôte. (**Hayashi et al., 1996)**

Anticancéreux : Certaines cyanobactéries (ex: Nostoc) produisent des toxines (cryptophycines) qui sont des poisons violents pour le cytosquelette, mais qui, modifiés chimiquement, deviennent des candidats médicaments (ADC - Antibody Drug Conjugates) pour cibler les tumeurs.

La production de ces molécules nécessite des conditions de culture extrêmement contrôlées

(PBR stériles) pour garantir la pureté et la reproductibilité des extraits, normes GMP (Good

Manufacturing Practice) obligent (**Siegel et al., 2019)**

1.4.4. Environnement et Énergie

Ce domaine regroupe des applications à fort impact sociétal mais dont la rentabilité économique est plus difficile à atteindre sans subventions ou mécanismes de crédit carbone.

Environnement : La Phycorémédiation

Les microalgues se nourrissent essentiellement d'azote (Nitrates, Ammonium) et de phosphore (Phosphates), qui sont paradoxalement les polluants majeurs des rejets urbains et agricoles (responsables de l'eutrophisation des rivières).

L'idée est d'utiliser les eaux usées comme milieu de culture "gratuit".(**Olguín, 2003)**

Traitement tertiaire : Après un traitement classique (boues activées) qui élimine le carbone organique, les microalgues peuvent "polir" l'effluent en pompant les nitrates et phosphates restants, rejetant une eau épurée.

Métaux lourds : Certaines algues ont une forte capacité de biosorption des métaux (Cuivre, Cadmium, Plomb) grâce à leurs parois cellulaires chargées négativement.

Le défi est la récolte. Récupérer des microalgues (taille < 10 µm) dans de grands volumes d'eau usée est énergivore. De plus, la biomasse obtenue, chargée en polluants, ne peut être utilisée en alimentaire. Elle doit être valorisée en énergie (méthanisation) ou en biomatériaux.

Environnement : Captation du CO_2 (Bio-fixation)

Pour croître, 1 kg de microalgues sèches consomme environ 1,8 kg de CO_2. Cette stœchiométrie fait des PBR des puits de carbone potentiels.

Des projets industriels visent à coupler des cimenteries ou centrales thermiques avec des cultures d'algues. Les fumées industrielles (riches en CO_2, NOx, SOx) sont injectées dans les bassins. Cependant, cela nécessite des surfaces gigantesques pour absorber une fraction significative des émissions d'une usine, et pose le problème de la température et toxicité des fumées. (Wang et al., 2008)

1.4.5. Production d'énergie (Biocarburants de 3ème génération)

Ce fut le "Graal" des années 2008-2015, attirant des milliards d'investissements. L'idée est simple : utiliser les algues plutôt que le maïs ou le colza pour produire de l'énergie, sans concurrencer les terres agricoles.

Biodiesel et Lipides

Certaines espèces (Nannochloropsis, Schizochytrium) peuvent accumuler plus de 50% de lipides (Triacylglycérols - TAG) sous stress. Ces huiles peuvent être extraites et transestérifiées pour produire du biodiesel**. (Chisti, 2007)**

Avantage : Rendement à l'hectare théorique 10 à 100 fois supérieur au colza.

Problème : Le coût de production. Produire 1 kg d'huile d'algue coûte encore dix fois plus cher que le pétrole brut. Le bilan énergétique (EROI - Energy Return on Investment) est souvent limite (il faut beaucoup d'énergie pour pomper l'eau, agiter, récolter et sécher).

Autres vecteurs énergétiques

Face à la difficulté du biodiesel, d'autres voies sont explorées :

Bioéthanol : Fermentation des sucres (amidon) accumulés par des algues vertes (Chlorella) ou utilisation de macroalgues.

Biogaz (Méthanisation) : Digestion anaérobie de la biomasse algale entière (humide) pour produire du méthane. C'est la voie la plus favorable énergétiquement car elle ne nécessite pas d'extraction ni de séchage. C'est souvent la voie de valorisation des "déchets" d'algues après extraction de molécules nobles. (**Sialve et al., 2009)**

Bio-Hydrogène : Certaines algues (Chlamydomonas) peuvent produire de l'hydrogène gazeux sous certaines conditions (anoxie, carence soufrée), via l'enzyme hydrogénase. C'est encore au stade expérimental fondamental. (**Melis & Happe, 2001)**

Aujourd'hui, le consensus est que l'énergie seule ne peut rentabiliser une culture d'algues. Le modèle économique viable est la Bioraffinerie : extraire d'abord les pigments et protéines (haute valeur), et méthaniser le résidu pour l'énergie. (**Wijffels & Barbosa, 2010).**

2. Physiologie e métabolisme des microalgues (Spiruline */Arthrospira platensis*)

2.1. Photosynthèse et croissance cellulaire

Les microalgues sont des microorganismes photosynthétiques capables de transformer l'énergie lumineuse en énergie chimique grâce au processus de photosynthèse **(Handbook of Microalgal Culture, 2024).**

La spiruline *Arthrospira platensis* possède plusieurs pigments photosynthétiques tels que la chlorophylle a, les caroténoïdes et les phycobiliprotéines qui assurent la capture de l'énergie lumineuse (**Fernandes et al., 2024).**

$$6\ CO_2 + 6\ H_2O + \text{lumière} \rightarrow C_6H_{12}O_6 + 6\ O_2$$

La photosynthèse produit l'ATP et le NADPH nécessaires à la fixation du CO_2 dans le cycle de Calvin **(Handbook of Microalgal Culture, 2024).**

La croissance cellulaire des microalgues dépend principalement de la lumière, de la température, du pH, de la salinité et des nutriments disponibles dans le milieu de culture **(Zhu et al. 2022).**

Chez *Arthrospira platensis*, la température optimale de croissance est comprise entre 30 et 35 °C avec un pH alcalin variant entre 8,5 et 10 **(Fernandes et al., 2024).**

Les microalgues présentent généralement quatre phases de croissance (Handbook of Microalgal Culture, 2024):

1. Phase de latence.
2. Phase exponentielle.
3. Phase stationnaire .
4. Phase de déclin

Durant la phase exponentielle, l'activité photosynthétique et la synthèse protéique sont très importantes (Podgórska-Kryszczuk, 2024).

2.2. Métabolisme des lipides, glucides et protéines

2.2.1. Métabolisme des glucides

Les glucides constituent une réserve énergétique essentielle chez les microalgues (**Fernandes et al. 2024).**
Ils sont synthétisés à partir du glucose produit durant la photosynthèse puis stockés sous forme de polysaccharides (**Handbook of Microalgal Culture, 2024**).
Chez la spiruline, les glucides participent à la respiration cellulaire et au métabolisme énergétique (**Gaur et al., 2024).**
Une limitation en azote favorise souvent l'accumulation des glucides de réserve chez plusieurs espèces de microalgues **(Zhu et al., 2022).**
Le dosage des glucides totaux peut être réalisé par la méthode au phénol-acide sulfurique avec lecture spectrophotométrique à 490 nm (**Dubois et al., 1956).**

2.2.2. Métabolisme des lipides

Les lipides jouent un rôle fondamental dans la structure membranaire et le stockage énergétique des microalgues **(Handbook of Microalgal Culture, 2024).**
La spiruline contient des acides gras saturés et polyinsaturés, notamment l'acide linolénique (Fernandes et al., 2024).

Les conditions de stress telles que la salinité élevée ou la limitation en azote stimulent l'accumulation lipidique chez les microalgues (**Trends in Food Science & Technology, 2024).**
Les lipides des microalgues sont également étudiés pour leur utilisation dans la production de biocarburants et d'applications biotechnologiques **(Food Bioscience, 2024).**

2.2.3. Métabolisme des protéines

La spiruline (***Spirulina platensis*)** est reconnue comme une source exceptionnelle de protéines, représentant environ 60 à 70 % de son poids sec, une teneur largement supérieure à celle de la majorité des végétaux alimentaires qui contiennent généralement près de 35 % de protéines **(Li ZY et al., 2006**). Cette richesse protéique confère à la spiruline une importante valeur nutritionnelle et biologique.

Parmi les protéines majeures présentes dans la spiruline figure la C-phycocyanine, un pigment protéique bleu appartenant aux phycobiliprotéines. Cette molécule contient de la

phycocyanobiline, un composé apparenté à la biliverdine (**McCarty M., 2007**). Selon certaines études, la C-phycocyanine représente environ 14 % de la biomasse sèche, tandis que la phycocyanobiline atteint près de 4,7 %, soit approximativement 20 % du poids sec total de l'algue (**Khan Z et al., 2005 ; McCarty M., 2007).**

En plus de sa richesse en protéines, *Spirulina platensis* possède une composition intéressante en acides aminés essentiels et non essentiels. Le tableau suivant présente quelques acides aminés identifiés dans la spiruline ainsi que leurs proportions respectives selon Babadzhanov et al**. (2004).**

Les protéines sont synthétisées à partir des acides aminés issus de l'assimilation de l'azote **(Handbook of Microalgal Culture, 2024).**

Les protéines jouent plusieurs rôles biologiques essentiels :

1. Activité enzymatique ;
2. Transport membranaire ;
3. Photosynthèse ;
4. Croissance cellulaire (**Fernandes et al., 2024).**

Une diminution de l'azote entraîne généralement une baisse de la synthèse protéique et une augmentation des réserves lipidiques et glucidiques **(Trends in Food Science & Technology, 2024).**

Tableau 03 : Composition en acides aminés de *Spirulina platensis* **(Babadzhanov A.S et al., 2004).**

Acies aminès	%	Acides aminés	%
Acide aspartique (Asp)	0,9	Méthionine (Met)	0,8
Thréonine (Thr)	0,5	Isoleucine (Ile)	1,3
Sérine (Ser)	0,6	Leucine (Leu	0,8
Acide glutamique (Glu)	1	Tyrosine (Tyr)	3,3
Proline (Pro)	0,3	Phénylalanine (Phe	2,5
Glycine (Gly)	0,6	Histidine (His)	4,7
Alanine (Ala)	1	Lysine (Lys)	1,9

2.3. Facteurs influençant la production biochimique

2.3.1. Lumière

L'intensité lumineuse influence directement la photosynthèse et la croissance des microalgues (Handbook of Microalgal Culture, 2024). Une lumière excessive peut provoquer un stress oxydatif stimulant la synthèse des caroténoïdes (**Food Bioscience, 2024).**

2.3.2. Température

La température agit sur l'activité enzymatique et le métabolisme cellulaire des microalgues (Fernandes et al. 2024). Des températures extrêmes peuvent inhiber la croissance cellulaire **(Zhu et al. 2022**).

2.3.3. Salinité

La salinité influence la pression osmotique et la synthèse des métabolites secondaires (Oren A., 2023). Certaines microalgues accumulent davantage de lipides sous stress salin (**Trends in Food Science & Technology, 2024**).

2.3.4. Azote

L'azote est indispensable à la synthèse des protéines et des pigments photosynthétiques (Handbook of Microalgal Culture, 2024). La limitation en azote réduit la croissance mais stimule souvent l'accumulation lipidique (**Food Bioscience, 2024).**

2.3.5. pH

Le pH influence la disponibilité des nutriments et l'assimilation du carbone inorganique (Fernandes et al, 2024). La spiruline se développe préférentiellement dans un milieu alcalin **(Podgórska-Kryszczuk, 2024).**

2.3.6. Stress oxydatif

Les conditions de stress environnemental entraînent la formation d'espèces réactives de l'oxygène (ROS) **(Castro-Gerónimo et al, 2024).**

Les microalgues répondent à ce stress par la production d'antioxydants tels que les caroténoïdes et la phycocyanine (**Santos et al, 2023).**

3. Culture des microalgues en conditions contrôlées

3.1 Types de systèmes de culture des microalgues :

Les systèmes de culture des microalgues se distinguent en fonction de la méthode d'apport en nutriments et du renouvellement du milieu de culture. Les principaux dispositifs employés en laboratoire et à l'échelle industrielle comprennent la culture en mode batch (discontinu), la culture semi-continue et la culture continue. Ces modes opératoires exercent une influence directe sur la croissance cellulaire, la productivité ainsi que sur la composition biochimique des microalgues **(Richmond & Hu, 2013).**

3.1.1 Culture batch (culture discontinue)

La culture en batch constitue le système le plus simple et le plus couramment employé dans les laboratoires de recherche. Dans ce mode de culture, les microalgues sont introduites dans un volume déterminé de milieu nutritif, sans qu'aucun nutriment ne soit ajouté pendant toute la durée de la croissance *(***Andersen, 2005***)*.

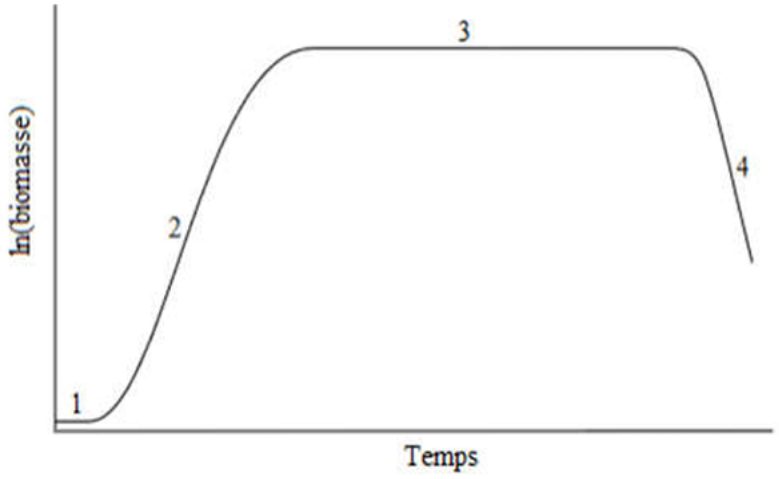


Figure 5: Les phases de croissance des microorganismes **(D'après FAO, 1996)**

Le développement des microalgues au sein de ce dispositif se déroule classiquement en quatre étapes consécutives :

1. **La phase de latence**

La phase de latence constitue la période d'acclimatation des microalgues suivant leur introduction dans un milieu de culture inédit. Au cours de cette étape, les cellules ne se multiplient pas immédiatement, mais entament un ajustement de leur activité métabolique face

aux nouvelles conditions environnementales telles que l'éclairage, la température, le pH et la constitution du substrat nutritif (**Lee, 2018**).

Durant cette période :

les cellules élaborent les enzymes indispensables à leur développement .

le métabolisme s'intensifie de manière progressive .

la densité cellulaire demeure approximativement constante.

La durée de cette phase varie en fonction de plusieurs paramètres :

- l'âge de l'inoculum .
- la qualité du milieu nutritif .
- les conditions physiques de la culture .
- l'espèce de microalgue employée (**Andersen, 2005).**

Une phase de latence brève est généralement le signe d'une bonne adaptation des cellules aux paramètres de culture.

2. La phase de croissance exponentielle (Phase logarithmique)

La phase de croissance exponentielle, également désignée sous le terme de phase logarithmique, se caractérise par une multiplication rapide et homogène des cellules microalgales. Au cours de cette période, les nutriments sont disponibles en quantité suffisante et les conditions environnementales sont idéales, ce qui permet une activité photosynthétique soutenue ***(*Borowitzka & Moheimani, 2013).**

Le taux de division cellulaire atteint alors son niveau maximal et constant. L'évolution de la population durant cette phase peut être décrite par l'équation suivante:

$$N_t = N_0 e^{\mu t}$$

Où :

N_t =représente le nombre de cellules au temps t

N_0 =est le nombre initial de cellules

μ= correspond au taux de croissance spécifique

t= désigne le temps de culture.

Pendant cette étape, on observe :

une activité photosynthétique élevée au sein des cellules .

une augmentation de la consommation des nutriments .

un développement rapide de la biomasse .

une teneur en protéines généralement importante.

Cette phase est considérée comme la plus cruciale pour la production industrielle de biomasse, car elle correspond à la période où le rendement est optimal ***(*Richmond & Hu, 2013).**

3. La phase stationnaire

La phase stationnaire constitue un stade au cours duquel la croissance des microalgues ralentit progressivement jusqu'à atteindre un équilibre entre le taux de division cellulaire et le taux de mortalité. Durant cette période, le nombre total de cellules devient relativement stable, car les nouvelles cellules produites compensent approximativement celles qui disparaissent **(Lee, 2018).**

Cette phase survient généralement lorsque les conditions environnementales deviennent moins propices à la croissance, en raison de multiples facteurs (**Richmond & Hu, 2013**)., notamment :

- L'épuisement progressif des nutriments essentiels, comme l'azote et le phosphore .
- La réduction de la pénétration lumineuse due à l'augmentation de la densité cellulaire .
- L'accumulation de déchets métaboliques potentiellement toxiques .
- La diminution de la disponibilité du dioxyde de carbone dans le milieu

Au cours de cette phase, l'activité physiologique des cellules subit des transformations majeures. La vitesse de division cellulaire chute significativement, et les cellules réorientent leur métabolisme vers le stockage de substances de réserve plutôt que vers la multiplication cellulaire *(***Borowitzka & Moheimani, 2013***)*.

Chez de nombreuses espèces de microalgues, ce stade se caractérise par :

- L'accumulation de lipides intracellulaires.
- L'augmentation des réserves glucidiques.
- La synthèse de pigments secondaires, tels que les caroténoïdes.
- Une modification de la composition biochimique de la biomasse **(Andersen, 2005).**

Dans certaines conditions de stress nutritionnel, notamment la limitation en azote, les microalgues peuvent accumuler des quantités importantes de lipides, ce qui rend cette phase particulièrement intéressante pour la production de biocarburants et de molécules à haute valeur ajoutée **(Lee, 2018).**

Malgré l'apparente stabilité du nombre de cellules, la phase stationnaire ne peut être maintenue indéfiniment. Si les conditions du milieu continuent à se détériorer, la culture entre progressivement dans la phase de déclin, marquée par une augmentation de la mortalité cellulaire *(***Richmond & Hu, 2013**).

4.La phase de déclin (Phase de mortalité)

La phase de déclin constitue l'ultime étape de la croissance en culture batch. Elle intervient lorsque les conditions du milieu deviennent inadéquates pour la survie des cellules *(***Andersen, 2005***)*.

Cette phase se distingue par :

- Une réduction progressive de la population de cellules viables
- Une chute significative de l'activité photosynthétique
- Une dégradation des cellules microalgues
- Une accumulation de substances toxiques dans le milieu.

Les facteurs principaux à l'origine de cette phase incluent :

- L'épuisement complet des nutriments.
- Des déficits en carbone ou en azote.
- L'accumulation de déchets métaboliques.
- Des fluctuations extrêmes du pH ou de la température.

Au cours de cette étape, les cellules peuvent subir des processus de lyse cellulaire, ce qui entraîne la libération de composés organiques dans le milieu de culture **(Richmond & Hu, 2013).**

Au cours de la phase exponentielle, la multiplication cellulaire s'accélère en raison d'un apport suffisant en nutriments et de conditions optimales de luminosité et de température **(Lee, 2018*).***

Ce système est principalement employé pour :

- Les études physiologiques
- Les essais en laboratoire
- La production de biomasse à échelle réduite.

Avantages de la culture en batch:

- Mise en œuvre aisée
- Coût d'exploitation limité
- Moindre risque de contamination externe (**Borowitzka & Moheimani, 2013**).

Inconvénients de la culture en batch:

- Épuisement progressif des ressources nutritives
- Accumulation de métabolites toxiques
- Productivité réduite sur le long terme **(Richmond & Hu, 2013).**

3.1.2 Culture semi-continue

La culture semi-continue implique un prélèvement périodique d'une fraction du volume de culture, suivi d'un remplacement par un milieu nutritif neuf, afin de maintenir les cellules dans une phase de croissance active *(***Andersen, 2005).**

Ce procédé prévient l'épuisement rapide des nutriments et favorise la stabilité des paramètres de culture, tels que le pH et la densité cellulaire **(Lee, 2018).**

La culture semi-continue est couramment employée :

- dans les installations aquacoles .
- dans les laboratoires de biotechnologie .
- pour la production de biomasse algale à échelle moyenne.

Avantages de la culture semi-continue:

- prolongation de la phase exponentielle de croissance .
- augmentation de la productivité .
- optimisation de l'utilisation des nutriments (**Borowitzka & Moheimani, 2013).**

Inconvénients de la culture semi-continue:

- exigence d'un suivi régulier .
- risque accru de contamination lors des renouvellements du milieu .
- variations potentielles de la concentration cellulaire (**Richmond & Hu, 2013**).

Ainsi, la culture semi-continue constitue un équilibre entre la simplicité du système batch et la productivité élevée du système continu.

3.1.3 Culture continue

La culture en continu consiste à ajouter en permanence un milieu nutritif neuf tout en retirant simultanément un volume équivalent de culture, de manière à préserver un volume constant à l'intérieur du réacteur *(Richmond & Hu, 2013).*

Dans ce dispositif, les microalgues sont maintenues de façon ininterrompue en phase exponentielle, grâce à un apport régulier de nutriments et à une régulation rigoureuse des paramètres environnementaux.

Le paramètre opératoire fondamental est le taux de dilution :

$$\boldsymbol{D = \frac{F}{v}}$$

Où :
D représente le taux de dilution.
F correspond au débit d'alimentation.
V est le volume du phot bioréacteur.

Lorsque le taux de dilution excède la vitesse de croissance des micros algues, un phénomène appelé « Wash-out » peut survenir, entraînant la disparition de la culture *(***Lee, 2018).**

La culture en continu est principalement employée :

- Dans le phot bioréacteurs industriels.

- Pour la production intensive de biomasse.
- Dans les procédés biotechnologiques avancés.

Avantages de la culture en continu :

- Productivité élevée.
- Qualité homogène de la biomasse.
- Contrôle optimal des conditions de culture (**Borowitzka & Moheimani, 2013).**

Inconvénients de la culture en continu :

- Coût élevé des installations.
- Maintenance technique complexe.
- Forte vulnérabilité aux contaminations (**Andersen, 2005).**

3.2. Paramètres de contrôle :

Le développement des micros algues est étroitement lié aux caractéristiques environnementales de leur milieu de culture. Pour garantir une production maximale de biomasse, il est impératif de réguler avec précision divers paramètres physico-chimiques tels que l'éclairage, la température, le pH, les apports nutritifs et la concentration en dioxyde de carbone (CO_2) **(Richmond & Hu, 2013).**

3.2.1 La lumière

La lumière représente la source énergétique primordiale nécessaire à la photosynthèse des microalgues. Elle exerce un effet direct sur la croissance cellulaire, la production de biomasse ainsi que sur la synthèse de composés biochimiques (**Lee, 2018).**

La régulation de la lumière repose sur plusieurs paramètres :

- L'intensité lumineuse
- La durée d'exposition à la lumière (photopériode)
- La composition spectrale du rayonnement.

Une intensité lumineuse faible réduit le taux photosynthétique et freine la prolifération cellulaire. En revanche, une intensité excessive peut induire une photo inhibition, conduisant à des lésions cellulaires **(Andersen, 2005).**

Les rayonnements rouges et bleus se révèlent les plus performants pour le processus photosynthétique. En conditions de laboratoire, les cultures sont habituellement soumises à une photopériode de 12 heures d'éclairement pour 12 heures d'obscurité, ou de 16 heures pour 8 heures, selon l'espèce considérée.

3.2.2 La température

La température constitue un paramètre fondamental pour les réactions enzymatiques et le métabolisme des micros algues. Chaque espèce se caractérise par une température optimale de croissance, généralement située entre 20 °C et 30 °C (B**orowitzka & Moheimani, 2013**).

Lorsque la température est trop basse, on observe :

- un ralentissement du métabolisme .
- une réduction de la division cellulaire.

À l'inverse, une température excessive peut :

- altérer les enzymes cellulaires
- diminuer l'activité photosynthétique
- entraîner la mort des cellules.

La régulation de la température s'effectue via des incubateurs, des systèmes de refroidissement ou des chambres climatiques **(Richmond & Hu, 2013).**

3.2.3 Le pH

Le pH correspond à la mesure de l'acidité ou de l'alcalinité du milieu de culture. Ce paramètre influe sur la biodisponibilité des éléments nutritifs ainsi que sur l'activité enzymatique des cellules microalgales (**Lee, 2018).**

La plupart des microalgues se développent de manière optimale dans une fourchette de pH située entre **7** et **8,5.**

Des valeurs de pH trop basses ou trop élevées sont susceptibles d'entraîner :

- un ralentissement de la croissance .
- des désordres métaboliques .
- une baisse de l'efficacité photosynthétique.

Au cours de la photosynthèse, les microalgues absorbent le dioxyde de carbone (CO_2), ce qui peut provoquer une élévation du pH du milieu. Il est donc impératif d'effectuer un contrôle régulier du pH tout au long de la phase de culture (**Andersen, 2005**).

3.2.4 Les nutriments

Les nutriments sont des éléments essentiels à la croissance et au développement des microalgues. Ils participent aux divers processus métaboliques et contribuent à la formation de composés cellulaires fondamentaux, notamment les protéines, les glucides, les lipides et les acides nucléiques **(Richmond & Hu, 2013).**

Les exigences nutritionnelles des microalgues diffèrent selon les espèces cultivées, mais la plupart d'entre elles nécessitent un apport équilibré en macroéléments et en microéléments pour garantir une croissance optimale **(Lee, 2018).**

3.2.4.1 Les macroéléments

Les macroéléments sont des nutriments requis en quantités importantes. Ils jouent un rôle crucial dans la structure cellulaire et le métabolisme des microalgues (**Andersen, 2005).** Les macroéléments principaux sont l'azote (N),le phosphore (P) ,le potassium (K),le magnésium (Mg),le soufre (S).

a) L'azote (N)

L'azote est reconnu comme l'élément nutritif le plus crucial pour la croissance des microalgues. Il entre dans la constitution des protéines,des enzymes,des acides nucléiques de la chlorophylle. Une déficience en azote entraîne généralement :

- une réduction de la croissance cellulaire.
- une baisse de la photosynthèse.
- une hausse de l'accumulation des lipides chez certaines espèces (**Borowitzka & Moheimani, 2013).**

L'azote est fréquemment fourni sous forme de nitrates (NO_3^-), de nitrites (NO_2^-) ou d'ammonium (NH_4^+).

b) Le phosphore (P)

Le phosphore remplit une fonction essentielle dans le transfert d'énergie au sein de la cellule. Il participe à la formation :de l'ATP,des phospholipides membranaires,des acides nucléiques.

Le phosphore intervient aussi dans la division cellulaire et le métabolisme énergétique des microalgues **(Lee, 2018).**

Une carence en phosphore provoque

- un ralentissement de la croissance.
- une diminution de la synthèse cellulaire.
- des troubles métaboliques.

Le phosphore est généralement apporté sous forme de phosphates.

c) Le potassium (K):

Le potassium contribue à :

- la régulation osmotique.
- l'équilibre ionique.
- l'activation de nombreuses enzymes cellulaires.

Il facilite également le transport des nutriments à travers les membranes cellulaires *(***Andersen, 2005).**

d) Le magnésium (Mg):

Le magnésium est un composant central de la molécule de chlorophylle. Il a donc un rôle direct dans :la photosynthèse,l'activation enzymatique, le métabolisme énergétique.
Une insuffisance en magnésium peut entraîner une baisse significative de l'activité photosynthétique *(***Richmond & Hu, 2013).**

e) Le soufre (S):

Le soufre participe à la synthèse :de certains acides aminés,des protéines,des coenzymes.
Il est également impliqué dans plusieurs réactions enzymatiques essentielles au métabolisme cellulaire *(***Lee, 2018***).*

3.2.4.2 Les microéléments

Les microéléments sont nécessaires en très faibles quantités, mais ils sont indispensables au bon fonctionnement des cellules microalgales **(Borowitzka & Moheimani, 2013).**

Les microéléments principaux sont :

- le fer **(Fe)** .
- le manganèse **(Mn)** .
- le zinc **(Zn)** .
- le cuivre (**Cu)** .
- le cobalt **(Co)** .
- le molybdène **(Mo).**

a) Le fer (Fe):

Le fer joue un rôle crucial dans :

- le transport des électrons.
- la photosynthèse.
- la respiration cellulaire.

Une déficience en fer peut provoquer une chlorose et un ralentissement de la croissance des microalgues **(Andersen, 2005).**

b) **Le manganèse (Mn):**

Le manganèse participe aux réactions de la photosynthèse, notamment dans le système de photolyse de l'eau. Il intervient également dans l'activation de plusieurs enzymes cellulaires.

c) **Le zinc (Zn):**

Le zinc est impliqué dans :

- l'activité enzymatique.
- la synthèse des protéines.
- la stabilité des membranes cellulaires.

d) Le cuivre (Cu):

Le cuivre participe au transfert des électrons pendant la photosynthèse et la respiration cellulaire. Toutefois, des concentrations élevées de cuivre peuvent devenir toxiques pour les microalgues *(***Richmond & Hu, 2013).**

3.2.5 Importance de l'équilibre nutritionnel

Un équilibre approprié entre les différents nutriments est essentiel pour garantir :

- une croissance optimale.
- une bonne productivité en biomasse.
- une composition biochimique stable.

Toute carence ou excès nutritionnel peut altérer :

- le métabolisme cellulaire.
- la vitesse de croissance.
- l'accumulation des lipides et des pigments.

C'est pourquoi les milieux de culture comme BG-11, Conway ou le milieu f/2 de Guillard sont spécialement conçus pour fournir aux microalgues tous les éléments nutritifs nécessaires à leur développement **(Lee, 2018).**

3.2.6 Le dioxyde de carbone (CO_2)

Le dioxyde de carbone (CO_2) représente la principale ressource carbonée utilisée par les microalgues dans le cadre de la photosynthèse **(Lee, 2018).**

L'équation générale de la photosynthèse s'écrit comme suit :

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

L'apport maîtrisé de CO_2 dans le milieu de culture permet :

- d'accélérer le taux de croissance.
- d'optimiser la production de biomasse.
- de maintenir la stabilité du pH du milieu.

Néanmoins, un apport excessif de CO_2 risque d'acidifier le milieu et de freiner le développement des microalgues **(Richmond & Hu, 2013).**

Le CO_2 est habituellement fourni via un air enrichi ou par injection directe dans les photobioréacteurs.

3.3Avantages et limites des cultures contrôlées des microalgues

La culture de microalgues dans un environnement contrôlé constitue une méthode couramment employée dans les secteurs de la biotechnologie, de l'aquaculture et de la production de biomasse. Cette approche permet de réguler les paramètres environnementaux dans le but d'optimiser la croissance et le rendement des microalgues (**Richmond & Hu, 2013).** Néanmoins, en dépit de ses multiples bénéfices, cette technique comporte également certaines contraintes d'ordre technique et économique.

.33.1. Contrôle des paramètres environnementaux

Le contrôle des paramètres environnementaux constitue un atout majeur des cultures contrôlées de microalgues, permettant d'optimiser la croissance cellulaire et la production de biomasse. Contrairement aux milieux naturels, ces systèmes offrent des conditions stables et idéales **(Lee, 2018***)*. Les principaux paramètres régulés incluent la lumière, la température, le pH, les nutriments et le CO_2.

La lumière, source énergétique photosynthétique, est ajustée en intensité, durée et qualité pour maximiser le rendement, évitant ainsi une croissance ralentie ou une photoinhibition

(Richmond & Hu, 2013). La température, cruciale pour le métabolisme, est maintenue à un niveau optimal par espèce pour prévenir le stress thermique **(Borowitzka & Moheimani, 2013)**. Le pH, contrôlé pour assurer l'équilibre chimique, influence la disponibilité des nutriments et l'activité enzymatique *(***Andersen, 2005***)*. Les nutriments (azote, phosphore, oligoéléments) sont dosés précisément pour soutenir la synthèse de protéines, lipides et pigments **(Lee, 2018***)*. L'injection contrôlée de CO_2, source carbonée photosynthétique, stimule la croissance et stabilise le pH *(***Richmond & Hu, 2013).**

Cette maîtrise garantit une biomasse homogène, une croissance accélérée et une production améliorée de composés biotechnologiques comme les lipides, protéines et pigments.

3.3.2 Limites des cultures contrôlées

Bien que les cultures contrôlées de microalgues offrent de nombreux bénéfices, ces dispositifs comportent également diverses contraintes d'ordre technique, économique et biologique, susceptibles de diminuer leur performance et leur viabilité à l'échelle industrielle *(***Richmond & Hu, 2013).**

a*)* Coût élevé des installations

Les photobioréacteurs et les équipements de régulation requièrent :

- des investissements financiers conséquents.
- des dispositifs de contrôle perfectionnés.
- une dépense énergétique importante ***(*Borowitzka & Moheimani, 2013).**

Le coût représente l'un des freins majeurs à une production industrielle étendue.

b) Maintenance technique complexe

Les systèmes automatisés exigent :

- une supervision constante .
- un entretien périodique.
- un personnel compétent.

Toute panne technique est susceptible d'entraîner une baisse rapide du rendement ou une destruction complète de la culture *(***Andersen, 2005).**

c) Risque de contamination

Bien que les systèmes fermés limitent les risques de contamination, celle-ci demeure envisageable, en particulier lors :

- de l'apport du milieu nutritif ;

- des manipulations à des fins expérimentales ;
- des processus de récolte.

Une contamination peut significativement entraver la croissance des microalgues et altérer la qualité de la biomasse produite *(***Richmond & Hu, 2013).**

d) Limitation de la pénétration lumineuse :

Dans les cultures présentant une densité cellulaire élevée, la lumière ne parvient pas à pénétrer efficacement l'ensemble du milieu de culture. Cette limitation est susceptible de diminuer le rendement photosynthétique et de freiner la prolifération cellulaire **(Lee, 2018).**

e) Consommation énergétique élevée :

Le fonctionnement des systèmes contrôlés requiert fréquemment :

- Un éclairage artificiel.
- Une agitation permanente.
- Une régulation thermique.
- Une injection de dioxyde de carbone.

Ces différentes opérations entraînent une hausse significative de la consommation d'énergie et des frais d'exploitation ***(Bo*owitzka & Moheimani, 2013*).***

Chapitre 2 : Matériel et méthodes

1.Matériel biologique

Souche de spiruline obtenus d'une ferme de production de spiruline algérienne.

2. Matériel non biologique

2.1. Appareillage

a) Spectrophotomètre UV-visible
b) Balance de précision
c) Microscope optique
d) Agitateur rotatif.
e) pH-mètre
f) Une pompe pour aération
g) Seringue 10ml



Figure 6 : Agitateur rotatif



Figure 7 :Spectrophotomètre UV-visible



Figure 8 :pH-mètre



Figure 9 : Microscope optique



Figure 10 : Balance de précision



Figure 11: pompe pour aération

2.3. Matériel chimique

2.3.1 Milieu de culture

Dans cette étude la spiruline a été cultivée en utilisant deux milieux de cultures l'un le milieu de Zarrouk (tableau) et l'autre BG-11.

Tableau 4 : Composition chimique en gramme par litre d'eau du milieu Zarrouk

Produit chimique	Quantité en g/l d'eau
• Hydrogénocarbonate de sodium(NaHCO3)	• 16.8
• Phosphate dipotassique (K2HPO4)	• 0.5
• Nitrates de sodium (NaNO3)	• 2.5
• Chlorure de sodium (NaCl)	• 1.0
• Sulfate de magnésium (MgSO4, 7H2O)	• 0.2
• Chlorure de calcium(CaCl2)	• 0.04
• Sulfate de fer (FeSO4, 7H2O)	• 0.01
• Acide éthylène diamino tétracétique(EDTA)	• 0.08
• Solution A5	• 1.0

Tableau 5: La composition de solution A5

Produit chimique	Quantité en g/l
Acide borique (H3BO3)	2.86
Chlorure de manganèse (MnCl2, 4H2O)	1.81
Sulfate de zinc (ZnSO4, 7H2O)	0.222
Sulfate de cuivre (CuSO4, 5H2O)	0.079
Oxide de molybdène (MoO3)	0.015

Tableau 6: les compositions chimiques en gramme par litre d9eau au milieu BG11

Produit chimique	Quantitè en g/l d'eau
• Nitrate de sodium ($NaNO_3$)	• 150g
• Phosphate dipotassique (K_2HPO_4)	• 4g
• Sulfate de magnésium heptahydraté ($MgSO_4 \cdot 7H_2O$)	• 7,5g
• Chlorure de calcium dihydraté($CaCl_2 \cdot 2H_2O$)	• 3,6g
• Carbonate de sodium(Na_2CO_3)	• 02g
• Ferric ammonium citrate ($FeSO_4 \cdot 7H_2O$)	• 0,6g
• Citric acid (Acide citrique)	• 0,6g
• EDTA(Acide éthylènediaminetétraacétique)	• 0,1g

2.3.2. Les réactifs et solvants :

L'eau distillée

II. Méthodes

1. Préparation du milieu de culture

La spiruline vit dans une eau à la fois salée et alcaline. Dans notre étude et pour les deux milieux de culture commencée premièrement par la mesure à l'aide d'une balance les produits chimiques de milieu Zarrouk pour un volume de 0.5L et le milieu BG11



Figure 12: Les produits chimiques utilisés (Photo originale, 2026).



Figure 13: Pesé des produits chimiques pour les deux milieux de culture (Photo originale, 2026).



Figure 14: mélange des produit utilisés pour le milieu de culture BG11 (photo originale, 2026**).**



Figure 15: les cultures de spiruline dans les deux milieux (photo originale, 2026).

1.1. Culture de la spiruline :

La culture de spiruline s'est faite en deux milieux de culture (milieu Zarrouk et le BG11).

La spiruline est cultivée au laboratoire dans des erlenmeyers de 250 ml.

Elle est conservée dans les mêmes conditions de lumière, de température et d'aération. La culture est tenue sur un agitateur rotatif sur une vitesse de 130 tours/minute.

1.1.1. Les conditions environnementales

Température

La culture est tenue à température ambiante (du laboratoire).

Lumière

La lumière est fournie par la lumière du soleil.

Agitation

Le mélange se fait à l'aide de bulles d'air grâce à des pompes à air pendant 30 à 40 minutes et par des Agitateurs rotatifs fonctionnant 24 heures sur 24.

Suivi de la culture

Le suivi de la culture de la spiruline dans les deux milieux (Zarrouk et BG11) se faisait par :

La densité optique : elle a été mesurée à une longueur d'onde de 295 nm, à l'aide d'un spectrophotomètre UV-visible.

Le pH : Le pH est mesuré quotidiennement par un pH-mètre.

2. Dosage des protéines

Le dosage des protéines chez les microalgues est essentiel pour :

1. Évaluer leur valeur nutritionnelle **(Becker, 2007)**
2. Suivre la croissance cellulaire et le métabolisme (**Richmond, 2004**)
3. Optimiser les conditions de culture pour maximiser la production protéique **(Borowitzka, 2013)**
4. Contrôler la qualité des produits dérivés **(Spolaore et al., 2006)**

2.1 Préparation des échantillons

Avant le dosage, les protéines doivent être extraites des cellules de microalgues.

2.1.1 Rupture cellulaire

Les microalgues possèdent des parois cellulaires résistantes, nécessitant des méthodes spécifiques

1. Broyage mécanique (homogénéisation, billes de verre)
2. Ultrasons
3. Traitement enzymatique

Ces méthodes permettent de libérer les protéines intracellulaires **(Safi et al, 2014).**

2.1.2 Extraction des protéines

Les protéines sont généralement extraites à l'aide de :

1. Tampons (phosphate, Tris-HCl)
2. Solvants chimiques

L'efficacité dépend de l'espèce de microalgue **(Safi et al, 2014).**

2.2 Méthodes de dosage des protéines

2.2.1 Choix de la méthode de dosage

Dans le cadre de cette étude, le dosage des protéines des microalgues a été réalisé en utilisant la méthode de Bradford, en raison de sa simplicité, sa rapidité et sa sensibilité élevée **(Bradford, 1976).** Cette méthode est particulièrement adaptée aux extraits de microalgues contenant de faibles concentrations protéiques permet d'obtenir des résultats fiables en un temps relativement court (**Safi et al., 2014**).

2.2.2 Principe de la méthode de Bradford

La méthode de Bradford repose sur la fixation du colorant Coomassie Brilliant Blue G-250 aux protéines, principalement au niveau des acides aminés basiques (arginine, lysine, histidine).
Cette interaction entraîne un changement de couleur du colorant :

- Rouge (forme acide)
- Bleu (forme liée aux protéines)

L'intensité de la coloration bleue est proportionnelle à la concentration en protéines et est mesurée par spectrophotométrie à 595 nm **(Bradford, 1976).**

2.2.3. Avantages de la méthode de Bradford

La méthode de Bradford a été choisie pour plusieurs raisons :

1. Méthode rapide (quelques minutes) (**Bradford, 1976)**
2. Haute sensibilité (détection de faibles concentrations) (**Safi et al., 2014)**
3. Facilité de mise en œuvre en laboratoire
4. Faible consommation de réactifs

Ces caractéristiques la rendent idéale pour les analyses de routine dans les études sur les microalgues.

2.2.4. Procédure expérimentale

Le protocole général est le suivant :

a) Préparation de l'extrait protéique des microalgues
b) Ajout du réactif de Bradford
c) Incubation pendant 5 à 10 minutes
d) Mesure de l'absorbance à 595 nm
e) Détermination de la concentration à l'aide d'une courbe d'étalonnage (BSA)

La courbe d'étalonnage est réalisée avec le sérum albumine bovine (BSA) comme standard **(Bradford, 1976).**

2.2.5. Matériels

A. Réactifs

- Réactif de Bradford commercial (ou préparé au laboratoire : 5 mg de Bleu de Coomassie G-250 dans 2,5 mL d'éthanol 95 % + 5 mL d'acide phosphorique H_3PO_4 85 %, complété à 50 mL avec de l'eau distillée)
- Solution étalon de BSA (Albumine Sérique Bovine) à 1 mg/mL - standard de référence
- Eau distillée

- Extrait protéique de Spiruline. (obtenu après extraction et centrifugation de la biomasse algale)



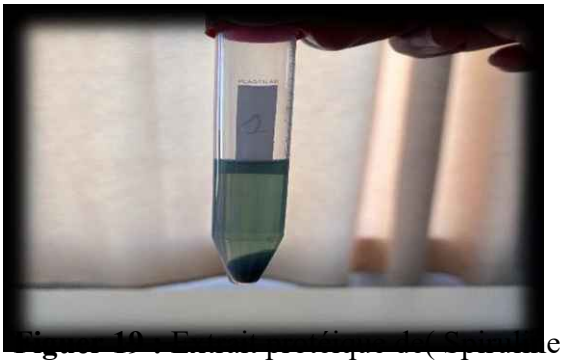
Figuer 16 : Réactif de Bradford commercial



Figuer 17 : Solution étalon de BSA



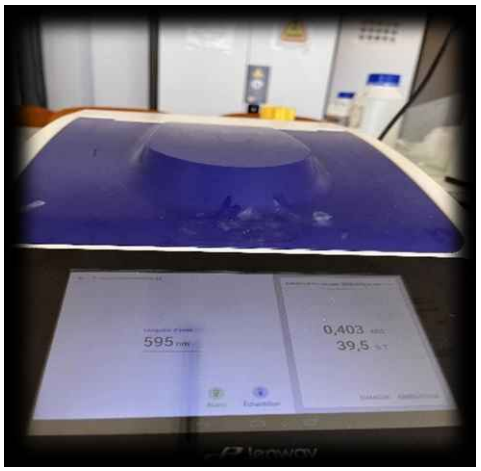
Figuer 18 :Eau distillée



Figuer 19 : Extrait protéique de (Spiruline)

B. Appareillage

- Spectrophotomètre UV-Visible (à une longueur d'onde : 595 nm)
- Micropipettes (20–200 µL et 100–1000 µL)
- Tubes à essais et cuvettes spectrophotométriques
- Agitateur vortex
- Balance analytique
- Centrifugeuse
- Etuve



Figuer 20: Spectrophotomètre UV-Visible



Figuer 21: Micropipettes



Figuer 22 : **Tubes à essais**



Figuer 23 : Agitateur vortex

Figuer 24 : Balance analytique

Figuer 25:Centrifugeus



Figuer 26 :Etuve **(photo originale, 2026).**

2.2.5. Mode opératoire

A.Préparation de l'échantillon (Spiruline) :

La spiruline est d'abord séchée puis réduite en une poudre fine, dont 100 mg sont pesés et mis en suspension dans 10 mL de tampon phosphate (PBS) (0,1 M, pH 7,4). Le mélange est ensuite homogénéisé vigoureusement, puis soumis à une sonication pendant 5 à 10 minutes ou à un broyage mécanique afin d'assurer une meilleure extraction des protéines. Après cette étape, l'échantillon est centrifugé à 10 000 tours pendant 15 minutes à 4 °C, et le surnageant obtenu est récupéré, contenant les protéines solubles.

Tableau 7 :protocole de dosage de l'extrait proteique de spiruline

Tube	Extrait de spiruline (µL)	Réactif Bradford
T_1	100	1 mL
T_2	100	1 mL
T_3	100	1 mL

B.Préparation de la gamme étalon

Utiliser la BSA (1 mg/mL) soit **1000 µg/ µL**

Tableau 8 :Gamme etalon de BSA pour la mèthode bradford

Tube	BSA (µL)	Eau distiller (µL)	Quantité de proteins (µg)
T_0 (Blanc)	0	100	0
T_1	20	80	20
T_2	40	60	40
T_3	60	40	60
T_4	80	20	80
T_5	100	0	100

C.Dosage de Bradford

- Ajouter 100 µL d'échantillon ou de standard dans un tube.
- Ajouter 1 mL de réactif de **Bradford.**
- Mélanger.
- Incuber 5 à 10 minutes à température ambiante. Lire absorbance à 595 nm.

D. Calcul

Tracer une courbe d'étalonnage : *Absorbance = f (*Protéines (µg)*)*

Axe X : concentration de BSA (quantité de protéines (µg)) (µg/mL ou mg/mL)

Axe Y: absorbance à 595 nm

Déterminer la **concentration des échantillons** à partir de l'équation de la droite : $Y = aX + b$

À partir de la courbe d'étalonnage :

Concentration protéique (mg/mL)

Puis calculer la teneur en protéines de la spiruline :

Protéines (mg/g MS) = C x V/m

C = concentration obtenue (mg/mL)

V = volume total de l'extrait (mL)

m = masse de spiruline extraite (g)

Chapitre 3 : Résultats et discussions

1. Suivi de la culture

1.1. Culture

À partir d'une petite quantité de suspension concentrée de spiruline, nous avons commencé à augmenter le volume dans des flacons et des béchers de plus en plus grands, afin d'atteindre le niveau de production à échelle.Les conditions de culture sont les suivantes : température 3°C, agitation continue à l'aide d'une pompe à air, lumière,



Figure 27: la culture pour les deux milieux (photo originale, 2026).

.

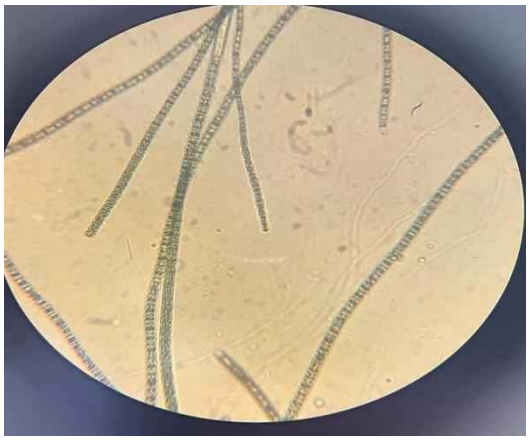


Figure 28 : Observation microscopique microscopique de la souche souche *Arthrospira sp* (OBJECTIF 40)

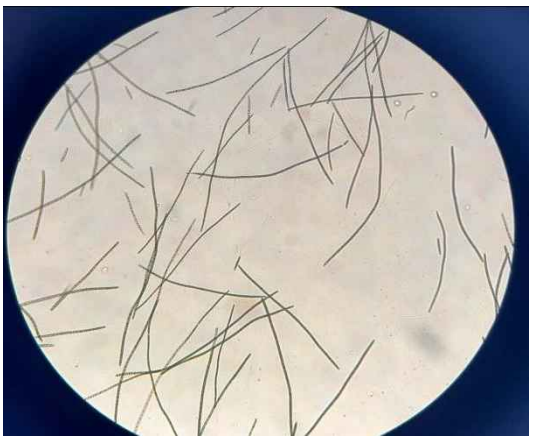


Figure29:Observation *Arthrospira sp* (OBJECTIF 4de la **(photo originale,2026)**

1.3. Observation microscopique

Les résultats de l'observation microscopique de la souche *Arthrospira sp* sont Présentés sur la **figure 22** et **la figure 23**

La souche isolée est caractérisée par des filaments droits, ces caractéristiques morphologiques ont été rapportées dans un grand nombre de travaux sur la morphologie de cette espèce de *Arthrospira sp*.

1.2. La densité optique et pH : Milieu de Zarrouk

Tableau 9: Densité optique et pH suivant le développement et la croissance de spiruline.

Date	ABS à une longueur d'onde de 295 nm	pH
26/03/2026	1,142	10,16
27/04/2026	1,298	10,12
28/04/2026	1,147	10,10
29/04/2026	1,104	10,09
30/04/2026	1,195	10,07
03/05/2026	1,371	10,00
04/05/2026	1,190	10,01
05/05/2026	2,425	10,04
06/05/2026	1,543	10,02
07/05/2026	1,777	10,09
10/05/2026	1,857	10,21
11/05/2026	2,192	10,24
12/005/2026	2,544	10,21
13/05/2026	2,605	10,21
14/05/2026	2,343	10,11
17/05/2026	2,230	10,25
18/05/2026	2,551	10,03
19/05/2026	2,401	10,18
20/05/2026	2,516	10,08

21/05/2026	2,606	10,20
24/05/2026	2,338	10,17
25/05/2026	2,043	10,08
26/05/2026	2,198	10,22
31/05/2026	2,059	10,12
01/06/2026	1,948	9,98
02/06/2026	1,794	10,03
03/06/2026	1,652	10,01

2. Evolution de la densité optique et pH de spiruline

1-Milieu de Zarrouk

La croissance de la souche d'*Arthrospira platensis* a été suivie par la densité optique et Ph sur une période de 27 jours.

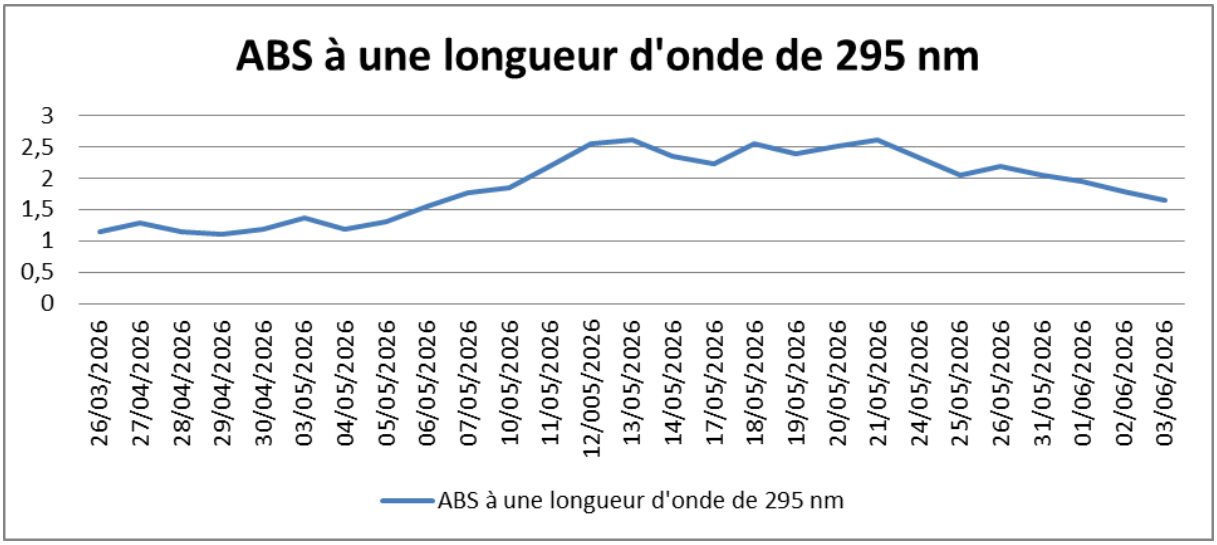


Figure 30: Variations du la densité optique en fonction du temps (Milieu de Zarrouk)

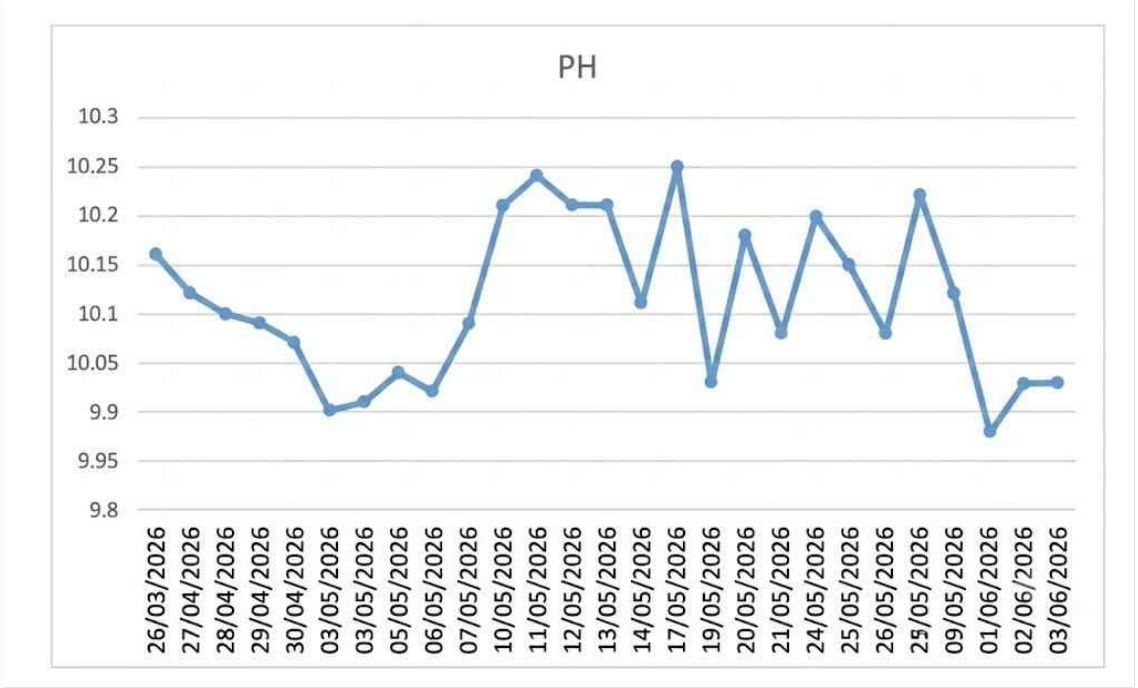


Figure 31: Variations du pH en fonction du temps (Milieu de Zarrouk)

A/Discussion, analyse et interprétation des courbes

L'évolution de la densité optique (DO) et du pH de la culture de Spirulina (*Arthrospira platensis*) met en évidence plusieurs phases physiologiques typiques, précédemment documentées dans les recherches antérieures consacrées à la croissance de cette cyanobactérie dans le milieu de Zarrouk.

Au cours de la phase initiale de culture (jours 1 à 6), la densité optique connaît une progression lente et irrégulière, évoluant d'environ 1 à 1,4. Cette période correspond à la phase d'acclimatation de la souche au milieu nutritif, durant laquelle les cellules adaptent leur métabolisme aux nouvelles conditions de culture. Des études antérieures ont démontré que la croissance de la Spiruline est étroitement tributaire des paramètres physicochimiques du milieu, notamment le pH, l'aération et la disponibilité des nutriments. Pendant cette phase, le pH diminue légèrement, passant de 10,15 à environ 10,0, ce qui s'explique par une activité respiratoire prédominant sur l'activité photosynthétique.

A partir du jour 7, la préparation d'un nouveau milieu de Zarrouk a permis la reprise de la croissance, comme en témoigne l'augmentation soudaine de la densité optique, qui atteint environ 2,4. Cette hausse reflète une reprise active de la division cellulaire, favorisée par le disponibilité des nutriments. Cette étape correspond à la phase exponentielle décrite dans la

littérature, caractérisée par une multiplication rapide des cellules lorsque les conditions deviennent propices.

Entre les jours 10 et 14, la croissance se poursuit de manière progressive jusqu'à atteindre une densité optique maximale d'environ 2,6. Cette évolution positive coïncide avec la mise en place d'une pompe à air au dixième jour. L'aération constitue un facteur déterminant dans les cultures de Spiruline, car elle garantit l'homogénéisation du milieu, facilite les échanges gazeux et accroît la disponibilité du dioxyde de carbone indispensable à la photosynthèse. De nombreuses études ont démontré qu'une agitation adéquate améliore nettement la productivité de Spiruline et réduit la sédimentation des filaments.

Le pH, tout au long de l'expérience, demeure globalement alcalin, avec des valeurs oscillant entre 10 et 10,25. Cette forte alcalinité, typique des cultures de Spiruline dans le milieu de Zarrouk, constitue un facteur propice à sa croissance tout en entravant le développement de nombreux microorganismes contaminants. Suite à l'aération, une hausse du pH est observée à partir du dixième jour, atteignant un pic vers le douzième et le treizième jour. Cette élévation résulte de l'intensification de l'activité photosynthétique, qui réduit la concentration de CO_2 dissous, provoquant ainsi une alcalinisation du milieu.

Enfin, une légère baisse de la densité optique et du pH au 15e jour pourrait suggérer l'entrée en phase stationnaire, une période où certains nutriments se raréfient et où la croissance cellulaire décélère graduellement.

2-milieu de BG-11

Tableau 10 : La densité optique et pH :Milieu de BG-11

	ABS à une longueur d'onde de 295 nm	pH
26/04/2026	1,714	10,14
27/04/2026	2,14	10,17
28/04/2026	2,290	10,09
29/04/2026	2,892	10,10
30/04/2026	2,278	9,99

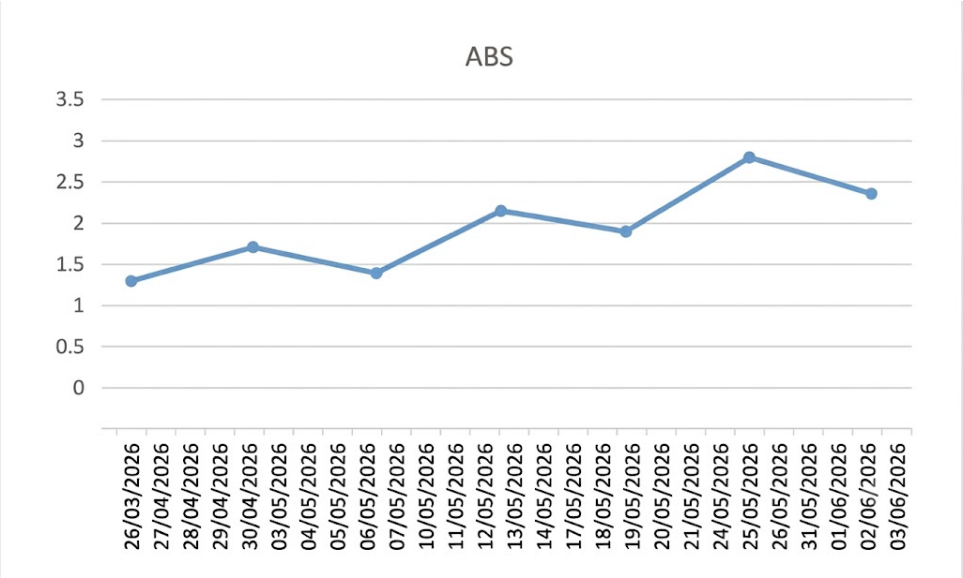


Figure32 : Un graphique montrant les variations du la densité optique en fonction du temps

La courbe de la densité optique (ABS) montre l'évolution de la croissance de Spiruline (*Arthrospira platensis*) dans le milieu BG11 au cours du temps. La densité optique représente un indicateur indirect de la biomasse cellulaire : une augmentation de l'ABS traduit une augmentation du nombre de cellules dans le milieu de culture.

Au début de l'expérience, une augmentation progressive de la densité optique est observée, passant d'environ 1,7 au premier jour à près de 2,9 au quatrième jour. Cette augmentation traduit une multiplication active des cellules de spiruline et une bonne adaptation initiale de la souche au milieu BG11. Durant cette phase, les cellules utilisent les nutriments disponibles pour assurer leur croissance et leur activité photosynthétique. Cette étape correspond à la phase exponentielle décrite dans plusieurs études sur la culture de Spiruline.

Cependant, au cinquième jour, une diminution importante de la densité optique est observée, passant d'environ 2,89 à 2,27. Cette baisse indique un ralentissement de la croissance suivi probablement d'une dégradation des cellules et d'une mortalité progressive de la culture. Selon la littérature scientifique, une diminution de la densité optique reflète généralement une altération des conditions de culture ou un stress physiologique affectant l'activité métabolique des micros algues.

La mort de la spiruline dans le milieu BG-11 peut être expliquée par plusieurs facteurs. Premièrement, le milieu BG11 est moins riche en bicarbonate de sodium que le milieu de Zarrouk. Or, la spiruline nécessite une forte concentration en bicarbonate afin d'assurer une

photosynthèse efficace et une croissance stable. L'insuffisance en carbone inorganique dans le BG11 a probablement limité la photosynthèse et diminué progressivement la croissance cellulaire.

Deuxièmement, plusieurs contaminations par des amibes ont été observées au cours de l'expérience. Ces microorganismes peuvent consommer petits fragments de spiruline, perturber l'équilibre microbiologique et accélérer la dégradation de la culture. Les amibes peuvent également favoriser la décomposition de la matière organique, entraînant un stress important pour les cellules de spiruline. Selon plusieurs études, les contaminations biologiques représentent l'une des principales causes d'échec des cultures de microalgues.

Enfin, les conditions environnementales, notamment la température élevée du laboratoire et l'exposition prolongée à la lumière solaire, ont probablement accentué le stress des cellules. L'ensemble de ces facteurs a conduit à une altération progressive de la culture puis à la mort de la spiruline dans le milieu BG11.

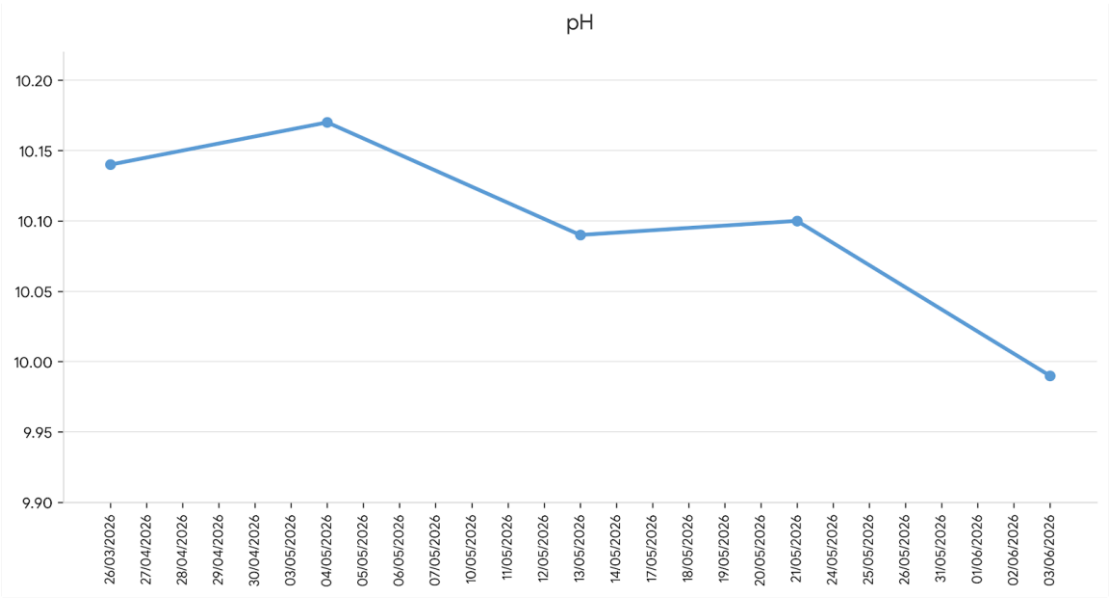


Figure 33: Variations du pH en fonction du temps (BG-11)

La courbe du pH montre que les valeurs restent alcalines durant toute l'expérience, variant entre environ 10,17 et 9,99. Cette alcalinité est généralement favorable à la croissance de Spiruline, qui est une cyanobactérie alcaliphile.

Au début de la culture, le pH augmente légèrement de 10,14 à 10,17. Cette augmentation peut être expliquée par l'intensification de l'activité photosynthétique des cellules de spiruline.

Pendant la photosynthèse, les cellules consomment le CO_2 dissous dans le milieu, ce qui provoque une diminution de l'acidité et donc une augmentation du pH.

À partir du troisième jour, une diminution progressive du pH est observée jusqu'à atteindre environ 9,99 au cinquième jour. Cette baisse traduit probablement une réduction de l'activité photosynthétique et une détérioration progressive de l'état physiologique de la culture.

La contamination répétée par d'autres micro-organismes a également contribué à cette acidification progressive. En effet, la prolifération de ces microorganismes favorise la dégradation de la matière organique et perturbe l'équilibre du milieu. Cette contamination a probablement accéléré la détérioration de la culture et diminué l'activité métabolique de la spiruline.

De plus, le milieu BG11 possède une capacité tampon moins importante que le milieu de Zarrouk en raison de sa faible teneur en bicarbonate de sodium. Ainsi, les variations métaboliques influencent plus rapidement le pH du milieu.

Par conséquent, la diminution progressive du pH observée dans cette étude reflète une baisse de l'activité photosynthétique, une altération physiologique des cellules et une dégradation progressive des conditions de culture ayant conduit finalement à la mort de la spiruline dans le milieu BG11.

2.Rèsultats de dosage de protiène :

2.1 Courbe d'étalonnage

Axe X : concentration de BSA

Axe Y: absorbance à 595 nm

Tableau 11 : Données de la courbe d'étalonnage de la BSA (méthode de Bradford)

C	20	80	100
ABS 1	0,0033	0,0076	0,0106

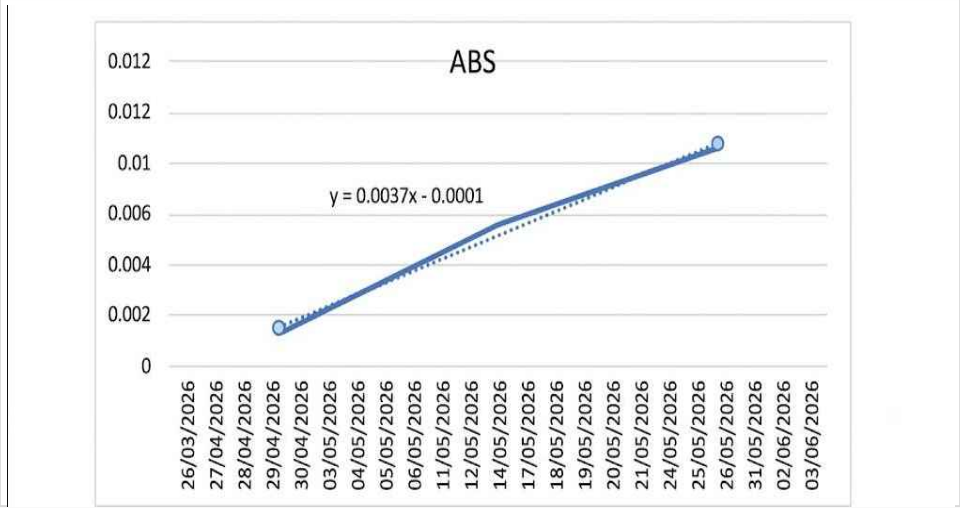


Figure 34 : Courbe d'étalonnage de la BSA obtenue par la méthode de Bradford (λ = 595 nm)

La courbe d'étalonnage obtenue présente une relation linéaire entre la concentration de BSA et l'absorbance mesurée à 595 nm, décrite par l'équation : y = 0,0037x − 0,0001. Cette équation a été utilisée pour déterminer la concentration protéique des échantillons de spiruline.

Echantillon 1

100 mg de poudre de spiruline = 0,1 g

10 ml de tampon phosphate (PBS) (0,1 M, pH 7,4)

Déterminer la concentration des échantillons à partir de l'équation de la droite :

y = 0,0037x - 0,0001

Y = 0,0606

Donc X= 16,35

Quantité de protéines = 16,35 µg

A diviser par 100 µL (volume du surnageant utilisé)

=> Concentration protéique = 0,1635 µg / µL

Convertir en mg/mL => Concentration protéique = 0,1635 mg/mL

Calcule de la teneur en protéines de la spiruline

Protéines (mg/g MS) = C x V/m = 16,351 **(mg/g)**

C = concentration obtenue (mg/mL)	C = 0,1635 mg/mL
V = volume total de l'extrait (mL)	V = 10 mL
m = masse de spiruline extraite (g)	m = 0,1 g

Echantillon 2

28 mg de poudre de spiruline = 0,1 g

10 ml de tampon phosphate (PBS) (0,1 M, pH 7,4)

Déterminer la concentration des échantillons à partir de l'équation de la droite :

y = 0,0037x - 0,0001

Y = 0,283

Donc X= 76,46

Quantité de protéines = 76,46 µg

A diviser par 100 µL (volume du surnageant utilisé)

=> Concentration protéique = 0, 7646 µg / µL

Convertir en mg/mL => Concentration protéique = 0,7646 mg/mL

Calcule de la teneur en protéines de la spiruline

Protéines (mg/g MS) = C x V/m = 76,459 **(mg/g)**

C = concentration obtenue (mg/mL)	C = 0,7646 mg/mL
V = volume total de l'extrait (mL)	V = 10 mL
m = masse de spiruline extraite (g)	m = 0,1 g

2.2 Discussion des résultats :

Le dosage des protéines réalisé par la méthode de Bradford a permis d'estimer la teneur protéique de deux échantillons de spiruline à partir d'une courbe d'étalonnage obtenue avec l'albumine bovine (BSA). La relation linéaire obtenue (y = 0,0037x − 0,0001) indique une bonne proportionnalité entre l'absorbance mesurée à 595 nm et la concentration en protéines, ce qui valide l'utilisation de cette courbe pour la quantification des échantillons.

Pour l'échantillon 1, l'absorbance mesurée (0,0606) correspond à une concentration protéique de 0,1635 mg/mL, soit une teneur de 16,35 mg/g de matière sèche. Cette valeur est relativement faible comparée aux teneurs généralement rapportées pour la spiruline, qui se situent souvent entre 50 et 70 % de protéines de la matière sèche. Cette différence peut s'expliquer par une extraction incomplète des protéines, une faible efficacité de solubilisation dans le tampon phosphate, ou encore des pertes lors des étapes de centrifugation et de manipulation.

En revanche, l'échantillon 2 présente une absorbance beaucoup plus élevée (0,283), correspondant à une concentration de 0,7646 mg/mL et à une teneur de 76,46 mg/g de matière sèche. Cette valeur est nettement supérieure à celle de l'échantillon 1, ce qui traduit une

meilleure extraction des protéines ou une plus grande richesse protéique de l'échantillon analysé.

La différence importante observée entre les deux échantillons peut être due à plusieurs facteurs

- l'hétérogénéité de la poudre de spiruline ;
- des variations dans la pesée des échantillons ;
- une efficacité d'extraction différente ;
- des erreurs expérimentales lors du pipetage ou de la lecture spectrophotométrique.

Globalement, les résultats confirment que la spiruline constitue une source importante de protéines. Toutefois, les valeurs obtenues restent inférieures aux teneurs théoriques généralement rapportées dans la littérature. Il serait donc utile d'améliorer le protocole d'extraction (broyage plus fin, temps d'agitation plus long, utilisation d'agents de lyse adaptés) et de réaliser plusieurs répétitions afin d'augmenter la fiabilité des résultats et de réduire la variabilité entre les échantillons.

Conclusion

Les micros algues constituent une ressource biotechnologique d'un intérêt majeur en raison de leur richesse en composés bioactifs, notamment les protéines, pigments et les lipides, ainsi que leur large potentiel d'application dans les domaines alimentaire, pharmaceutique et environnemental.

Dans le contexte de notre étude pratique, nous avons réalisé une culture contrôlée d'*Arthrospira platensis* (Spiruline) dans deux milieux différents, à savoir le milieu de Zarrouk et le milieu BG11, dans le but de comparer leur efficacité sur la croissance et le développement de cette microalgue.

Les résultats obtenus ont montré que le milieu de Zarrouk offre des conditions plus favorables au développement de la spiruline, avec une meilleure stabilité de la croissance et une productivité plus élevée, notamment après l'amélioration des conditions de culture telles que l'aération et le renouvellement du milieu. En revanche, le milieu BG11 a présenté certaines limites, notamment une diminution rapide de la croissance liée à des facteurs nutritifs et à des contaminations.

Par ailleurs, le suivi des paramètres physico-chimiques, tels que la densité optique et le pH, a permis de mieux comprendre le comportement de la culture et de confirmer l'importance d'un contrôle rigoureux des conditions expérimentales. De plus, le dosage des protéines par la méthode de Bradford a mis en évidence la richesse protéique de la spiruline, confirmant ainsi son intérêt nutritionnel et biotechnologique.

La méthode de Bradford a permis de mettre en évidence la présence de protéines dans les deux échantillons de spiruline. L'échantillon 2 a présenté la teneur protéique la plus élevée (76,46 mg/g MS) contre 16,35 mg/g MS pour l'échantillon 1. Ces résultats montrent une variabilité importante entre les échantillons, probablement liée aux conditions de culture.

En définitive, ce travail met en évidence l'importance du choix du milieu de culture et de la maîtrise des conditions expérimentales pour optimiser la production des micros algues. Il ouvre également des perspectives intéressantes pour des études futures visant à améliorer davantage la productivité et à valoriser la spiruline dans différents secteurs.

Références bibliographiques

1. Becker, E. W. (2007). Micro-Algae as a Source of Protein. Biotechnology Advances, 25(2), 207–210.
2. Becker, E. W. (2013). Microalgae for Human and Animal Nutrition. In Handbook of Microalgal Culture: Applied Phycology and Biotechnology (2nd ed.). Wiley-Blackwell.
3. Belay, A. (2002). The Potential Application of Spirulina (Arthrospira) as a Nutritional and Therapeutic Supplement in Health Management. Journal of the American Nutraceutical Association, 5(2), 27–48.
4. Ben-Amotz, A. (1995). New Mode of Dunaliella Biotechnology: Two-Phase Growth for β-Carotene Production. Journal of Applied Phycology, 7, 65–68.
5. Bradford, M. M. (1976). A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *Analytical Biochemistry*, **72**(1–2), 248–254. https://doi.org/10.1016/0003-2697(76)90527-3
6. Brown, M. R., Jeffrey, S. W., Volkman, J. K., & Dunstan, G. A. (1997). Nutritional Properties of Microalgae for Mariculture. Aquaculture, 151, 315–331.
7. Chisti, Y. (2007). Biodiesel from Microalgae. Biotechnology Advances, 25(3), 294–306.
8. Dubois, M., Gilles, K. A., Hamilton, J. K., Rebers, P. A., & Smith, F. (1956). Colorimetric Method for Determination of Sugars and Related Substances. Analytical Chemistry, 28(3), 350–356.
9. Hayashi, T., Hayashi, K., Maeda, M., & Kojima, I. (1996). Calcium Spirulan, an Inhibitor of Enveloped Virus Replication from Spirulina platensis. Journal of Natural Products, 59(1), 83–87.
10. Kim, S. K., et al. (2008). Marine Cosmeceuticals: Trends and Prospects. Marine Drugs, 6, 321–337
11. Lorenz, R. T., & Cysewski, G. R. (2000). Commercial Potential for Haematococcus Microalgae as a Natural Source of Astaxanthin. Trends in Biotechnology, 18(4), 160–167.
12. Muller-Feuga, A. (2000). The Role of Microalgae in Aquaculture. Aquaculture, 151, 83–91.
13. Olguín, E. J. (2003). Phycoremediation: Key Issues for Cost-effective Nutrient Removal Processes. Biotechnology Advances, 22, 81–91.
14. Pulz, O., & Gross, W. (2004). Valuable Products from Biotechnology of Microalgae. Applied Microbiology and Biotechnology, 65, 635–648.
15. Raposo, M. F. J., de Morais, A. M. M. B., & de Morais, R. M. S. C. (2013). Bioactivity and Applications of Sulphated Polysaccharides from Marine Microalgae. Marine Drugs, 11, 233–252.

16. Richmond, A. (2004). Handbook of Microalgal Culture: Biotechnology and Applied Phycology. Blackwell Publishing.
17. Round, F. E., Crawford, R. M., & Mann, D. G. (1990). The Diatoms: Biology and Morphology of the Genera. Cambridge University Press.
18. Sialve, B., Bernet, N., & Bernard, O. (2009). Anaerobic Digestion of Microalgae as a Necessary Step to Make Microalgal Biodiesel Sustainable. Biotechnology Advances, 27(4), 409–416.
19. Wang, B., Li, Y., Wu, N., & Lan, C. Q. (2008). CO_2 Bio-Mitigation Using Microalgae. Applied Microbiology and Biotechnology, 79, 707–718.
20. Wijffels, R. H., & Barbosa, M. J. (2010). An Outlook on Microalga Biofuels. Science, 329(5993), 796–799.