

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

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

Université de RELIZANE
Faculté des Sciences de la Nature et de la vie
Département des Sciences Biologiques



MEMOIRE

En vue de l'obtention du diplôme de MASTER en :
Microbiologie & contrôle de qualité

Intitulé

**Étude de la biodiversité microalgale de différents barrages de la
wilaya de Relizane : Sidi M'hamed Benaouda et Gargar**

Présenté par :

Mlle : BELFODIL Fatima Zohra

Mlle : HADJ SELIMANE Fatima Zohra

Devant les membres de jury :

Présidente : Dr. BELHAMRA Zineb

Maître de Conférences (A) (U. Relizane)

Encadrante : Dr. OUCIF Hanane

Maître de Conférences (A) (U. Relizane)

Examinatrice : Dr. MELIANI Meriem Fethia

Maître de Conférences (B) (U. Relizane)

Année universitaire : 2025/2026

Remerciement

*Nous souhaitons exprimer notre profonde gratitude à notre encadrante, **Dr Oucif Hanane**, pour son accompagnement, son suivi et ses précieux conseils tout au long de ce travail. Son aide constante nous a permis d'avancer et de mieux comprendre plusieurs aspects de notre étude.*

Nous remercions également le responsable du laboratoire de l'université ainsi que l'ensemble du personnel pour leur accueil, leur disponibilité et leur soutien durant la partie expérimentale.

Nous adressons aussi nos remerciements à nos camarades de promotion pour les moments partagés durant notre parcours universitaire, ainsi que pour l'entraide et le soutien entre étudiants.

Pour terminer, nous tenons à dire merci à toutes les personnes qui ont participé à la réussite de ce travail, que ce soit par un conseil, une aide ou un encouragement.

Dédicaces

Je remercie Dieu pour tout ce qu'Il m'a donné et pour tout ce qu'Il a mis sur mon chemin, pour me donner la volonté de faire ce travail.

Je dédie ce travail à ma mère, à mon père et à ma grand-mère, pour leur amour, leur présence et leur attention.

Je le dédie également à mes sœurs pour leur soutien.

Une pensée spéciale à mes amies Fatima et Nouha. Fatima, qui m'a accompagnée durant ce travail et avec qui j'ai partagé de nombreux moments tout au long de mes années universitaires et de nos travaux, ainsi que Nouha, présente dans ma vie depuis plusieurs années, m'ont toutes les deux apporté leur amitié et leur soutien.

Leur présence m'a été très précieuse.

À toutes les personnes qui me sont chères.

Belfodil Fatima zohra

Je dédie ce modeste travail à :

Mon oncle Farid, que Dieu ait son âme, pour son amour et son soutien inoubliable qui restent toujours dans mon cœur.

Ma chère famille, pour son amour infini, sa patience et son soutien constant tout au long de mon parcours.

Mon amie Fatima, en souvenir de notre belle complicité, de notre amitié sincère et de notre soutien mutuel.

Hadj Selimane Fatima Zohra

Sommaire

	Page
Liste des figures	i
Liste des tableaux	iii
Liste des abréviations	iv
Résumé	v
1.Introduction	1
2. Synthèse bibliographique	3
2.1 Définition et aperçu général des microalgues	3
2.2 Caractéristiques morphologiques et physiologiques	3
2.3 Composition biochimique et modes de nutrition	4
2.4 Diversité et classification taxonomique	6
2.5 Croissance des microalgues	11
2.6 facteurs de croissance des microalgues	13
2.7 Modes de vie et stratégies biologiques	14
2.7.1 Photosynthèse	14
2.7.2 Reproduction	15
2.8 Applications des microalgues	16
3. Matériel et méthodes	18
3.1 Présentation de la zone d'étude	18
3.2 Échantillonnage	19
3.3 Préparation des milieux de culture (F2 guillard, BG11 et Zarrouk)	20
3.4 Enrichissement	22
3.5. Isolement et purification	23
3.6. Étude morphologique et pré-identification taxonomique	23
4. Résultat	25
4.1. Enrichissement dans les milieux de culture	25

4.2. Pré-identification des microalgues	27
4.2.1 Échantillonnage de l'eau du barrage de Sidi M'hamed Benaouda	27
4.2.2. Échantillonnage de l'eau de Gargar	32
4.3 Isolement sur milieu solide	37
4.4 Purification des souches	39
5. Discussion	40
6.Conclusion et perspectives	45
7. Références bibliographiques	47

Liste des figures

	Page
Figure 01 : Diversité morphologique des microalgues montrant différentes formes cellulaires observées chez plusieurs espèces microalgales (Campos & Perron 2022)	3
Figure 02 : Quelques exemples de cyanobactéries Model Microorganisms and Beyond, 2022)	7
Figure 03 : Quelques exemples de Chlorophytes (Kiran <i>et al.</i> , 2019)	8
Figure 04 : Diatomées (Malinowska-Gniewosz <i>et al.</i> , 2018)	9
Figure 05 : Quelques exemples (Ouattara <i>et al.</i> , 2023)	10
Figure 06 : Quelques exemples de Dinophyta (Mofeed, 2020)	11
Figure 07 : Les phases de croissance des microalgues (FAO 1996)	12
Figure 08 : Schéma de la photosynthèse chez les microalgues, de la fixation du CO ₂ à la production de biomolécules (Khoo <i>et al.</i> , 2021)	15
Figure 9 : Localisation du barrage de Sidi M'hamed Benaouda (Remini, 2013 ; Google Earth, 2026)	18
Figure 10 : Localisation du barrage de Gargar (Google Earth, 2026)	19
Figure 11 : Chambre de culture des microalgue	23
Figure 12 : Microscope inversé et ordinateur utilisés pour l'observation des microalgues	24
Figure 13 : Enrichissement des microalgues dans les milieux F/2 Guillard, BG11 et Zarrouk après 7 jours de culture	26
Figure 14 : Échantillon d'eau enrichi observé au microscope inversé (×400)	26
Figure 15 : Observation de <i>Pediastrum sp.</i> au microscope inversé (×400)	28
Figure 16 : Observation microscopique de <i>Scenedesmus sp.</i> au microscope inverse (×400)	29

Figure 17 : Observation microscopique de <i>Chlorella sp.</i> au microscope inverse (×400)	30
Figure 18 : Observation microscopique de <i>Tetraedron sp.</i> au microscope inverse (×400)	30
Figure 19 : <i>Ankistrodesmus</i> observé au microscope inversé (×400)	31
Figure 20 : <i>Euglena sp.</i> observée au microscope inversé (×400)	32
Figure 21 : <i>Navicula sp.</i> observée au microscope inverse (×400)	33
Figure 22 : <i>Fragilaria sp.</i> observée au microscope inversé (×400)	33
Figure 23 : <i>Pandorina sp.</i> observée au microscope inversé (×400)	34
Figure 24 : <i>Nitzschia sp.</i> observée au microscope inversé (×400)	35
Figure 25 : <i>Treubaria sp.</i> observée au microscope inversé (×400)	35
Figure 26 : <i>Monoraphidium sp.</i> observée au microscope inversé (×400)	36
Figure 27 : <i>Oscillatoria sp.</i> observée au microscope inversé (×400)	37
Figure 28 : Boîte de Petri montrant la croissance des microalgues sur gélose F/2 de Guillard	38
Figure 29 : Aspect des cultures purifiées sur milieu F/2 de Guillard gélifié	39

Liste des tableaux

	Page
Tableau 01 : Composition de milieu de f/2 (Guillard & Ryther, 1963)	20
Tableau 02 : Composition de la solution de métaux lourds	20
Tableau 03 : Composition de la solution de vitamines	21
Tableau 04 : Composition du milieu Zarrouk modifié (Cogne <i>et al.</i> , 2003)	21
Tableau 05 : Composition du milieu BG-11 (Allen et Stanier, 1968)	22

Liste des abréviations

CO₂ : Dioxyde de carbone

O₂ : Dioxygène (Oxygène)

ADN : Acide désoxyribonucléique

ARN : Acide ribonucléique

pH : Potentiel hydrogène

EPA : Acide eicosapentaénoïque (un acide gras oméga-3)

DHA : Acide docosahexaénoïque (un acide gras oméga-3)

Vitamines B1, B12, H : Différentes vitamines du groupe B et Biotine

Résumé

Ce travail a pour objectif l'isolement, la pré-identification et la purification des microalgues présentes dans les eaux des barrages de Sidi M'hamed Benaouda et de Gargar (wilaya de Relizane).

Les résultats obtenus mettent en évidence une diversité microalgale composée de 13 taxons appartenant aux genres *Pediastrum*, *Scenedesmus*, *Chlorella*, *Tetraedron*, *Ankistrodesmus*, *Euglena*, *Navicula*, *Fragilaria*, *Pandorina*, *Nitzschia*, *Treubaria*, *Monoraphidium* et *Oscillatoria*.

L'isolement sur milieu solide F/2 de Guillard a permis d'obtenir des souches pures de *Chlorella sp.*, *Scenedesmus sp.* et *Ankistrodesmus sp.*, présentant une croissance stable en culture.

Mots clés : microalgues, isolement, purification, pré-identification, Relizane.

Abstract

This work aims to isolate, pre-identify, and purify microalgae from the waters of the Sidi M'hamed Benaouda and Gargar reservoirs in Relizane (Algeria).

The results revealed a diversity of 13 taxa belonging to the genera *Pediastrum*, *Scenedesmus*, *Chlorella*, *Tetraedron*, *Ankistrodesmus*, *Euglena*, *Navicula*, *Fragilaria*, *Pandorina*, *Nitzschia*, *Treubaria*, *Monoraphidium*, and *Oscillatoria*.

Isolation on F/2 Guillard solid medium allowed the recovery of pure strains of *Chlorella sp.*, *Scenedesmus sp.*, and *Ankistrodesmus sp.*, which exhibited good and stable growth under the applied culture conditions.

Keywords : microalgae, isolation, purification, pre-identification, Relizane.

المخلص

يهدف هذا العمل إلى عزل والتعريف المسبق وتنقية الطحالب الدقيقة الموجودة في مياه سد سيدي محمد بن عودة وسد غارار بولاية غليزان.

أظهرت النتائج وجود تنوع في الطحالب الدقيقة، حيث تم تسجيل 13 نوعًا تنتمي إلى عدة أجناس هي:

Pediastrum و *Scenedesmus* و *Chlorella* و *Tetraedron* و *Ankistrodesmus* و *Euglena* و *Navicula* و *Fragilaria* و *Pandorina* و *Nitzschia* و *Treubaria* و *Monoraphidium* و *Oscillatoria*.

غُيِّلَ بالحصول على سلالات نقية من F/2 كما سمح العزل على الوسط الصلب:

Chlorella و *Scenedesmus* و *Ankistrodesmus*

والتي أظهرت نموًا جيدًا ومستقرًا في ظروف الزراعة.

الكلمات المفتاحية: الطحالب الدقيقة – العزل – التنقية – التعريف المسبق – غليزان

Introduction

1. INTRODUCTION :

Les écosystèmes des milieux aquatiques continentaux abritent une grande diversité d'êtres vivants et constituent des zones essentielles au maintien de l'équilibre des systèmes écologiques. Parmi ces organismes, les microalgues occupent une place fondamentale grâce à leur capacité de photosynthèse et à leur contribution significative à la production de matière organique dans les systèmes aquatiques (Graham *et al.*, 2016).

Les microalgues sont des organismes microscopiques largement répandus dans la majorité des milieux aquatiques. Leurs conditions de croissance et de répartition varient en fonction de plusieurs paramètres abiotiques tels que la lumière, la température, le pH et la disponibilité en nutriments, qui influencent directement l'organisation et la composition des communautés microalgales au sein des différents sites (Wehr *et al.*, 2015).

Au-delà de leur rôle dans la production primaire, les microalgues sont également considérées comme d'excellents indicateurs biologiques de la qualité de l'eau. L'étude de leur diversité permet ainsi de mieux comprendre leur organisation dans l'environnement et leur réponse face aux changements écologiques (Reynolds, 2006).

Les barrages représentent des ressources en eau indispensables pour les systèmes hydrologiques et agricoles, tout en constituant des écosystèmes propices au développement d'une microflore algale diversifiée. Cependant, les données disponibles sur la biodiversité microalgale de certains barrages algériens demeurent limitées.

Dans ce contexte, le présent travail porte sur l'étude de la biodiversité microalgale dans les barrages de Sidi M'hamed Benaouda et de Gargar, situés dans la wilaya de Relizane. Il a pour objectif de caractériser les principaux groupes microalgaux présents dans ces milieux, de sélectionner certaines cultures et de contribuer à l'amélioration des connaissances sur les ressources locales en microalgues.

La structure de ce mémoire est organisée comme suit :

Le premier chapitre présente une synthèse bibliographique relative aux microalgues, à leurs caractéristiques générales, à leur diversité et à leurs principales applications.

Le deuxième chapitre décrit le matériel utilisé ainsi que les méthodologies mises en œuvre dans ce travail.

Le troisième chapitre est consacré à la présentation et à la discussion des résultats obtenus.

Enfin, une conclusion générale récapitule les principaux résultats et propose quelques perspectives de recherche.

Synthèse bibliographique

2. SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE :

2.1. Définition de microalgue :

Les microalgues sont de petits micro-organismes qui font la photosynthèse et qui vivent surtout dans l'eau. En général, chaque microalgue est une cellule unique qui capte la lumière pour fabriquer sa propre matière organique par photosynthèse. Leur grande diversité de forme et de fonction fait que les microalgues jouent un rôle clé dans les écosystèmes aquatiques et que les microalgues sont très utiles dans de nombreux secteurs biotechnologiques (Richmond & Hu, 2013).

2.2. Caractéristiques morphologiques et physiologiques :

La microalgue présente des caractéristiques morphologiques variées (Fig. 1). On peut classer ces microorganismes en microalgues unicellulaires, coloniales et filamenteuses qui ont des formes très variables comme la forme sphérique (*Chlorella*), ovale (*Chlamydomonas*), spiralée (*Arthrospira*) et étoilée (*Staurastrum*). La longueur de ces microalgues est très petite, allant d'un certain nombre de micromètres à plusieurs centaines de micromètres. Dans leur structure cellulaire, ces microalgues eucaryotes contiennent une membrane plasmique, un noyau et plusieurs organites essentiels qui sont notamment les chloroplastes, les mitochondries et les vacuoles. D'un point de vue physiologique, elles sont connues pour leur aptitude à faire la photosynthèse grâce aux pigments photosynthétiques qu'elles contiennent dans leurs chloroplastes pour la production de leur propre matière organique (Andersen, 2013).

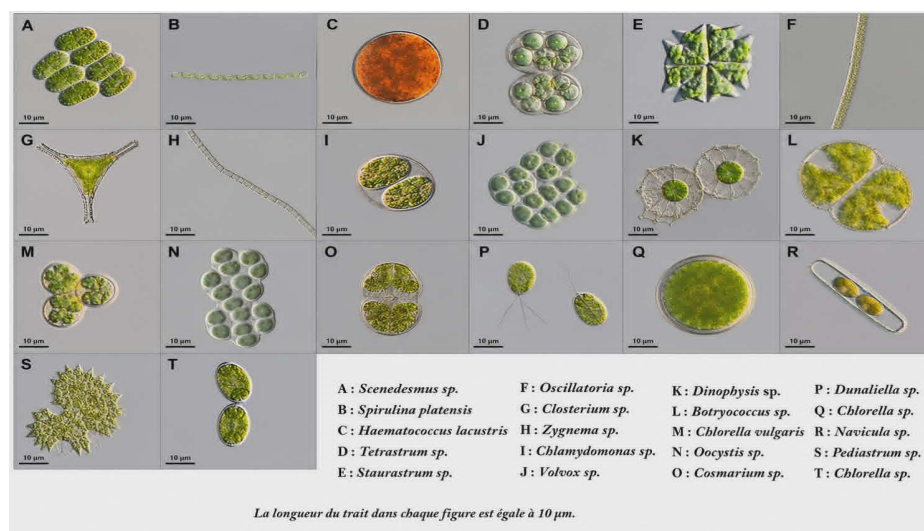


Figure 01 : Diversité morphologique des microalgues montrant différentes formes cellulaires observées chez plusieurs espèces microalgales (Campos & Perron 2022).

2.3 Composition biochimique et modes de nutrition :

2.3.1. Composition biochimique :

Composition chimique des microalgues change en fonction de l'espèce et des conditions de croissance. Elles contiennent également des protéines, des lipides et des glucides. Les microalgues en sont composées, mais les quantités spécifiques diffèrent. Les principaux constituants des microalgues sont présentés ci-dessous :

- **Protéines :**

Les protéines sont des composants clés des microalgues, constituant une grande partie de leur poids sec – généralement entre 50% et 70% pour certains types (Becker 1994).

- **Lipides :**

Les lipides agissent comme les batteries de ces petits organismes, stockant beaucoup d'énergie et représentant généralement entre 10 et 50% du poids sec. De plus, certaines microalgues ont ces graisses vraiment saines, l'EPA et le DHA (Mata *et al.*, 2010).

- **Glucides :**

Les glucides dans les microalgues. Principalement de l'énergie stockée aussi, et comme les autres, leurs quantités varient entre les espèces, atteignant parfois jusqu'à la moitié du poids sec (Becker, 1994).

- **Pigments photosynthétiques :**

Ensuite, il y a les pigments photosynthétiques colorés qui capturent la lumière du soleil pour alimenter la photosynthèse. Les microalgues possèdent des chlorophylles, des caroténoïdes et des phycobiliprotéines, qui contribuent toutes à ce processus (Borowitzka 2013).

- **Vitamines et minéraux:**

Enfin et surtout, n'oubliez pas les vitamines et minéraux qui s'y trouvent. Ces petites dynamos contiennent du fer, du magnésium, du calcium et du zinc - tous des éléments essentiels dont nous avons besoin (Kratzer & Murkovic, 2021).

2.3.2. Mode autotrophe :

La caractéristique de l'autotrophie réside dans la production par les microalgues de substances organiques à partir de matières minérales. Les microalgues utilisent le dioxyde de carbone et la

lumière solaire à travers leurs pigments photosynthétiques pour obtenir l'énergie nécessaire. Avec la photosynthèse, l'énergie lumineuse est convertie en énergie chimique dont les microalgues nécessitent pour leur croissance. Ceci est très bénéfique pour la production de matière organique dans un environnement humide et contribue également au carbone piégé dans notre atmosphère (Dokulil & Qian, 2021).

2.3.3. Mode hétérotrophe :

Certains types de microalgues peuvent également adopter la nutrition hétérotrophe. Ceci est possible dans le cas où ces microalgues ont besoin de composés organiques pour leur carbone et leur énergie. Dans ce cas, ces algues ne vont pas produire elles-mêmes de carbone et d'énergie mais seront capables de grandir en s'alimentant de glucose, d'acide acétique et de glycérol se trouvant autour d'elles. Grâce à ce comportement de nutrition hétérotrophe, ces types de microalgues sont capables de générer une biomasse considérable, voire même de fixer des composés organiques. Voilà pourquoi elles sont utilisées en biotechnologie et en industrie (Perez-Garcia *et al.*, 2011 ; Borowitzka *et al.*, 2016 ; Bux & Chisti, 2016).

2.3.4. Mode mixotrophe :

Le mode mixotrophe correspond à une stratégie nutritionnelle intermédiaire entre l'autotrophie et l'hétérotrophie. Les microalgues capables de ce mode de nutrition utilisent simultanément ou alternativement l'énergie lumineuse pour réaliser la photosynthèse et des composés organiques présents dans le milieu comme source complémentaire de carbone et d'énergie. Cette flexibilité métabolique leur permet de s'adapter à différentes conditions environnementales et d'améliorer leur croissance lorsque les conditions deviennent moins favorables à la photosynthèse seule. Le mode mixotrophe est ainsi considéré comme un avantage physiologique pour de nombreuses espèces de microalgues et présente un intérêt particulier dans les procédés de production de biomasse et de composés à haute valeur ajoutée (Perez-Garcia *et al.*, 2011 ; Richmond & Hu, 2013 ; Borowitzka *et al.*, 2016).

2.4 Diversité et classification taxonomique :

Les microalgues représentent un ensemble très diversifié d'organismes photosynthétiques présents dans de nombreux milieux aquatiques et terrestres. Elles regroupent des espèces appartenant à différentes lignées évolutives et présentant une grande variété de caractères morphologiques et physiologiques. Leur classification repose notamment sur l'organisation cellulaire, la composition pigmentaire, les produits de réserve et certaines caractéristiques structurales. Selon ces critères, les microalgues sont réparties en plusieurs groupes taxonomiques parmi lesquels figurent les Cyanobacteria, les Chlorophyta, les Bacillariophyta, les Euglenophyta et les Dinophyta (Andersen, 2005 ; Lee, 2018).

2.4.1. Embranchement des Cyanobactéries (Cyanobacteria) :

Les cyanobactéries sont des microorganismes procaryotes capables de photosynthèse oxygénique. Elles sont parmi les premiers organismes à avoir développé ce type de métabolisme sur Terre et elles jouent encore aujourd'hui un rôle majeur dans les écosystèmes aquatiques et terrestres (Whitton & Potts, 2000).

Elles vivent dans un grand nombre d'environnements, notamment dans les eaux douces, dans les eaux marines, dans les sols humides ainsi que sur les surfaces rocheuses. Elles jouent un rôle important dans la production primaire et le fonctionnement général des chaînes alimentaires aquatiques.

Les cyanobactéries présentent une grande diversité sur le plan morphologique.

Synechococcus est une espèce unicellulaire, tandis qu'*Oscillatoria* et *Anabaena* sont des espèces filamenteuses. Certaines formes filamenteuses possèdent des cellules spécialisées appelées hétérocystes, impliquées dans la fixation de l'azote atmosphérique en conditions de carence en azote combiné (Madigan *et al.*, 2015).

Physiologiquement, elles réalisent une photosynthèse oxygénique grâce à la chlorophylle a. Elles renferment aussi des pigments accessoires, comme la phycocyanine et la phycoérythrine, qui leur donnent des couleurs variables, du bleu-vert à des teintes rougeâtres, selon les espèces et les conditions du milieu.

Dans des conditions favorables, notamment en cas d'eutrophisation (température élevée et excès de nutriments), les cyanobactéries peuvent se multiplier rapidement et former des efflorescences (« blooms »). Ces blooms peuvent produire des cyanotoxines qui peuvent dégrader la qualité de l'eau et présenter des risques pour les organismes aquatiques, les animaux et la santé humaine (Paerl & Otten, 2013 ; Huisman *et al.*, 2018).

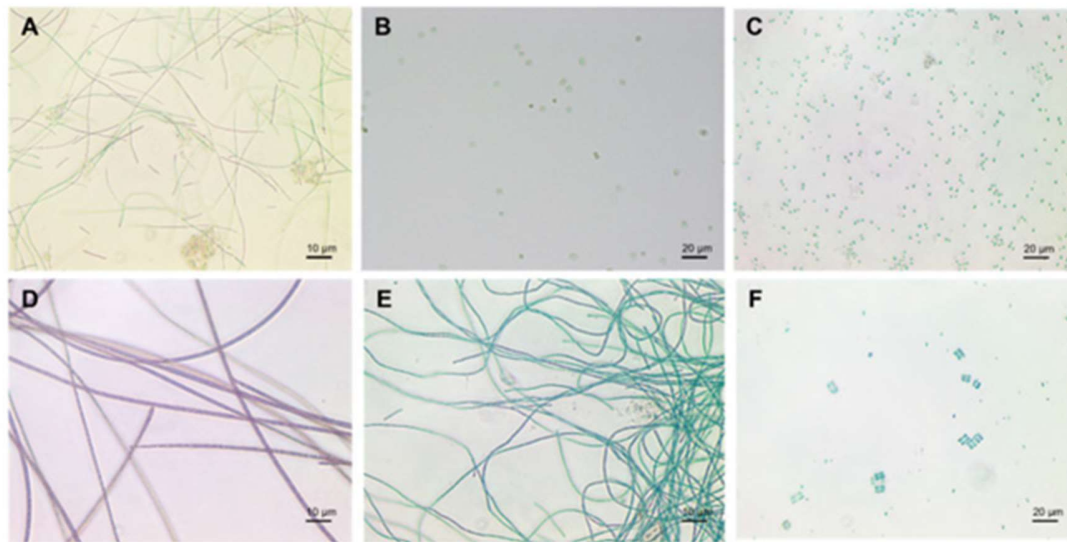


Figure 2 : Quelques exemples de cyanobactéries – A *Plectonema* – B *Synechocystis* – C *Microcystis* – D *Planktothrix* – E *Anabaena* – F *Merismopedia* (Model Microorganisms and Beyond, 2022)

2.4.2. Embranchement des Chlorophyta (Algues vertes)

Les Chlorophyta, algues eucaryotes majoritairement trouvées en eau douce, ont une contribution significative à la production primaire des écosystèmes aquatiques (Graham *et al.*, 2016). Elles possèdent des chloroplastes contenant la chlorophylle a et b, ainsi que des caroténoïdes, et stockent leur réserve énergétique sous forme d'amidon (Raven *et al.*, 2017).

Ce groupe présente une large gamme de morphologie, allant des formes unicellulaires (comme *Chlorella*) aux formes coloniales (comme *Volvox*), sans oublier les formes filamenteuses (comme *Spirogyra*) (Lee, 2008).

Ces dernières contribuent à l'enrichissement en oxygène des environnements aquatiques et constituent un pilier fondamental pour de nombreuses chaînes alimentaires (Reynolds, 2006). Dans

des environnements riches en nutriments, elles sont capables de se multiplier et de provoquer des déséquilibres écologiques, bien qu'elles demeurent généralement non toxiques (Paerl & Huisman, 2009).

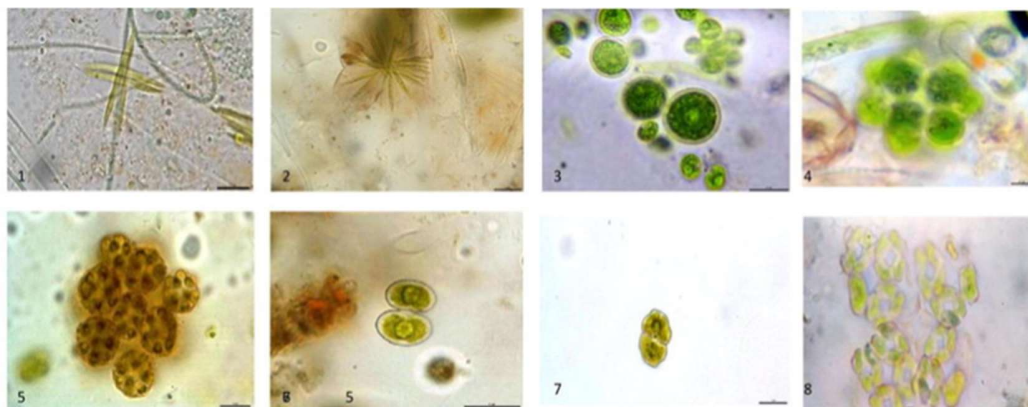


Figure 3 : Quelques exemples de Chlorophytes : 1 *Ankistrodesmus falcatus* – 2 *Ankistrodesmus spiralis* – 3 *Chlorococcum humicola* – 4 *Coelastrum microporum* – 5 *Coelastrum reticulatum* – 6 *Cosmarium contractum* – 7 *Cosmarium retusifforme* – 8 *Crucigeniella irregularis* (Kiran *et al.*, 2019).

2.4.3. Embranchement des Bacillariophyta (Diatomées)

Les diatomées appartiennent au groupe des Bacillariophyta et constituent de petites algues eucaryotes présentes aussi bien en eau douce qu'en milieu marin, où elles occupent une place centrale au sein du phytoplancton (Round *et al.*, 1990). Ce qui les distingue avant tout, c'est leur coque en silice caractéristique, formée de deux parties emboîtées l'une dans l'autre. Leur teinte brun-dorée si reconnaissable résulte de la combinaison de la chlorophylle a et c avec la fucoxanthine. Sur le plan morphologique, on distingue classiquement deux grands groupes : les diatomées centriques, à symétrie radiale, et les diatomées pennées, à symétrie bilatérale. Au-delà de leur diversité formelle, ces organismes jouent un rôle fondamental dans les cycles biogéochimiques, notamment ceux du silicium et du carbone (Mann, 1999). Leur grande sensibilité aux variations environnementales en fait par ailleurs d'excellents indicateurs de la qualité des eaux (Smol & Stoermer, 2010).

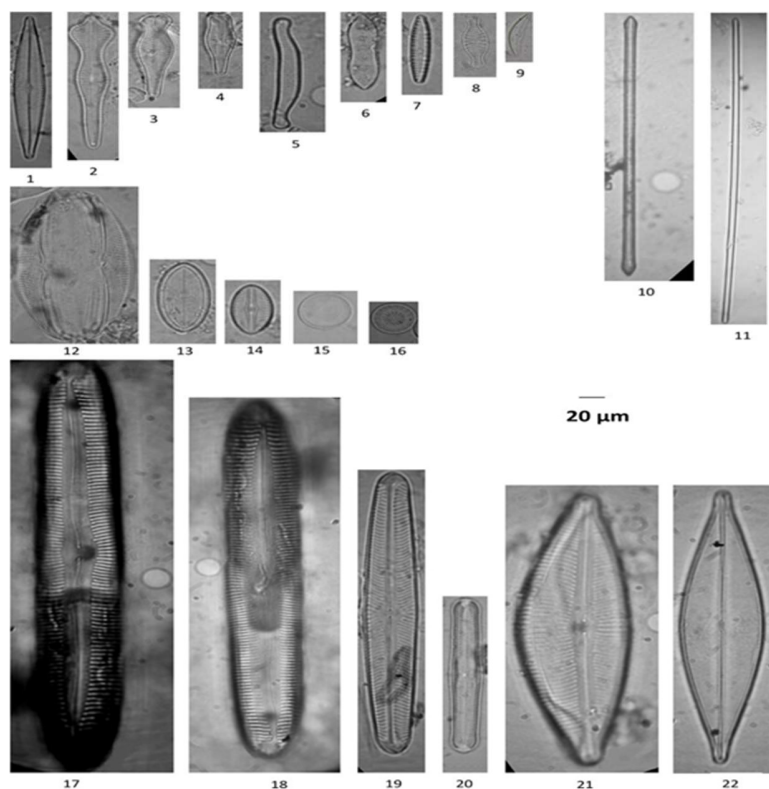


Figure 4 : Diatomées – 1 *Navicula angusta* – 2 *Gomphonema acuminatum* – 3 *Gomphonema capitatum* – 4 *Gomphonema pala* – 5 *Eunotia arcubus* – 6 *Cymatopleura solea* – 7 *Nitzschia denticula* – 8 *Planothidium dau*i – 9 *Cymbopleura inaequalis* – 10 *Ulnaria biceps* – 11 *Fragilaria capitata* – 12 *Amphora copulata* – 13 *Cocconeis placentula* – 14 *Cocconeis sp.* – 15 *Ellerbeckia arenaria* – 16 *Cyclotella radiosa* – 17 *Pinnularia viridis* – 18 *Pinnularia nobilis* – 19 *Pinnularia divergens* – 20 *Pinnularia gibba* – 21 *Cymbopleura inaequalis* – 22 *Craticula cuspidata* (Malinowska-Gniewosz *et al.*, 2018)

2.4.4. Embranchement des Euglenophyta (Euglènes)

Les Euglenophyta sont des microalgues unicellulaires eucaryotes présentes surtout dans les eaux douces riches en matière organique (Leedale, 1967). Elles possèdent un mode de nutrition mixotrophe, leur permettant de combiner photosynthèse et absorption de matière organique (Bennett & Triemer, 2002).

Elles ne possèdent pas de paroi cellulaire rigide mais une pellicule flexible qui leur donne une forme variable. Leur déplacement est assuré par un flagelle antérieur (Buetow, 1968).

Ecologiquement, elles sont fréquentes dans les milieux eutrophes et peuvent servir d'indicateurs de pollution organique (Dawson, 2011).



Figure 5: Quelques exemples d'Euglenophyceae – a *Euglena* – b.c *Trachelomonas* – d.e *Lepocinclis* – f.h *Phacus* (Ouattara *et al.*, 2023)

2.4.5. Embranchement des Dinophyta (Dinoflagellés)

Les Dinophyta, ou dinoflagellés, sont des microalgues eucaryotes principalement marines, mais également présentes dans les eaux douces, où elles constituent une part importante du phytoplancton (Taylor *et al.*, 2008).

Elles possèdent généralement deux flagelles assurant leur mobilité caractéristique. Ces microalgues contiennent principalement les chlorophylles a et c ainsi que des pigments accessoires tels que la péricidine et le β -carotène (Bellinger & Sigeo, 2010). Sur le plan nutritionnel, elles peuvent être photosynthétiques, hétérotrophes ou mixotrophes. Certaines espèces peuvent former des efflorescences (« marées rouges ») parfois toxiques pour les écosystèmes et la santé humaine (Anderson *et al.*, 2012).

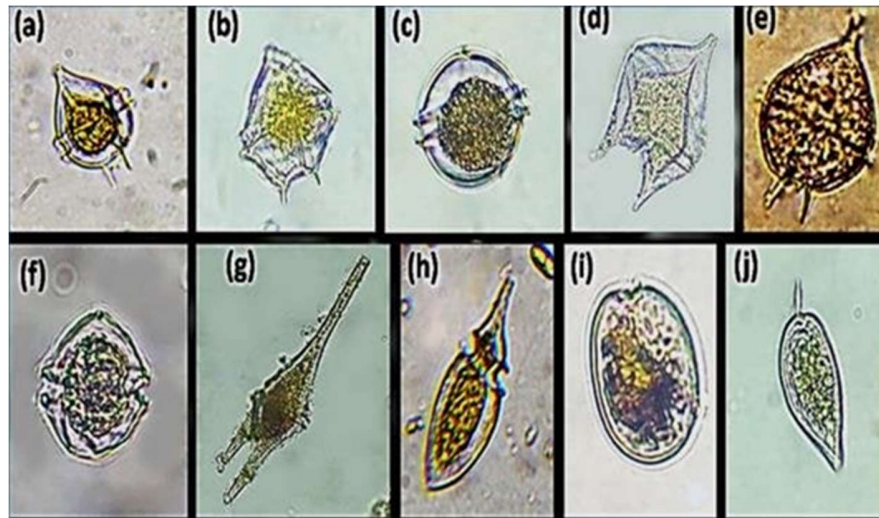


Figure 6: Quelques exemples de Dinophyta – a *Protoperidinium granii* – b *P. leonis* – c *P. minutum* – d *P. claudicans* – e *P. cerasus* – f *Alexandrium fundyense* – g *Ceratium furca* – h *Oxyphysis oxytoxoides* – i *Prorocentrum lima* – j *P. gracile* (Mofeed, 2020)

2.5 Croissance des microalgues :

La croissance des microalgues peut être définie comme l'augmentation du nombre de cellules au fil du temps. En conditions de culture discontinue (batch), celle-ci suit un profil caractéristique formé par quatre étapes successives : la phase de latence, la phase exponentielle, la phase stationnaire et la phase de déclin (Andersen, 2005 ; Richmond, 2004).

2.5.1. Phase de latence

La phase de latence est la période pendant laquelle les cellules s'adaptent aux nouvelles conditions du milieu. Au cours de cette phase, la croissance est encore très faible et les divisions cellulaires se produisent lentement.

2.5.2. Phase exponentielle

C'est la phase pendant laquelle une multiplication active se produit en présence de conditions favorables. Les nutriments sont présents en quantités suffisantes et la croissance atteint son niveau maximal.

2.5.3. Phase stationnaire

La phase stationnaire se développe lorsque certains paramètres de croissance deviennent limitants (nutriments et/ou lumière). Le taux de croissance commence à diminuer et s'équilibre avec le taux de mortalité.

2.5.4. Phase de déclin

La phase de déclin est associée à une diminution du nombre de cellules vivantes à cause de l'épuisement des nutriments et de l'accumulation d'inhibiteurs dans le milieu de culture.

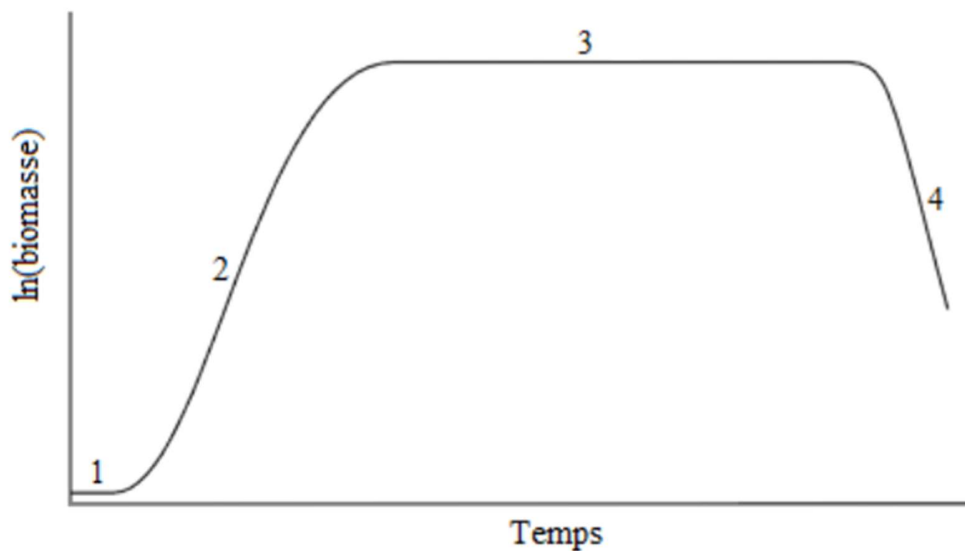


Figure 07 : Les phases de croissance des microalgues (FAO 1996)

2.6 facteurs de croissance des microalgues :

2.6.1. Température :

La température est considérée comme l'un des facteurs environnementaux les plus importants qui influencent le taux de croissance des algues la taille des cellules la composition biochimique et les besoins en nutriments 20°C à 35°C bien que certaines espèces mésophiles puissent supporter jusqu'à 40°C En dessous de la température optimale le rendement de la souche est réduit mais la surchauffe des cultures a été identifiée comme critique car elle peut endommager les cellule (Deb, U. K.2020).

2.6.2. pH :

Le pH influence la disponibilité des nutriments et l'activité métabolique des microalgues. La plupart des espèces se développent dans des milieux neutres à légèrement alcalins, avec un pH généralement compris entre 7 et 9 (Borowitzka *et al.*, 2016).

2.6.3. Lumière :

La disponibilité de la lumière est le facteur le plus important dans la croissance et la productivité des micro-organismes photosynthétiques. Comme la lumière est l'apport d'énergie principal pour micro-organismes photosynthétiques, il doit être maximisé pour un meilleur rendement. La croissance des microalgues est déterminée par la photosynthèse taux, qui est une fonction directe de l'éclairement énergétique auquel les cellules sont exposées dans la culture (Deb, U. K.2020).

2.6.4. Conductivité :

La conductivité électrique dépend de la quantité d'ions présents dans l'eau. Plus leur concentration est importante, plus l'eau conduit le courant électrique. Elle permet également d'avoir une idée du niveau de salinité et de minéralisation du milieu. (Chapman, 1996).

2.6.5. Microéléments

Les microéléments sont nécessaires à la croissance des microalgues, même en faibles quantités (Becker, 1994).

- **Fer** : Photosynthèse, respiration et transport des électrons.
- **Manganèse** : Réactions enzymatiques liées à la photosynthèse.
- **Zinc** : Fonctionnement de nombreuses enzymes.
- **Cuivre** : Transferts d'électrons et métabolisme cellulaire.

- **Molybdène** : Assimilation et métabolisme de l'azote.

2.6.6. Macro-nutriments :

Les macro-nutriments sont nécessaires en quantités élevées pour la croissance des microalgues et le déroulement de leurs activités métaboliques (Richmond, 2004).

- **Carbone** : photosynthèse et production de matière organique.
- **Azote** : synthèse des protéines, des enzymes et des acides nucléiques.
- **Phosphore** : structure de l'ADN et de l'ARN, et implication dans les échanges énergétiques cellulaires
- **Soufre** : il entre dans la composition de certains acides aminés et contribue à la formation des protéines.
- **Magnésium** : présent au centre de la molécule de chlorophylle, le magnésium est aussi impliqué dans l'activité de nombreuses enzymes.

2.7 Modes de vie et stratégies biologiques

2.7.1 Photosynthèse

La photosynthèse est le mode de nutrition des microalgues autotrophes. Ce processus a lieu dans les chloroplastes, où des pigments photosynthétiques tels que les chlorophylles et les caroténoïdes absorbent l'énergie lumineuse. Cette énergie est convertie en énergie biochimique et utilisée pour la fixation du CO₂ ainsi que pour la synthèse de matière organique, avec libération d'O₂. Les composés organiques produits contribuent à la croissance cellulaire. En l'absence de lumière, les microalgues utilisent des composés organiques synthétisés lors de la photosynthèse pour assurer leur respiration (Masojídek *et al.*, 2013 ; Dubinsky *et al.*, 1986).

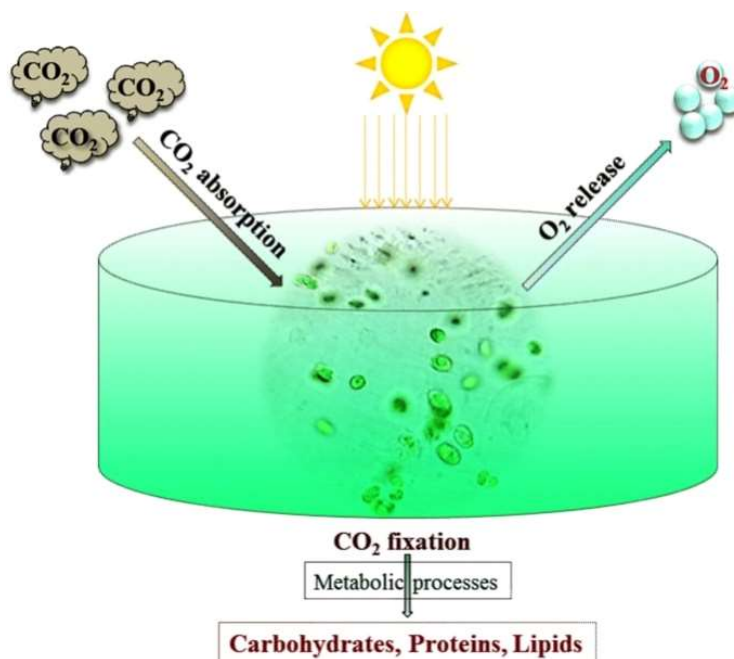


Figure 8 : Schéma de la photosynthèse chez les microalgues, de la fixation du CO₂ à la production de biomolécules (Khoo *et al.*, 2021)

2.7.2 Reproduction :

La reproduction chez les microalgues est soit sexuée, soit asexuée, ce qui dépend de l'espèce et de l'environnement. La reproduction asexuée se produit le plus souvent ; elle est due à la division cellulaire mitotique, qui conduit à une augmentation rapide de la biomasse lorsque les conditions sont bonnes. Certains types coloniaux peuvent aussi se reproduire par fragmentation.

D'autre part, la reproduction sexuelle est déclenchée pendant les périodes de stress ou lorsque les ressources sont épuisées. Pour ce type, les gamètes haploïdes fusionnent pour créer un zygote diploïde. La cellule passe ensuite par la méiose pour revenir au stade haploïde et augmenter la diversité génétique dans la population.

Dans l'ensemble, le passage entre les méthodes asexuées et sexuées permet aux microalgues de se développer rapidement tout en restant adaptables à des environnements changeants (Andersen, 2005 ; Lee, 2008 ; Raven *et al.*, 2017).

2.8 Applications des microalgues :

2.8.1. Alimentation et nutrition :

En nutrition, les microalgues sont utilisées pour leur forte teneur en protéines de qualité, en acides aminés essentiels, en vitamines et en minéraux. Elles donnent aussi de l'énergie grâce aux glucides qu'elles contiennent, et présentent des propriétés intéressantes du fait de certains pigments. C'est la raison pour laquelle on les intègre aussi bien comme compléments alimentaires qu'en ingrédients fonctionnels (Becker, 1994).

2.8.2. Industrie pharmaceutique et cosmétique :

Dans l'industrie pharmaceutique et cosmétique, les acides gras EPA et DHA sont largement utilisés en raison de leurs bienfaits pour la santé. De plus, les pigments photosynthétiques comme les caroténoïdes et les chlorophylles sont appréciés pour leurs fortes propriétés antioxydantes. Cela les rend très utiles dans les produits de santé et de beauté. Ces composés protègent les cellules et ralentissent le vieillissement de la peau (Borowitzka, 2013).

2.8.3. Agriculture et biofertilisants :

La biomasse de microalgues, riche en protéines, glucides et composés bioactifs, agit comme un biofertilisant naturel. Elle améliore la fertilité du sol et la croissance des plantes en ajoutant des nutriments et en améliorant les processus du sol. De plus, certaines espèces aident à fixer l'azote et rendent les cultures plus résistantes dans des conditions difficiles (Chiaiese *et al.*, 2018).

2.8.4. Production de biocarburants :

Les microalgues sont une excellente source pour la production de biocarburants car elles stockent beaucoup de lipides et de glucides. Ceux-ci se transforment respectivement en biodiesel et en bioéthanol. De plus, leur croissance rapide et l'efficacité de la photosynthèse en font de solides candidats pour une alternative énergétique durable (Chisti, 2007).

2.8.5. Traitement des eaux usées et bioremédiation :

Les microalgues contribuent à la propreté de l'eau en absorbant des nutriments inorganiques comme l'azote et le phosphore, un processus lié à leur photosynthèse. Ainsi, elles réduisent la pollution et améliorent la qualité de l'eau tout en produisant également de l'oxygène (Ronga *et al.*, 2014).

2.8.6. Production de molécules à haute valeur ajoutée :

Les microalgues sont une source clé d'antioxydants et de composés fonctionnels comme des pigments, des protéines, des polysaccharides et des vitamines. Ces composés présentent un intérêt important dans les secteurs alimentaire, pharmaceutique et biotechnologique (Kratzer & Murkovic, 2021).

Matériel et méthodes

3. MATERIEL ET METHODES :

3.1 Présentation de la zone d'étude :

Pour la réalisation de cette étude, deux échantillons d'eau ont été prélevés au niveau de deux barrages de la wilaya de Relizane, à savoir le barrage de Sidi M'hamed Benaouda ($35^{\circ}34'22.18''\text{N}$ $0^{\circ}35'19.77''\text{E}$) et le barrage de Gargar ($35^{\circ}57'33.25''\text{N}$ $0^{\circ}57'39.91''\text{E}$). Ces deux sites ont été retenus en raison de leur importance dans le stockage des ressources hydriques de la région et de leur intérêt pour l'étude de la biodiversité microalgale présente dans les eaux de surface.

- **Barrage Sidi M'hamed Benaouda :**

Le barrage de Sidi M'hamed Benaouda se trouve dans la wilaya de Relizane, à une distance de 20 km de la ville chef-lieu et à côté du village portant le même nom. Il est implanté sur l'oued Mina, qui est tributaire de l'oued Chelif. Sa coulée s'effectue du sud au nord et date de 1978. Il s'agit d'un barrage en enrochement utilisant les eaux de surface pour le stockage.

Sa capacité peut atteindre 235 millions de m^3 pour la régulation des eaux des oueds. Les principales activités de cette installation sont l'approvisionnement en eau potable des cités avoisinantes et l'irrigation des champs agricoles autour de la Mina (Fig. 9 et 10).



Figure 9 : Localisation du barrage de Sidi M'hamed Benaouda (Remini, 2013 ; Google Earth, 2026)

- **Barrage de Gargar**

Le barrage de Gargar est situé dans la commune d'Oued Rhiau, dans la wilaya de Relizane. Sa construction a été réalisée entre 1984 et 1988, et sa mise en service date de 1989. C'est un barrage en remblai. Ce barrage est principalement destiné à l'irrigation des terres agricoles ainsi qu'à l'approvisionnement en eau potable. Il dispose d'une grande capacité de stockage, estimée à environ 450 millions de m³ (fig. 10).



Figure 10 : Localisation du barrage de Gargar (Google Earth, 2026).

3.2 Échantillonnage :

Le prélèvement des échantillons d'eau a été effectué durant le mois d'avril 2026, dans les réservoirs de Sidi M'hamed Benaouda et de Gargar à environ 50 cm de profondeur, en 3 différents points du site. Le prélèvement a été effectué dans des bouteilles en verre stériles de 500 mL, à raison de 6 échantillons par site. Après prélèvement, les bouteilles furent ensuite scellées, et transportées dans une glacière rapidement au laboratoire.

3.3 La préparation des milieux de culture :

Dans cette expérience, nous avons utilisé quatre milieux de culture : les milieux liquides F/2 Guillard (tableau 1), Zarrouk (tableau 4) et BG11(tableau 5), ainsi que le milieu gélosé F/2 Guillard.

- **Milieu F/2 Guillard** : Pour 1 L d'eau distillée stérile, ajouter :

Tableau 01 : Composition de milieu de f/2 (Guillard & Ryther, 1963)

Volume	Composés	Concentration de la solution stock Stérile	Concentration finale dans le milieu
1ml	NaNO ₂	75 g/L	8,82. 10 ⁻⁴ M
1 ml	Na ₂ HPO ₄	5 g/L	3,62. 10 ⁻⁵ M
1 ml	Solution Métaux lourds	Ci-dessous	
1 ml	Solution de vitamine	Ci-dessous	

Tableau 02: Composition de la solution de métaux lourds

Volume ou poids	Composés	Concentration de la Solution stock	Concentration finale dans le milieu
3,14 g	FeCl ₃	/	1.10 ⁻⁵ M
4,36 g	NaEDTA	/	
1ml	CuSO ₄	9,8 g/L	3,93.10 ⁻⁸ M
1ml	NaMoO ₄	6,3 g/L	2,6.10 ⁻⁸ M
1ml	CoCl ₂	10 g/L	4,20.10 ⁻⁸ M
1ml	MnCl ₂	18 g/L	9,10.10 ⁻⁷ M
1ml	ZnSO ₄	22 g/L	7,65.10 ⁻⁸ M

Tableau 03: Composition de la solution de vitamines

Volume ou poids	Composés	Concentration de la solution stock	Concentration finale dans le milieu
1 ml	Cyanocobalamin (B12)	0, 5 g/L	$3,69.10^{-10}$ M
5ml	Biotin (H)	0,1 g/L	$2,04.10^{-9}$ M
100 mg	Thiamine HCl (B1)	-	$2,96.10^{-7}$ M

- **Milieu Zarrouk modifié :** Pour 1 L d'eau distillée stérile, ajouter :

Tableau 04 : Composition du milieu Zarrouk modifié (Cogne *et al.*, 2003)

Composé	Quantité pour 1L d'eau distillée
K ₂ HPO ₄	0,5 g
NaHCO ₃	10,5 g
Na ₂ CO ₃	7,6 g
NaCl	1,0 g
CaCl ₂	0,03 g
K ₂ SO ₄	1,0 g
MgSO ₄ ·7H ₂ O	0,2 g
NaNO ₃	2,5 g
EDTA	0,08 g
FeSO ₄ ·7H ₂ O	0,01 g
Solution d'oligo-éléments	1 mL

- **Milieu BG11:** Pour 1 L d'eau distillée stérile, ajouter:

Tableau 05 : Composition du milieu BG-11 (Allen et Stanier, 1968)

Composé	Quantité pour 1L d'eau distillée
NaNO ₃	1,5 g
K ₂ HPO ₄	31 mg
MgSO ₄ ·7H ₂ O	75 mg
CaCl ₂ ·2H ₂ O	36 mg
Acide citrique	7 mg
Na ₂ EDTA	1 mg
Na ₂ CO ₃	20 mg
Citrate de fer ammoniacal	6 mg
Solution de sels métalliques	1 mL

3.4 Enrichissement

Un volume de 100 mL d'échantillon est additionné à 250 mL de chaque milieu de culture, à savoir le milieu liquide F/2 de Guillard, le milieu BG-11 et le milieu Zarrouk modifié, pour permettre un enrichissement des différentes microalgues.

Les microalgues ont été cultivées dans une chambre de culture avec une température de 23 ± 1 °C et une intensité lumineuse de $100 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. La photopériode était de 8/16 heures et l'oxygénation était effectuée lors de l'étape de lumière par un oxygénateur d'aquarium.



Figure 11 : chambre de culture des microalgues

3.5. Isolement et purification :

Pour la phase d'isolement et de purification, une suspension a été préparée à partir de 50 μL de chaque culture enrichie, puisensemencée par la technique d'inondation sur des boîtes de Pétri contenant le milieu F/2 Guillard gélosé.

Les microcolonies obtenues ont ensuite été repiquées sur de nouvelles boîtes contenant le même milieu afin d'assurer leur purification.

Les cultures ont été incubées dans une chambre de culture à 23 ± 1 °C, sous une intensité lumineuse de $100 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, avec une photopériode de 8 h de lumière suivies de 16 h d'obscurité.

3.6. Étude morphologique et pré-identification taxonomique :

La pré-identification des microalgues trouvés dans les échantillons naturels a été réalisée sur la base d'observation par amplification $\times 400$, au microscope inverse équipé d'un appareil photos/camera (fig. 12).

Parmi les critères morphologiques étudiés figurent la forme et la taille des cellules, leur disposition et organisation, ainsi que la pigmentation, la structure des chloroplastes et les caractéristiques des cellules végétatives.

Le processus d'identification des microalgues a été fait à partir de livres taxonomiques dédiés, dont la collection « Easy identification of the Most Common Freshwater Algae » (Janse van Vuuren *et al.*, 2006) et le livre *Freshwater Algae: Identification and Use as Bioindicators* (Bellinger & Sigeo, 2010).



Figure 12: Microscope inversé et ordinateur utilisés pour l'observation des microalgues

Résultats

4. RESULTATS

4.1. Enrichissement dans les milieux de culture :

Après sept jours d'incubation, une croissance microalgale nette a été observée dans les milieux F/2 de Guillard et BG11, attestée par l'apparition d'une coloration verte intense, alors qu'aucun développement n'a été mis en évidence dans le milieu de Zarrouk. Cette différence de comportement s'explique principalement par la composition chimique très spécifique de ce dernier et par les exigences écophysiologiques de la microflore locale (fig. 13).

Le milieu de Zarrouk a été initialement formulé pour la culture de *Arthrospira* (*Spirulina*) et se caractérise par des concentrations élevées en bicarbonate de sodium (NaHCO_3 : 10,5 g/L) et en carbonate de sodium (Na_2CO_3 : 7,6 g/L), qui confèrent au milieu un pH très alcalin, généralement compris entre 9 et 10. Ces conditions reproduisent les environnements naturels des lacs sodiques où *Arthrospira platensis* prospère, mais se révèlent inadaptées à la plupart des taxons identifiés dans les barrages de Sidi M'hamed Benaouda et de Gargar, essentiellement des Chlorophyta (*Chlorella*, *Scenedesmus*, *Pediastrum*, *Tetraedron*, *Ankistrodesmus*) et des diatomées (*Navicula*, *Fragilaria*), qui se développent préférentiellement dans des milieux neutres à modérément alcalins.

À l'inverse, les milieux F/2 de Guillard et BG11, classiquement décrits comme des milieux « standards » pour les microalgues d'eau douce, présentent des compositions ioniques et des pH compatibles avec une large gamme de *Chlorophyta* et de cyanobactéries non extrémophiles. Ils se sont ainsi révélés adéquats pour l'enrichissement de la flore microalgale locale, permettant la multiplication de nombreux taxons, notamment des genres *Chlorella* et *Scenedesmus*, largement utilisés en biotechnologie et en études de dépollution.

Même si une cyanobactérie du genre *Oscillatoria* a été identifiée dans le barrage de Gargar, toutes les cyanobactéries ne tolèrent pas les niveaux d'alcalinité et de salinité du milieu de Zarrouk, spécialement optimisé pour *Arthrospira*. Dans ce contexte, l'absence de croissance dans ce milieu confirme son caractère fortement sélectif et souligne l'intérêt de privilégier des milieux plus généralistes pour la mise en culture de la biodiversité microalgale des barrages étudiés.



Figure 13 : Enrichissement des microalgues dans les milieux F/2 Guillard, BG11 et Zarrouk après 7 jours de culture

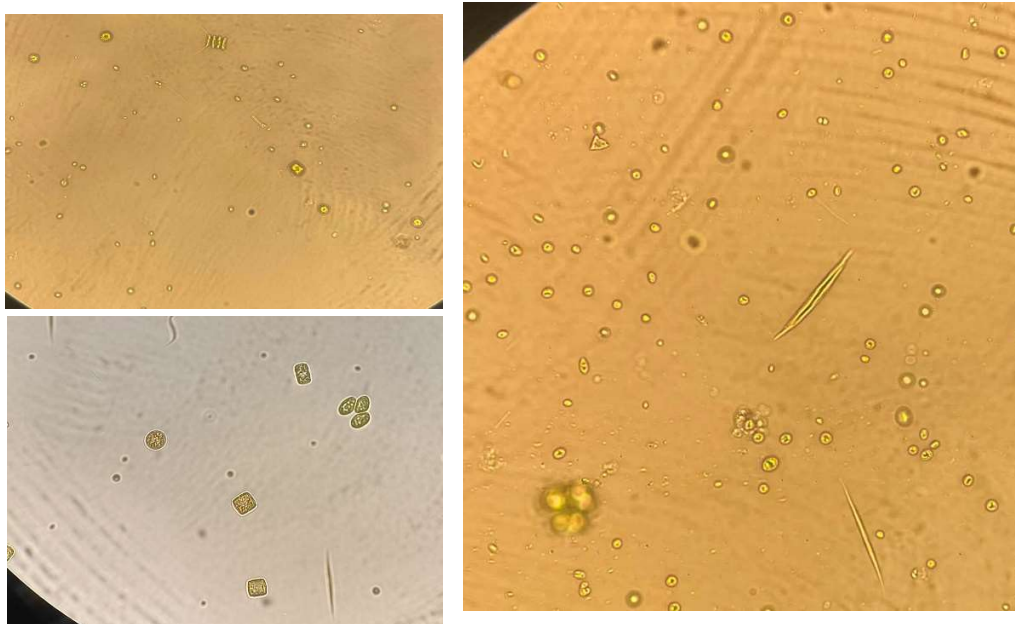


Figure 14 : Échantillon d'eau enrichi observé au microscope inversé ($\times 400$)

4.2. Pré-identification des microalgues:

L'observation microscopique des échantillons d'eau issus des barrages de Sidi M'hamed Benaouda et de Gargar a permis de mettre en évidence une flore phytoplanctonique diversifiée. Au total, 13 taxons appartenant à différents groupes (*Chlorophyta*, *Bacillariophyta*, *Euglenophyta* et *Cyanobacteria*) ont été recensés, ce qui témoigne d'une diversité spécifique notable dans ces deux milieux aquatiques.

Au barrage de Sidi M'hamed Benaouda, les genres *Pediastrum* sp., *Scenedesmus*, *Chlorella*, *Tetraedron* sp., *Ankistrodesmus* et *Euglena* sp. ont été identifiés, traduisant une dominance d'algues vertes complétée par la présence d'*Euglenophyta*. Au barrage de Gargar, la flore observée est principalement constituée de diatomées (*Navicula* sp., *Fragilaria* sp., *Nitzschia*) et de *Chlorophyta* (*Pandorina*, *Treubaria*, *Monoraphidium*), auxquelles s'ajoute la cyanobactérie filamenteuse *Oscillatoria*.

4.2.1 Échantillonnage de l'eau du barrage de Sidi M'hamed Benaouda:

L'analyse microscopique des échantillons d'eau du barrage de Sidi M'hamed Benaouda a permis de distinguer plusieurs genres de microalgues du phytoplancton : *Pediastrum* sp., *Scenedesmus*, *Chlorella*, *Tetraedron* sp., *Ankistrodesmus* et *Euglena* sp.

1) *Pediastrum* sp:

Le genre *Pediastrum* forme des colonies discoïdales ou étoilées (cénobes) constituées de 2 à 128 cellules disposées en une seule couche selon un schéma très régulier. Les cellules centrales sont polygonales, tandis que les cellules périphériques portent des prolongements (lobes, cornes, processus) dont la forme et l'agencement sont utilisés pour distinguer les différentes espèces. (Smith, 1950 ; Komárek & Jankovská, 2001). Chaque cellule possède un chloroplaste pariétal muni d'un ou plusieurs pyrénoides, généralement unique chez les jeunes individus puis multiple à maturité, et une paroi épaisse pouvant être lisse, granuleuse ou épineuse, ce qui favorise la préservation des restes dans les sédiments (Blokker *et al.*, 1998 ; Komárek & Jankovská, 2001). La reproduction asexuée se fait par production de zoospores, tandis que la reproduction sexuée repose sur l'isogamie (Smith, 1950 ; John *et al.*, 2011). Longtemps fondée sur la seule morphologie

coloniale, la classification du genre a été profondément révisée par les analyses phylogénétiques, qui ont mis en évidence son caractère polyphylétique et conduit à la description de genres apparentés tels que *Pseudopediastrum*, *Monactinus*, *Stauridium* et *Lacunastrum* (Buchheim *et al.*, 2005 ; McManus *et al.*, 2011 ; Jena *et al.*, 2014).

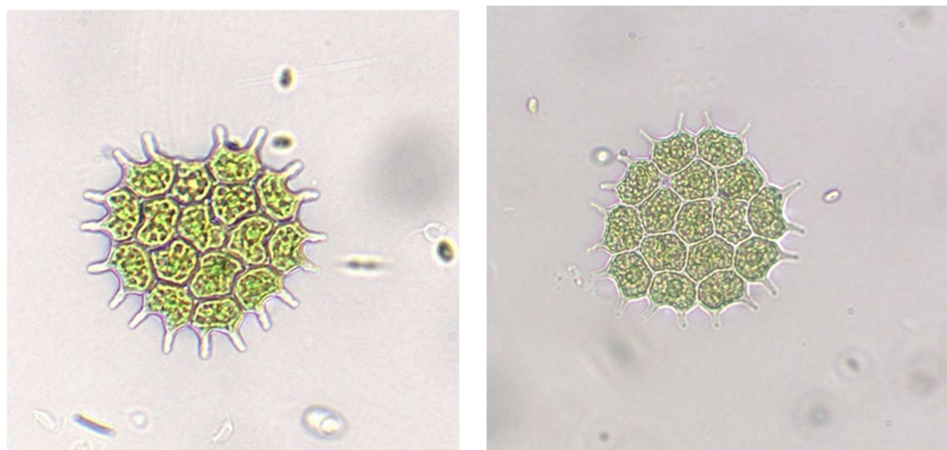


Figure 15 : Observation de *Pediastrum sp.* au microscope inversé ($\times 400$)

2) *Scenedesmus*:

Scenedesmus regroupe des algues vertes coloniales de la famille des *Scenedesmaceae*, très fréquentes dans les eaux douces. Les colonies sont formées de cellules alignées en groupes symétriques de 4, 8, 16 ou 32 éléments, parfois munies d'épines ou de soies selon les espèces, la reproduction se faisant par autospores immobiles. Ce mode de croissance colonial constitue un caractère clé pour l'identification du genre (Richmond & Becker, 1986).

Sur le plan écologique, *Scenedesmus* se développe préférentiellement dans des milieux riches en nutriments et en matière organique, comme les eaux usées et les effluents agricoles, où il peut intervenir dans les processus de dépollution en association avec les bactéries (Pouliot *et al.*, 1986 ; Buelna *et al.*, 1987).

Ce genre est largement étudié pour son potentiel en bioremédiation (notamment vis-à-vis des métaux lourds et de certains contaminants organiques), même si sa valorisation industrielle reste limitée par la difficulté de récupération de la biomasse et la résistance de sa paroi cellulaire (Lavoie & de la Noue, 1983 ; Proulx & de la Noue, 1985 ; Buelna *et al.*, 1987).

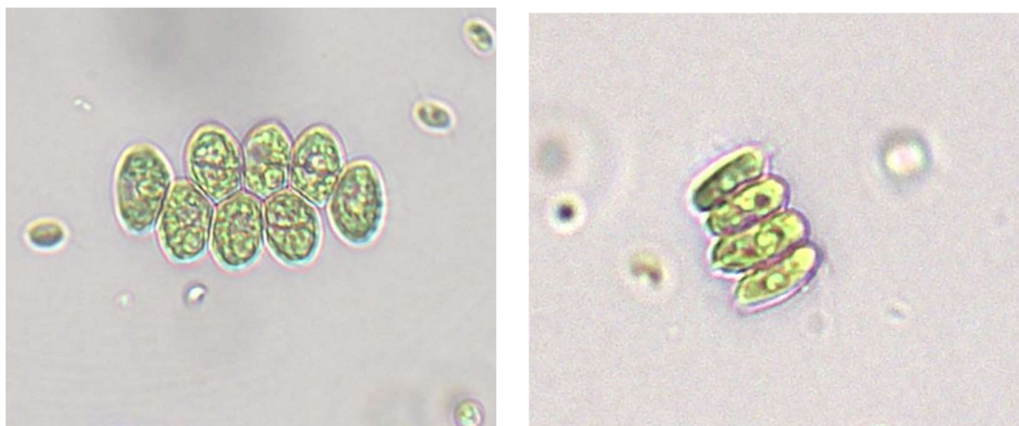


Figure 16: Observation microscopique de *Scenedesmus sp.* au microscope inverse ($\times 400$)

3) *Chlorella*:

Chlorella est un genre de microalgues vertes unicellulaires de la famille des Chlorellaceae, très répandu dans les eaux douces. Les cellules, isolées, sont sphériques ou ovales, de petite taille (2 à 10 μm de diamètre), dépourvues de flagelles et dotées d'une paroi épaisse protégeant un chloroplaste périphérique pourvu d'un pyrénioïde proéminent (Yukesh Kannah *et al.*, 2021 ; Safi *et al.*, 2014). La reproduction se fait par autosporulation, chaque cellule mère donnant naissance à plusieurs autospores libérées après rupture de la paroi (Safi *et al.*, 2014).

Bien que la classification de *Chlorella* ait longtemps reposé sur des critères morphologiques simples, des études moléculaires ont révélé une diversité génétique importante au sein du genre et permis de mieux distinguer les différentes lignées (Bock *et al.*, 2011).

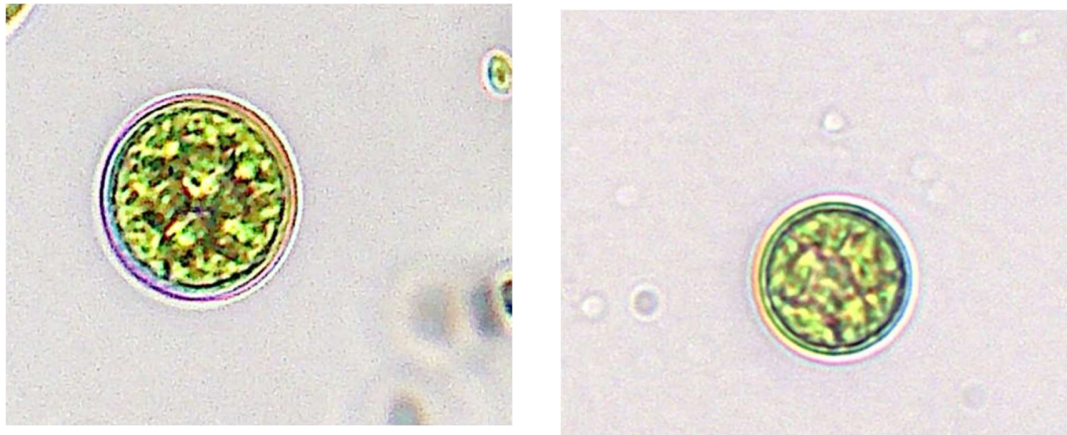


Figure 17 : Observation microscopique de *Chlorella sp.* au microscope inverse (×400)

4) *Tetraedron sp.*:

Tetraedron est un genre de *Chlorophyceae* microscopiques associé aux eaux douces et au phytoplancton. Les cellules, généralement isolées, présentent une morphologie anguleuse (triangulaire ou polygonale selon l'espèce), entourées d'une paroi rigide et pourvues d'un chloroplaste pariétal muni d'un pyrénoïde. La reproduction est asexuée, par division cellulaire, et l'identification du genre repose principalement sur la forme et la taille des cellules (John *et al.*, 2011 ; Graham *et al.*, 2016).

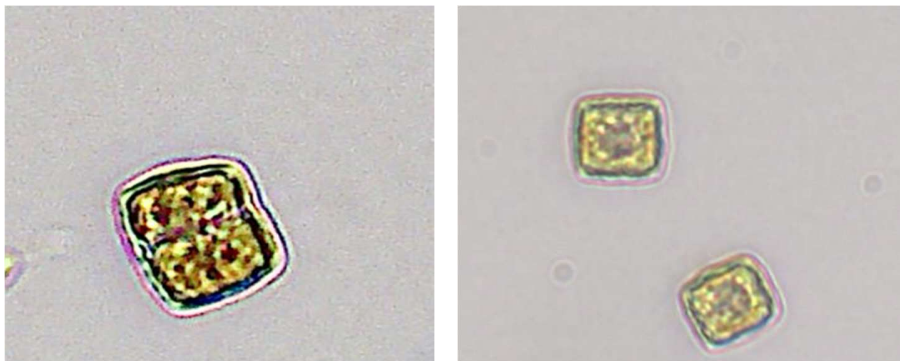


Figure 18 : Observation microscopique de *Tetraedron sp.* au microscope inverse (×400)

5) *Ankistrodesmus*:

Le genre *Ankistrodesmus*, appartenant à la famille des Selenastraceae, est couramment observé dans les communautés phytoplanctoniques d'eau douce. Les cellules sont longues, fines, souvent fusiformes, isolées ou rassemblées en petits faisceaux, avec un chloroplaste pariétal unique et une reproduction asexuée par division cellulaire. La détermination du genre repose sur le contour, la courbure et la disposition des cellules (Komárek & Fott, 1983 ; John *et al.*, 2011).



Figure 19: *Ankistrodesmus* observé au microscope inversé, grossissement 400

6) *Euglena* sp:

Euglena est un euglénozoaire unicellulaire fréquent dans les eaux douces riches en matière organique. Il présente un mode de nutrition mixotrophe, combinant photosynthèse en présence de lumière et utilisation de la matière organique dissoute lorsque la lumière devient limitante. La cellule possède un flagelle assurant la locomotion et un stigmat (ocelle) permettant la perception de la lumière et l'orientation vers la source lumineuse ; la reproduction est asexuée par division longitudinale (Hoek *et al.*, 1995 ; Raven *et al.*, 2013 ; Prescott *et al.*, 2017).



Figure 20: *Euglena sp.* observée au microscope inversé ($\times 400$)

4.2.2 Échantillonnage de l'eau de Gargar :

L'observation des échantillons d'eau prélevés au niveau du barrage de Gargar a permis d'identifier les genres *Navicula sp.*, *Fragilaria sp.*, *Pandorina*, *Nitzschia*, *Treubaria*, *Monoraphidium* et *Oscillatoria*. Cet assemblage reflète une co-occurrence de diatomées, d'algues vertes unicellulaires ou coloniales et de cyanobactéries filamenteuses.

1) *Navicula sp.*:

Navicula regroupe des diatomées unicellulaires largement distribuées dans les eaux douces, mais également présentes en milieu marin. Les cellules sont entourées d'un frustule siliceux constitué de deux valves emboîtées, conférant une morphologie allongée caractéristique. Munies de chloroplastes, ces microalgues réalisent la photosynthèse et certaines espèces possèdent un raphé qui permet un déplacement lent sur les substrats. La reproduction se fait principalement par

division cellulaire, ce qui favorise la colonisation des surfaces et la participation de *Navicula* aux communautés benthiques et planctoniques (Kociolek et Spaulding, 2003).

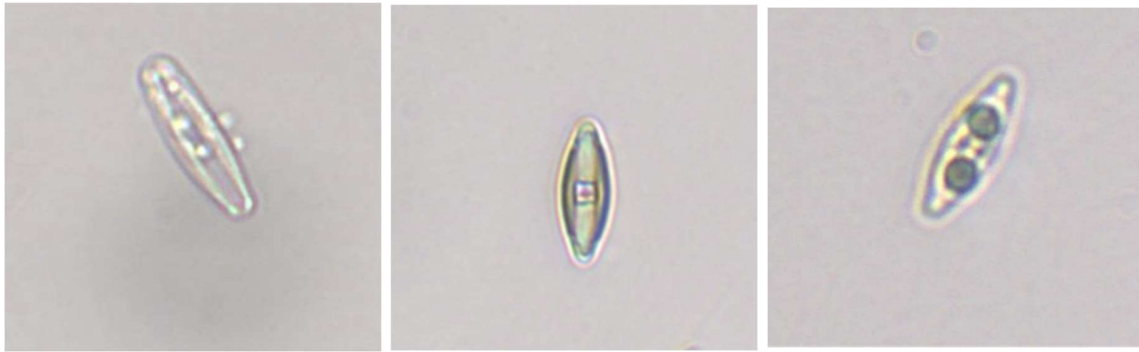


Figure 21 : *Navicula* sp. observée au microscope inverse ($\times 400$)

2) *Fragilaria* sp:

Fragilaria est un genre de diatomées unicellulaires typiquement rencontré dans les eaux douces, où les cellules peuvent être libres ou fixées. Comme chez les autres diatomées, la cellule est protégée par un frustule en silice formé de deux parties, et la présence de chloroplastes permet la réalisation de la photosynthèse. Les individus s'assemblent souvent en chaînes, ce motif colonial étant caractéristique du genre ; la reproduction se fait principalement par division cellulaire. (Round *et al.*, 1990).

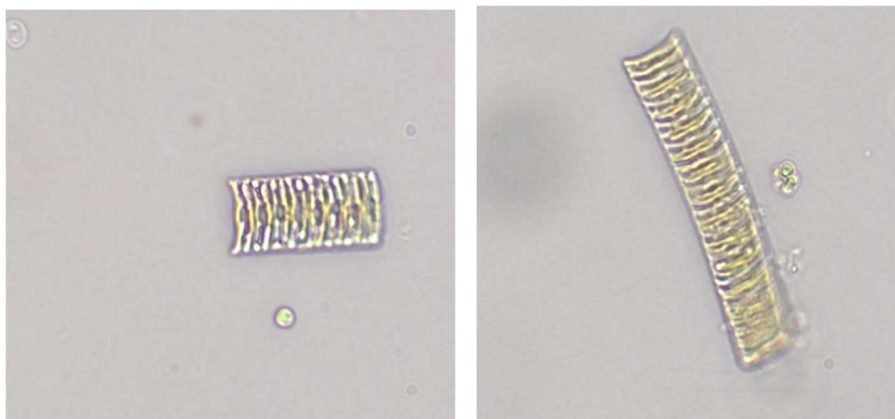


Figure 22 : *Fragilaria* sp. observée au microscope inversé ($\times 400$)

3) *Pandorina*:

Pandorina est une algue verte coloniale des *Chlorophyceae*, fréquente dans les eaux douces riches en nutriments. Elle forme de petites colonies sphériques composées de cellules identiques incluses dans une matrice gélatineuse, chaque cellule possédant deux flagelles assurant la locomotion coordonnée de la colonie. Les chloroplastes permettent la photosynthèse et la reproduction se fait principalement par division des cellules au sein de la colonie, donnant naissance à de nouvelles colonies (Bold & Wynne, 1985).

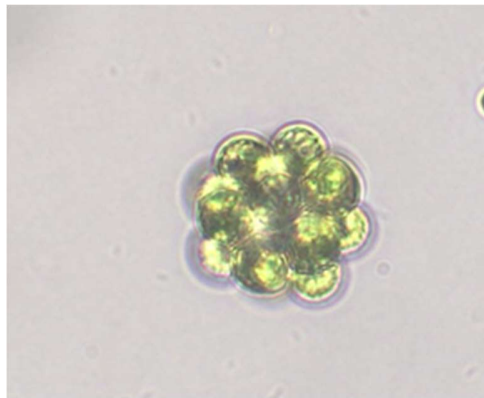


Figure 23 : *Pandorina sp.* observée au microscope inversé (×400)

4) *Nitzschia*:

Nitzschia est un genre de diatomées unicellulaires présent dans une grande variété de milieux aquatiques, depuis les eaux douces jusqu'aux eaux marines et parfois dans des conditions environnementales plus contraignantes. Les cellules possèdent un frustule siliceux bipartite, et de nombreuses espèces sont dotées d'un raphé assurant un mouvement glissé sur les surfaces. Grâce à leurs chloroplastes, ces diatomées contribuent à la production primaire et sont souvent utilisées comme indicateurs de la qualité de l'eau dans les études écologiques (Round *et al.*, 1990 ; Hasle & Syvertsen, 1997).

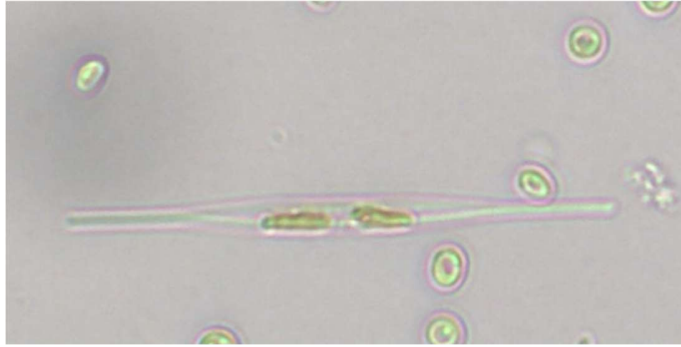


Figure 24 : *Nitzschia* sp. observée au microscope inversé (×400)

5) *Treubaria*:

Treubaria est un genre d'algues vertes unicellulaires microscopiques des Chlorophyceae, essentiellement associé aux eaux douces et au phytoplancton. Les cellules, isolées, présentent des prolongements et des épines qui leur confèrent une silhouette caractéristique, et contiennent des chloroplastes chlorophylliens assurant la photosynthèse (Prescott *et al.*, 2017).

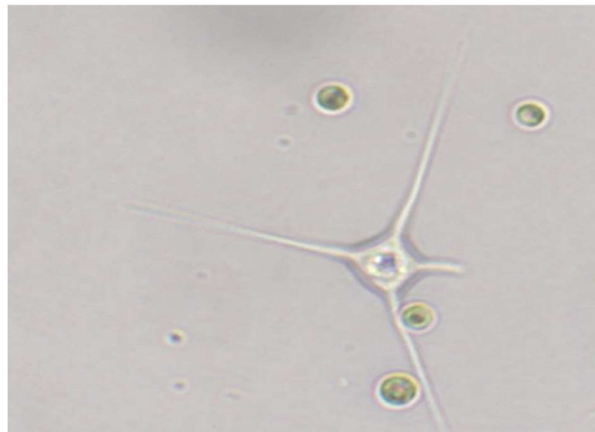


Figure 25: *Treubaria* sp. observée au microscope inversé (×400)

6) *Monoraphidium*:

Monoraphidium *Monoraphidium* est un genre d'algues vertes unicellulaires des Chlorophyceae, largement répandu dans les eaux douces. Les cellules sont allongées, fines, parfois fusiformes, généralement observées isolées, et renferment un chloroplaste chlorophyllien permettant la photosynthèse ; la reproduction se fait par division cellulaire (Komárek & Fott, 1983).



Figure 26 : *Monoraphidium* sp. observée au microscope inversé (×400)

7) *Oscillatoria*:

Oscillatoria est une cyanobactérie filamenteuse (algue bleue) classée parmi les Cyanophyceae, présente dans les eaux douces riches en nutriments mais aussi en milieux saumâtres. Les filaments sont constitués de cellules alignées dépourvues de flagelles, la locomotion se faisant par un mouvement de glissement lent. Dotée de chlorophylle a et de pigments phycobiliniques, *Oscillatoria* réalise une photosynthèse oxygénique et peut, dans certaines conditions, former des blooms importants qui modifient fortement la qualité de l'eau (Whitton, 2012 ; Prescott *et al.*, 2017).

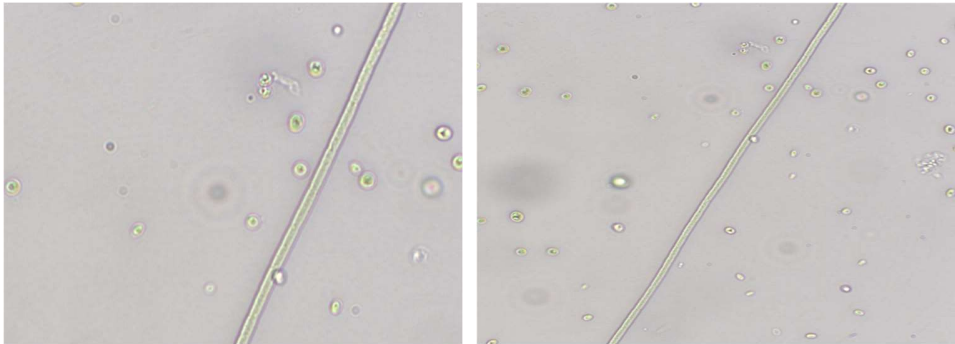


Figure 27 : *Oscillatoria sp.* observée au microscope inversé (×400)

4.3 Isolement sur milieu solide:

L'isolement des microalgues a été effectué après la phase d'enrichissement sur milieux liquides BG11 et F/2 de Guillard, par ensemencement sur milieu solide F/2 de Guillard gélosé en boîtes de Petri. La culture issue du milieu BG11 a présenté une croissance abondante caractérisée par l'apparition de nombreuses colonies isolées de petite taille (inférieure à 1 mm de diamètre). Ces colonies sont généralement circulaires, de couleur vert foncé, avec des contours réguliers et une surface d'aspect mat à légèrement brillant. En revanche, la culture issue du milieu F/2 de Guillard a montré une croissance plus diffuse, avec des colonies moins distinctes et souvent coalescentes, formant un voile ou un tapis cellulaire mince. La pigmentation observée dans ce cas est plus claire, variant du vert pâle à des teintes jaunâtres voire brunâtres, particulièrement marquées au niveau des zones d'ensemencement initial. Ces différences de morphologie et de densité coloniale montrent que le milieu d'enrichissement initial influence la structuration des communautés cultivables et la facilité d'isolement des souches en culture pure (fig. 28).

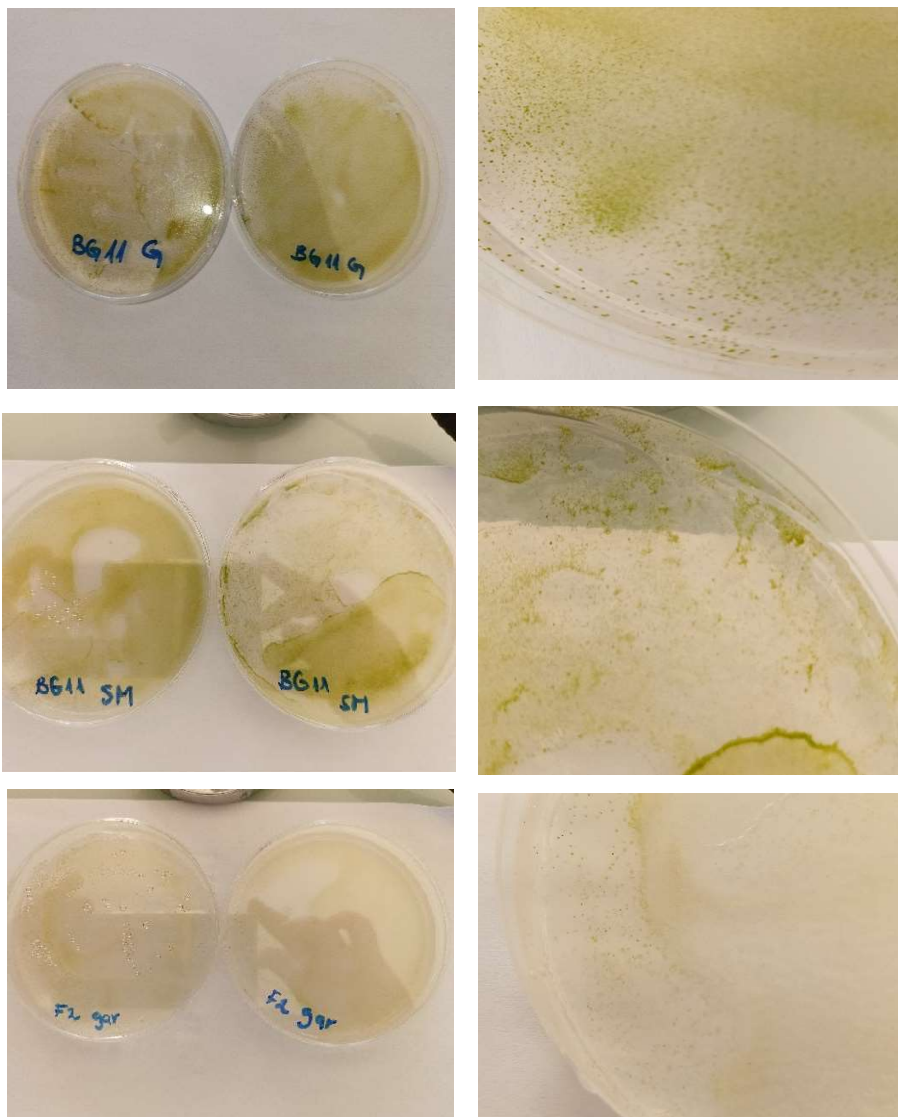


Figure 28 : Boîte de Petri montrant la croissance des microalgues sur gélose F/2 de Guillard.

4.4. Purification des souches :

La purification des microalgues a été réalisée à partir des cultures mixtes obtenus après isolement sur milieu solide. Dans un premier temps, un étalement en surface a été effectué afin de disperser les cellules et favoriser l'apparition de colonies isolées. Des colonies morphologiquement distinctes ont ensuite été sélectionnées et repiquées successivement sur de nouveaux milieux solides stériles, selon une approche de repiquage en série, jusqu'à l'obtention de cultures axéniques. Ce processus a permis d'éliminer les contaminants et d'assurer la pureté des souches conservées. Au terme de cette procédure, trois souches ont été isolées et identifiées comme appartenant aux genres *Chlorella sp.*, *Scenedesmus sp.* et *Ankistrodesmus sp.* Ces souches présentent une croissance stable et régulière en conditions contrôlées, témoignant de leur bonne adaptation au milieu F/2 de Guillard, et constituent des candidates prometteuses pour la production de biomasse et la valorisation de métabolites d'intérêt ou pour des applications de bioremédiation en milieu aquatique (fig. 29)

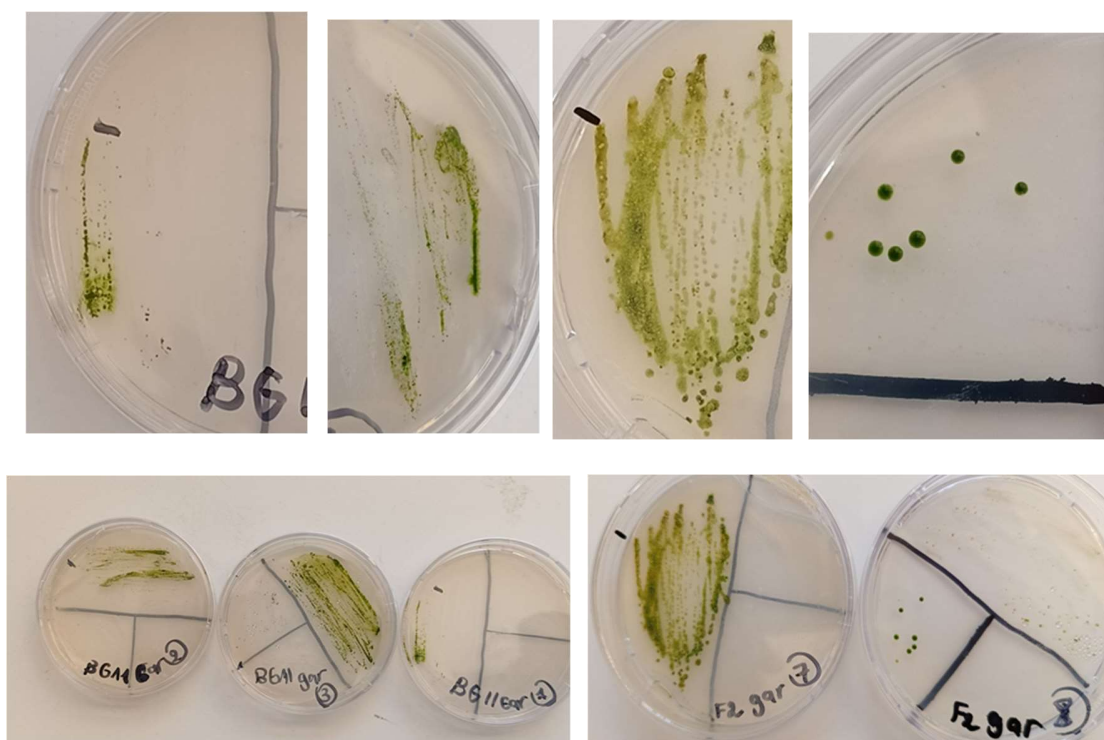


Figure 29 : Aspect des cultures purifiées sur milieu F/2 de Guillard gélifié

Discussion

5. DISCUSSION

L'apparition d'une coloration verte nette dans les milieux F/2 de Guillard et BG11 après sept jours confirme que ces milieux sont bien adaptés à l'enrichissement des microalgues issues des barrages, en particulier des algues vertes et de certaines cyanobactéries d'eau douce. Cette observation est cohérente avec l'usage classique de F/2 et BG11 pour la culture de Chlorophyta et de cyanobactéries non extrêmophiles, et valide le choix de ces milieux pour la phase d'isolement.

L'absence de croissance visible dans le milieu Zarrouk, malgré la présence de *Oscillatoria* dans le barrage de Gargar, souligne le caractère fortement sélectif de ce milieu conçu pour *Arthrospira* dans des conditions très alcalines (pH 9–10) et fortement bicarbonatées. La majorité des taxons identifiés dans les échantillons – notamment *Chlorella*, *Scenedesmus*, *Pediastrum*, *Navicula* et *Fragilaria* – sont typiquement associés à des eaux neutres à modérément alcalines et ne sont pas adaptés à ces conditions extrêmes, ce qui explique l'absence de multiplication dans Zarrouk (Ranjith *et al.*, 2013; Carneiro *et al.*, 2019; Mahato *et al.*, 2023).

Ce résultat montre que la microflore microalgale des deux barrages, bien que riche, n'est pas caractéristique des milieux sodiques alcalins propices à *Arthrospira*, et qu'il est donc pertinent de privilégier des milieux de culture plus généralistes (F/2, BG11) pour la valorisation des souches locales. Il souligne également l'importance d'adapter le choix du milieu aux caractéristiques écologiques des sites d'origine si l'objectif est d'obtenir un maximum de diversité cultivable.

La mise en évidence de 13 taxons répartis entre *Chlorophyta*, *Bacillariophyta*, *Euglenophyta* et *Cyanobacteria* témoigne d'une biodiversité microalgale non négligeable dans les deux barrages étudiés. Cette diversité reflète vraisemblablement la combinaison de conditions physico-chimiques globalement favorables (pH quasi neutre, température adéquate) et de sources de nutriments suffisantes issues des bassins versants agricoles et anthropisés.

La présence conjointe d'algues vertes coloniales (*Pediastrum*, *Scenedesmus*, *Pandorina*), unicellulaires (*Chlorella*, *Tetraedron*, *Monoraphidium*, *Treubaria*), de diatomées (*Navicula*, *Fragilaria*, *Nitzschia*), d'Euglenophyta (*Euglena*) et d'une cyanobactérie filamenteuse (*Oscillatoria*) traduit une communauté structurée et fonctionnellement diversifiée. D'un point de vue bioindicateur, la coexistence de Chlorophyta et de diatomées sensibles, associée à la présence ponctuelle de cyanobactéries, suggère des milieux soumis à une certaine eutrophisation, mais sans domination massive de cyanobactéries toxiques au moment de l'échantillonnage.

Au barrage de Sidi M'hamed Benaouda, la flore observée est dominée par des *Chlorophyta* – *Pediastrum*, *Scenedesmus*, *Chlorella*, *Tetraedron*, *Ankistrodesmus* – complétées par *Euglena sp.* La forte représentation d'algues vertes coloniales et unicellulaires est typique d'eaux douces enrichies en nutriments mais encore bien oxygénées, où les *Chlorophyta* assurent une grande partie de la production primaire.

La présence d'*Euglena sp.*, souvent associée à des milieux riches en matière organique, indique néanmoins des apports organiques non négligeables, probablement liés aux activités agricoles et domestiques du bassin versant. Ce cocktail de genres indique un état trophique compatible avec une eutrophisation modérée, où les microalgues jouent un rôle central dans la transformation de la matière organique et la structuration des réseaux trophiques.

Au barrage de Gargar, les taxons identifiés sont principalement des diatomées (*Navicula*, *Fragilaria*, *Nitzschia*), des *Chlorophyta* unicellulaires ou coloniales (*Pandorina*, *Treubaria*, *Monoraphidium*), ainsi que la cyanobactérie filamenteuse *Oscillatoria*. Les diatomées sont classiquement considérées comme de bons indicateurs de la qualité de l'eau et de la composition en nutriments, leur présence suggérant un milieu bien structuré où la silice et les autres nutriments sont disponibles (Sanal et Demir, 2018).

La détection d'*Oscillatoria* témoigne d'une tendance à l'eutrophisation et d'une possible sensibilité du barrage au risque de blooms cyanobactériens en cas de conditions favorables (température plus élevée, enrichissement supplémentaire en nutriments) (Paerl *et al.*, 2015). Toutefois, l'absence de domination totale de *Oscillatoria* dans les observations réalisées laisse penser que, lors de l'échantillonnage, les communautés restaient encore largement contrôlées par les algues vertes et les diatomées.

L'abondance de Genres chlorophyciens (*Chlorella*, *Scenedesmus*, *Pediastrum*, *Ankistrodesmus*, *Tetraedron*, *Monoraphidium*, *Treubaria*, *Pandorina*) dans les deux barrages confirme leur rôle clé dans les écosystèmes d'eau douce de la région de Relizane. Des genres comme *Chlorella* et *Scenedesmus* sont bien connus pour leur capacité à se développer dans des eaux eutrophisées et pour leur potentiel d'utilisation en biorestauration, notamment via l'absorption de nutriments et de certains polluants (Condori *et al.*, 2024 ; Rajamanickam et Selvasembian, 2024).

Les genres coloniaux (*Pediastrum*, *Scenedesmus*, *Pandorina*) participent à la structuration du phytoplancton et peuvent former des agrégats plus facilement sédimentables, jouant ainsi un rôle

dans la dynamique de transfert de matière vers le compartiment benthique. La présence de genres plus spécialisés comme *Treubaria* ou *Monoraphidium* enrichit la diversité fonctionnelle de la communauté et témoigne de micro-niches écologiques au sein des barrages.

La présence de diatomées (*Navicula*, *Fragilaria*, *Nitzschia*) dans le barrage de Gargar apporte des informations importantes sur la qualité de l'eau, ces taxons étant sensibles aux variations de nutriments, de salinité et de pollution organique. *Navicula* et *Fragilaria* sont fréquemment associées à des eaux douces à conductivité modérée et peuvent indiquer un niveau trophique mésotrophe à eutrophe sans pollution extrême.

Nitzschia, souvent rencontrée dans des milieux plus riches en nutriments ou perturbés, pourrait signaler des apports nutritifs soutenus, en cohérence avec l'usage du barrage pour l'irrigation et les activités agricoles voisines. L'ensemble de ces diatomées confirme que Gargar est un milieu productif, mais encore diversifié et non dominé par quelques taxons opportunistes seulement.

Euglena sp., détectée à Sidi M'hamed Benaouda, est typiquement associée à des eaux riches en matière organique et parfois faiblement oxygénées. Son mode de nutrition mixotrophe lui confère un avantage dans des milieux où coexistent lumière et forte charge organique dissoute, ce qui est compatible avec la configuration d'un barrage recevant des apports agricoles et domestiques.

Sa présence, couplée à celle de Chlorophyta et à l'absence de prolifération massive de cyanobactéries, suggère un système encore relativement équilibré, où la matière organique disponible est exploitée par plusieurs groupes fonctionnels sans conduire à un état d'hypereutrophisation.

La détection d'*Oscillatoria* sp. (Cyanobactéries) dans le barrage de Gargar constitue un signal d'alerte environnemental, car ce genre est capable de former des blooms importants dans des eaux chaudes et riches en nutriments (Steiner et al., 2017). Même si le travail ne rapporte pas d'efflorescence visible au moment de l'échantillonnage, la présence de ce taxon montre que le système possède le potentiel d'évoluer vers des situations de prolifération cyanobactérienne en cas de modification des conditions (augmentation de la température, apports supplémentaires de nutriments). Ce résultat souligne l'intérêt de compléments d'étude (suivi saisonnier, analyses de toxines éventuelles) afin d'évaluer le risque d'apparition de blooms nuisibles pour l'usage potable ou récréatif de l'eau des barrages.

Abid et al. (2023), dans l'unique étude préliminaire consacrée à l'isolement, la pré-identification et la purification des microalgues issues des eaux du barrage de Sidi M'hamed Benaouda et de la retenue d'Oued Mina (Relizane), ont rapporté un total de 13 taxons appartenant aux genres *Ankistrodesmus*, *Chlorella*, *Monoraphidium*, *Cyclotella*, *Kirchneriella*, *Navicula*, *Nitzschia*, *Oocystis*, *Oscillatoria*, *Pediastrum*, *Scenedesmus*, *Staurastrum* et *Tetraedron*.

La comparaison avec d'autres études demeure limitée en raison de l'absence de travaux antérieurs portant spécifiquement sur les zones étudiées. Néanmoins, les résultats obtenus peuvent être discutés à la lumière de quelques études réalisées dans d'autres régions algériennes. Notamment, Kalbouz (2020) a identifié trois genres (*Scenedesmus*, *Chlorella* et *Nannochloropsis*) à partir du barrage de Foug El Gherza (Biskra), tandis que Berramdani (2020), travaillant sur le barrage de Manbaa El Ghizlane dans la même région, a également mis en évidence trois genres : *Scenedesmus*, *Chlorella* et *Euglena*. De plus, l'étude de Mezouari (2017), portant sur l'isolement et la caractérisation de microorganismes à intérêt biotechnologique dans la région de Sidi Bel Abbès, a révélé la présence de genres appartenant principalement aux cyanobactéries, notamment *Anabaena*, *Oscillatoria*, *Phormidium* et *Lyngbya*. Ces résultats montrent une diversité taxonomique variable selon les sites étudiés, reflétant l'influence des conditions environnementales locales sur la composition des communautés microalgales.

Les différences d'aspect des cultures obtenues sur gélose F/2 de Guillard en fonction du milieu d'enrichissement initial (BG11 vs F/2) montrent que le pré-enrichissement influence fortement la structuration des communautés cultivables. La culture issue de BG11, plus riche en colonies isolées, suggère que ce milieu favorise une meilleure séparation des espèces ou des souches, facilitant ensuite le repiquage et l'isolement de colonies monospécifiques.

À l'inverse, la croissance plus diffuse des cultures pré-enrichies dans F/2 peut traduire soit une plus forte densité initiale de cellules, soit une tendance de certaines microalgues à croître sous forme de tapis continus, ce qui complique la séparation des taxons. Ces observations illustrent l'importance de combiner plusieurs milieux et stratégies d'enrichissement pour maximiser la diversité des souches isolables en culture pure.

La procédure de purification par repiquages successifs a permis d'obtenir trois souches axéniques appartenant aux genres *Chlorella* sp., *Scenedesmus* sp. et *Ankistrodesmus* sp. Le fait que ces trois souches présentent une croissance stable et reproductible en conditions contrôlées montre qu'elles

sont bien adaptées au milieu F/2 de Guillard et qu'elles tolèrent les conditions de culture mises en place au laboratoire.

Sur le plan biotechnologique, ces genres sont particulièrement intéressants : *Chlorella* est largement étudiée pour la production de biomasse, de pigments et de composés bioactifs, *Scenedesmus* pour la dépollution et la valorisation en biocarburants, et *Ankistrodesmus* pour sa productivité en biomasse et son potentiel en métabolites d'intérêt. Disposer de souches locales bien adaptées aux conditions environnementales de la région de Relizane constitue un atout pour de futurs travaux visant la biorestauration des eaux, la valorisation de biomasse microalgale ou des études écologiques comparatives avec d'autres régions.

Enfin, le fait que seules trois souches aient été purifiées alors que 13 taxons ont été observés montre aussi la limite de toute approche basée sur la culture : toutes les espèces présentes dans le milieu ne sont pas nécessairement cultivables dans les conditions proposées. Cela justifie de futures optimisations des milieux et des conditions de culture, voire le recours à des approches moléculaires (métabarcoding) pour compléter l'inventaire de la biodiversité microalgale non cultivable.

Conclusion et perspectives

6. CONCLUSION ET PERSPECTIVES :

Les microalgues sont des organismes microscopiques essentiels dans les milieux aquatiques, où elles assurent une part importante de la production primaire grâce à la photosynthèse et contribuent au maintien de l'équilibre des écosystèmes par leur rôle dans les cycles biogéochimiques et les réseaux trophiques. Leur diversité et leur sensibilité aux variations de la qualité de l'eau en font également de précieux bioindicateurs de l'état écologique des hydrosystèmes.

Dans ce contexte, le présent travail avait pour objectif d'isoler, de pré-identifier et de purifier les microalgues présentes dans les eaux des barrages de Sidi M'hamed Benaouda et de Gargar, situés dans la wilaya de Relizane. Les cultures réalisées sur les milieux BG11 et F/2 de Guillard ont permis d'obtenir une bonne croissance microalgale, confirmant l'adéquation de ces milieux classiques pour l'enrichissement et la mise en culture de microalgues d'eau douce. Les observations microscopiques ont permis de mettre en évidence une biodiversité composée de 13 taxons phytoplanctoniques appartenant aux genres *Pediastrum sp.*, *Scenedesmus sp.*, *Chlorella sp.*, *Tetraedron sp.*, *Ankistrodesmus sp.* et *Euglena sp.* au niveau du barrage de Sidi M'hamed Benaouda, et aux genres *Navicula sp.*, *Fragilaria sp.*, *Pandorina sp.*, *Nitzschia sp.*, *Treubaria sp.*, *Monoraphidium sp.* et *Oscillatoria sp.* au niveau du barrage de Gargar.

L'isolement sur milieu solide F/2 de Guillard a permis d'obtenir plusieurs colonies microalgales, dont la purification a conduit à la mise en évidence de souches pures de *Chlorella sp.*, *Scenedesmus sp.* et *Ankistrodesmus sp.*, présentant une croissance stable et reproductible en culture. Ces souches peuvent constituer une base intéressante pour de futurs travaux, qu'il s'agisse d'études taxonomiques plus fines (approches morphologiques et moléculaires), d'évaluations de leur potentiel de production de biomasse ou de valorisation biotechnologique (biosorption de nutriments, valorisation de métabolites, applications en traitement des eaux ou en bioénergie).

Au-delà de l'inventaire réalisé, ce travail contribue à améliorer la connaissance de la flore microalgale locale de deux barrages de la région de Relizane, pour lesquels les données restaient limitées. Il met en évidence l'intérêt de développer des collections de souches autochtones susceptibles d'être utilisées comme modèles pour de futures recherches académiques et appliquées.

Pour approfondir et compléter cette étude, il serait particulièrement intéressant de :

- Étendre l'échantillonnage à d'autres retenues d'eau de la région (barrages, retenues collinaires, plans d'eau artificiels) afin de comparer la diversité microalgale en fonction des caractéristiques physico-chimiques et des usages de l'eau.
- Suivi saisonnier, car la diversité microalgale changeant avec les saisons, l'extension de l'échantillonnage sur une année complète permettrait d'observer la dynamique des populations et les successions d'espèces.
- Purifier et maintenir en collection d'autres taxons observés lors de cette étude, notamment certaines diatomées et cyanobactéries, afin d'élargir le panel de souches disponibles au laboratoire.
- Réaliser une identification moléculaire (par exemple basée sur des marqueurs comme 18S rDNA ou rbcL) des espèces isolées, afin de confirmer et affiner la pré-identification morphologique et de mieux positionner les souches dans la phylogénie des microalgues.
- Évaluer la capacité de production de biomasse et la composition biochimique (lipides, protéines, pigments) des souches purifiées en vue d'applications potentielles dans les domaines de la bioremédiation, de la bioénergie ou de la valorisation en biomolécules d'intérêt.
- Constituer, au sein de l'Université de Relizane, une collection de souches microalgales locales bien caractérisées (morphologie, génétique, paramètres de culture), pouvant servir de ressource de référence pour des études futures en écologie, biotechnologie et suivi de la qualité des eaux.

Références bibliographiques

7. REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. **Abid, A., et al. (2023).** Isolement, pré-identification et purification des microalgues issues des eaux du barrage de Sidi M'hamed Benaouda et de la retenue d'Oued Mina (Relizane). Mémoire de Master, Département des Sciences Biologiques, Faculté SNV, Université de Relizane.
2. **Allaf, M. M., & Peerhossaini, H. (2022).** Cyanobacteria: Model microorganisms and beyond. *Microorganisms*, 10(4), 696.
3. **Allen, M. M., & Stanier, R. Y. (1968).** Selective isolation of blue-green algae. *Journal of General Microbiology*, 51, 203–209.
4. **Allen, M. M. (1968).** Simple conditions for growth of unicellular blue-green algae. *Journal of General Microbiology*, 51, 199–202.
5. **Andersen, R. A. (Ed.). (2005).** *Algal culturing techniques* (1st ed., 578 pp.). Academic Press (Elsevier Academic Press).
6. **Andersen, R. A. (2013).** The microalgal cell. In A. Richmond & Q. Hu (Eds.), *Handbook of microalgal culture: Applied phycology and biotechnology* (2nd ed., pp. 3–15). Wiley-Blackwell.
7. **Anderson, D. M., Cembella, A. D., & Hallegraeff, G. M. (2012).** Progress in understanding harmful algal blooms: Paradigm shifts and new technologies for research, monitoring, and management. *Annual Review of Marine Science*, 4, 143–176.
8. **Barsanti, L., & Gualtieri, P. (2016).** *Euglena: Evolutionary biology and biotechnological applications*. Springer.
9. **Becker, E. W. (1994).** *Microalgae: Biotechnology and microbiology*. Cambridge University Press.
10. **Bellinger, E. G., & Sigee, D. C. (2010).** *Freshwater algae: Identification and use as bioindicators*. Wiley-Blackwell.
11. **Bennett, M. S., & Triemer, R. E. (2002).** Euglenoid flagellates: Systematics and evolution. *Protist*, 153(2), 103–122.
12. **Berramdani, A. (2020).** Étude des microalgues du barrage de Manbaa El Ghizlane (Biskra) (Mémoire de master). Université de Biskra, Algérie.

13. **Blokker, P., Schouten, S., van den Ende, H., de Leeuw, J. W., Hatcher, P. G., & Sinninghe Damsté, J. S. (1998).** Chemical structure of algaenans from the fresh water algae *Tetraedon minimum*, *Scenedesmus communis* and *Pediastrum boryanum*. *Organic Geochemistry*, 29, 1453–1468.
14. **Bold, H. C., & Wynne, M. J. (1985).** Introduction to the algae: Structure and reproduction. Prentice-Hall.
15. **Borowitzka, M. A. (2013).** High-value products from microalgae—Their development and commercialisation. In A. Richmond & Q. Hu (Eds.), *Handbook of microalgal culture: Applied phycology and biotechnology* (2nd ed., pp. 651–669). Wiley-Blackwell.
16. **Buchheim, M. A., Buchheim, J. A., Carlson, T., Braband, A., Hepperle, D., Krienitz, L., Wolf, M., & Hegewald, E. (2005).** Phylogeny of the Hydrodictyaceae (Chlorophyceae): Inferences from rDNA data. *Journal of Phycology*, 41(5), 1039–1054.
17. **Bux, F., & Chisti, Y. (2016).** Microalgal biotechnology: Potential and production. Springer.
18. **Carneiro, J., Gomes, S., Freitas, M., Afonso, C. N., & Mouga, T. M. (2019).** Growth of *Arthrospira platensis* under laboratory and outdoor conditions: Assessment of the effects of light and different nutrient media. *Frontiers in Marine Science*, Conference Abstract: IMMR'18| International Meeting on MarineResearch 2018.
<https://doi.org/10.3389/conf.FMARS.2018.06.00115>
19. **Chapman, D. (Ed.). (1996).** Water quality assessments: A guide to the use of biota, sediments and water in environmental monitoring (2nd ed.). E & FN Spon (UNESCO/WHO/UNEP).
20. **Chiaiese, P., Corrado, G., Colla, G., Kyriacou, M. C., & Rouphael, Y. (2018).** Renewable sources of plant biostimulation: Microalgae as a sustainable means to improve crop performance. *Frontiers in Plant Science*, 9, 1782.
21. **Chisti, Y. (2007).** Biodiesel from microalgae. *Biotechnology and Bioengineering*, 99(5), 965–972.
22. **Cogne, G., Lasseur, C., Cornet, J.-F., Dussap, C.-G., & Gros, J.-B. (2001).** Growth monitoring of a photosynthetic micro-organism (*Spirulina*) in a photobioreactor. *Biotechnology Letters*, 23(16), 1309–1314.

23. **Condori, M. A. M., Condori, M. M., Villas Gutierrez, M. E., Choix, F. J., & García-Camacho, F. (2024).** Bioremediation potential of the *Chlorella* and *Scenedesmus* microalgae in explosives production effluents. *Science of the Total Environment*, 920, 171004.
24. **Dokulil, M. T., & Qian, K. (2021).** Photosynthesis, carbon acquisition and primary productivity of phytoplankton. *Hydrobiologia*, 848, 77–94.
25. **Graham, L. E., Graham, J. M., & Wilcox, L. W. (2016).** *Algae* (2nd ed.). Jones & Bartlett Learning.
26. **Guillard, R. R. L. (1975).** Culture of phytoplankton for feeding marine invertebrates. In W. L. Smith & M. H. Chanley (Eds.), *Culture of marine invertebrate animals* (pp. 29–60). Plenum Press.
27. **Guillard, R. R. L., & Ryther, J. H. (1962).** Studies on marine planktonic diatoms. I. *Cyclotella nana* Hustedt and *Detonula confervacea* (Cleve) Gran. *Canadian Journal of Microbiology*, 8, 229–239.
28. **Hoek, C. van den, Mann, D. G., & Jahns, H. M. (1995).** *Algae: An introduction to phycology*. Cambridge University Press.
29. **Huisman, J., Codd, G. A., Paerl, H. W., Ibelings, B. W., Verspagen, J. M. H., & Visser, P. M. (2018).** Cyanobacterial blooms. *Nature Reviews Microbiology*, 16, 471–483.
30. **John, D. M., Whitton, B. A., & Brook, A. J. (Eds.). (2011).** *The freshwater algal flora of the British Isles*. Cambridge University Press.
31. **Jena, M., Bock, C., Behera, P. K., & Krienitz, L. (2014).** Strain survey on three continents confirms the polyphyly of the genus *Pediastrum* (Hydrodictyaceae, Chlorophyceae). *Fottea*, 14(1), 63–76.
32. **Kalbouz, N. (2020).** Isolement et identification des microalgues du barrage de Foug El Gherza (Biskra) (Mémoire de master). Université de Biskra, Algérie.
33. **Khoo, K. S., Chew, K. W., Yew, G. Y., Leong, W. H., Chai, Y. H., Show, P. L., & Chen, W. H. (2020).** Recent advances in downstream processing of microalgae lipid recovery for biofuel production. *Bioresource Technology*, 304, 123020.

34. **Kratzer, R., & Murkovic, M. (2021).** Food ingredients and nutraceuticals from microalgae: Main product classes and biotechnological production. *Foods*, 10(7), 1626.
35. **Komárek, J., & Anagnostidis, K. (2005).** *Cyanoprokaryota 2: Oscillatoriales*. Springer.
36. **Komárek, J., & Fott, B. (1983).** *Chlorophyceae (Grünalgen)*. Springer.
37. **Komárek, J., & Jankovská, V. (2001).** *Pediastrum* taxonomy review. *Hydrobiologia*, 446, 1–24.
38. **Lavens, P., & Sorgeloos, P. (Eds.). (1996).** *Manual on the production and use of live food for aquaculture*. FAO.
39. **Lee, R. E. (2008).** *Phycology*. Cambridge University Press.
40. **Lowe, R. L. (1974).** *Environmental requirements and pollution tolerance of freshwater diatoms*. Ohio State University.
41. **Madigan, M. T., Bender, K. S., Buckley, D. H., Sattley, W. M., & Stahl, D. A. (2015).** *Brock biology of microorganisms* (14th ed.). Pearson.
42. **Mahato, A. K., Gani, O., Yadav, N., Uddin, A. F. M. J. (2023).** Production of *Spirulina* (*Arthrospira platensis*) using different culture media. *International Journal of Research Publication and Reviews*, 4(9), 1408–1413.
43. **Malinowska-Gniewosz, A., Czerwik-Marcinkowska, J., Massalski, A., Kubala-Kukuś, A., Majewska, U., & Jankowski, M. (2018).** Diatoms and environmental variables in industrial water biotopes of Trzuskawica S.A. *Open Chemistry*, 16(1), 272–282.
44. **Mann, D. G. (1999).** The species concept in diatoms. *Phycologia*, 38(6), 437–495.
45. **Mata, T. M., Martins, A. A., & Caetano, N. S. (2010).** Microalgae for biodiesel production and other applications: A review. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, 14(1), 217–232.
46. **Mezouari, S. (2017).** *Isolement et caractérisation de microorganismes à intérêt biotechnologique dans la région de Sidi Bel Abbès (Mémoire de master)*. Université de Sidi Bel Abbes, Algérie.
47. **Mofeed, J. (2020).** Monitoring for the distribution of phytoplankton along the hypersaline Bardawil Lagoon, Northern Sinai, Egypt. *CATRINA International Journal of Environmental Sciences*, 21(1), 23–36.

48. **Ouattara, M., Zongo, F., & Zongo, B. (2023).** Diversity of euglenoids in a drinking water source in Burkina Faso (West Africa): Implications for sustainability and water quality. *African Journal of Aquatic Science*, 48(2), 178–188.
49. **Paerl, H. W., & Otten, T. G. (2013).** Harmful cyanobacterial blooms. *Microbial Ecology*, 65, 995–1010.
50. **Paerl, H. W., Joyner, A. R., & Havens, K. E. (2015).** Controlling harmful cyanobacteria blooms in the face of climate change. *LakeLine*, 35(3), 17–21.
51. **Perez-Garcia, O., Escalante, F. M. E., de-Bashan, L. E., & Bashan, Y. (2011).** Microalgae heterotrophic cultures. *Water Research*, 45(1), 11–36.
52. **Prescott, L. M., Harley, J. P., & Klein, D. A. (2017).** *Microbiology* (10th ed.). McGraw-Hill Education.
53. **Rajamanickam, R., & Selvasembian, R. (2024).** Mechanistic insights into the potential application of *Scenedesmus* strains towards the elimination of antibiotics from wastewater. *Bioresource Technology*, 410, 131289.
54. **Raven, P. H., Evert, R. F., & Eichhorn, S. E. (2017).** *Biology of Plants* (8th ed.). W. H. Freeman and Company.
55. **Ray, J. G., Santhakumaran, P., & Kookal, S. (2021).** Phytoplankton communities of eutrophic freshwater bodies (Kerala, India) in relation to physicochemical water quality parameters. *Environment, Development and Sustainability*, 23, 259–290.
56. **Reynolds, C. S. (2006).** *The Ecology of Phytoplankton*. Cambridge University Press.
57. **Richmond, A., & Hu, Q. (Eds.). (2013).** *Handbook of microalgal culture: Applied phycology and biotechnology* (2nd ed.). Wiley-Blackwell.
58. **Rippka, R., Deruelles, J., Waterbury, J. B., Herdman, M., & Stanier, R. Y. (1979).** Generic assignments, strain histories and properties of pure cultures of cyanobacteria. *Journal of General Microbiology*, 111, 1–61.
59. **Round, F. E., Crawford, R. M., & Mann, D. G. (1990).** *The diatoms: Biology and morphology of the genera*. Cambridge University Press.
60. **Safi, C., Zebib, B., Merah, O., Pontalier, P. Y., & Vaca-Garcia, C. (2014).** Morphology, composition, production, processing and applications of *Chlorella vulgaris*: A review. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, 35, 265–278.

61. **Sanal, M., & Demir, N. (2018).** Use of the epiphytic diatoms to estimate the ecological status of Lake Mogan. *Applied Ecology and Environmental Research*, 16(3), 3529–3543.
62. **Segovia Campos, I., & Perron, K. (2022).** Le potentiel écologique et économique des microalgues. Université de Genève.
63. **Smol, J. P., & Stoermer, E. F. (2010).** Diatoms in environmental sciences. Cambridge University Press.
64. **Stoermer, E. F., & Smol, J. P. (1999).** Diatoms: Applications to the environmental and earth sciences. Cambridge University Press.
65. **Steiner, K., Wood, S. A., Puddick, J., Hawes, I., Dietrich, D. R., & Hamilton, D. P. (2017).** A comparison of bacterial community structure, activity and microcystins associated with formation and breakdown of a cyanobacterial scum. *Aquatic Microbial Ecology*, 80, 243–256.
66. **Taylor, F. J. R., Hoppenrath, M., & Saldarriaga, J. F. (2008).** Dinoflagellate diversity. In *Biodiversity and conservation* (pp. 1–25). Springer.
67. **Whitton, B. A., & Potts, M. (2000).** The ecology of cyanobacteria: Their diversity in time and space. Springer.
68. **Zarrouk, C. (1966).** Contribution à l'étude d'une cyanophycée: Influence de divers facteurs physiques et chimiques sur la croissance de *Spirulina maxima* (Setch. et Gardner) Geitler [Doctoral dissertation, Université de Paris].