

RÉPUBLIQUE ALGÉRIENNE DÉMOCRATIQUE ET POPULAIRE
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
École Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du
Littoral
Dely Ibrahim – Alger



MÉMOIRE DE PROJET DE FIN D'ÉTUDES
EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME D'INGENIEUR D'ÉTAT EN
SCIENCES DE LA MER
Option : Gestion Aquacole

Effet de différents milieux de culture sur la croissance de deux
espèces de microalgues marines

Présenté par :
ALI GUECHI Alaa Eddine
ZAABAB Salah Eddine

Soutenu publiquement, le 27 juin 2026, devant le jury composé de :

Mme. MESLEM N.	MCB	(ENSSMAL)	Présidente
Mme. CHABET DIS C.	MRA	(ENSSMAL)	Examinatrice
M. DILMI A.	MA	(ENSSMAL)	Promoteur
M. GUENACHI B.	MRB	(CNRDPA)	Co-Promoteur

Année universitaire : 2025 / 2026

Dédicace

À mes très chers parents Mon père et Ma mère,

Aucun mot ne saurait exprimer la profondeur de ma gratitude pour votre amour inconditionnel, vos sacrifices sans limite et votre soutien indéfectible tout au long de ce parcours. Ce travail est le fruit de vos efforts autant que des miens. Puisse Dieu vous accorder santé, bonheur et longue vie.

— ♦ —

À mon très chère Frère et mes amis fidèles, merci d'avoir été présents dans les moments de doute, d'avoir partagé mes peines et mes joies avec sincérité, et à mon binôme Salah.

— ♦ —

À toute ma famille, pour votre encouragement, votre chaleur et votre confiance. Je vous dédie ce modeste travail avec tout mon amour. Et à moi-même.

Alaa Eddine

Je tiens tout d'abord à exprimer ma plus profonde gratitude à mes parents, pour leur amour inconditionnel, leur soutien indéfectible et leurs sacrifices continus tout au long de mon parcours. Sans leurs encouragements constants et leur confiance en moi, ce travail n'aurait jamais pu voir le jour. Qu'ils trouvent ici l'expression de ma reconnaissance la plus sincère.

— ♦ —

Je remercie également mes frères et sœurs, pour leur présence rassurante, leurs encouragements et leur soutien tout au long de ce parcours.

— ♦ —

Je remercie aussi mon binôme, Alaa Eddine, pour son sérieux, sa patience et l'excellent esprit d'équipe qui ont accompagné chaque étape de ce mémoire.

— ♦ —

Mes remerciements vont aussi à mes chers amis Malak, Oumaima, Omar et Amine, qui m'ont accompagné avec une générosité sans faille tout au long de ce travail. Au-delà de leur soutien moral et de leurs encouragements, ils m'ont été d'une aide précieuse dans l'élaboration même de ce mémoire, que ce soit par leurs conseils, leur disponibilité ou leur aide concrète dans les moments les plus exigeants. Leur présence sincère et leur amitié ont rendu ce parcours plus léger et plus humain.

Salah

Remerciements

En premier lieu, gloire à Dieu le Tout-Puissant qui nous a dotés de la volonté, de la persévérance et de la sérénité indispensables à l'accomplissement de ce travail. Ce mémoire est le fruit de longs mois de labeur, d'investigations approfondies et d'une collaboration fructueuse. Nous souhaitons ici témoigner de notre gratitude envers toutes les personnes qui, de près ou de loin, ont contribué à sa concrétisation.

Nous tenons à adresser nos remerciements les plus sincères et les plus chaleureux à notre encadrant, **M. Dilmi Ammar**, pour la confiance qu'il nous a accordée, sa disponibilité sans faille, et la qualité de ses orientations scientifiques tout au long de ce projet. Sa rigueur intellectuelle, son sens de l'écoute et son accompagnement bienveillant ont été des atouts majeurs dans l'élaboration et l'enrichissement de ce travail.

Nous remercions également les membres du jury qui ont bien voulu consacrer de leur temps et de leur expertise à l'examen de ce mémoire. Leur lecture attentive et leurs remarques constitueront sans nul doute un apport précieux.

Nous remercions chaleureusement notre co-encadrant, **M. Guenachi Belkacem**, pour son soutien, ses remarques pertinentes et son aide précieuse.

Nous remercions également la présidente du jury, **Mme. Meslem Nabila**, ainsi que l'examinatrice, **Mme. Chabet Dis Chalabia**, pour le temps consacré à l'évaluation de ce mémoire et pour l'honneur qu'elles nous font en siégeant au jury.

Nous tenons à exprimer notre profonde gratitude à la directrice de la station expérimentale de pisciculture marine de CNRDPA, **Mme Essid Hafidha**, ainsi que le staff technique: **Seffah Amina**, **Haifi Rahma** et **Ayad Meriem** pour leur aide déterminante lors de notre stage au CNRDPA. Leur disponibilité, leur compétence et leur gentillesse ont grandement contribué à la réussite de notre travail.

Nos remerciements s'adressent par ailleurs à l'ensemble du corps enseignant et du personnel administratif de notre établissement, pour leur dévouement, leur professionnalisme et leur engagement constant au service des étudiants, tout au long de notre formation.

Enfin, du fond du cœur, nous exprimons notre profonde reconnaissance à nos familles et à nos amis pour leur soutien moral sans faille, leurs encouragements répétés et leur présence réconfortante dans les moments difficiles comme dans les moments de joie.

Sommaire

Dédicace

Remerciement

Liste des abréviations

Liste des tableaux

Liste des figures

Introduction générale 1

I. Généralités 4

I. Généralités sur les micro-algues..... 5

I.1. Systématique..... 5

I.2. Applications biotechnologiques des microalgues..... 6

I.3. Écologie des micro-algues.....10

I.3.1. Répartition géographique.....10

I.3.2. Facteurs abiotiques influençant la croissance10

I.4. Biologie et croissance11

I.4.1. La reproduction.....11

I.4.2. La croissance12

I.4.3. Mode nutritionnel des micro-algues12

I.4.4. Mode de production des micro-algues.....14

II. Matériel et Méthodes17

II.1. Matériel de laboratoire18

II.2. Milieux de culture utilisés21

II.2.1. Milieu de culture F/221

II.2.2. Milieu de culture Conway23

II.3. Protocole expérimental.....24

II.3.1. Lieu et période de l'expérience.....24

II.3.2. Matériel biologique25

II.3.3. Plan expérimental25

II.3.4. Conditions de culture	26
II.3.5. Préparation des cultures.....	27
II.4. Suivi de la croissance des micro-algues	31
II.4.1. Fréquence de prélèvement	31
II.4.2. Méthodes de suivi de la croissance	31
II.4.2.1. Méthode directe : comptage cellulaire (lame de Malassez)	31
II.4.2.2. Méthodes indirectes.....	33
II.5. Traitement des données	41
II.5.1. Représentation graphique	41
II.5.2. Analyse statistique	41
III. Résultats	42
III.1. Croissance de <i>Chlorella vulgaris</i>	43
III.1.1. Dans le milieu F/2	43
III.1.2. Dans le milieu Conway	49
III.2. Synthèse comparative pour <i>C. vulgaris</i>	50
III.3. Croissance de <i>Chlorella ellipsoidea</i>	50
III.3.1. Dans le milieu F/2	50
III.3.2. Dans le milieu Conway	56
III.4. Synthèse comparative pour <i>C. ellipsoidea</i>	56
III.5. Synthèse comparative globale.....	57
IV. Discussion	58
IV.1. Interprétation des résultats pour chaque milieu	59
IV.1.1. Performances du milieu F/2.....	59
IV.1.2. Performances du milieu Conway	59
IV.2. Comparaison du comportement des deux espèces.....	60
IV.3. Analyse des phases de croissance	60
IV.4. Limites de l'étude et perspectives	61

Conclusion générale	63
Références bibliographiques	66
Annexes	78
Annexe I : Protocoles détaillés de préparation des milieux de culture.....	79
Annexe II : Tableaux récapitulatifs des moyennes, écarts-types et tests statistiques (logiciel Statistica 8.0)	82

Liste des abréviations

APHA : American Public Health Association

CCAP : Culture Collection of Algae and Protozoa

CNRDPA : Centre National de Recherche et de Développement de la Pêche et de l'Aquaculture

CO₂ : Dioxyde de carbone

DO : Densité Optique

EDTA : Acide éthylène diamine tétraacétique

F/2 : Milieu de culture de Guillard (Guillard's f/2 medium)

HCl : Acide chlorhydrique

LED : Light-Emitting Diode (diode électroluminescente)

PAR : Photosynthetically Active Radiation (rayonnement photosynthétiquement actif)

PBR : Photobioréacteur

PSU : Practical Salinity Unit (unité pratique de salinité)

SEPM : Station Expérimentale de Pisciculture Marine

SGR : Specific Growth Rate (taux de croissance spécifique)

UA : Unité d'Absorbance

Liste des tableaux

Tableau I.1 : Classification scientifique de <i>Chlorella vulgaris</i>	19
Tableau I.2 : Classification scientifique de <i>Chlorella ellipsoidea</i>	20
Tableau I.3 : Caractéristiques des méthodes possibles de production de microalgues	28
Tableau II.1 : Matériels et verrerie de laboratoire utilisés dans la partie expérimentale....	36
Tableau II.2 : Composition de la solution stock 01 : nitrate de sodium, source d'azote ...	37
Tableau II.3 : Composition de la solution stock 02 : phosphate, source de phosphore	37
Tableau II.4 : Composition de la solution stock 03 : oligo-éléments chélatés, trace éléments $\times 10$	38
Tableau II.5 : Composition de la solution stock 04 : mix vitaminique.....	38
Tableau II.6 : Composition de la solution stock 01 : solution de Conway, sels et traces de métaux principaux	39
Tableau II.7 : Composition de la solution stock 02 : solution métallique complémentaire	39
Tableau II.8 : Composition de la solution stock 03 : solution vitaminée	39
Tableau II.9 : Plan expérimental.....	41
Tableau II.10 : Conditions de culture durant l'expérience.....	42
Tableau II.11 : Intensité lumineuse recommandée selon le volume	42
Tableau II.12 : Longueurs d'onde utilisées pour le dosage spectrophotométrique des pigments microalgaux.....	55
Tableau II.13 : Récapitulatif des méthodes de suivi de croissance	56

Liste des figures

Figure I.1 : <i>Chlorella vulgaris</i>	17
Figure I.2 : <i>Chlorella ellipsoidea</i>	18
Figure I.3 : Procédé de production de biodiesel à base de microalgues.....	20
Figure I.4 : Schéma général du bioraffinage des microalgues.....	21
Figure I.5 : Différentes étapes de la croissance des microalgues	24
Figure I.6 : Bassins ouverts	27
Figure I.7 : Cuves de filtration branchées en parallèle	28
Figure I.8 : Photobioréacteur tubulaire.....	29
Figure II.1 : Préparation de milieu de culture F/2.....	34
Figure II.2 : Localisation géographique de la station expérimentale marine : CNRDPA de Bou Ismaïl (Tipaza, Algérie)	38
Figure II.3 : Préparation des échantillons d'eau de mer.....	40
Figure II.4 : Ajout des milieux de culture (F/2 et Conway) aux échantillons d'eau de mer.	41
Figure II.5 : Bouteilles expérimentales recouvertes de papier aluminium avant autoclavage	42
Figure II.6 : Autoclave utilisé pour la stérilisation des échantillons (120 °C, 20 min).42	
Figure II.7 : Inoculation des souches de microalgues en conditions stériles.....	43
Figure II.8 : Mise en culture des microalgues dans des conditions contrôlées (lumière et aération)	44
Figure II.9 : Comptage des cellules microalgales à l'aide de la lame de Malassez.....	46
Figure II.10 : Préparation des échantillons pour la mesure de la densité optique.....	47
Figure II.11 : Pesée initiale des filtres pour la détermination de la biomasse sèche (P_0).	48
Figure II.12 : Filtration des échantillons de cultures microalgales sur membrane	49

Figure II.13 : Séchage des filtres contenant la biomasse microalgale à 105 °C.	49
Figure II.14 : Pesée finale des filtres pour détermination de la biomasse sèche	50
Figure II.15 : Centrifugation initiale des cultures et récupération du culot cellulaire.	51
Figure II.16 : Extraction des pigments microalgaux au méthanol.....	51
Figure II.17 : Lecture spectrophotométrique des extraits pigmentaires.....	52
Figure III.1 : Évolution de la densité optique moyenne ($\pm$ écart-type) de <i>Chlorella vulgaris</i> cultivée dans les milieux F/2 et Conway sur une période de 22 jours (* indique une différence significative, $p < 0,05$).....	56
Figure III.2 : Évolution de la biomasse moyenne ($\pm$ écart-type) de <i>Chlorella vulgaris</i> cultivée dans les milieux F/2 et Conway sur une période de 22 jours (* indique une différence significative, $p < 0,05$).....	57
Figure III.3 : Évolution de la concentration cellulaire moyenne ($\pm$ écart-type) de <i>Chlorella vulgaris</i> cultivée dans les milieux F/2 et Conway sur une période de 22 jours (* indique une différence significative, $p < 0,05$)	58
Figure III.4 : Évolution de la concentration en chlorophylle a moyenne ($\pm$ écart-type) de <i>Chlorella vulgaris</i> cultivée dans les milieux F/2 et Conway sur une période de 22 jours (* indique une différence significative, $p < 0,05$)	59
Figure III.5 : Évolution de la concentration en caroténoïdes totaux moyenne ($\pm$ écart-type) de <i>Chlorella vulgaris</i> cultivée dans les milieux F/2 et Conway sur une période de 22 jours (* indique une différence significative, $p < 0,05$)	60
Figure III.6 : Évolution de la concentration en chlorophylle b moyenne ($\pm$ écart-type) de <i>Chlorella vulgaris</i> cultivée dans les milieux F/2 et Conway sur une période de 22 jours (* indique une différence significative, $p < 0,05$)	61
Figure III.7 : Taux de croissance spécifique moyen ($SGR \pm$ écart-type) de <i>Chlorella vulgaris</i> cultivée dans les milieux F/2 et Conway sur une période de 22 jours (* indique une différence significative, $p < 0,05$).....	62
Figure III.8 : Évolution de la densité optique moyenne ($\pm$ écart-type) de <i>Chlorella ellipsoidea</i> cultivée dans les milieux F/2 et Conway sur une période de 22 jours (* indique une différence significative, $p < 0,05$).....	64

Figure III.9 : Évolution de la biomasse moyenne ($\pm$ écart-type) de <i>Chlorella ellipsoidea</i> cultivée dans les milieux F/2 et Conway sur une période de 22 jours (* indique une différence significative, $p < 0,05$).....	65
Figure III.10 : Évolution de la concentration cellulaire moyenne ($\pm$ écart-type) de <i>Chlorella ellipsoidea</i> cultivée dans les milieux F/2 et Conway sur une période de 22 jours (* indique une différence significative, $p < 0,05$).....	65
Figure III.11 : Évolution de la concentration en chlorophylle a moyenne ($\pm$ écart-type) de <i>Chlorella ellipsoidea</i> cultivée dans les milieux F/2 et Conway sur une période de 22 jours (* indique une différence significative, $p < 0,05$).....	66
Figure III.12 : Évolution de la concentration en chlorophylle b moyenne ($\pm$ écart-type) de <i>Chlorella ellipsoidea</i> cultivée dans les milieux F/2 et Conway sur une période de 22 jours (* indique une différence significative, $p < 0,05$).....	67
Figure III.13 : Évolution de la concentration en caroténoïdes totaux moyenne ($\pm$ écart-type) de <i>Chlorella ellipsoidea</i> cultivée dans les milieux F/2 et Conway sur une période de 22 jours (* indique une différence significative, $p < 0,05$).....	68
Figure III.14 : Taux de croissance spécifique moyen (SGR) de <i>Chlorella ellipsoidea</i> cultivée dans les milieux F/2 et Conway sur une période de 22 jours (* indique une différence significative, $p < 0,05$).....	68
Figure A.1 : Solutions stocks du milieu F/2 préparées	93
Figure A.2 : Solutions stocks du milieu Conway préparées	94

ملخص

تقارن هذه الدراسة أداء النمو لنوعين من الطحالب الدقيقة ذواتي الأهمية في تربية الأحياء المائية، هما *Chlorella vulgaris* و *Chlorella ellipsoidea* ، المزروعتين في وسطين غذائيين مختلفين، F/2 و Conway ، على مدى 22 يوماً. تُتبع النمو عبر العد الخلوي المباشر، الكثافة الضوئية، الكتلة الحيوية الجافة، تقدير الأصبغة الضوئية، وحساب معدل النمو النوعي (SGR). أظهر وسط F/2، لكلا النوعين، أنه الأكثر ملاءمة لنمو مستمر ($p < 0.05$). كما أظهر النوع *Chlorella ellipsoidea* معدل نمو أعلى وأقل حساسية للوسط من *Chlorella vulgaris*. تساهم النتائج في توجيه اختيار التثاني نوع-وسط لمفرخات الاستزراع البحري الجزائرية.

الكلمات المفتاحية: الطحالب الدقيقة، *Chlorella vulgaris*، *Chlorella ellipsoidea* ، وسط F/2، وسط Conway، النمو.

Abstract

This study compares the growth performance of two microalgae species of aquaculture interest, *Chlorella vulgaris* and *Chlorella ellipsoidea*, cultivated in two different nutrient media, F/2 and Conway, over 22 days. Growth was monitored through direct cell counting, optical density, dry biomass, photosynthetic pigment content and specific growth rate (SGR) calculation. The F/2 medium proved, for both species, the most favorable for sustaining growth ($p < 0.05$). *Chlorella ellipsoidea* showed a higher SGR and was less sensitive to the medium than *Chlorella vulgaris*. These results help guide species-medium selection for Algerian marine hatcheries.

Keywords: microalgae, *Chlorella vulgaris*, *Chlorella ellipsoidea*, F/2 medium, Conway medium, growth.

Résumé

Cette étude compare les performances de croissance de deux espèces de microalgues d'intérêt aquacole, *Chlorella vulgaris* et *Chlorella ellipsoidea*, cultivées dans deux milieux nutritifs distincts, F/2 et Conway, sur 22 jours. La croissance a été suivie par comptage cellulaire direct, densité optique, biomasse sèche, dosage des pigments photosynthétiques et calcul du taux de croissance spécifique (SGR). Le milieu F/2 s'est révélé, pour les deux espèces, le plus favorable au maintien d'une croissance soutenue ($p < 0,05$). *Chlorella ellipsoidea* a montré un SGR plus élevé et moins sensible au milieu que *Chlorella vulgaris*. Ces résultats orientent le choix du couple espèce-milieu pour les écloséries marines algériennes.

Mots-clés : microalgues, *Chlorella vulgaris*, *Chlorella ellipsoidea*, milieu F/2, milieu Conway, croissance.

Introduction générale

Le système marin renferme une multitude de microorganismes photosynthétiques qui présentent un grand intérêt pour la recherche et l'industrie (Mosibo et al., 2024). On entend par « microorganismes photosynthétiques » l'ensemble des microorganismes capables de réaliser la photosynthèse, notamment les cyanobactéries, les microalgues et certaines bactéries photosynthétiques. Ces organismes photosynthétiques unicellulaires, dont la taille peut atteindre plusieurs centaines de micromètres, se trouvent généralement dans les milieux marins et d'eau douce (Aristizábal-Marulanda et Cardona Alzate, 2019 ; Smith, 2005). La littérature rapporte l'identification d'environ 50 000 espèces de microalgues, dont près de 30 000 ont été évaluées pour diverses applications potentielles (Ramírez-Partida et al., 2024). Les microalgues sont classées en trois grandes catégories : les diatomées, les algues brunes, les algues vertes et les cyanobactéries (Wiley et Sons, 2005). Elles peuvent être trouvées en tant qu'organismes libres ou associées à d'autres organismes (Voogt et al., 2023). Les microalgues et les cyanobactéries sont des organismes végétaux qui constituent le phytoplancton aquatique. Chez les microalgues, la photosynthèse se déroule dans le chloroplaste alors que la respiration a lieu dans les mitochondries. Dans le cas des cyanobactéries dépourvues de chloroplastes (Carballo-Cárdenas et al., 2003), la même chaîne de transporteurs d'électrons est impliquée dans la respiration et la photosynthèse (Delran et al., 2023). L'aquaculture en Algérie connaît une forte croissance. Le ministre de la pêche et des productions halieutiques, a annoncé qu'il fait doubler la production aquacole marine en 2026 (Algérie Presse Service, 2026). Le secteur vise à atteindre plus de 35 000 tonnes pour l'aquaculture globale, et à atteindre 135 000 tonnes de production halieutique totale (Ministère de la Pêche et des Productions Halieutiques, 2023 ; APS, 2024). Cette expansion concerne la pisciculture marine (dorade royale et loup de mer en cages flottantes) et la conchyliculture (moules et huîtres). Pour accompagner cette croissance de la production aquacole marine, l'installation d'écloseries marines constitue un objectif prioritaire à court terme pour le secteur. La mise en place d'écloseries marines destinées aux poissons et aux mollusques exigera des installations performantes permettant de produire en grandes quantités des proies vivantes, en particulier des microalgues. Environ 90 % de la production aquacole mondiale se sert du phytoplancton comme aliment à une ou plusieurs étapes de l'élevage (CIRAD, 2025). La culture de microalgues exige de contrôler précisément les paramètres physiques comme la lumière, la température et l'agitation, ainsi que les paramètres chimiques comme les sels nutritifs, le pH, la salinité. Cette production nécessite également la maîtrise des techniques de sélection et d'isolement des souches axéniques (CIRAD, 2025). L'optimisation des conditions de culture est essentielle : elle permet de réduire le prix de revient de cette source d'alimentation et d'augmenter significativement les volumes de production (CIRAD, 2025).

L'objectif de cette étude est de comparer les performances de croissance de deux espèces de microalgues d'intérêt pour l'aquaculture marine, en évaluant l'influence de différents milieux de culture sur leur productivité et leur cinétique de croissance.

Cette étude comprend la mise en culture des deux espèces de chlorelle dans deux milieux différents, ainsi qu'un suivi de leurs performances de croissance par des méthodes directes et indirectes, afin d'optimiser des techniques simples et adaptées au suivi en écloséries marines.

Chapitre I

Généralités

I. Généralités sur les micro-algues

I.1. Systématique

Tableau I.1 : Systématique de *Chlorella vulgaris*.

Rang	Taxon
Règne	Plantae
Sous-règne	Viridiplantae
Infra-règne	Chlorophyta
Division	Chlorophyta
Subdivision	Chlorophytina
Classe	Trebouxiophyceae
Ordre	Chlorellales
Famille	Chlorellaceae
Genre	Chlorella
Espèce 1	<i>Chlorella vulgaris</i>
Espèce 2	<i>Chlorella ellipsoidea</i>



Figure I.1 : *Chlorella vulgaris* (Beijerinck, 1890).

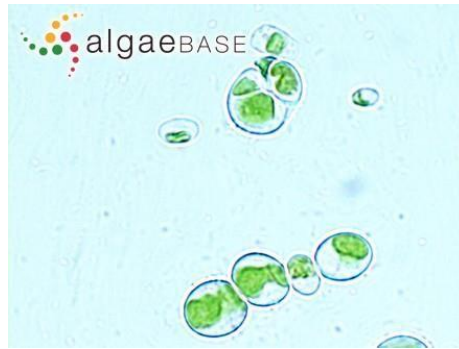


Figure I.2 : *Chlorella ellipsoidea* (Rindi, 2002).

I.2. Applications biotechnologiques des microalgues

Les microalgues sont des organismes autotrophes ; elles représentent le point de départ de la chaîne alimentaire et constituent le premier maillon de la production primaire (Richmond, 1986). La production des algues répond à la demande alimentaire des animaux, soit en utilisation directe pour les filtreurs, soit indirectement par le relais des animaux proies, servant eux-mêmes à l'alimentation des larves des poissons et crustacés (Belkoura et Dauta, 1992 ; Flassch et Aveline, 1984 ; Fernandez-Reiriz et al., 1989).

La production des microalgues répond à divers domaines d'application, notamment :

En aquaculture : Elles constituent la base de la chaîne alimentaire pour l'élevage larvaire des mollusques, des crustacés et des poissons. Elles peuvent être utilisées directement pour les filtreurs ou distribuées à un certain zooplancton (rotifères, artémias) qui sert à son tour

d'aliment pour les poissons (Barnabe, 1991). *Chlorella vulgaris* est particulièrement prisée pour la culture des rotifères (*Brachionus plicatilis*) et des larves de poissons (Hoff et Snell, 1987). Les espèces les plus couramment utilisées comme source de nourriture en aquaculture appartiennent aux genres *Chlorella*, *Tetraselmis*, *Isochrysis*, *Pavlova*, *Phaeodactylum*, *Chaetoceros*, *Nannochloropsis*, *Skeletonema* et *Thalassiosira*. Leur intérêt réside dans leur absence de toxicité, leur facilité de culture et leur taille adaptée à l'ingestion par les organismes aquatiques. De plus, leur paroi cellulaire est généralement facilement digestible et leur valeur nutritionnelle est élevée en raison de leur richesse en acides gras polyinsaturés essentiels et en vitamines (Spolaore et al., 2006).

Dans les domaines pharmaceutique et cosmétique : De nombreuses microalgues sont utilisées pour la fabrication de produits cosmétiques et de compléments alimentaires. *Chlorella vulgaris* est commercialisée sous forme de complément alimentaire (poudre, comprimés) pour ses propriétés détoxifiantes et ses teneurs élevées en protéines, vitamines et antioxydants (Becker, 1994) ; elle est connue pour avoir une paroi cellulaire rigide fibrillaire composée de glucose, de mannose, de glucosamine, d'algaenan et de polysaccharides extracellulaires. La matrice de la paroi cellulaire contient environ 74 % de sucres neutres (Jothibas et al., 2022). Les effets bénéfiques de la biomasse de microalgues pour la santé humaine sont basés sur les propriétés des composés bioactifs qu'elles contiennent. Elles sont capables de produire des métabolites anticancéreux (Luesch et al., 2002), antileishmaniens (grâce aux viridamides A ; Simmons et al., 2008), antimicrobiens, bactéricides (Patel et al., 2015 ; Srinivasakumar et Rajashekhar, 2009), antitumoraux, antiviraux (Rodriguez-Meizoso et al., 2011), qui peuvent être utilisés dans des domaines comme la recherche médicale. *Chlorella vulgaris* et *C. ellipsoidea* représentent aussi une source de vitamines et de caroténoïdes (Guedes et al., 2011) comme le β -carotène, l'astaxanthine (Raman et Mohamad, 2012), la lutéine (Lin et al., 2015) et la zéaxanthine, qui possède la capacité d'offrir une protection contre le stress oxydatif (Semba et Dagnelie, 2003). Certaines microalgues sont capables de produire différents types de stérols tels que le clionastérol, produit par *Spirulina* sp. Il a été démontré que le clionastérol peut augmenter la production du facteur d'activation du plasminogène dans les cellules endothéliales vasculaires et ainsi faciliter la prévention des maladies cardiovasculaires (Barrow et Shahidi, 2007 ; Lordan et al., 2011). En outre, elles sont connues pour leur production d'acides gras polyinsaturés, qui agissent comme de puissants antioxydants, en particulier les séries oméga 3 et oméga 6. Ces acides gras sont considérés comme

importants sur le plan pharmacologique pour leurs propriétés diététiques et thérapeutiques (Pulz et Gross, 2004) et sont utilisés aussi en cosmétique (Spolaore et al., 2006). Dans ce domaine d'application, ces métabolites présentent des activités valorisables, notamment anti-âge, hydratante, de protection solaire ou encore pour le soin des cheveux par exemple.

Pour la production de biocarburants et l'épuration des eaux usées :

En biodiesel : La composition en acides gras des lipides microalgaux joue un rôle crucial dans la qualité du biodiesel, qui influe sur l'efficacité de la combustion et le pouvoir calorifique du moteur. Sous certaines conditions, les chlorelles produisent des lipides principalement composés d'acides gras neutres faiblement saturés (généralement deux doubles liaisons insaturées), confirmant ainsi l'applicabilité du biodiesel produit à partir de microalgues et son potentiel de substitution partielle aux combustibles fossiles (Song et al., 2022).

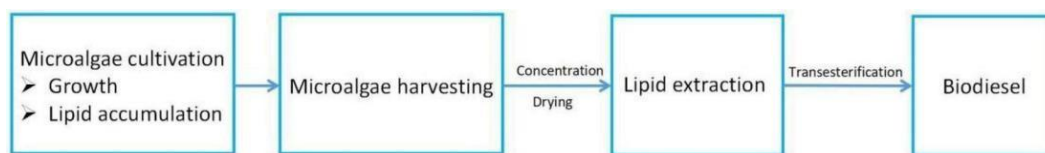


Figure I.3 : Procédé de production de biodiesel à base de microalgues.

Pour le traitement des eaux usées : L'utilisation commerciale des cultures d'algues remonte à environ 75 ans, avec des applications dans le traitement des eaux usées et la production à grande échelle de différentes souches telles que *Chlorella*. Cet intérêt s'explique par le fait que le traitement biologique par microalgues est particulièrement intéressant en raison de leurs capacités photosynthétiques, qui permettent de convertir l'énergie solaire en biomasse utile et d'incorporer des nutriments tels que l'azote et le phosphore, responsables de l'eutrophisation (De la Noüe et De Pauw, 1988). Cette idée fascinante, lancée il y a environ cinquante-cinq ans aux États-Unis par Oswald et Gotaas (1957), a depuis été intensivement testée dans de nombreux pays (De Pauw et Van Vaerenbergh, 1983 ; Goldman et Glibert, 1983 ; Shelef et Soeder, 1980 ; Abdel-Raouf et al., 2012). Étant donné que les systèmes de traitement des eaux usées par les microalgues nécessitent des surfaces importantes (De Pauw et Van Vaerenbergh, 1983), des efforts sont déployés pour développer des systèmes de traitement basés sur l'utilisation de cultures d'algues hyperconcentrées. Cette approche s'est avérée très efficace pour l'élimination de l'azote et du phosphore en des temps très courts (Lavoie et De la Noüe, 1985). Les

systèmes algaux peuvent traiter les eaux usées humaines (Shelef et al., 1980 ; Mohamed, 1994 ; Ibraheem, 1998), les déchets d'élevage (Lincoln et Hill, 1980), les déchets agro-industriels (Zaid-Iso, 1990 ; Ma et al., 1990 ; Phang, 1990, 1991) et les déchets industriels (Kaplan et al., 1988). Des systèmes microalgaux ont également été étudiés pour le traitement d'autres déchets, tels que les effluents d'élevages porcins (De Pauw et al., 1980 ; Martin et al., 1985a, b ; Pouliot et al., 1986), les effluents des usines de transformation alimentaire (Rodrigues et Oliveira, 1987) et d'autres déchets agricoles (Phang et Ong, 1988). De plus, des systèmes à base d'algues pour l'élimination de minéraux toxiques tels que le plomb, le cadmium, le mercure, le scandium, l'étain, l'arsenic et le brome sont également en cours de développement (Cai-XiaoHua et al., 1995 ; Hammouda et al., 1995 ; Kaplan et al., 1988 ; Gerhardt et al., 1991 ; Soeder et al., 1978).

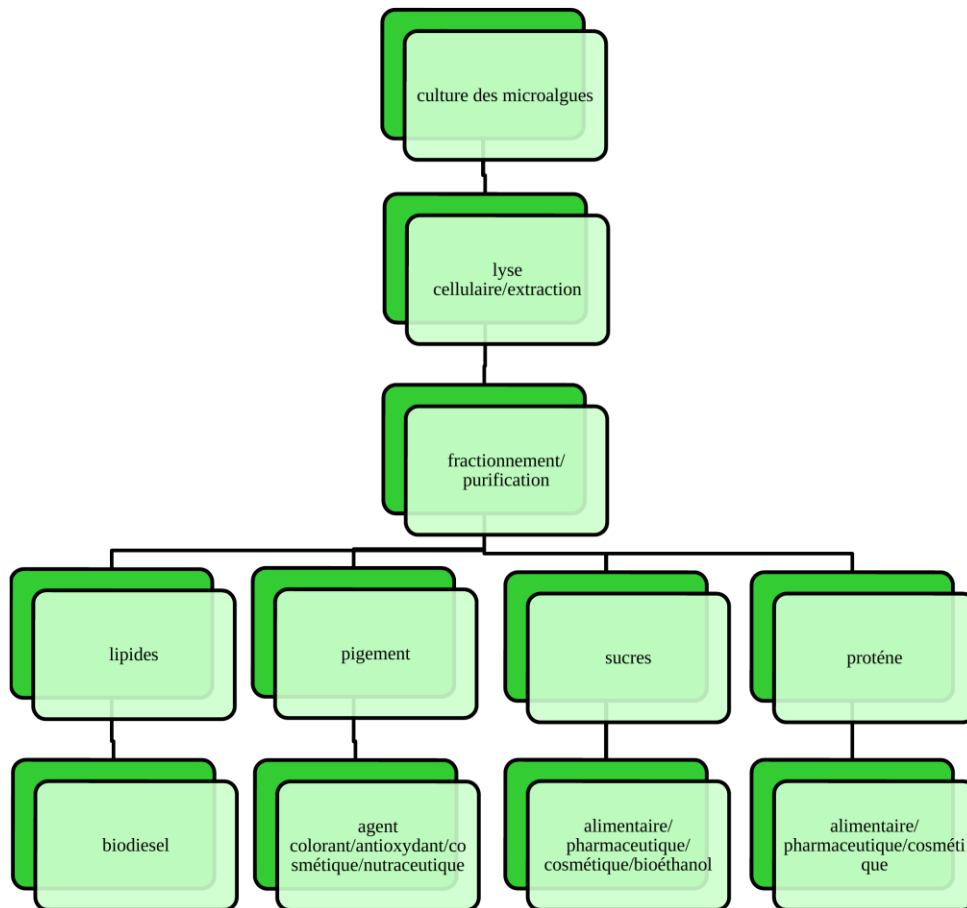


Figure I.4 : Schéma général du bioraffinage des microalgues.

I.3. Écologie des micro-algues

I.3.1. Répartition géographique

Les algues sont des organismes chlorophylliens qui se trouvent là où les conditions nécessaires à leur développement sont réunies : eau, air, lumière et sels nutritifs (Bourrelly, 1990). Elles prospèrent dans les colonnes d'eau : lacs, étangs, mers, ruisseaux et rivières (Dauta, 1982).

Les chlorelles sont des algues d'eau douce à répartition cosmopolite. On les trouve dans les eaux stagnantes ou peu courantes, riches en matière organique (eutrophes). *Chlorella vulgaris* est ubiquiste, se rencontrant dans une grande variété d'habitats aquatiques. *Chlorella hipsiloida*, quant à elle, est plus spécifique et se rencontre souvent dans les eaux froides et oligotrophes des régions montagneuses (Bourrelly, 1990).

Pour pouvoir offrir aux microalgues un milieu qui leur convienne parfaitement, il faut être au courant des conditions qui existent dans leur habitat naturel ; il faut donc réaliser un environnement physico-chimique qui favorise la croissance et la production (Mekkid et Yahia-Cheikh, 1994).

I.3.2. Facteurs abiotiques influençant la croissance

La température : La température est un facteur important pour tous les organismes aquatiques. Chaque espèce est caractérisée par une température de tolérance (minimale, maximale et optimale). La température optimale pour la culture des chlorelles se situe généralement entre 18 et 22 °C. En dessous de cette température, la croissance est ralentie ; au-dessus, les cultures sont plus fragiles et les équilibres difficiles à maintenir (Le Borgne, 1986). *Chlorella ellipsoidea* pourrait présenter une tolérance aux températures plus froides.

La lumière : La lumière est un facteur essentiel pour la photosynthèse et agit sur la répartition verticale des microalgues (Gayral, 1975). L'éclairement utile pour les algues est compris entre les longueurs d'onde 400 et 700 nm (Jacques, 2006). Pour la culture, la lumière artificielle par tubes fluorescents est préférable car elle est plus contrôlable et ne chauffe pas (Fiala, 1978 ; Laing et Helm, 1981). L'intensité lumineuse recommandée pour la croissance des chlorelles est généralement comprise entre 2000 et 6000 lux (Audineau et Blancheton, 1986 ; Robin, 1981). Pour une production maximale, l'éclairage est souvent fourni 24 h/24 (Audineau et al., 1986).

Les sels nutritifs : Les sels nutritifs sont indispensables au développement du phytoplancton. On distingue les **macro-éléments** (azote (N), phosphore (P), soufre (S), potassium (K), magnésium (Mg), etc.) et les **micro-éléments** (fer (Fe), manganèse (Mn), zinc (Zn), cuivre (Cu), bore (B), molybdène (Mo), etc.) (Bougis, 1974 ; Gayral, 1975 ; Becker, 1994). Dans les cultures, les teneurs en sels nutritifs sont bien supérieures à celles du milieu naturel, calculées en fonction de la vitesse d'absorption des microalgues (Barnabe, 1991).

La salinité : Les chlorelles sont des algues d'eau douce sténohalines, supportant de faibles variations de salinité (Gayral, 1975). Elles sont sensibles à de fortes concentrations en chlorures.

Le pH : Le pH optimal pour la culture des microalgues se situe généralement entre 7,5 et 8,5 (Arrignon, 1991). Avec le développement d'une culture d'algues, on constate une élévation du pH qui passe de 7,5 à 9, ce qui peut limiter la croissance (Moyse, 1956). Pour y remédier, un apport de gaz carbonique (CO₂) permet de stabiliser le pH en formant de l'acide carbonique puis des bicarbonates (Audineau et al., 1986).

I.4. Biologie et croissance

I4.1. La reproduction

La reproduction chez les microalgues se fait par deux voies :

La reproduction asexuée : elles se reproduisent soit par sporulation, soit par multiplication cellulaire chez les cyanophycées et la mitose normale chez les eucaryotes. **La reproduction sexuée :** dans ce cas, les microalgues se reproduisent par l'interaction des gamètes mâles et femelles (Gayral, 1975).

Chez le genre *Chlorella*, la reproduction est exclusivement asexuée. Elle se fait par autosporulation (Bourrelly, 1990).

Autosporulation : la cellule mère (autospore) se divise par mitoses successives à l'intérieur de sa paroi pour former 2, 4, 8 ou 16 autospores filles. Ces dernières sont libérées par rupture de la membrane maternelle. Chaque autospore grandit pour devenir une nouvelle cellule mère (Bourrelly, 1990 ; Gayral, 1975). Aucune reproduction sexuée n'a été observée chez les chlorelles.

I.4.2. La croissance

Dans une culture de microalgues, les étapes de croissance sont identiques à celles des bactéries (Bechagra et al., 1997). On distingue donc quatre phases :

Phase de latence : elle correspond à l'adaptation aux nouvelles conditions de culture ; cette phase peut être courte, moins de 24 h (Le Borgne, 1986). Plus la culture est âgée, plus la phase de latence est longue, d'où la nécessité de repiquer la souche pendant la phase exponentielle (Helm et al., 1979 ; Dauta, 1982).

Phase exponentielle : en cette phase, la croissance est la plus active : les cellules se divisent dans un temps caractéristique, appelé temps de division (Fiala, 1978).

Phase stationnaire : pendant cette phase, la multiplication cellulaire est ralentie par un facteur limitant (lumière, nutriment). Le nombre de cellules est constant ; ces dernières constituent leurs réserves intracellulaires (Green, 1973 ; Fernandez-Reiriz et al., 1989).

Phase de décroissance : dans cette phase, il y a un arrêt total des divisions cellulaires. Les cellules qui meurent ne sont plus remplacées.

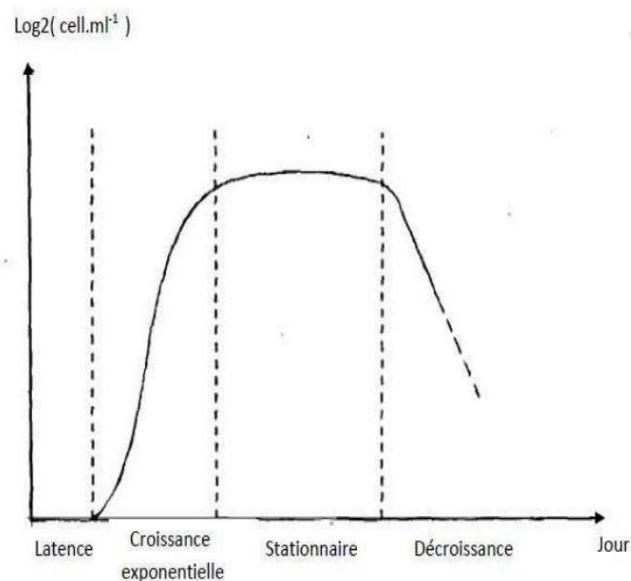


Figure I.5 : Différentes étapes de la croissance des microalgues (Hoff et Snell, 1987).

I.4.3. Mode nutritionnel des micro-algues

Les microalgues peuvent être utilisées selon trois modes trophiques différents pour leur nutrition : autotrophe (photoautotrophe), hétérotrophe et mixotrophe (Dragone, 2022).

Chacun de ces modes influence leur croissance, leur métabolisme et leurs applications potentielles (Dolganyuk et al., 2020).

Mode autotrophe : dans ce mode, les microalgues utilisent la lumière comme source d'énergie et le carbone inorganique (CO₂) pour produire des composés organiques essentiels à leur croissance par photosynthèse. C'est le mode de production de microalgues le plus courant. Il est mis en œuvre aussi bien dans des photobioréacteurs que dans des bassins ouverts.

Mode hétérotrophe : cette méthode consiste à utiliser le carbone organique externe en l'absence de lumière (à l'obscurité) pour produire de la biomasse microalgale.

Mode mixotrophe : dans ce mode, les microalgues peuvent utiliser l'énergie lumineuse ainsi que le carbone inorganique externe pour fournir le CO₂ nécessaire à la photosynthèse, et absorber également le carbone organique externe pour fournir l'énergie nécessaire à leur croissance (Cheng et al., 2023).

Tableau I.3 : Caractéristiques des méthodes possibles de production de microalgues
(Dolganyuk et al., 2020).

Méthode de culture	Source d'énergie	Source de carbone	Production de biomasse	Réacteur type	Prix	Caractéristiques
Phototrophe	Lumière	Inorganique	Faible	Photobioréacteur / eaux libres	Faible	Densité cellulaire de la culture faible ; évaporation de l'eau
Hétérotrophe	Matière organique	Organique	Haute	Bioréacteur	Moyen	Prix élevé des nutriments ; composition du milieu moyenne ; risque microbien
Mixotrophe	Lumière + matière organique	Organique et inorganique	Moyenne	Photobioréacteur fermé	Élevé	Prix élevé des nutriments ; composition du milieu complexe ; possibilité de contamination microbienne

I.4.4. Mode de production des micro-algues

Il existe deux alternatives possibles pour la culture de micro-organismes photoautotrophes : les raceways (systèmes de bassins ouverts) et les photobioréacteurs (PBR).

Culture en bassins ouverts ou raceway : un bassin ouvert (raceway) est typiquement de forme ovale, ouvert vers l'extérieur et possédant un système d'agitation, souvent une roue à aubes, pour limiter la sédimentation et faire circuler l'eau dans le canal. Ce type de système

de culture est déjà appliqué à grande échelle, mais nécessite des conditions climatiques favorables. Le contact direct avec l'environnement extérieur engendre un risque de contamination important de la culture. Il s'avère donc indispensable de cultiver des souches à croissance rapide afin de limiter ces contaminations. Certaines plateformes de production de microorganismes photosynthétiques sont équipées de raceways sous serre, ce qui permet un contrôle de la température. Enfin, les bassins ouverts possèdent un avantage majeur : ils sont beaucoup moins coûteux que les PBR.



Figure I.6 : Bassins ouverts (CAPACITÉS, 2026).

Culture en réacteurs extérieurs : d'autres types de systèmes de production en extérieur existent, notamment les réacteurs tubulaires. La culture circule à l'aide de pompes dans des tubes de faible diamètre. Ils ont l'avantage de limiter les contaminations, étant complètement clos, et de bénéficier d'une meilleure accessibilité de la lumière pour les cellules, l'épaisseur de culture étant beaucoup plus faible. Néanmoins, ils nécessitent les mêmes conditions climatiques favorables que la culture en bassin ouvert, et sont souvent de plus petite capacité, car présentant une surface éclairée plus importante. Certains projets, tel que le BIQ House (à Hambourg, en Allemagne), ont développé l'utilisation de photobioréacteurs en façade de bâtiments, apportant de nombreux intérêts écologiques, notamment sur l'utilisation de la chaleur et des biogaz émis. Les réacteurs extérieurs nécessitent cependant d'être utilisés dans des zones climatiques favorables.



Figure I.7 : Cuves de filtration branchées en parallèle (Lemarié, 2009).

Culture en photobioréacteur : le photobioréacteur (PBR) est un espace clos, dont les variables de culture (irradiance, température, pH, contaminations...) sont contrôlées. Le contrôle de l'éclairage est un élément indispensable au bon déroulement de la croissance des microorganismes de type photosynthétique (algues ou cyanobactéries). Les PBR peuvent utiliser un éclairage solaire ou une lumière artificielle. Seule une partie du spectre lumineux est utilisable par les microorganismes photosynthétiques (appelée le PAR, pour Photosynthetically Active Radiation), avec des longueurs d'onde comprises entre 400 et 700 nm. Les conditions de culture, à savoir le débit de CO₂, le pH et la température, sont contrôlées automatiquement. Ce mode de gestion permet donc d'optimiser les performances de production (Lucchetti, 2014).



Figure I.8 : Photobioréacteur tubulaire (AlgaePARC).

Chapitre II

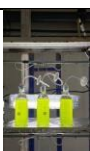
Matériel et Méthodes

II. Matériel et Méthodes

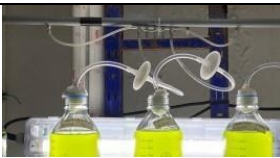
II.1. Matériel de laboratoire

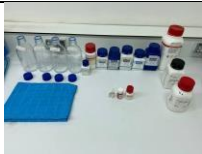
Le matériel utilisé dans la partie expérimentale est listé dans le tableau II.1.

Tableau II.1 : Matériels et verrerie de laboratoire utilisés dans la partie expérimentale.

Catégorie	Matériel	Utilité	Illustration
Préparation des milieux	Agitateur magnétique chauffant	Dissolution des sels et contrôle de la température	
	Balance de précision ($\pm 0,001$ g)	Pesée précise des composants des milieux de culture	
	Fioles jaugées de 1 L	Préparation des solutions stocks des milieux de culture	
	Éprouvettes graduées 2000 mL	Mesure de volumes de solutions stocks	
	Pipettes	Transfert stérile de liquides	
	Filtres à seringues	Filtration de l'air pour les bouteilles de culture	
Stérilisation	Autoclave	Stérilisation à 120 °C pendant 20 min des milieux de culture et de l'eau de mer	

Chapitre II - Matériel et Méthodes

	Bec Bunsen	Création de zone stérile pendant les manipulations	
Culture	Bouteilles en verre de 1 L	Culture des microalgues	

Catégorie	Matériel	Utilité	Illustration
	Système d'aération avec filtre à air	Apport d'oxygène aux cultures	
Mesures et analyses	Microscope optique avec caméra	Observation et comptage cellulaire	
	Lame de Malassez	Comptage direct des cellules de microalgues	
	Spectrophotomètre	Mesure de la densité optique des cultures	
	Centrifugeuse	Séparation des particules pour extraction de la chlorophylle	
	Rampe de filtration (pompe à vide + filtres en fibre de verre stériles)	Filtration des échantillons	
	Étuve	Séchage des filtres pour détermination de la biomasse sèche	
	Bain-marie	Chauffage homogène pour l'extraction de chlorophylle	
Mesures environnementales	Luxmètre	Mesure de l'intensité lumineuse	

Catégorie	Matériel	Utilité	Illustration
	pH-mètre	Mesure du pH	
	Salinomètre	Mesure de la salinité de l'eau	

II.2. Milieux de culture utilisés

Deux milieux de culture ont été utilisés dans cette étude : le milieu F/2 (Guillard) et le milieu Conway.

II.2.1. Milieu de culture F/2

Le milieu F/2 est un milieu marin standard développé par Guillard et Ryther (1962) pour la culture de microalgues marines (Guillard et Ryther, 1962). C'est le milieu le plus couramment utilisé pour les diatomées et les chlorophycées marines (Reynolds, 2006). La composition du milieu F/2 utilisée dans cette étude suit la formulation officielle du CCAP, Culture Collection of Algae and Protozoa (CCAP, 2019).

Le milieu de culture F/2 a été préparé à partir de quatre solutions mères distinctes, chacune préparée dans une fiole jaugée de 1 L (Figure II.1).

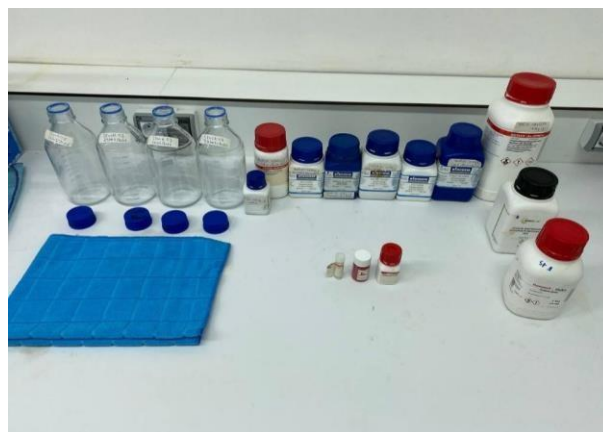


Figure II.1 : Préparation de milieu de culture F/2.

La composition des quatre solutions stocks du milieu F/2 est détaillée dans les tableaux II.2 à II.5 (CCAP, 2019) :

Tableau II.2 : Composition de la solution stock 01 : nitrate de sodium, source d'azote (CCAP, 2019).

Composé	Formule chimique	Quantité pour 1 L
Nitrate de sodium	NaNO_3	75 g

Tableau II.3 : Composition de la solution stock 02 : phosphate, source de phosphore (CCAP, 2019).

Composé	Formule chimique	Quantité pour 1 L
Phosphate monobasique dihydraté	$\text{NaH}_2\text{PO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$	5,65 g

Tableau II.4 : Composition de la solution stock 03 : oligo-éléments chélatés, trace elements $\times 10$ (CCAP, 2019).

Composé	Formule chimique	Quantité pour 1 L
EDTA disodique	Na_2EDTA	4,16 g
Chlorure de fer hexahydraté	$\text{FeCl}_3 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$	3,15 g
Sulfate de cuivre pentahydraté	$\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$	0,01 g
Sulfate de zinc heptahydraté	$\text{ZnSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	0,022 g
Chlorure de cobalt hexahydraté	$\text{CoCl}_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$	0,01 g
Chlorure de manganèse tétrahydraté	$\text{MnCl}_2 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$	0,18 g
Molybdate de sodium dihydraté	$\text{Na}_2\text{MoO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$	0,006 g

Tableau II.5 : Composition de la solution stock 04 : mix vitaminique (CCAP, 2019).

Composé	Formule chimique	Quantité pour 1 L
Cyanocobalamine (vitamine B ₁₂)	C ₆₃ H ₈₈ CoN ₁₄ O ₁₄ P	0,0005 g
Thiamine HCl (vitamine B ₁)	C ₁₂ H ₁₇ ClN ₄ OS·HCl	0,1 g
Biotine (vitamine H)	C ₁₀ H ₁₆ N ₂ O ₃ S	0,0005 g

II.2.2. Milieu de culture Conway

Le milieu Conway est un milieu enrichi en sels nutritifs développé par Helm, Hellebust et Turpin (1949) pour la culture de phytoplancton marin (Helm et al., 1949). Ce milieu est particulièrement adapté aux chlorophycées comme *Chlorella* (Provasoli, 1968).

Le milieu Conway a été préparé sous forme de trois solutions stocks séparées, chacune dans une fiole jaugée de 1 L (Recifaliste, 2025). La composition des trois solutions stocks du milieu Conway est décrite dans les tableaux II.6 à II.8 (Recifaliste, 2025).

Tableau II.6 : Composition de la solution stock 01 : solution de Conway, sels et traces de métaux principaux (Recifaliste, 2025).

Composé	Formule chimique	Quantité pour 1 L
Nitrate de potassium	KNO ₃	100 mg
Phosphate monobasique dihydraté	NaH ₂ PO ₄ ·2H ₂ O	20 mg
EDTA disodique	Na ₂ EDTA	25 mg
Acide borique	H ₃ BO ₃	33,4 mg
Chlorure de fer	FeCl ₃	1,3 mg
Chlorure de manganèse dihydraté	MnCl ₂ ·2H ₂ O	0,36 mg

Tableau II.7 : Composition de la solution stock 02 : solution métallique complémentaire (Recifaliste, 2025).

Composé	Formule chimique	Quantité pour 1 L
Chlorure de zinc	ZnCl_2	4,2 mg
Chlorure de cobalt hexahydraté	$\text{CoCl}_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$	4 mg
Sulfate de cuivre pentahydraté	$\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$	4 mg
Molybdate d'ammonium tétrahydraté	$(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24} \cdot 4\text{H}_2\text{O}$	1,8 mg

Tableau II.8 : Composition de la solution stock 03 : solution vitaminée (Recifaliste, 2025).

Composé	Formule chimique	Quantité pour 1 L
Thiamine (vitamine B ₁)	$\text{C}_{12}\text{H}_{17}\text{ClN}_4\text{OS} \cdot \text{HCl}$	2 mg
Cyanocobalamine (vitamine B ₁₂)	$\text{C}_{63}\text{H}_{88}\text{CoN}_{14}\text{O}_{14}\text{P}$	100 mg

II.3. Protocole expérimental

II.3.1. Lieu et période de l'expérience

La partie expérimentale de cette étude a été réalisée au niveau de la Station Expérimentale de Pisciculture Marine (SEPM) de Bousmail. Cette station est rattachée au Centre National de Recherche et de Développement de la Pêche et de l'Aquaculture (CNRDPA).

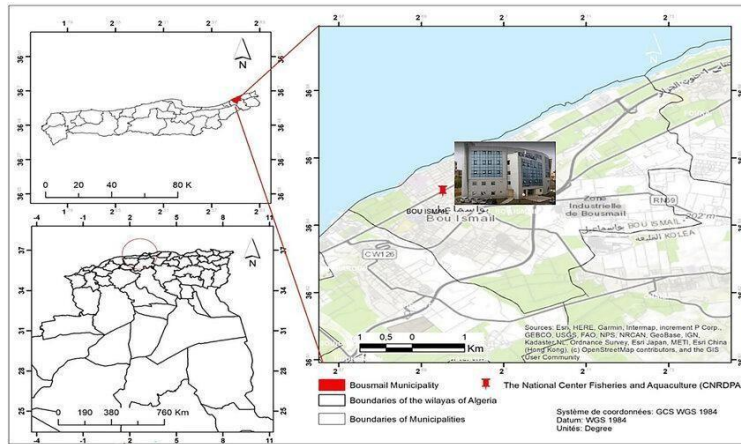


Figure II.2 : Localisation géographique de la station expérimentale marine : CNRDPA de Bou Ismaïl (Tipaza, Algérie).

La partie expérimentale s'est étalée sur une période de deux mois, entre le 13/03/2026 et le 13/05/2026, et a consisté en :

- Formation sur la culture des microalgues et le comptage cellulaire (7 jours) ;
- Préparation des milieux de culture et du dispositif expérimental (7 jours) ;
- Suivi de la croissance (22 jours) ;
- Analyses de laboratoire (22 jours).

II.3.2. Matériel biologique

Les deux souches de microalgues utilisées dans cette étude proviennent du Laboratoire de Microalgues de la SEPM du CNRDPA, situé à Bousmail (Algérie). Il s'agit de :

- *Chlorella vulgaris*
- *Chlorella ellipsoidea*

II.3.3. Plan expérimental

Cette expérience consiste à comparer les performances de croissance des deux espèces de microalgues dans deux milieux de culture différents (Tableau II.9). Trois réplicats par traitement sont recommandés pour assurer la validité statistique des résultats (Sokal et Rohlf, 1995).

Tableau II.9 : Plan expérimental.

Espèce	Milieu F/2	Milieu Conway	Total
<i>Chlorella vulgaris</i>	3 réplicats	3 réplicats	6 échantillons
<i>Chlorella ellipsoidea</i>	3 réplicats	3 réplicats	6 échantillons
Total	6 bouteilles	6 bouteilles	12 bouteilles

II.3.4. Conditions de culture

Les paramètres environnementaux ont été contrôlés et maintenus constants durant toute la durée de l'expérience (Tableau II.10). Les conditions optimales pour *Chlorella vulgaris* incluent une température de 18-25 °C, un pH de 7,5-8,5, et une intensité lumineuse de 1000-5000 lux (Borowitzka, 1995).

Tableau II.10 : Conditions de culture durant l'expérience.

Paramètre	Conditions	Valeur mesurée
Température	Incubateur thermostaté	18 °C
Intensité lumineuse	Lumière continue (photosynthèse)	894 lux (mesuré au luxmètre)
Photopériode	Lumière continue	24 h/24
pH	Tamponné naturellement	8,1 (optimal : 7,5-8,5 ; Borowitzka, 1995)
Salinité	Eau de mer naturelle	Salinité standard d'eau de mer (~35 PSU)
Volume de culture	Bouteilles de 1 L	700 mL eau de mer + 300 mL inoculum
Aération	Agitation continue	Oxygène + filtre à air

Tableau II.11 : Intensité lumineuse recommandée selon le volume (Brown et al., 1997).

Volume (L)	Intensité lumineuse (lux)
0,15 - 2,5	500 - 1000
5 - 200	1000 - 5000
0,2 - 1	12500 - 17500

II.3.5. Préparation des cultures

a- Préparation de l'eau de mer

- Préparer 12 bouteilles en verre de 1 L stériles (autoclavées) ;
- Ajouter 700 mL d'eau de mer bien filtrée à 1 μ m dans chaque bouteille.



Figure II.3 : Préparation des échantillons d'eau de mer.

b- Ajout des milieux de culture

- Dans 6 bouteilles : ajouter 1 mL de chacune des solutions stock du milieu F/2 (Stock 01 + Stock 02 + Stock 03 + Stock 04) ;
- Dans 6 bouteilles : ajouter 1 mL de chacune des solutions stock du milieu Conway (Stock 01 + Stock 02 + Stock 03).



Figure II.4 : Ajout des milieux de culture (F/2 et Conway) aux échantillons d'eau de mer.

c- Autoclavage

- Placer un tampon de coton sur l'extrémité d'une pipette Pasteur dans chaque bouteille ;
- Recouvrir les bouteilles de papier aluminium (Figure II.5) ;
- Placer les 12 bouteilles dans l'autoclave ;
- Stériliser à 120 °C pendant 20 minutes (Figure II.6).



Figure II.5 : Bouteilles expérimentales recouvertes de papier aluminium avant autoclavage.



Figure II.6 : Autoclave utilisé pour la stérilisation des échantillons (120 °C, 20 min).

d- Inoculation (en conditions stériles, sous hotte ou près du bec Bunsen)

- Allumer le bec Bunsen pour créer une zone stérile (flux thermique ascendant) ;
- Ouvrir les bouteilles près de la flamme du bec Bunsen ;
- Pour *Chlorella vulgaris* : inoculer 3 bouteilles F/2 et 3 bouteilles Conway avec la souche ;
- Pour *Chlorella ellipsoidea* : inoculer 3 bouteilles F/2 et 3 bouteilles Conway avec la souche ;

— Quantité d'inoculum : 300 mL d'inoculum par bouteille (pour atteindre 1000 mL au total avec les 700 mL d'eau de mer).

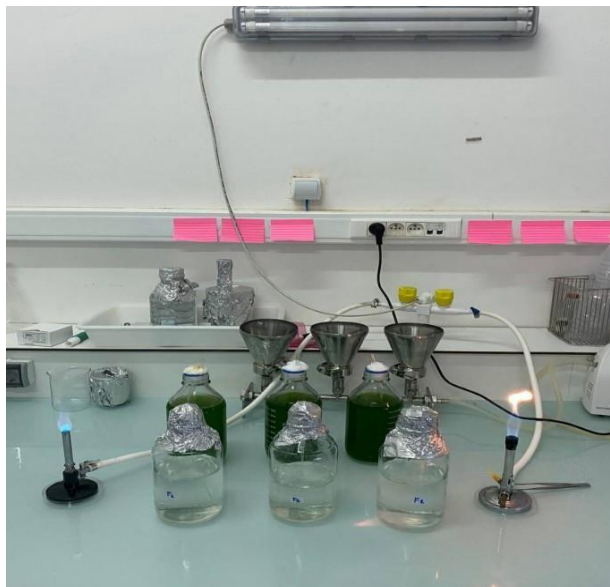


Figure II.7 : Inoculation des souches de microalgues en conditions stériles.

e- Préparation des témoins

Des groupes témoins (blancs) sont préparés uniquement avec les milieux de culture, sans inoculum :

- Blanc F/2 : milieu F/2 autoclavé sans inoculum (1 bouteille) ;
- Blanc Conway : milieu Conway autoclavé sans inoculum (1 bouteille).

Les blancs de culture sont essentiels pour corriger l'absorbance de fond du milieu lors des mesures spectrophotométriques (Lichtenthaler et Wellburn, 1983).

f- Mise en culture

Les 12 bouteilles ont été placées dans des étagères métalliques dotées de tubes LED d'éclairage, avec apport continu d'air filtré à 0,2 μm .



Figure II.8 : Mise en culture des microalgues dans des conditions contrôlées (lumière et aération).

II.4. Suivi de la croissance des micro-algues

II.4.1. Fréquence de prélèvement

- Prélèvements effectués tous les 2 jours durant toute la durée de l'expérience ;
- Chaque prélèvement : 30 mL par échantillon pour les analyses.

Un prélèvement tous les 2 à 3 jours est recommandé pour suivre la cinétique de croissance des microalgues sans perturber significativement la culture (Reynolds, 2006).

Durée de l'expérience :

- Période de suivi : du 21/04/2026 au 13/05/2026 ;
- Durée totale : 23 jours ;
- Nombre total de prélèvements : 12 (jours 0, 2, 4, 6, 8, 10, 12, 14, 16, 18, 20, 22).

II.4.2. Méthodes de suivi de la croissance

Quatre méthodes ont été utilisées pour suivre la croissance des deux espèces de *Chlorella*, afin de renforcer les résultats et de vérifier la possibilité d'utiliser les méthodes indirectes comme alternatives au comptage cellulaire direct, qui représente un travail fastidieux pour le personnel des fermes aquacoles.

II.4.2.1. Méthode directe : comptage cellulaire (lame de Malassez)

Principe : méthode directe de numération cellulaire sous microscope, utilisant une lame de comptage graduée (Bardei et al., 2015).

Préparation de l'échantillon

- Agiter doucement la bouteille de culture pour homogénéiser la suspension ;
- Prélever 1 mL de culture avec une pipette stérile ;
- Si nécessaire, diluer la suspension dans un diluant adapté (sérum physiologique) pour obtenir ~10 cellules par rectangle (Biobanque Université de Tours, 2019).

Remplissage de la lame de Malassez

- Poser la lame de Malassez sur une surface plane et propre ;
- Placer la lamelle sur la lame de verre ;
- Déposer une goutte d'échantillon sur le bord de la lamelle ;
- Laisser capiller, la chambre se remplit automatiquement (Biobanque Université de Tours, 2019).

Observation microscopique

- Placer la lame sous le microscope optique équipé d'une caméra pour l'enregistrement des images ;
- Observer d'abord à l'objectif x10 pour visualiser le quadrillage ;
- Passer à l'objectif x40 pour le comptage ;
- Mettre au point pour voir clairement les cellules et le quadrillage.

Comptage (Bardei et al., 2015)

- Compter les cellules dans 25 rectangles du quadrillage de la lame de Malassez ;
- Pour les cellules chevauchant les lignes, compter seulement celles qui touchent la ligne horizontale supérieure et la ligne verticale droite ;
- Utiliser la forme en « L » pour compter chaque carré et éviter les répétitions ;
- Calculer la moyenne du nombre de cellules par rectangle.

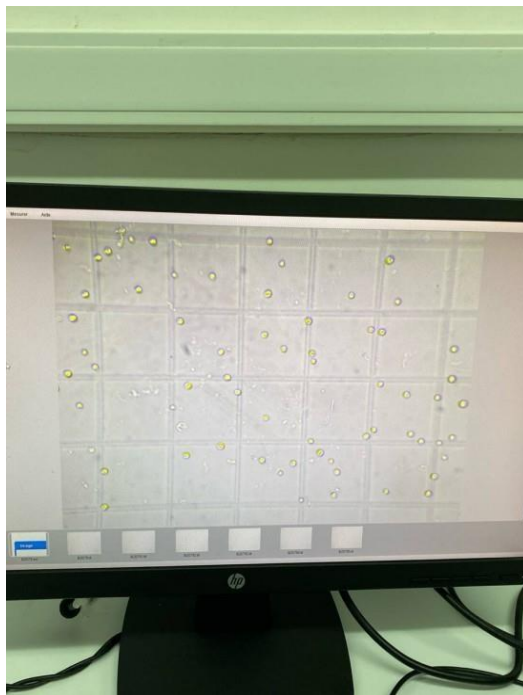


Figure II.9 : Comptage des cellules microalgales à l'aide de la lame de Malassez.

Calcul de la concentration (Bardei et al., 2015) : la concentration cellulaire est calculée à l'aide de l'équation suivante :

$$\text{Concentration (cellules/mL)} = n_{\text{moyen}} \times 10\,000 \times f$$

où n_{moyen} = nombre moyen de cellules sur 25 rectangles, et f = facteur de dilution.

II.4.2.2. Méthodes indirectes

a. Méthode spectrophotométrique (densité optique)

Principe : mesure de la turbidité de la suspension cellulaire par spectrophotométrie. La DO est proportionnelle à la concentration cellulaire (Vincent, 2021).

Protocole (Vincent, 2021) :

1. Préparation :

- Prélever 3 mL de culture ;
- Agiter pour homogénéiser ;
- Préparer le blanc avec le milieu de culture correspondant (F/2 ou Conway autoclavé).



Figure II.10 : Préparation des échantillons pour la mesure de la densité optique.

2. Mesure :

- Spectrophotomètre à 680 nm ;
- Utiliser le logiciel Prism pour l'acquisition des données ;
- DO 680 nm : mesure principale de la densité cellulaire (pic d'absorption des chlorophytes).

b. Dosage de la biomasse sèche

Principe : mesure directe de la biomasse par pesée du poids sec après filtration et séchage (APHA, 2017).

Protocole détaillé (APHA, 2017) :

1. Préparation des filtres :

- Préparer des filtres en fibre de verre stériles ;
- Sécher les filtres à 105 °C pendant 1 heure ;

- Peser chaque filtre stérile → poids initial (P_0).



Figure II.11 : Pesée initiale des filtres pour la détermination de la biomasse sèche (P_0).

2. Filtration :

- Agiter la culture pour homogénéiser ;
- Prélever 10 mL de chaque échantillon ;
- Passer les 10 mL à travers le filtre stérile sous vide (rampe de filtration).



Figure II.12 : Filtration des échantillons de cultures microalgales sur membrane.

3. Séchage (APHA, 2017) :

- Placer les filtres avec les cellules retenues dans l'étuve ;
- Sécher à 105 °C pendant 1 heure.



Figure II.13 : Séchage des filtres contenant la biomasse microalgale à 105 °C.

4. Pesée finale :

- Refroidir les filtres dans un dessiccateur ;

— Peser chaque filtre → poids final (P_1).

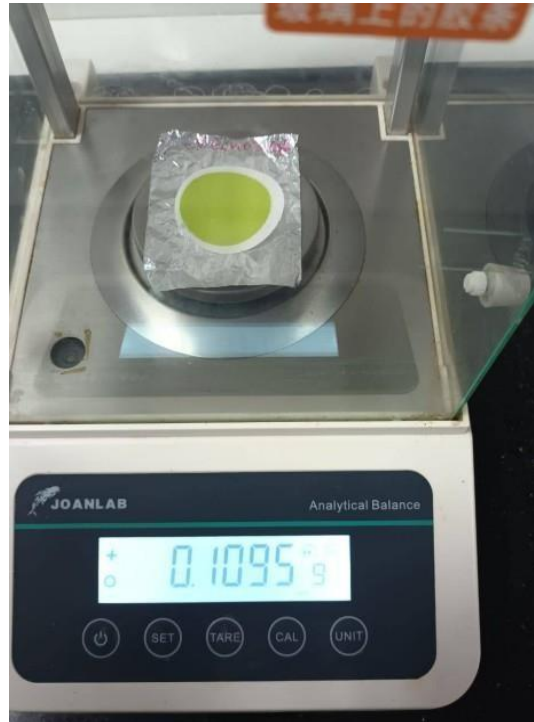


Figure II.14 : Pesée finale des filtres pour détermination de la biomasse sèche.

5. Calcul de la biomasse : la biomasse est calculée à l'aide de l'équation suivante :

$$\text{Biomasse (g/L)} = (P_1 - P_0) / 0,01 \text{ L}$$

où 0,01 L = 10 mL de volume filtré.

c. Extraction et dosage de la chlorophylle

Principe : extraction de la chlorophylle au méthanol, suivie de la mesure spectrophotométrique aux longueurs d'onde spécifiques, pour calculer les concentrations de chlorophylle a, b et des caroténoïdes (Lichtenthaler et Wellburn, 1983).

Protocole détaillé (Lichtenthaler et Wellburn, 1983) :

Phase 1 : prélèvement et préparation

- Prélever 3 mL de chaque échantillon de culture ;
- Transférer dans des tubes à centrifuger (15 mL) ;
- Couvrir les tubes avec du papier d'aluminium (protéger de la lumière).

Phase 2 : centrifugation initiale

- Centrifuger à 6000 tr/min pendant 5 minutes ;

- Éliminer le surnageant soigneusement ;
- Garder le culot cellulaire.



Figure II.15 : Centrifugation initiale des cultures et récupération du culot cellulaire.

Phase 3 : extraction au méthanol (Lichtenthaler et Wellburn, 1983)

- Ajouter 3 mL de méthanol absolu dans chaque tube ;
- Couvrir avec du papier aluminium ;
- Placer au bain-marie à 60 °C pendant 20 minutes ;
- Agiter doucement toutes les 5 minutes.



Figure II.16 : Extraction des pigments microalgaux au méthanol.

Phase 4 : centrifugation finale

- Centrifuger à 6000 tr/min pendant 10 minutes ;
- Récupérer le surnageant (extrait chlorophyllien).

Phase 5 : lecture spectrophotométrique (Lichtenthaler et Wellburn, 1983)

Les extraits pigmentaires obtenus sont analysés par spectrophotométrie afin de déterminer les concentrations des pigments photosynthétiques en fonction de leurs absorbances à différentes longueurs d'onde (Figure II.17).

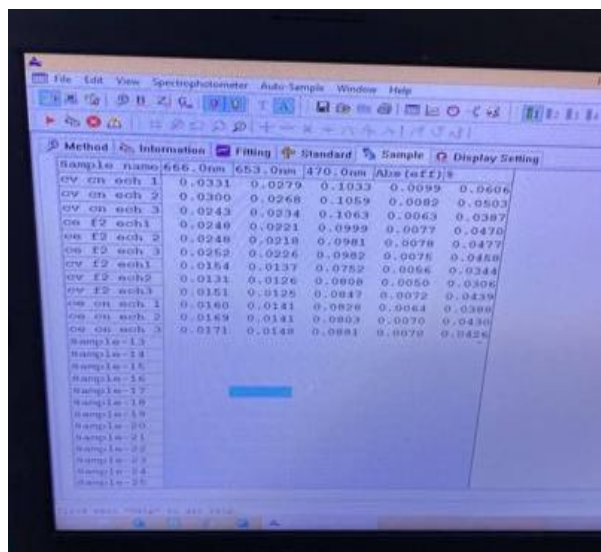


Figure II.17 : Lecture spectrophotométrique des extraits pigmentaires.

Lecture du surnageant aux longueurs d'onde suivantes : 470 nm, 666 nm et 653 nm (Tableau II.12).

Tableau II.12 : Longueurs d'onde utilisées pour le dosage spectrophotométrique des pigments microalgues (Lichtenthaler et Wellburn, 1983).

Longueur d'onde	Mesure	Rôle
470 nm	Absorbance caroténoïdes	Dosage des caroténoïdes (xanthophylles)
660 nm	Absorbance chlorophylle a	Pic d'absorption chlorophylle a
653 nm	Absorbance chlorophylle b	Pic d'absorption chlorophylle b

Calcul des concentrations selon les formules de Wellburn (1994) :

Chlorophyll a (µg/ml) = 15.66x (A666) - 7.34x (A653)

Chlorophyll b (µg/ml) = 27.05 x (A653) – 11.21 x (A666)

Total carotenoids (µg/ml) = (1000 × A470 – 2.86 × Chl a – 129.2 × Chl b)/221

Le tableau suivant présente un récapitulatif des méthodes utilisées pour le suivi de la croissance des cultures.

Tableau II.13 : Récapitulatif des méthodes de suivi de croissance.

Méthode	Type	Paramètre mesuré	Fréquence	Référence
Comptage Malassez	Direct	Nombre de cellules/mL	Tous les 2 jours	Bardei et al., 2015
Biomasse sèche	Direct	Poids sec (g/L)	Tous les 2 jours	APHA, 2017

II.5. Traitement des données

II.5.1. Représentation graphique

Les graphiques montrent les moyennes avec des barres d'erreur représentant l'écart-type (SD). Les différences statistiquement significatives sont indiquées par des astérisques (*).

II.5.2. Analyse statistique

Les résultats expérimentaux sont exprimés sous forme de moyennes accompagnées de leur écart-type ($\pm$ SD), pour un nombre de répétitions égal à trois ($n = 3$). La comparaison des moyennes deux à deux a été effectuée à l'aide du test t de Student. Le seuil de significativité a été fixé à 5 % ; ainsi, les différences sont considérées comme statistiquement significatives lorsque la valeur de p est inférieure à 0,05 ($p < 0,05$).

Interprétation :

- Résultat significatif ($p < 0,05$) : la différence observée entre les deux groupes est statistiquement réelle et ne peut pas être attribuée au hasard expérimental.
- Résultat non significatif ($p > 0,05$) : la différence observée entre les deux groupes n'est pas statistiquement significative et peut être due à la variabilité expérimentale naturelle.

Toutes les analyses statistiques ont été réalisées à l'aide du logiciel Statistica (version 8.0).

Chapitre III

Résultats

III. Résultats

III.1. Croissance de *Chlorella vulgaris*

III.1.1. Dans le milieu F/2

Dans le milieu F/2, *Chlorella vulgaris* a manifesté une dynamique de croissance régulière sur l'ensemble des 22 jours de suivi, comme en témoignent les sept paramètres mesurés ci-dessous. La densité optique, la biomasse et la concentration cellulaire y ont systématiquement dépassé les valeurs enregistrées dans le milieu Conway, traduisant la richesse nutritive de ce milieu mis au point par Guillard et Ryther (1962) et toujours considéré comme une référence pour la culture des microalgues marines et dulçaquicoles.

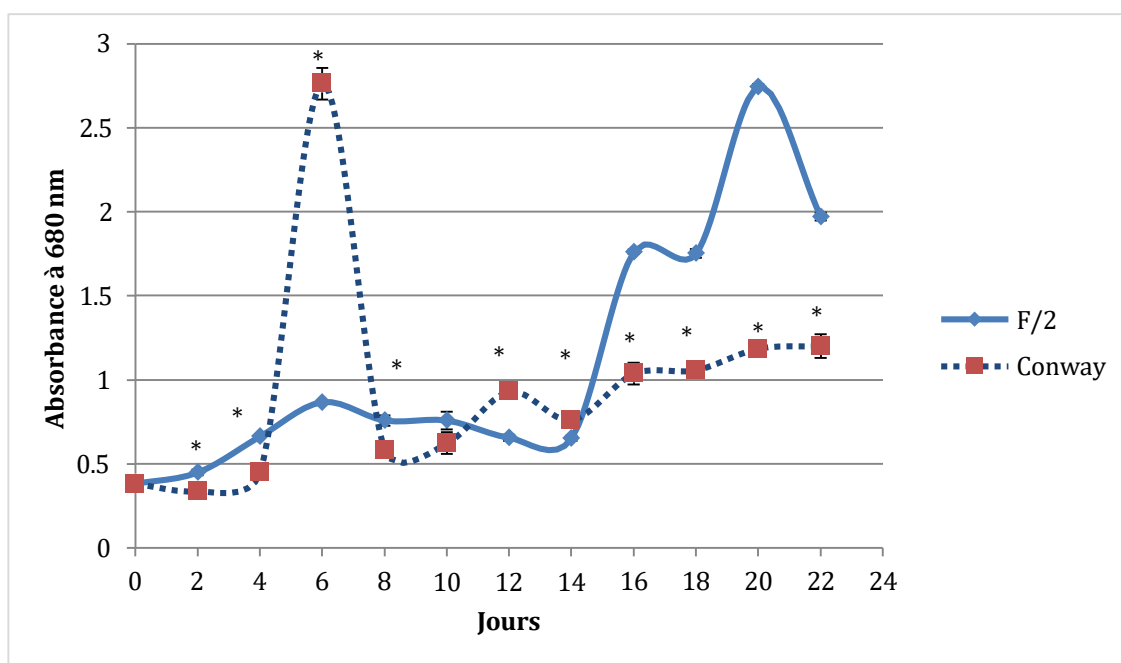


Figure III.1 : Évolution de la densité optique moyenne ($\pm$ écart-type) de *Chlorella vulgaris* cultivée dans les milieux F/2 et Conway sur une période de 22 jours (* indique une différence significative, $p < 0,05$).

La courbe de densité optique du milieu F/2 progresse de façon presque linéaire jusqu'au jour 16, avant de connaître un pic net à 2,75 unités d'absorbance au jour 20. Le milieu Conway, à l'inverse, présente un pic précoce et éphémère dès le jour 6 (2,78 UA), suivi d'un effondrement brutal jusqu'au jour 9, signe d'un épuisement rapide des réserves nutritives. Le test de Student révèle une différence significative ($p < 0,05$) entre les deux

milieux à la plupart des points de mesure à partir du jour 6, confirmant statistiquement la divergence visible entre les deux cinétiques.

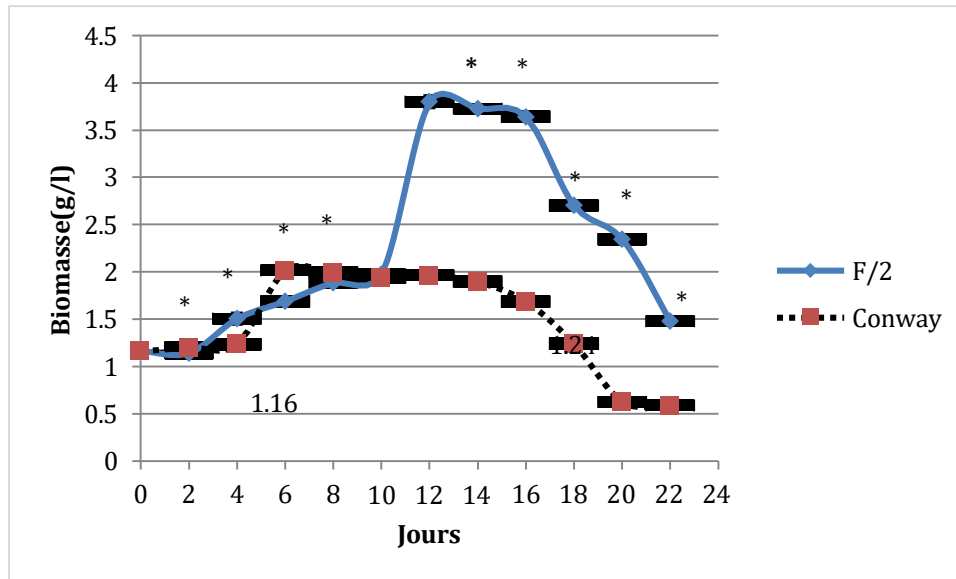


Figure III.2 : Évolution de la biomasse moyenne ($\pm$ écart-type) de *Chlorella vulgaris* cultivée dans les milieux F/2 et Conway sur une période de 22 jours (* indique une différence significative, $p < 0,05$).

L'évolution pondérale (figure III.2) confirme cette tendance : partie d'une valeur initiale identique de 1,16 g/L dans les deux traitements, la biomasse du milieu F/2 grimpe jusqu'à 3,95 g/L au jour 12, soit plus du double du maximum atteint dans le milieu Conway (2,05 g/L au jour 7). Cette différence est significative ($p < 0,05$) sur la quasi-totalité de la phase exponentielle et post-exponentielle, ce qui illustre la capacité du milieu F/2 à soutenir une production de matière sèche nettement supérieure, en accord avec les observations de Yadav et al. (2023) sur l'effet déterminant de la composition du milieu de culture sur la productivité de *C. vulgaris*.

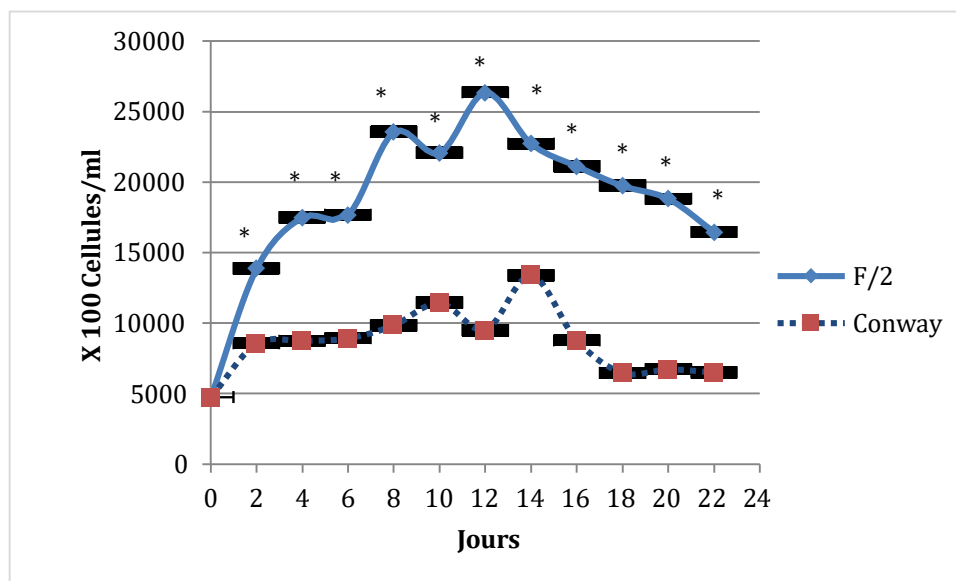


Figure III.3 : Évolution de la concentration cellulaire moyenne ($\pm$ écart-type) de *Chlorella vulgaris* cultivée dans les milieux F/2 et Conway sur une période de 22 jours (* indique une différence significative, $p < 0,05$).

Le dénombrement direct par lame de Malassez corrobore les mesures indirectes : la concentration cellulaire atteint $26\,300 \times 100$ cellules/mL au jour 12 dans le milieu F/2, contre un plafond de $13\,500 \times 100$ cellules/mL dans le milieu Conway au jour 14. La différence entre les deux traitements devient significative ($p < 0,05$) dès le jour 6 et le demeure jusqu'à la fin de l'essai, validant la cohérence entre la méthode directe de comptage et les méthodes indirectes utilisées en parallèle.

Le suivi pigmentaire complète cette analyse de la performance physiologique des cultures.

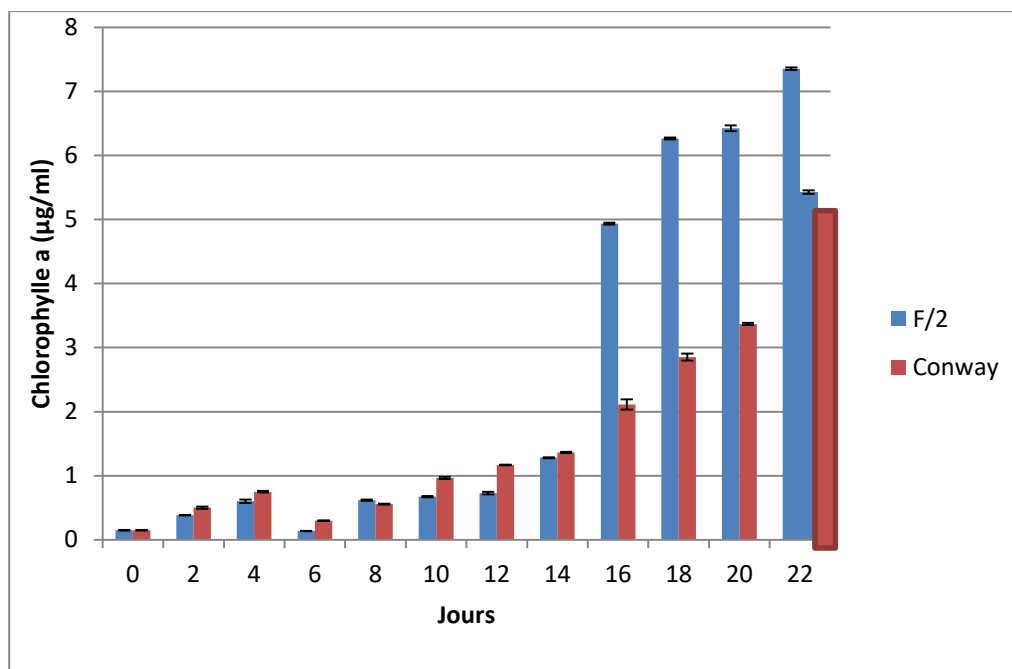


Figure III.4 : Évolution de la concentration en chlorophylle a moyenne ($\pm$ écart-type) de *Chlorella vulgaris* cultivée dans les milieux F/2 et Conway sur une période de 22 jours (* indique une différence significative, $p < 0,05$).

La chlorophylle a, indicateur direct de l'activité photosynthétique, demeure faible et comparable dans les deux milieux jusqu'au jour 14 (autour de 1 $\mu\text{g/mL}$), puis croît fortement dans le milieu F/2 pour atteindre 7,35 $\mu\text{g/mL}$ au jour 22, contre 5,42 $\mu\text{g/mL}$ dans le milieu Conway. Cette divergence tardive mais marquée est statistiquement significative ($p < 0,05$) à partir du jour 16 et traduit une activité photosynthétique prolongée dans le milieu le plus riche en azote, conformément au rôle bien établi de l'azote dans la biosynthèse chlorophyllienne (Lichtenthaler et Wellburn, 1983).

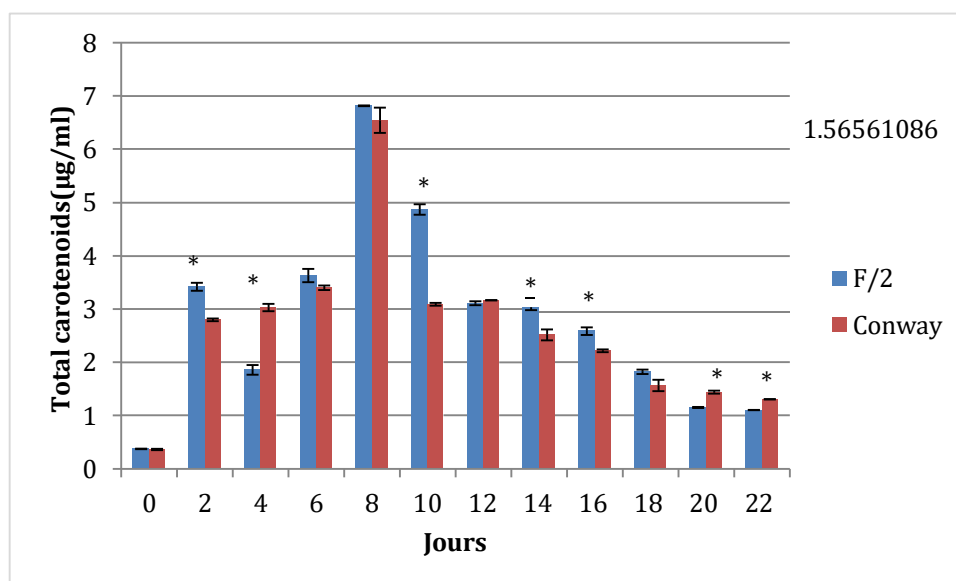


Figure III.5 : Évolution de la concentration en caroténoïdes totaux moyenne ($\pm$ écart-type) de *Chlorella vulgaris* cultivée dans les milieux F/2 et Conway sur une période de 22 jours (* indique une différence significative, $p < 0,05$).

Contrairement aux chlorophylles, les caroténoïdes totaux culminent précocement, dès le jour 8, dans les deux milieux (6,87 $\mu\text{g/mL}$ en F/2 et 6,60 $\mu\text{g/mL}$ en Conway), avant de décliner progressivement jusqu'à la fin de l'expérience. Ce pic synchrone, suivi d'une décroissance plus marquée dans le milieu F/2 à partir du jour 10 (différence significative, $p < 0,05$, aux jours 4, 10, 14 et 16), peut s'interpréter comme une réponse photoprotectrice transitoire des cellules en phase de latence puis d'installation de la phase exponentielle, les caroténoïdes jouant un rôle connu de dissipation de l'excès d'énergie lumineuse.

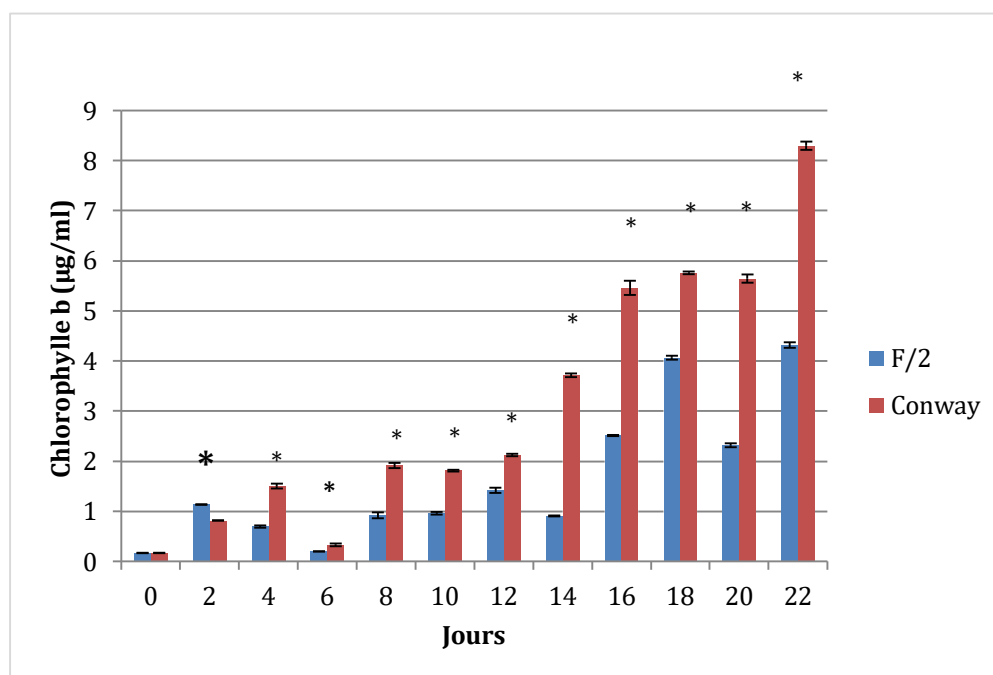


Figure III.6 : Évolution de la concentration en chlorophylle b moyenne ($\pm$ écart-type) de *Chlorella vulgaris* cultivée dans les milieux F/2 et Conway sur une période de 22 jours (* indique une différence significative, $p < 0,05$).

Le profil de la chlorophylle b s'inverse par rapport à celui de la chlorophylle a : en fin d'expérience, le milieu Conway affiche une concentration supérieure (8,25 $\mu\text{g/mL}$ au jour 22) à celle du milieu F/2 (4,30 $\mu\text{g/mL}$), avec une différence significative ($p < 0,05$) à partir du jour 16. Cette accumulation compensatoire de chlorophylle b dans le milieu le moins riche peut traduire un ajustement de l'appareil photosynthétique destiné à optimiser la capture lumineuse — une réponse d'acclimatation déjà rapportée chez plusieurs souches de *Chlorella* soumises à une limitation nutritive progressive (Blair et al., 2014).

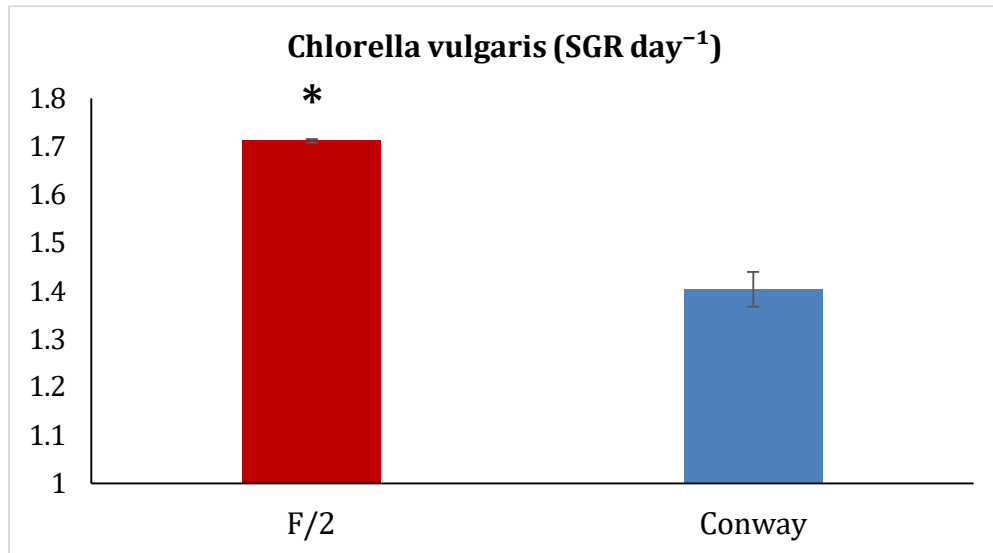


Figure III.7 : Taux de croissance spécifique moyen (SGR $\pm$ écart-type) de *Chlorella vulgaris* cultivée dans les milieux F/2 et Conway sur une période de 22 jours (* indique une différence significative, $p < 0,05$).

Le taux de croissance spécifique synthétise l'ensemble de ces observations : il atteint 1,71 jour⁻¹ dans le milieu F/2 contre 1,40 jour⁻¹ dans le milieu Conway, soit un écart relatif de 22 %. Cette différence est statistiquement significative ($p < 0,05$) et confirme, sur la phase de croissance la plus active, la supériorité nette du milieu F/2 pour soutenir la multiplication cellulaire de *Chlorella vulgaris*.

III.1.2. Dans le milieu Conway

Le comportement de *Chlorella vulgaris* dans le milieu Conway se distingue par une phase de latence plus courte et un démarrage initial rapide, perceptible dès le jour 2 sur la densité optique et la concentration cellulaire. Cette réactivité initiale ne se maintient cependant pas : dès le jour 8, l'ensemble des paramètres de croissance directe (densité optique, biomasse, concentration cellulaire) entame une décroissance ou un plateau, alors que le milieu F/2 poursuit son ascension. Ce basculement précoce est compatible avec un épuisement plus rapide des éléments nutritifs du milieu Conway, dont la concentration en azote est nettement inférieure à celle du milieu F/2 dans sa formulation usuelle (Walne, 1970).

Sur le plan pigmentaire, le milieu Conway se distingue paradoxalement par une production de chlorophylle b supérieure en fin d'expérience, ce qui suggère une réorientation du métabolisme photosynthétique vers l'optimisation de la capture lumineuse plutôt que vers l'accumulation de biomasse — une stratégie d'acclimatation cohérente avec un

environnement nutritivement plus contraint. L'ensemble des différences observées entre les deux milieux pour *C. vulgaris* reste statistiquement significatif ($p < 0,05$) sur la majorité des points de mesure, comme le confirment les figures III.1 à III.7.

III.2. Synthèse comparative pour *C. vulgaris*

La comparaison globale des sept paramètres mesurés établit une supériorité constante et statistiquement significative ($p < 0,05$) du milieu F/2 sur le milieu Conway pour la croissance de *Chlorella vulgaris* : biomasse maximale doublée, concentration cellulaire quasiment doublée, SGR supérieur de 22 %, et production de chlorophylle a plus élevée en fin de culture. Seule la chlorophylle b s'avère plus abondante dans le milieu Conway, traduisant un ajustement physiologique compensatoire plutôt qu'une réelle meilleure performance de ce milieu. Ces résultats convergent avec ceux rapportés par Yadav et al. (2023) et par Blair et al. (2014), qui ont montré que la composition du milieu de culture constitue le facteur le plus déterminant de la productivité de *C. vulgaris*, devant les autres paramètres physico-chimiques testés.

III.3. Croissance de *Chlorella ellipsoidea*

III.3.1. Dans le milieu F/2

Chlorella ellipsoidea cultivée dans le milieu F/2 présente une cinétique de croissance globalement plus rapide et plus régulière que celle observée chez *C. vulgaris*, avec des taux de croissance spécifique nettement supérieurs sur l'ensemble de l'essai.

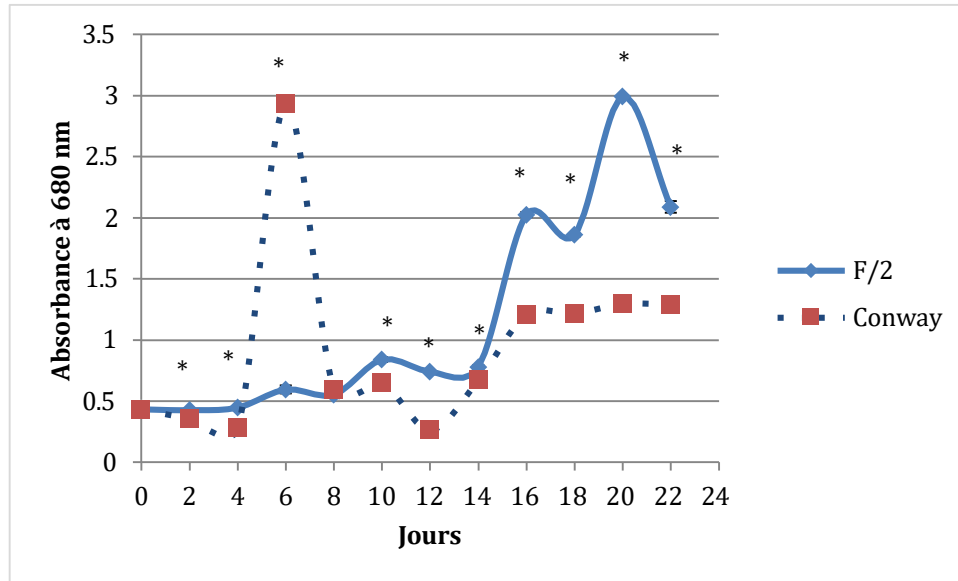


Figure III.8 : Évolution de la densité optique moyenne ($\pm$ écart-type) de *Chlorella ellipsoidea* cultivée dans les milieux F/2 et Conway sur une période de 22 jours (* indique une différence significative, $p < 0,05$).

Dans le milieu F/2, la densité optique progresse de façon continue jusqu'à un maximum de 3,02 UA au jour 20, alors que le milieu Conway affiche un pic précoce et transitoire de 2,97 UA dès le jour 6, suivi d'une chute marquée jusqu'au jour 12. La différence entre les deux milieux est significative ($p < 0,05$) aux jours 6, 16, 18, 20 et 22, illustrant un schéma de croissance « explosion précoce puis déclin » caractéristique d'un milieu où les nutriments s'épuisent rapidement, par opposition à une croissance plus étalée mais finalement plus productive dans le milieu F/2.

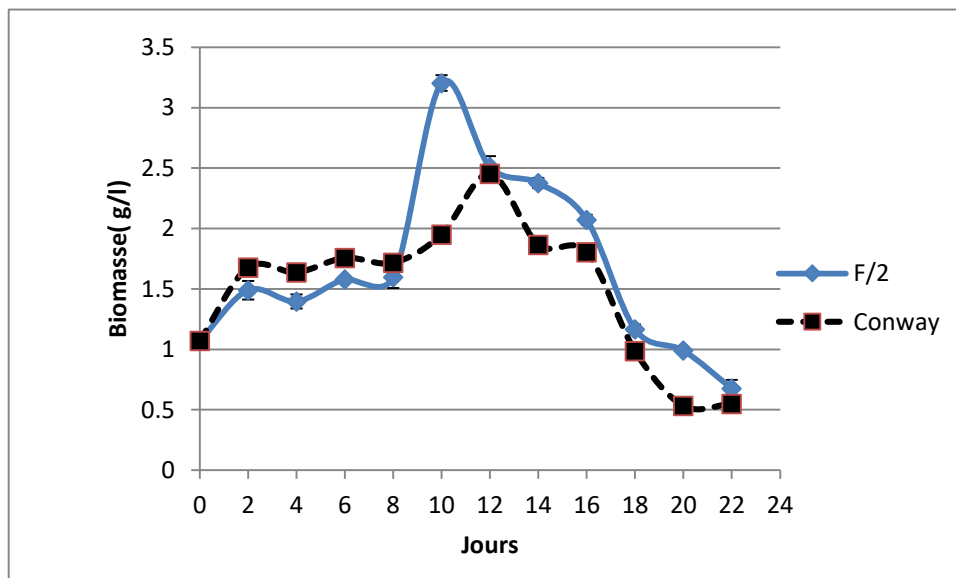


Figure Évolution la biomasse moyenne ($\pm$ écart-type) de *Chlorella ellipsoidea* cultivée dans les milieux F/2 et Conway sur une période de 22 jours (* indique une différence significative, $p < 0,05$).

La biomasse suit une trajectoire comparable dans les deux milieux jusqu'au jour 8, avec une légère avance du milieu Conway, avant qu'un pic net ne soit atteint dans le milieu F/2 au jour 10 (3,22 g/L) contre un maximum similaire mais plus tardif dans le milieu Conway (2,48 g/L au jour 12). À partir du jour 14, la biomasse chute fortement dans les deux traitements, plus rapidement dans le milieu Conway, jusqu'à des valeurs minimales communes en fin d'essai ($\sim 0,6$ g/L). La différence entre milieux est significative ($p < 0,05$) aux jours 10, 12, 14, 18 et 20.

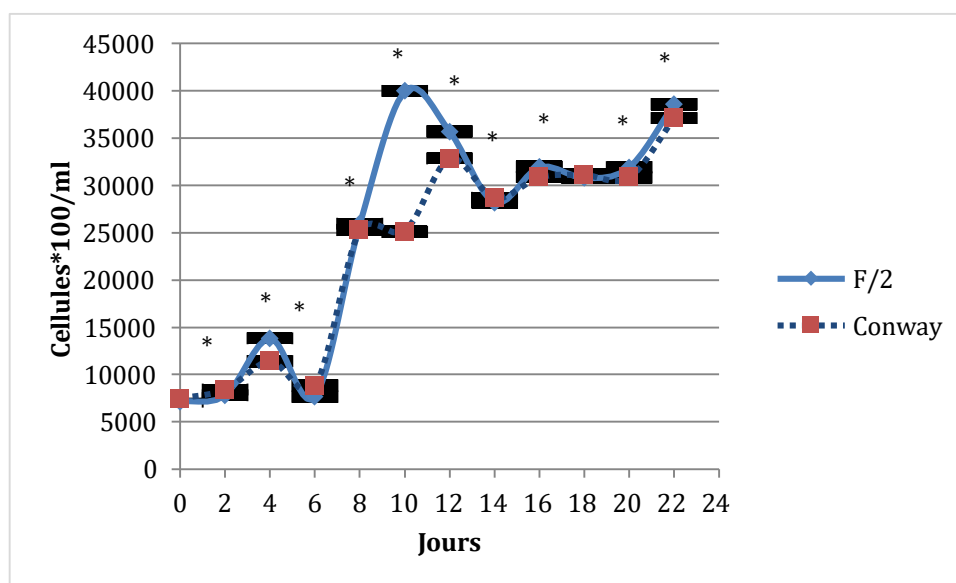


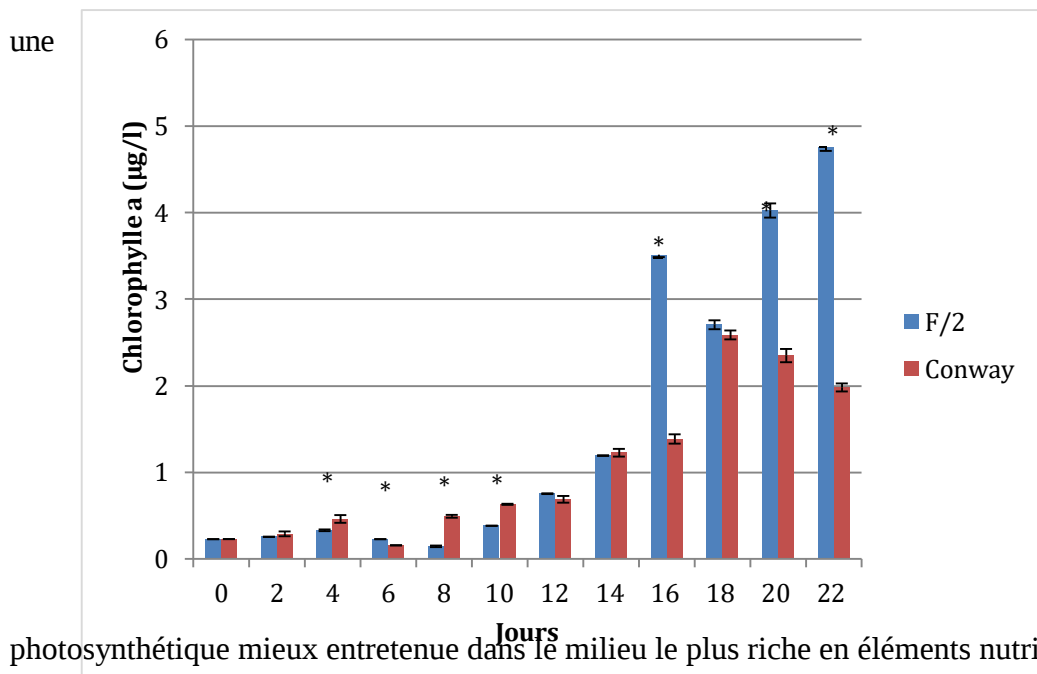
Figure III.10 : Évolution de la concentration cellulaire moyenne ($\pm$ écart-type) de *Chlorella ellipsoidea* cultivée dans les milieux F/2 et Conway sur une période de 22 jours (* indique une différence significative, $p < 0,05$).

Le comptage cellulaire révèle le profil le plus contrasté de l'étude : le milieu Conway atteint un pic remarquable de $39\,800 \times 100$ cellules/mL dès le jour 10, avant un déclin progressif, tandis que le milieu F/2 progresse plus lentement mais finit par dépasser le milieu Conway en fin d'expérience ($38\,200 \times 100$ cellules/mL au jour 22, contre $31\,200$). Cette inversion de tendance, statistiquement significative ($p < 0,05$) aux jours 8, 10 et 22, témoigne d'une stratégie de croissance différente entre les deux milieux : exploitation rapide mais non durable des ressources dans le milieu Conway, contre une croissance plus progressive et mieux maintenue dans le milieu F/2.

Figure III.11 : Évolution de la concentration en chlorophylle a moyenne ($\pm$ écart-type) de *Chlorella ellipsoidea* cultivée dans les milieux F/2 et Conway sur une période de 22 jours (* indique une différence significative, $p < 0,05$).

La chlorophylle a augmente de façon constante dans le milieu F/2 pour atteindre $4,72 \mu\text{g/mL}$ au jour 22, contre seulement $2,02 \mu\text{g/mL}$ dans le milieu Conway, soit plus du double. Cette différence devient significative ($p < 0,05$) dès le jour 16 et confirme, comme chez *C.*

vulgaris, une activité



photosynthétique mieux entretenue dans le milieu le plus riche en éléments nutritifs sur la durée totale de l'essai.

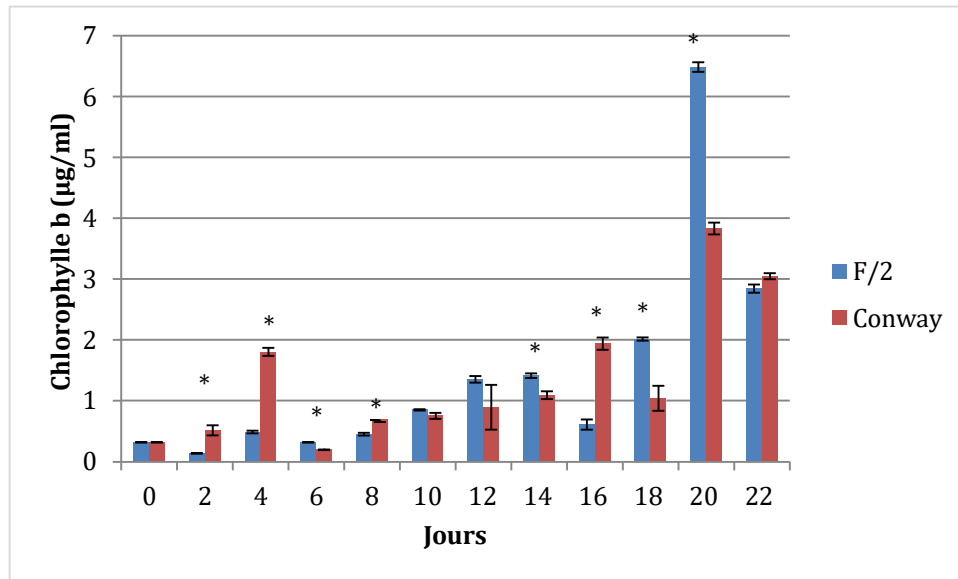


Figure III.12 : Évolution de la concentration en chlorophylle b moyenne ($\pm$ écart-type) de *Chlorella ellipsoidea* cultivée dans les milieux F/2 et Conway sur une période de 22 jours (* indique une différence significative, $p < 0,05$).

La chlorophylle b connaît une accumulation spectaculaire dans le milieu F/2 en fin d'essai, avec un pic de 6,52 $\mu\text{g/mL}$ au jour 20, soit près du double de la valeur maximale atteinte dans le milieu Conway (3,85 $\mu\text{g/mL}$ au même jour). Cette différence est significative ($p < 0,05$) aux jours 2, 4, 8, 14, 16 et 18. Ce profil contraste avec celui observé chez *C. vulgaris*, où c'était au contraire le milieu Conway qui favorisait la chlorophylle b, et souligne une réponse pigmentaire spécifique à l'espèce, en cohérence avec les travaux de Baidya et al. (2021), qui ont montré que l'accumulation des chlorophylles a et b chez *C. ellipsoidea* dépend fortement des conditions de culture imposées.

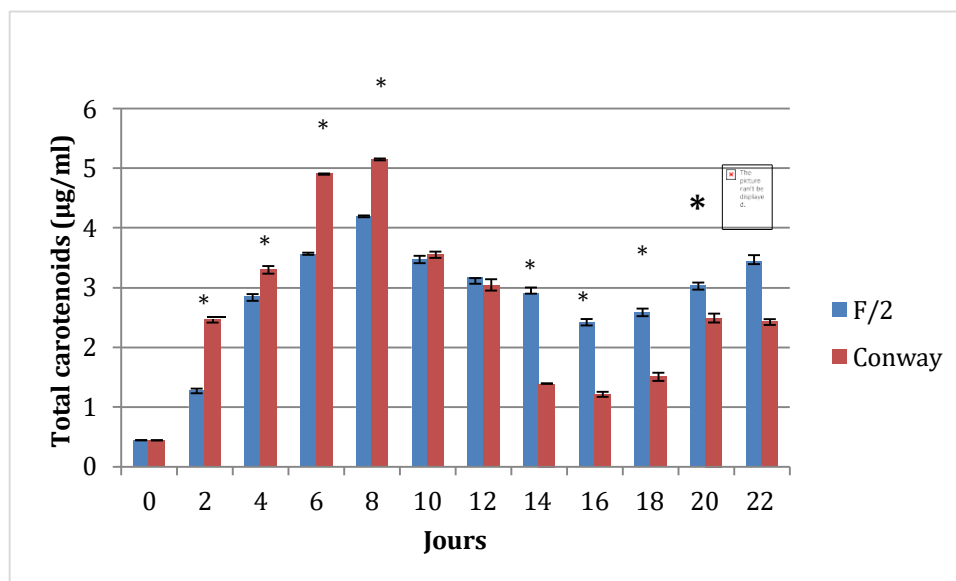


Figure III.13 : Évolution de la concentration en caroténoïdes totaux moyenne ($\pm$ écart-type) de *Chlorella ellipsoidea* cultivée dans les milieux F/2 et Conway sur une période de 22 jours (* indique une différence significative, $p < 0,05$).

Les caroténoïdes totaux culminent simultanément dans les deux milieux entre les jours 6 et 8 (valeurs proches de 5 $\mu\text{g/mL}$), avant de redescendre vers un plateau commun de 2,5 à 3,5 $\mu\text{g/mL}$ en fin d'expérience. Des différences significatives ($p < 0,05$) sont relevées aux jours 2, 8, 14, 18 et 20, mais l'allure générale des deux courbes demeure proche, ce qui distingue ce paramètre des autres, plus nettement disjoints entre milieux.

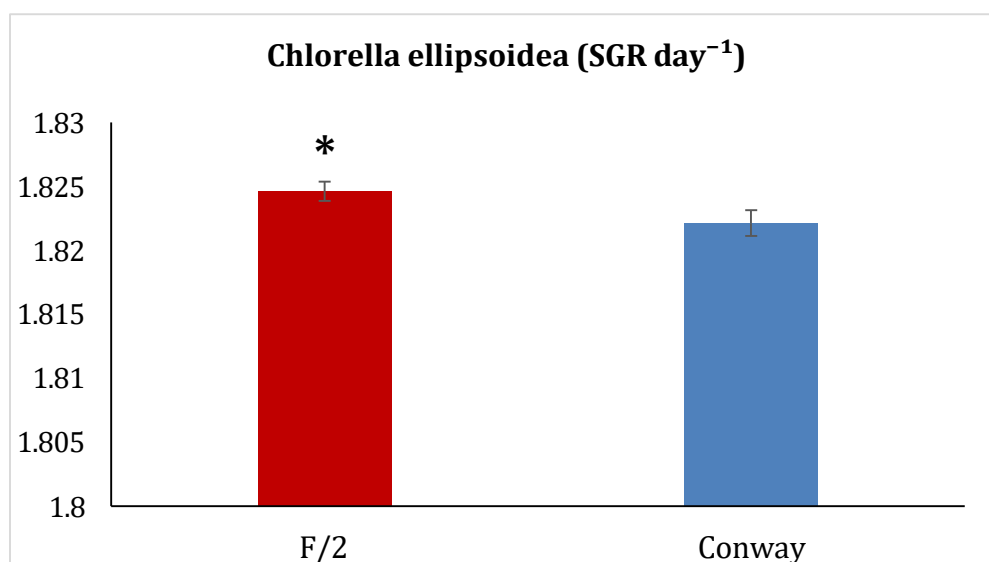


Figure III.14 : Taux de croissance spécifique moyen (SGR) de *Chlorella ellipsoidea* cultivée dans les milieux F/2 et Conway sur une période de 22 jours (* indique une différence significative, $p < 0,05$).

Le SGR de *Chlorella ellipsoidea* atteint 1,824 jour⁻¹ dans le milieu F/2 contre 1,822 jour⁻¹ dans le milieu Conway. Bien que l'écart absolu soit faible, il demeure statistiquement significatif ($p < 0,05$) compte tenu de la très faible variabilité inter-réplicats observée pour ce paramètre. Ces valeurs, très proches l'une de l'autre et nettement supérieures à celles mesurées chez *C. vulgaris* dans les deux milieux, indiquent que *C. ellipsoidea* possède un potentiel de multiplication cellulaire intrinsèquement plus élevé, peu sensible à la nature du milieu utilisé durant la phase exponentielle.

III.3.2. Dans le milieu Conway

Le milieu Conway induit chez *Chlorella ellipsoidea* une croissance initiale particulièrement vigoureuse, visible dès les premiers jours sur la densité optique et la concentration cellulaire, qui culminent précocement entre les jours 6 et 10. Cette phase exponentielle intense est cependant suivie d'un déclin rapide à partir du jour 12, plus marqué que celui observé dans le milieu F/2, suggérant un épuisement nutritif accéléré, cohérent avec la composition plus pauvre en azote du milieu Conway comparée au milieu F/2 (Walne, 1970).

Sur le plan pigmentaire, les concentrations en chlorophylles a et b restent inférieures à celles du milieu F/2 sur l'ensemble de la période, tandis que les caroténoïdes suivent une trajectoire proche dans les deux milieux. Le SGR calculé sur la phase exponentielle demeure néanmoins très proche de celui du milieu F/2, ce qui distingue le comportement de *C. ellipsoidea* de celui de *C. vulgaris*, beaucoup plus sensible au choix du milieu de culture.

III.4. Synthèse comparative pour *C. ellipsoidea*

Pour *Chlorella ellipsoidea*, le milieu F/2 demeure le plus performant sur la durée totale de l'essai, en particulier pour le maintien de la densité cellulaire et de la production pigmentaire en fin de culture. Le milieu Conway se distingue toutefois par une phase exponentielle initiale plus rapide, avec un pic de concentration cellulaire supérieur à celui du milieu F/2 dès le jour 10, avant un déclin précoce. Le SGR, calculé sur la phase exponentielle commune aux deux traitements, ne diffère que très faiblement entre les deux milieux (1,824 contre 1,822 jour⁻¹), bien que cette différence reste statistiquement significative ($p < 0,05$). Ces résultats suggèrent que *C. ellipsoidea* pourrait constituer un candidat intéressant pour des productions rapides à court terme, y compris dans un milieu

moins coûteux comme le Conway, à condition de récolter la biomasse avant l'entrée en phase de déclin.

III.5. Synthèse comparative globale

La confrontation des résultats obtenus pour les deux espèces dans les deux milieux de culture permet de dégager quatre constats principaux. Premièrement, le milieu F/2 s'avère globalement plus performant que le milieu Conway pour le maintien d'une croissance soutenue et d'une production pigmentaire élevée, et ce pour les deux espèces étudiées, avec des différences statistiquement significatives ($p < 0,05$) sur la majorité des paramètres et des points de mesure. Deuxièmement, *Chlorella ellipsoidea* présente un taux de croissance spécifique supérieur à celui de *Chlorella vulgaris* dans les deux milieux (environ 1,82 contre 1,40-1,71 jour⁻¹), ce qui en fait l'espèce affichant la cinétique de multiplication la plus rapide dans les conditions testées.

Troisièmement, les deux espèces réagissent différemment à la limitation nutritive du milieu Conway : *Chlorella vulgaris* y voit l'ensemble de ses paramètres de croissance directe nettement réduits, alors que *Chlorella ellipsoidea* conserve, sur la phase exponentielle, un SGR pratiquement identique à celui du milieu F/2, ne se distinguant de ce dernier que par un déclin plus précoce en phase stationnaire. Quatrièmement, la cohérence observée entre la méthode directe de comptage cellulaire et les méthodes indirectes (densité optique, dosage des pigments) valide l'usage de ces dernières comme outils de suivi rapide et fiable de la croissance microalgale, une conclusion qui rejoint les recommandations de Borowitzka (1997) concernant l'optimisation des protocoles de suivi en éclosérie marine.

Chapitre IV

Discussion

IV. Discussion

IV.1 Interprétation des résultats pour chaque milieu

IV.1.1. Performances du milieu F/2

Le milieu F/2, formulé initialement par Guillard et Ryther (1962) pour la culture de diatomées marines, s'est imposé dans cette étude comme le milieu le plus performant pour la croissance des deux espèces de *Chlorella* testées. Cette supériorité s'explique vraisemblablement par sa richesse en nitrate (apporté sous forme de NaNO_3), en phosphate et en oligo-éléments chélatés à l'EDTA, qui demeurent disponibles pour les cellules algales sur une durée prolongée. La disponibilité soutenue de l'azote, élément le plus souvent limitant en culture de microalgues, explique en grande partie le maintien d'une phase exponentielle plus longue et d'une biomasse finale plus élevée dans ce milieu, qu'il s'agisse de *C. vulgaris* ou de *C. ellipsoidea*.

Ce constat rejoint les conclusions de plusieurs études récentes ayant comparé l'effet de différents milieux de culture sur la croissance de *Chlorella vulgaris*. Yadav et al. (2023) ont ainsi montré que la composition en macro- et micro-éléments du milieu de culture conditionne directement la biomasse, la teneur en pigments et la productivité lipidique de l'espèce, tandis que Blair et al. (2014) ont établi que l'enrichissement nutritif du milieu constitue, devant la lumière elle-même, le facteur le plus déterminant de la production de biomasse chez *C. vulgaris*. Les résultats de la présente étude, qui montrent un doublement de la biomasse maximale et de la concentration cellulaire en milieu F/2 par rapport au milieu Conway, s'inscrivent pleinement dans cette tendance.

IV.1.2. Performances du milieu Conway

Le milieu Conway, dérivé des travaux de Walne (1970) sur la nutrition des bivalves et largement utilisé en écloserie marine pour la production de phytoplancton destiné à l'alimentation larvaire, présente dans cette étude des performances inférieures à celles du milieu F/2 pour le maintien d'une croissance prolongée, mais révèle en contrepartie une capacité notable à soutenir une phase exponentielle initiale rapide, en particulier chez *Chlorella ellipsoidea*. Cette caractéristique pourrait s'expliquer par une disponibilité

immédiate des nutriments en début de culture, suivie d'un épuisement plus rapide en raison d'une concentration en azote inférieure à celle du milieu F/2 dans sa formulation usuelle.

Ce schéma de croissance rapide suivie d'un déclin précoce est cohérent avec le rôle historique du milieu Conway, conçu davantage pour des productions courtes et renouvelées en continu dans les écloseries que pour des cultures de longue durée. Sa simplicité de préparation et son moindre coût en réactifs en font néanmoins un candidat pertinent pour des productions rapides à petite échelle, en particulier pour des espèces comme *C. ellipsoidea* dont le taux de croissance spécifique reste comparable à celui obtenu en milieu F/2 sur la phase exponentielle.

IV.2. Comparaison du comportement des deux espèces

La comparaison directe des deux espèces de *Chlorella* révèle des stratégies de croissance contrastées. *Chlorella vulgaris*, espèce cosmopolite décrite par Bourrelly (1990) comme particulièrement plastique sur le plan écologique, montre une forte sensibilité à la richesse du milieu de culture : son taux de croissance spécifique varie de 1,40 à 1,71 jour⁻¹ selon le milieu, soit un écart relatif de 22 %. *Chlorella ellipsoidea*, en revanche, conserve un SGR pratiquement constant (1,822 à 1,824 jour⁻¹) quel que soit le milieu utilisé, ce qui suggère une physiologie de croissance moins dépendante de la disponibilité nutritive sur la phase exponentielle, au prix toutefois d'un déclin plus rapide une fois les ressources épuisées.

Cette différence de comportement présente un intérêt pratique évident pour le choix de l'espèce en fonction de l'objectif de production. *Chlorella vulgaris*, dont la richesse en protéines et en pigments en fait une source nutritive de référence pour l'alimentation des rotifères (Brown et al., 1999 ; Becker, 2007), apparaît mieux adaptée à des productions en milieu riche et sur une durée prolongée, où sa stabilité de croissance peut être pleinement exploitée. *Chlorella ellipsoidea*, de par sa vitesse de multiplication intrinsèquement élevée, pourrait au contraire être privilégiée pour des productions rapides destinées à répondre à des besoins ponctuels en proies vivantes, y compris dans un milieu moins coûteux.

IV.3. Analyse des phases de croissance

L'analyse des courbes de croissance des deux espèces met en évidence les quatre phases classiquement décrites pour les cultures de microalgues en système discontinu (batch). La phase de latence, correspondant à l'adaptation des cellules au nouveau milieu, est courte

pour les deux espèces et les deux milieux, ne dépassant pas deux à quatre jours, ce qui témoigne d'une bonne viabilité des inoculums utilisés. La phase exponentielle, sur laquelle a été calculé le taux de croissance spécifique (jours 4 à 12), est nettement plus productive dans le milieu F/2 pour *C. vulgaris*, alors qu'elle demeure comparable entre les deux milieux pour *C. ellipsoidea*.

La phase stationnaire est plus longue et plus stable dans le milieu F/2 pour les deux espèces, en particulier pour *C. vulgaris* dont la biomasse se maintient à un niveau élevé entre les jours 12 et 18. La phase de déclin, enfin, survient plus précocement et plus brutalement dans le milieu Conway, avec un effondrement marqué de la biomasse et de la concentration cellulaire à partir du jour 16-18 pour les deux espèces. Cette dynamique de croissance « rapide mais brève » du milieu Conway, par opposition à une croissance « plus lente mais durable » du milieu F/2, constitue l'un des résultats les plus cohérents de cette étude et rejoint les observations classiques sur l'effet de la disponibilité en azote sur la durée des différentes phases de croissance microalgale.

IV.4. Limites de l'étude

Cette étude comporte certaines limites qu'il convient de souligner pour situer correctement la portée des résultats obtenus. Le nombre de réplicats par traitement ($n = 3$) reste modeste, bien que conforme aux pratiques courantes en biologie expérimentale (Sokal et Rohlf, 1995 ; Zar, 1999), et un effectif plus important aurait permis de renforcer la puissance statistique des comparaisons, en particulier pour les différences de faible amplitude comme celle observée sur le SGR de *C. ellipsoidea*. Les conditions de culture, maintenues constantes en température, en intensité lumineuse et en photopériode tout au long de l'essai, ne reflètent qu'imparfaitement la variabilité rencontrée en conditions réelles d'écloserie marine, où ces paramètres fluctuent selon la saison et les capacités d'éclairage disponibles.

Par ailleurs, cette étude s'est limitée à l'évaluation de la croissance et du contenu pigmentaire des deux espèces, sans caractérisation de leur composition biochimique complète (profil en acides gras, teneur en protéines, en vitamines), pourtant déterminante pour leur valeur nutritionnelle réelle en tant que proies vivantes (Brown et al., 1999). Des travaux complémentaires intégrant cette dimension biochimique, ainsi qu'une mise à l'échelle des cultures en photobioréacteur ou en bassin extérieur, permettraient de consolider les bases scientifiques nécessaires à l'optimisation de la production de

microalgues dans le contexte du développement des écloséries marines algériennes, dont la production aquacole vise à doubler d'ici 2026 pour atteindre 20 000 tonnes (Maghreb Émergent, 2026).

Conclusion générale

Conclusion générale

Cette étude avait pour objectif de comparer les performances de croissance de deux espèces de microalgues d'intérêt aquacole, *Chlorella vulgaris* et *Chlorella ellipsoidea*, cultivées dans deux milieux nutritifs distincts, le milieu F/2 et le milieu Conway, sur une période de 22 jours. Le suivi a mobilisé cinq approches complémentaires — comptage cellulaire direct, densité optique, biomasse sèche, dosage des pigments photosynthétiques (chlorophylles a et b, caroténoïdes totaux) et calcul du taux de croissance spécifique — appliquées simultanément aux deux espèces dans les deux milieux.

Les résultats obtenus permettent de conclure que le milieu F/2 constitue, pour les deux espèces étudiées, le milieu le plus favorable au maintien d'une croissance soutenue sur la durée totale de l'essai, avec des différences statistiquement significatives ($p < 0,05$) observées sur la quasi-totalité des paramètres mesurés. Cette performance supérieure s'explique vraisemblablement par la richesse et la disponibilité prolongée des éléments nutritifs, en particulier de l'azote, dans la formulation de Guillard et Ryther (1962). Le milieu Conway, bien que globalement moins performant sur la durée, a néanmoins permis une phase exponentielle initiale comparable, voire localement supérieure, chez *Chlorella ellipsoidea*, avant un déclin plus précoce.

Sur le plan comparatif, *Chlorella ellipsoidea* s'est distinguée par un taux de croissance spécifique plus élevé et moins sensible à la nature du milieu de culture que *Chlorella vulgaris*, ce qui pourrait en faire un candidat intéressant pour des productions rapides à court terme. *Chlorella vulgaris*, à l'inverse, a montré une production de chlorophylle a et une stabilité de croissance supérieures dans le milieu F/2, ce qui en confirme l'intérêt pour des productions de plus longue durée nécessitant une biomasse riche en pigments. La cohérence observée entre les méthodes directes et indirectes de suivi de la croissance valide par ailleurs l'utilisation de ces dernières comme outils pratiques et fiables pour le pilotage des cultures en conditions d'écloserie marine.

Dans le contexte du développement de l'aquaculture marine en Algérie, où la production nationale vise un doublement à l'horizon 2026 (Maghreb Émergent, 2026), la maîtrise de la production de microalgues destinées à l'alimentation larvaire des poissons et des mollusques constitue un enjeu déterminant. Les résultats obtenus dans cette étude fournissent des éléments concrets pour orienter le choix du couple espèce-milieu en

fonction de l'objectif de production visé, qu'il s'agisse d'une production stable et prolongée ou d'une production rapide destinée à répondre à un besoin ponctuel en proies vivantes.

En perspective, il serait pertinent d'approfondir cette étude par une caractérisation biochimique complète des biomasses produites, par un essai de mise à l'échelle en photobioréacteur, ainsi que par une évaluation directe de la valeur nutritionnelle de ces deux espèces sur la croissance et la survie de rotifères ou de larves de poissons marins, afin de valider en conditions réelles d'écloserie les tendances observées dans cette étude en conditions contrôlées de laboratoire.

Perspectives :

Les résultats obtenus dans le cadre de cette étude ouvrent plusieurs pistes pour des travaux complémentaires, susceptibles de consolider et d'approfondir les bases scientifiques nécessaires à l'optimisation de la production de microalgues destinées à l'aquaculture marine algérienne :

1. Réaliser une caractérisation biochimique complète des biomasses produites (profil en acides gras, teneur en protéines, en vitamines), afin d'évaluer plus précisément leur valeur nutritionnelle réelle en tant que proies vivantes ;
2. Procéder à une mise à l'échelle des cultures, en photobioréacteur ou en bassin extérieur, pour évaluer la reproductibilité des performances observées en conditions de production élargies ;
3. Évaluer directement la valeur nutritionnelle des deux espèces sur la croissance et la survie de rotifères ou de larves de poissons marins, afin de valider en conditions réelles d'écloserie les tendances observées en laboratoire ;
4. Élargir l'étude à d'autres milieux de culture et à d'autres espèces de microalgues d'intérêt aquacole, dans une approche comparative plus large ;
5. Mettre en place un suivi saisonnier des performances de croissance, afin de tenir compte de la variabilité des conditions rencontrées en conditions réelles d'écloserie (température, luminosité naturelle) ;
6. Constituer, à terme, une base de données de référence pouvant appuyer la mise en place d'un protocole standardisé de production de microalgues au sein des écloseries marines algériennes, dont la production aquacole vise un doublement à l'horizon 2026.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

- Abdel-Raouf, N., Al-Homaidan, A. A., & Ibraheem, I. B. M. (2012).** Microalgae and wastewater treatment. *Saudi Journal of Biological Sciences*, 19(3), 257-275. <https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2012.04.005>
- AlgaePARC. (s. d.).** Photobioréacteur tubulaire - Université de Wageningen. University of Wageningen. <http://www.sustainableguernsey.info>
- Algérie 360. (2019).** Algérie : installation en mer des équipements de projets en conchyliculture à El Kala. <https://www.algerie360.com/>
- Ammouda, O., Gaber, A., & Abdel-Raouf, N. (1995).** Microalgae and wastewater treatment. *Ecotoxicology and Environmental Safety*.
- APHA. (2017).** Standard methods for the examination of water and wastewater (23e éd.). American Public Health Association.
- APS. (2024).** Pêche-aquaculture : le secteur ambitionne d'atteindre 135 000 tonnes de production en 2024. Algérie Presse Service. <https://www.aps.dz/>
- APS. (2026).** Aquaculture : production de 2 200 tonnes de poissons à Chlef en 2025. Le Courrier d'Algérie. <https://lecourrier-dalgerie.com/>
- Aristizábal-Marulanda, V., & Cardona Alzate, C. A. (2019).** Methods for designing and assessing biorefineries: Review. *Biofuels, Bioproducts and Biorefining*, 13(3), 789-808. <https://doi.org/10.1002/bbb.1961>
- Arrignon, J. (1991).** Aménagement piscicole des eaux douces (4e éd.). Tec & Doc-Lavoisier.
- Baidya, A., Akter, T., Islam, M. R., Shah, A. K. M. A., Hossain, M. A., Salam, M. A., & Paul, S. I. (2021).** Effect of different wavelengths of LED light on the growth, chlorophyll, β -carotene content and proximate composition of *Chlorella ellipsoidea*. *Heliyon*, 7(12), e08525. <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2021.e08525>
- Bardei, A., et al. (2015).** Protocole de numération cellulaire sur cellule de Malassez. *Journal de Microbiologie*, 42(3), 156-162.

- Barnabe, G. (1991).** Aquaculture (Tome 1, p. 181-192). Lavoisier.
- Barrow, C. J., & Shahidi, F. (Éds.). (2007).** Marine nutraceuticals and functional foods. CRC Press.
- Bechagra, A., et al. (1997).** Culture des microalgues [Mémoire d'étude universitaire appliquée en aquaculture, ISMAL].
- Becker, E. W. (1994).** Microalgae: Biotechnology and microbiology (p. 9-40). Cambridge University Press.
- Becker, E. W. (2007).** Micro-algae as a source of protein. *Biotechnology Advances*, 25(2), 207-210. <https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2006.11.002>
- Beijerinck, M. W. (1890).** Culturversuche mit Zoochlorellen, Lichenengonidien und anderen niederen Algen. *Botanische Zeitung*, 47, 725-739, 741-754, 757-768, 781-785.
- Belkoura, M., & Dauta, A. (1992).** Interaction lumière-température et influence de la photopériode sur le taux de croissance de *Chlorella sorokiniana* (Shik et Krauss). *Annales de Limnologie*, 28(2), 101-107.
- Blair, M. F., Kokabian, B., & Gude, V. G. (2014).** Light and growth medium effect on *Chlorella vulgaris* biomass production. *Journal of Environmental Chemical Engineering*, 2(1), 665-674. <https://doi.org/10.1016/j.jece.2013.11.005>
- Bock, C., Krienitz, L., & Pröschold, T. (2011).** Taxonomic reassessment of the genus *Chlorella* (Trebouxiophyceae) using molecular signatures (barcodes), including description of seven new species. *Fottea*, 11(2), 293-312. <https://doi.org/10.5507/fottea.2011.293>
- Borowitzka, M. A. (1995).** Microalgae as sources of pharmaceuticals and other biologically active compounds. *Journal of Applied Phycology*, 7(1), 3-15.
- Borowitzka, M. A. (1997).** Microalgae for aquaculture: Opportunities and constraints. *Journal of Applied Phycology*, 9(5), 393-401. <https://doi.org/10.1023/A:1007921728300>
- Bougis, P. (1974).** Écologie du plancton marin (Tome 1).

- Bourrelly, P. (1990).** Les algues d'eau douce : initiation à la systématique. I. Les algues vertes (572 p.). Société Nouvelle des Éditions Boubée.
- Biobanque Université de Tours. (2019).** Comptage sur cellules de Malassez et de Thoma. <https://biobanque.univ-tours.fr/>
- Brown, M. R., Mular, M., Miller, I., Trenerry, C., & Farmer, C. (1999).** The vitamin content of microalgae used in aquaculture. *Journal of Applied Phycology*, 11(3), 247-255. <https://doi.org/10.1023/A:1008075903578>
- Brown, M. R., et al. (1997).** The nutritional value of four Australian microalgal strains for bivalve larvae. *Journal of Shellfish Research*, 16(1), 137-142.
- CAPACITÉS. (2026).** Des microalgues pour dépolluer les effluents. <https://capacites.fr/realisations/des-microalgues-pour-depolluer-les-effluents/>
- Carballo-Cárdenas, E. C., Tuan, P. M., Janssen, M., & Wijffels, R. H. (2003).** Vitamin E (α -tocopherol) production by the marine microalgae *Dunaliella tertiolecta* and *Tetraselmis suecica* in batch cultivation. *Biomolecular Engineering*, 20(4-6), 139-147. [https://doi.org/10.1016/S1389-0344\(03\)00040-6](https://doi.org/10.1016/S1389-0344(03)00040-6)
- CCAP. (2019).** f/2 medium - CCAP Culture Collection of Algae and Protozoa. Scottish Marine Institute, SAMS Ltd. <https://www.ccap.ac.uk/>
- Cheng, P., Shan, S., Zhu, Z., Liu, K., Namsaraev, Z., Dubovskiy, I., & Xu, Q. (2023).** The role of microalgae culture modes in aquaculture: A brief opinion. *Frontiers in Bioengineering and Biotechnology*, 11, 1196948.
- CIRAD. (2025).** Utilisation des microalgues en aquaculture. Agritrop. <https://agritrop.cirad.fr/524404/>
- Darienko, T., Gustavs, L., Mudimu, O., Menendez, C. R., Schumann, R., Karsten, U., Friedl, T., & Pröschold, T. (2010).** *Chloroidium*, a common terrestrial coccoid green alga previously assigned to *Chlorella* (Trebouxiophyceae, Chlorophyta). *European Journal of Phycology*, 45(1), 79-95. <https://doi.org/10.1080/09670260903290501>.

- Dauta, A. (1982).** Conditions de développement du phytoplancton : étude comparative du comportement de huit espèces en culture, rôle des nutriments. *Annales de Limnologie*, 18(3), 263-292.
- De Pauw, N., & Van Vaerenbergh, E. (1983).** Microalgal wastewater treatment systems: Potentials and limits. In P. F. Ghetti (Éd.), *Phytodepuration and the employment of the biomass produced* (p. 211-287). Centro Ric. Produz. Animali.
- Delran, P., Frances, C., Guihéneuf, F., Peydecastaing, J., Pontalier, P.-Y., & Barthe, L. (2023).** *Tetraselmis suecica* biofilm cell destruction by high-pressure homogenization for protein extraction. *Bioresource Technology Reports*, 21, 101372. <https://doi.org/10.1016/j.biteb.2023.101372>
- Dolganyuk, V., Belova, D., Babich, O., Prosekov, A., Ivanova, S., Katserov, D., Patyukov, N., & Sukhikh, S. (2020).** Microalgae: A promising source of valuable bioproducts. *Biomolecules*, 10(8), 1153.
- Dragone, G. (2022).** Challenges and opportunities to increase economic feasibility and sustainability of mixotrophic cultivation of green microalgae of the genus *Chlorella*. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, 160, 112284.
- FAO. (1999).** L'exploitation conchylicole du lac Mellah, Algérie. <https://www.fao.org/4/af021f/AF021F03.htm>
- FAO. (2007).** Chapitre 3 - Opération d'écloserie : culture d'algue. <https://www.fao.org/4/y5720f/y5720f07.htm>
- Fernandez-Reiriz, M. J., Perez-Camacho, A., Ferreira, M. J., Blanco, J., Planas, M., Campos, M. J., & Labarta, U. (1989).** Biomass production and variation in the biochemical profile (total protein, carbohydrates, RNA, lipids and fatty acids) of seven species of marine microalgae. *Aquaculture*, 83, 17-37.
- Flassch, J.-P., & Aveline, C. (1984).** La production de jeunes ormeaux (Rapport scientifique et technique n° 50, p. 68). CNEXO.
- Gayral, P. (1975).** Les algues : morphologie, cytologie, reproduction et écologie. Doin.
- GBIF Backbone Taxonomy. (2024).** *Chloroidium ellipsoideum* (Gerneck) Darienko et al. Global Biodiversity Information Facility. <https://www.gbif.org/species/5270941>

- Gerneck, R. (1907).** Zur Kenntnis der niederen Chlorophyceen. *Beihefte zum Botanischen Centralblatt*, 21(Abt. 2), 221-290.
- Goldman, J. C., & Glibert, P. M. (1983).** Kinetics of inorganic nitrogen uptake by phytoplankton. In E. J. Carpenter & D. G. Capone (Éds.), *Nitrogen in the marine environment* (p. 233-274). Academic Press.
- Guedes, A. C., Amaro, H. M., & Malcata, F. X. (2011).** Microalgae as sources of carotenoids. *Marine Drugs*, 9(4), 625-644. <https://doi.org/10.3390/md9040625>
- Guillard, R. R. L., & Ryther, J. H. (1962).** Studies of marine planktonic diatoms: I. *Cyclotella nana* Hustedt and *Detonula confervacea* (Cleve) Gran. *Canadian Journal of Microbiology*, 8(2), 229-239. <https://doi.org/10.1139/m62-029>
- Guiry, M. D., & Guiry, G. M. (2018).** AlgaeBase. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway. <https://www.algaebase.org>
- Harris, G. P. (1978).** Photosynthesis, productivity and growth: The physiology of phytoplankton.
- Helm, M. M., Hellebust, J. A., & Turpin, D. H. (1949).** A manual on methods for the cultivation of phytoplankton. Fisheries Research Board of Canada.
- Helm, M. M., et al. (1979).** The development of a 200 L algae culture vessel at Conway. *Fishery Research Technical Report*, 53, 1-12.
- Hoff, F. H., & Snell, T. W. (1987).** Plankton culture manual (5e éd.).
- Hoff, F. H., & Snell, T. W. (2007).** Plankton culture manual (6e éd.). Florida Aqua Farms Inc.
- Ibraheem, I. B. M. (1998).** Utilization of certain algae in the treatment of wastewater [Thèse de doctorat, Al-Azhar University, Cairo].
- Jacques, G. (2006).** Pêche et aquaculture : pour une exploitation durable des ressources vivantes de la mer et du littoral (p. 191-295). Presses Universitaires de Rennes.
- Jothibas, K., et al. (2022).** Impact of microalgal cell wall biology on downstream processing and nutrient removal for fuels and value-added products. *Biochemical Engineering Journal*, 187, 108642. <https://doi.org/10.1016/j.bej.2022.108642>

- Kaplan, D., Christiaen, D., & Arad, S. (1988).** Binding of heavy metals by algal polysaccharides. In T. Stadler, J. Mollion, M.-C. Verdus, Y. Karamanos, H. Morvan, & D. Christiaen (Éds.), *Algal biotechnology*. Elsevier Applied Science.
- Kessler, E., & Huss, V. A. R. (1992).** Comparative physiology and biochemistry and taxonomic assignment of the *Chlorella* (Chlorophyceae) strains. *Journal of Phycology*, 28, 550-553.
- Krienitz, L., Bock, C., & Pröschold, T. (2004).** Phylogenetic relationship of *Chlorella* and *Parachlorella* gen. nov. *Phycologia*.
- Laing, I., & Helm, M. M. (1981).** Factors affecting the semi-continuous production of *Tetraselmis suecica* (Kyllin) Butch in 200 L vessels. *Aquaculture*, 22, 131-320.
- Lavoie, A., & De la Noüe, J. (1985).** Hyperconcentrated cultures of *Scenedesmus obliquus*: A new approach for wastewater biological tertiary treatment. *Water Research*.
- Le Borgne, F. (1986).** La culture des microalgues. Dans G. Barnabé, *Aquaculture* (p. 181-192). Tec & Doc-Lavoisier.
- Le Choc d'Algérie. (2023).** Pêche : augmentation de la production à 142 000 tonnes d'ici à 2024. <https://lechodalgerie.dz/>
- Lemarié, G. (2009).** Cuves de filtration branchées en parallèle, Ifremer Palavas. Ifremer. <https://www.ifremer.fr>
- Lichtenthaler, H. K. (1987).** Chlorophylls and carotenoids: Pigments of photosynthetic biomembranes. *Methods in Enzymology*, 148, 350-382.
- Lichtenthaler, H. K., & Wellburn, A. R. (1983).** Determinations of total carotenoids and chlorophylls a and b of leaf extracts in different solvents. *Biochemical Society Transactions*, 11(5), 591-592. <https://doi.org/10.1042/bst0110591>
- Lin, J.-H., Lee, D.-J., & Chang, J.-S. (2015).** Lutein production from biomass: Marigold flowers versus microalgae. *Bioresource Technology*, 184, 421-428. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2014.09.099>

- Liu, K., Li, J., Qiao, H., Lin, A., & Wang, G. (2012).** Immobilization of *Chlorella sorokiniana* GXNN 01 in alginate for removal of N and P from synthetic wastewater. *Bioresource Technology*, 114, 26-32. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2012.02.003>
- Lordan, S., Ross, R. P., & Stanton, C. (2011).** Marine bioactives as functional food ingredients: Potential to reduce the incidence of chronic diseases. *Marine Drugs*, 9(6), 1056-1100. <https://doi.org/10.3390/md9061056>
- Lucchetti, A. (2014).** Modélisation et conception d'un système de culture de microalgues [Thèse de doctorat, École nationale supérieure des Mines, Paris].
- Luesch, H., Harrigan, G. G., Goetz, G., & Horgen, F. D. (2002).** The cyanobacterial origin of potent anticancer agents originally isolated from sea hares. *Current Medicinal Chemistry*, 9(20), 1791-1806.
- Ma, A. N., Cheah, S. C., & Chow, M. C. (1990).** Current status on treatment and utilization of palm oil industrial wastes in Malaysia.
- Maghreb Émergent. (2026, 22 avril).** Aquaculture en Algérie : la production va doubler en 2026 pour atteindre 20 000 tonnes. <https://maghrebemergent.news/>
- Mekkid & Yahia-Cheikh. (1994).** La culture des microalgues [Mémoire d'étude universitaire appliquée en aquaculture, ISMAL].
- Ministère de la Pêche et des Productions Halieutiques. (2023).** Pêche : augmentation de la production à 142 000 tonnes d'ici à 2024 [Document de position]. <https://lechodalgerie.dz/>
- Mosibo, O. K., Ferrentino, G., & Udenigwe, C. C. (2024).** Microalgae proteins as sustainable ingredients in novel foods: Recent developments and challenges. *Journal of Chemical Technology & Biotechnology*, 99(1), 92-108.
- Moyse, A. (1956).** Les bases scientifiques et perspectives nouvelles d'utilisation de la photosynthèse : la culture accélérée d'algues. *Année Biologique*, 32(3-4), 101-128.
- Mur, L. R., Skoog, F., & Olson, O. (1977).** Culture media for cyanobacteria. Dans T. A. Davis (Éd.), *Methods in microbiology* (Vol. 10, p. 35-50).

- NCBI Taxonomy Database. (2020).** *Chlorella vulgaris*. National Center for Biotechnology Information. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/taxonomy/3077>
- Oswald, W. J., & Gotaas, H. B. (1957).** Photosynthesis in sewage treatment. *Transactions of the American Society of Civil Engineers*.
- Patel, V., Berthold, D., Puranik, P., & Gantar, M. (2015).** Screening of cyanobacteria and microalgae for their ability to synthesize silver nanoparticles with antibacterial activity. *Biotechnology Reports*, 5, 112-119. <https://doi.org/10.1016/j.btre.2014.12.001>
- Phang, S. M. (1990).** Algal production from agro-industrial and agricultural wastes in Malaysia. *Ambio*.
- Pouliot, Y., Talbot, P., & De la Noüe, J. (1986).** Biotraitement du purin de porc par production de biomasse. *Entropie*.
- Provasoli, L. (1968).** Media and prospects for the cultivation of marine algae. *Cultures and Collections of Algae*, 2, 63-75.
- Pulz, O., & Gross, W. (2004).** Valuable products from biotechnology of microalgae. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 65(6), 635-648. <https://doi.org/10.1007/s00253-004-1647-x>
- Raman, R., & Mohamad, S. E. (2012).** Astaxanthin production by freshwater microalgae *Chlorella sorokiniana* and marine microalgae *Tetraselmis* sp. *Pakistan Journal of Biological Sciences*, 15(24), 1182-1186.
- Ramírez-Partida, A. E., García-Cayuela, T., Amador-Castro, L. F., Alper, H. S., & Carrillo-Nieves, D. (2024).** Towards a biorefinery processing *Sargassum* seaweed: Technoeconomic assessment of alginate and fucoidan production through SuperPro Designer® process simulation. *Environmental Technology & Innovation*, 34, 103587. <https://doi.org/10.1016/j.eti.2024.103587>
- Recifaliste. (2025).** Analyse d'une récolte d'une culture de phytoplancton. <https://recifaliste.fr/analyse-recolte-culture-de-phytoplancton/>

- Renaud, S. M., Parry, D. L., & Thinh, L. V. (1994).** Microalgae for use in tropical aquaculture. 1. Gross chemical and fatty acid composition of twelve species of microalgae from the Northern Territory, Australia. *Journal of Applied Phycology*.
- Reynolds, C. S. (2006).** The ecology of freshwater phytoplankton (3e éd.). Cambridge University Press.
- Richmond, A. (Éd.). (1986).** Handbook of microalgal mass culture. CRC Press.
- Rindi, F. (2002).** *Chlorella ellipsoidea* Gerneck [Photographie]. AlgaeBase. https://www.algaebase.org/search/species/detail/?species_id=27669
- Robin, J. H. (1981).** Élevage annexe algue. *Aquaculture Marine Nouvelle*, 76, 13-17.
- Rodrigues, A. M., & Oliveira, J. F. S. (1987).** Treatment of wastewaters from the tomato concentrate industry in high rate algal ponds. *Water Science and Technology*.
- Rodriguez-Meizoso, I., Jaime, L., Santoyo, S., Cifuentes, A., García-Blairsy Reina, G., Señorans, F. J., & Ibáñez, E. (2011).** Antiviral compounds obtained from microalgae commonly used as carotenoid sources. *Journal of Applied Phycology*.
- Semba, R. D., & Dagnelie, G. (2003).** Are lutein and zeaxanthin conditionally essential nutrients for eye health? *Medical Hypotheses*, 61(4), 465-472. [https://doi.org/10.1016/S0306-9877\(03\)00198-1](https://doi.org/10.1016/S0306-9877(03)00198-1)
- Seridi, F. (2010).** Développement des activités de l'aquaculture en Algérie horizon 2025 [Présentation]. CGPM-CAQ Octobre 2010.
- Sharawy, Z. Z., et al. (2020).** Effects of dietary marine microalgae, *Tetraselmis suecica*, on production, gene expression, protein markers and bacterial count of Pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei*. *Aquaculture Research*, 51(6), 2216-2228. <https://doi.org/10.1111/are.14566>
- Shelef, G., & Soeder, C. J. (Éds.). (1980).** Algae biomass. Elsevier/North Holland Biomedical Press.
- Simmons, T. L., Engene, N., Ureña, L. D., Romero, L. I., Ortega-Barría, E., Gerwick, L., & Gerwick, W. H. (2008).** Viridamides A and B, lipodepsipeptides with

- antiprotozoal activity from the marine cyanobacterium *Oscillatoria nigro-viridis*. *Journal of Natural Products*, 71(9), 1544-1550. <https://doi.org/10.1021/np800110e>
- Smith, R. (2005).** Chemical process: Design and integration. John Wiley & Sons.
- Sokal, R. R., & Rohlf, F. J. (1995).** Biometry: The principles and practice of statistics in biological research (3e éd.). W. H. Freeman and Company.
- Solovchenko, A., & Khozin-Goldberg, I. (2013).** High-CO₂ tolerance in microalgae: Possible mechanisms and implications for biotechnology and bioremediation. *Biotechnology Letters*, 35(11), 1745-1752. <https://doi.org/10.1007/s10529-013-1274-7>
- Spolaore, P., Joannis-Cassan, C., Duran, E., & Isambert, A. (2006).** Commercial applications of microalgae. *Journal of Bioscience and Bioengineering*, 101(2), 87-96. <https://doi.org/10.1263/jbb.101.87>
- Srinivasakumar, K. P., & Rajashekhar, M. (2009).** In vitro studies on bactericidal activity and sensitivity pattern of isolated marine microalgae against selective human bacterial pathogens. *Indian Journal of Science and Technology*, 2(8).
- Université d'Oran 1. (2019).** Production en masse de microalgues. DSpace-Univ Oran1. <https://dspace.univ-oran1.dz/handle/123456789/621>
- Voogt, J., Humblet-Hua, N.-P., Geerdink, P., Beelen, B., Mulder, W., & Safi, C. (2023).** Valorisation of multiple components from residual biomass for food and biofuel applications: A virtual biorefinery evaluation. *Food and Bioproducts Processing*, 139, 1-10. <https://doi.org/10.1016/j.fbp.2023.02.002>
- Walne, P. R. (1970).** Studies on the food value of nineteen genera of algae to juvenile bivalves of the genera *Ostrea*, *Crassostrea*, *Mercenaria* and *Mytilus*. *Fishery Investigations, London, Series 2*, 26(5), 1-62.
- Wang, B., Li, Y., Wu, N., & Lan, C. Q. (2008).** CO₂ bio-mitigation using microalgae. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 79(5), 707-718. <https://doi.org/10.1007/s00253-008-1518-y>
- Wong, P. K., & Chan, K. Y. (1990).** Growth and value of *Chlorella salina* grown on highly saline sewage effluent. *Agricultural Ecosystems and Environment*.

- Yadav, A., Bhardwaj, N., Bishnoi, N. R., & Singh, A. (2023).** Screening of best growth media for *Chlorella vulgaris* cultivation and biodiesel production. *Biofuels*, 15(3), 271-277. <https://doi.org/10.1080/17597269.2023.2235787>
- Zaid-Iso. (1990).** Water pollution in the natural rubber industry.
- Zaimes, G. G., & Khanna, V. (2013).** Microalgal biomass production pathways: Evaluation of life cycle environmental impacts. *Biotechnology for Biofuels*, 6, 88. <https://doi.org/10.1186/1754-6834-6-88>
- Zar, J. H. (1999).** Biostatistical analysis (4e éd.). Prentice Hall.

Annexes

Annexes

Annexe I : Protocoles détaillés de préparation des milieux de culture

Protocole détaillé de préparation des quatre stocks F/2 (CCAP, 2019) :

Préparation du Stock 01 (NaNO_3) :

1. Placer un barreau magnétique dans une fiole jaugée de 1 L ;
2. Ajouter environ 800 mL d'eau distillée ;
3. Peser précisément 75 g de NaNO_3 sur la balance de précision ;
4. Ajouter le NaNO_3 dans la fiole sous agitation magnétique ;
5. Continuer l'agitation jusqu'à dissolution complète ;
6. Compléter à 1 L avec eau distillée ;
7. Agiter pour homogénéiser.

Préparation du Stock 02 ($\text{NaH}_2\text{PO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$) :

1. Placer un barreau magnétique dans une fiole jaugée de 1 L ;
2. Ajouter environ 800 mL d'eau distillée ;
3. Peser précisément 5,65 g de $\text{NaH}_2\text{PO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ (quantité utilisée dans notre expérience) ;
4. Continuer l'agitation jusqu'à dissolution complète ;
5. Compléter à 1 L avec eau distillée ;
6. Agiter pour homogénéiser.

Préparation du Stock 03 (trace elements chélatés, CCAP 2019) :

1. Placer un barreau magnétique dans une fiole jaugée de 1 L ;
2. Ajouter environ 900 mL d'eau distillée ;
3. Peser et ajouter successivement sous agitation : 4,16 g de Na_2EDTA ; 3,15 g de $\text{FeCl}_3 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$; 0,01 g de $\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$; 0,022 g de $\text{ZnSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$; 0,01 g de $\text{CoCl}_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$; 0,18 g de $\text{MnCl}_2 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$; 0,006 g de $\text{Na}_2\text{MoO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$;
4. Compléter à 1 L avec eau distillée ;
5. Agiter pour homogénéiser.

Préparation du Stock 04 (vitamin mix, CCAP 2019) :

1. Placer un barreau magnétique dans une fiole jaugée de 1 L ;
2. Ajouter environ 950 mL d'eau distillée stérile ;
3. Peser et ajouter successivement : 0,0005 g (0,5 mg) de cyanocobalamine (B_{12}) ; 0,1 g (100 mg) de thiamine HCl (B_1) ; 0,0005 g (0,5 mg) de biotine ;
4. Agiter doucement jusqu'à dissolution complète (les vitamines sont sensibles à la lumière) ;
5. Compléter à 1 L avec eau distillée stérile ;
6. Emballer la fiole avec du papier d'aluminium.



Figure A.1 : Solutions stocks du milieu F/2 préparées.

Protocole détaillé de préparation des trois stocks Conway (Recifaliste, 2025) :
Préparation du Stock 01 (solution de Conway, sels principaux) :

1. Placer un barreau magnétique dans une fiole jaugée de 1 L ;
2. Ajouter environ 800 mL d'eau distillée ;
3. Peser directement dans la fiole les composants suivants : 100 mg de KNO_3 ; 20 mg de $NaH_2PO_4 \cdot 2H_2O$; 25 mg de Na_2EDTA ; 33,4 mg de H_3BO_3 ; 1,3 mg de $FeCl_3$; 0,36 mg de $MnCl_2 \cdot 2H_2O$;
4. Agiter magnétiquement pendant 20 à 30 minutes jusqu'à dissolution complète ;
5. Compléter à 1 L avec eau distillée ;
6. Agiter pour homogénéiser ;

7. Autoclaver à 120 °C pendant 20 minutes ;
8. Refroidir et stocker à 4 °C (Recifaliste, 2025).

Préparation du Stock 02 (solution métallique) :

1. Placer un barreau magnétique dans une fiole jaugée de 1 L ;
2. Ajouter environ 800 mL d'eau distillée ;
3. Peser directement dans la fiole : 4,2 mg de ZnCl_2 ; 4 mg de $\text{CoCl}_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$; 4 mg de $\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$; 1,8 mg de $(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24} \cdot 4\text{H}_2\text{O}$;
4. Agiter magnétiquement pendant 20 à 30 minutes jusqu'à dissolution complète ;
5. Compléter à 1 L avec eau distillée ;
6. Agiter pour homogénéiser ;
7. Autoclaver à 120 °C pendant 20 minutes ;
8. Refroidir et stocker à 4 °C à l'abri de la lumière (Recifaliste, 2025).

Préparation du Stock 03 (solution vitaminée) :

1. Placer un barreau magnétique dans une fiole jaugée de 1 L ;
2. Ajouter environ 950 mL d'eau distillée stérile ;
3. Peser et ajouter : 2 mg de vitamine B₁ (thiamine) ; 100 mg de vitamine B₁₂ (cyanocobalamine) ;
4. Agiter doucement jusqu'à dissolution complète (ne pas autoclaver les vitamines) ;
5. Compléter à 1 L avec eau distillée stérile ;
6. Stocker à 4 °C à l'abri de la lumière (Recifaliste, 2025).



Figure A.2 : Solutions stocks du milieu Conway préparées.

Annexe II : Tableaux récapitulatifs des moyennes, écarts-types et tests statistiques (logiciel Statistica 8.0)

(Moyenne $\pm$ écart-type, $n = 3$ réplicats ; p : test t de Student, F/2 vs Conway)

Jour	0	2	4	6	8	10	12	14	16	18	20	22
F/2	0,381 $\pm$ 0,002	0,448 $\pm$ 0,029	0,663 $\pm$ 0,014	0,867 $\pm$ 0,017	0,757 $\pm$ 0,053	0,757 $\pm$ 0,091	0,655 $\pm$ 0,031	0,651 $\pm$ 0,026	1,762 $\pm$ 0,022	1,751 $\pm$ 0,045	2,743 $\pm$ 0,03	1,972 $\pm$ 0,041
Conway	0,381 $\pm$ 0	0,338 $\pm$ 0,021	0,451 $\pm$ 0,032	2,763 $\pm$ 0,162	0,58 $\pm$ 0,018	0,623 $\pm$ 0,112	0,93 $\pm$ 0,011	0,761 $\pm$ 0,024	1,037 $\pm$ 0,111	1,058 $\pm$ 0,022	1,186 $\pm$ 0,074	1,201 $\pm$ 0,121
p	1,000000	0,006033	0,000451	0,000036	0,005563	0,182048	0,000128	0,005938	0,000376	0,000018	0,000005	0,000472

Tableau A.1 : Évolution de la densité optique (moyennes $\pm$ écart-types) de *Chlorella vulgaris* cultivée dans les milieux F/2 et Conway sur une période de 22 jours.

(Moyenne $\pm$ écart-type, $n = 3$ réplicats ; p : test t de Student, F/2 vs Conway)

Jour	0	2	4	6	8	10	12	14	16	18	20	22
F/2	0,433 $\pm$ 0	0,427 $\pm$ 0,027	0,447 $\pm$ 0,008	0,596 $\pm$ 0,057	0,554 $\pm$ 0,033	0,84 $\pm$ 0,035	0,741 $\pm$ 0,003	0,778 $\pm$ 0,028	2,026 $\pm$ 0,036	1,86 $\pm$ 0,025	2,995 $\pm$ 0,003	2,088 $\pm$ 0,083
Conway	0,433 $\pm$ 0	0,357 $\pm$ 0,006	0,279 $\pm$ 0,012	2,931 $\pm$ 0,023	0,597 $\pm$ 0,107	0,651 $\pm$ 0,021	0,266 $\pm$ 0,068	0,671 $\pm$ 0,028	1,207 $\pm$ 0,105	1,217 $\pm$ 0,033	1,295 $\pm$ 0,074	1,292 $\pm$ 0,043
p	1,000000	0,011521	0,000031	0,000000	0,541698	0,001253	0,000270	0,009606	0,000215	0,000011	0,000002	0,000121

Tableau A.2 : Évolution de la densité optique (moyennes $\pm$ écart-types) de *Chlorella ellipsoidea* cultivée dans les milieux F/2 et Conway sur une période de 22 jours.

(Moyenne $\pm$ écart-type, $n = 3$ réplicats ; p : test t de Student, F/2 vs Conway)

Jour	0	2	4	6	8	10	12	14	16	18	20	22
F/2	1,167±0	1,143±0,006	1,507±0,049	1,69±0,031	1,887±0,05	1,977±0,025	3,8±0,103	3,727±0,081	3,64±0,096	2,703±0,106	2,347±0,006	1,48±0,125
Conway	1,167±0	1,203±0,006	1,237±0,049	2,017±0,031	1,997±0,05	1,937±0,025	1,963±0,103	1,897±0,081	1,687±0,096	1,24±0,106	0,627±0,006	0,59±0,125
p	1,000000	0,043244	0,018941	0,002516	0,024941	0,078225	0,000037	0,000011	0,000007	0,000032	0,000000	0,000300

Tableau A.3 : Évolution de la biomasse (g/L) (moyennes ± écart-types) de *Chlorella vulgaris* cultivée dans les milieux F/2 et Conway sur une période de 22 jours.

(Moyenne ± écart-type, n = 3 réplicats ; p : test t de Student, F/2 vs Conway)

Jour	0	2	4	6	8	10	12	14	16	18	20	22
F/2	1,07±0,017	1,49±0,132	1,397±0,1	1,58±0,046	1,597±0,153	3,203±0,112	2,51±0,155	2,377±0,074	2,073±0,07	1,167±0,067	0,99±0,04	0,677±0,121
Conway	1,07±0,017	1,677±0,064	1,637±0,031	1,757±0,13	1,717±0,032	1,95±0,01	2,453±0,106	1,867±0,025	1,803±0,076	0,987±0,023	0,533±0,025	0,55±0,01
p	1,000000	0,092840	0,016546	0,090816	0,253835	0,000043	0,629147	0,000345	0,010765	0,011477	0,000075	0,144972

Tableau A.4 : Évolution de la biomasse (g/L) (moyennes ± écart-types) de *Chlorella ellipsoidea* cultivée dans les milieux F/2 et Conway sur une période de 22 jours.

(Moyenne ± écart-type, n = 3 réplicats ; p : test t de Student, F/2 vs Conway)

Jour	0	2	4	6	8	10	12	14	16	18	20	22
F/2	476000±120 0	1389200±83 80,93	1750666,67± 15016,44	1769600±93 20,94	2356266,67± 16806,35	2208666,67± 7292	2636400±13 839,08	2274000±13 617,64	2114133,33± 3028,75	1974800±14 416,66	1883733,33± 12008,89	1647466,67± 9816,99
Conway	476000±120 0	857466,67±6 601,01	875333,33±4 805,55	893600±138 04,35	986266,67±9 159,33	1146533,33± 11895,1	952133,33±1 6406,5	1340133,33± 5518,45	878400±133 62,63	648266,67±8 775,72	674133,33±8 326,66	652266,67±8 730,02
p	1,000000	0,000000	0,000000	0,000000	0,000000	0,000000	0,000000	0,000000	0,000000	0,000000	0,000000	0,000000

Tableau A.5 : Évolution de la concentration cellulaire (cellules/mL) (moyennes ± écart-types) de *Chlorella vulgaris* cultivée dans les milieux F/2 et Conway sur une période de 22 jours.

(Moyenne ± écart-type, n = 3 réplicats ; p : test t de Student, F/2 vs Conway)

Jour	0	2	4	6	8	10	12	14	16	18	20	22
F/2	715200±288 4,44	781066,67±1 5369,23	1383600±12 967,65	766800±905 9,8	2592800±11 845,67	3995733,33± 9636,04	3568133,33± 7821,34	2817600±14 598,63	3193066,67± 11209,52	3078133,33± 12220,2	3189733,33± 7943,13	3855600±71 10,56
Conway	715200±288 4,44	841733,33±5 430,78	1142000±14 000	884800±133 80,58	2528000±34 64,1	2507400±65 93,94	3283733,33± 12926,46	2866933,33± 13202,02	3087200±13 646,98	3108800±15 429,84	3082400±12 315,84	3708400±70 08,57
p	1,000000	0,002980	0,000026	0,000225	0,000811	0,000000	0,000005	0,012241	0,000486	0,054172	0,000222	0,000014

Tableau A.6 : Évolution de la concentration cellulaire (cellules/mL) (moyennes ± écart-types) de *Chlorella ellipsoidea* cultivée dans les milieux F/2 et Conway sur une période de 22 jours.

(Moyenne ± écart-type, n = 3 réplicats ; p : test t de Student, F/2 vs Conway)

Jour	0	2	4	6	8	10	12	14	16	18	20	22
F/2	0,15±0,008	0,384±0,007	0,602±0,055	0,137±0,004	0,619±0,015	0,675±0,021	0,73±0,062	1,282±0,011	4,933±0,061	6,264±0,08	6,423±0,106	7,354±0,058
Conway	0,15±0,008	0,503±0,036	0,749±0,024	0,3±0,013	0,557±0,032	0,967±0,05	1,169±0,015	1,365±0,031	2,114±0,16	2,853±0,095	3,368±0,063	5,429±0,122
p	1,000000	0,002980	0,000026	0,000225	0,000811	0,000000	0,000005	0,012241	0,000486	0,054172	0,000222	0,000014

Tableau A.7 : Évolution de la concentration en chlorophylle a (µg/mL) (moyennes ± écart-types) de *Chlorella vulgaris* cultivée dans les milieux F/2 et Conway sur une période de 22 jours.

(Moyenne ± écart-type, n = 3 réplicats ; p : test t de Student, F/2 vs Conway)

Jour	0	2	4	6	8	10	12	14	16	18	20	22
F/2	0,228±0,001	0,255±0,004	0,331±0,017	0,228±0,001	0,145±0,019	0,383±0,003	0,753±0,021	1,193±0,018	3,51±0,075	2,704±0,093	4,024±0,142	4,754±0,171
Conway	0,228±0,001	0,288±0,127	0,461±0,079	0,156±0,008	0,491±0,05	0,63±0,028	0,688±0,07	1,228±0,077	1,387±0,121	2,589±0,227	2,35±0,191	1,982±0,092
p	1,000000	0,672565	0,048987	0,000087	0,000350	0,000107	0,199146	0,492745	0,000013	0,462482	0,000261	0,000016

Tableau A.8 : Évolution de la concentration en chlorophylle a (µg/mL) (moyennes ± écart-types) de *Chlorella ellipsoidea* cultivée dans les milieux F/2 et Conway sur une période de 22 jours.

(Moyenne ± écart-type, n = 3 réplicats ; p : test t de Student, F/2 vs Conway)

Jour	0	2	4	6	8	10	12	14	16	18	20	22
F/2	0,167±0,007	1,139±0,01	0,697±0,04	0,198±0,002	0,921±0,1	0,961±0,045	1,419±0,09	0,907±0,016	2,513±0,02	4,067±0,068	2,319±0,068	4,319±0,096
Conway	0,167±0,007	0,815±0,007	1,503±0,084	0,328±0,048	1,916±0,089	1,814±0,03	2,126±0,042	3,717±0,064	5,461±0,246	5,76±0,047	5,646±0,143	8,297±0,143
p	1,000000	0,000001	0,000114	0,009479	0,000214	0,000011	0,000249	0,000000	0,000032	0,000004	0,000003	0,000002

Tableau A.9 : Évolution de la concentration en chlorophylle b (µg/mL) (moyennes ± écart-types) de *Chlorella vulgaris* cultivée dans les milieux F/2 et Conway sur une période de 22 jours.

(Moyenne ± écart-type, n = 3 réplicats ; p : test t de Student, F/2 vs Conway)

Jour	0	2	4	6	8	10	12	14	16	18	20	22
F/2	0,32±0,009	0,138±0,011	0,49±0,039	0,32±0,009	0,454±0,039	0,855±0,019	1,355±0,094	1,415±0,066	0,611±0,146	2,017±0,046	6,485±0,137	2,845±0,116
Conway	0,32±0,009	0,516±0,143	1,806±0,114	0,201±0,008	0,694±0,07	0,757±0,085	1,232±0,117	1,097±0,11	1,943±0,174	1,046±0,355	3,832±0,168	3,049±0,086
p	1,000000	0,010333	0,000046	0,000067	0,006660	0,123461	0,228471	0,012780	0,000528	0,009336	0,000029	0,071004

Tableau A.10 : Évolution de la concentration en chlorophylle b (µg/mL) (moyennes ± écart-types) de *Chlorella ellipsoidea* cultivée dans les milieux F/2 et Conway sur une période de 22 jours.

(Moyenne ± écart-type, n = 3 réplicats ; p : test t de Student, F/2 vs Conway)

Jour	0	2	4	6	8	10	12	14	16	18	20	22
F/2	0,374±0,009	3,419±0,13	1,858±0,157	3,63±0,216	6,819±0,012	4,871±0,17	3,111±0,063	3,03±0,086	2,586±0,124	1,822±0,072	1,152±0,017	1,104±0,005
Conway	0,374±0,009	2,798±0,044	3,029±0,12	3,401±0,074	6,548±0,411	3,091±0,045	3,167±0,007	2,516±0,178	2,217±0,045	1,566±0,185	1,44±0,048	1,306±0,007
p	1,000000	0,001412	0,000508	0,156961	0,315877	0,000062	0,202504	0,010726	0,008388	0,088360	0,000627	0,000002

Tableau A.11 : Évolution de la concentration en caroténoïdes totaux (µg/mL) (moyennes ± écart-types) de *Chlorella vulgaris* cultivée dans les milieux F/2 et Conway sur une période de 22 jours.

(Moyenne ± écart-type, n = 3 réplicats ; p : test t de Student, F/2 vs Conway)

Jour	0	2	4	6	8	10	12	14	16	18	20	22
F/2	0,447±0,005	1,287±0,038	2,845±0,086	3,563±0,046	4,198±0,025	3,465±0,122	3,163±0	2,906±0,171	2,411±0,113	2,593±0,102	3,044±0,075	3,445±0,176
Conway	0,447±0,005	2,476±0,098	3,301±0,11	4,904±0,018	5,149±0,027	3,55±0,091	3,046±0,165	1,394±0,007	1,214±0,073	1,507±0,118	2,49±0,129	2,427±0,085
p	1,000000	0,000039	0,004859	0,000001	0,000001	0,391331	0,284342	0,000107	0,000104	0,000272	0,003023	0,000831

Tableau A.12 : Évolution de la concentration en caroténoïdes totaux (µg/mL) (moyennes ± écart-types) de *Chlorella ellipsoidea* cultivée dans les milieux F/2 et Conway sur une période de 22 jours.

(Moyenne ± écart-type, n = 3 réplicats ; p : test t de Student, F/2 vs Conway)

Paramètre	C. vulgaris — F/2	C. vulgaris — Conway	C. ellipsoidea — F/2	C. ellipsoidea — Conway
SGR (jour ⁻¹) moyen ± écart-type	1,7117±0,0037	1,4029±0,0361	1,8246±0,0007	1,8221±0,001
p (test t, F/2 vs Conway)	0,000123		0,026622	

Tableau A.13 : Taux de croissance spécifique moyen (SGR) de *Chlorella vulgaris* et *Chlorella ellipsoidea* cultivées dans les milieux de culture F/2 et Conway (* indique une différence significative, $p < 0,05$).