



Université Mohamed Khider de Biskra
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et des
Sciences de la Terre et de l'Univers
Département des sciences de la nature et de la vie
Filière : Sciences biologique

Référence...../2025

MÉMOIRE DE MASTER

Spécialité : Microbiologie Appliquée

Présenté et soutenu par :
Zaouche Choumeyssa
Zeriguet Halima

Le :

Etude des cyanobactéries dans les eaux de barrage Manbaâ El Ghezlane - Biskra

Jury :

Dr .Hamza HARKAT	MAA Université de Biskra	President
Dr. Samia CHARIFI	MCB Université de Biskra	Rapporteur
Dr .Djamila MOKRANI	MAA Université de Biskra	Examineur

Année universitaire : 2024/2025

Remerciements

Avant toute chose, nous rendons grâce à **Allah**, le Tout-Puissant, pour nous avoir accordé la force, la patience et la persévérance nécessaires à l'aboutissement de ce travail.

Nous tenons à exprimer notre profonde gratitude à l'ensemble de la communauté universitaire, et tout particulièrement à l'équipe pédagogique de **Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et Sciences de la Terre et de l'Univers Biskra**, pour la qualité de l'enseignement dispensé tout au long de notre parcours.

Nos remerciements les plus sincères vont à notre encadrant, Docteur **CHARIFI Samia**, pour sa disponibilité, ses conseils avisés, son accompagnement rigoureux et son encadrement précieux tout au long de ce travail.

Nous exprimons également notre profonde gratitude à **l'ensemble des membres de la commission encadrant** pour leur supervision bienveillante, leur suivi attentif et leur contribution précieuse au bon déroulement et à la réussite de ce travail.

Nous remercions également l'ensemble des membres du **laboratoire de contrôle de qualité et de conformité Moussaoui Biskra**, pour leur accueil chaleureux, leur soutien technique et scientifique, ainsi que pour les moyens mis à notre disposition durant la réalisation de ce mémoire.

Enfin, nous adressons notre reconnaissance à toutes les personnes qui ont, de près ou de loin, contribué à la réalisation de ce travail, par un mot d'encouragement, une aide matérielle, un échange d'idées ou un simple sourire.

Dédicace

Je dédie ce travail.

*À **mon père**, pour son soutien indéfectible et l'honneur de porter son nom.*

*À **ma mère**... aucune parole ne saurait exprimer toute ma gratitude. Pour ses nuits blanches, son amour inconditionnel, sa tendresse et sa force silencieuse, merci.*

Ce succès est le fruit de son dévouement.

*À mes frères adorés, **Okba, Hamza, Abdeldjalil et Aboubaker**, mes héros, mes appuis solides dans toutes les tempêtes.*

*À mes sœurs bien-aimées, **Afaf, Khadija, Zineb et Takoua** les fleurs de notre maison, merci pour votre amour et votre présence.*

*À nos petits joyaux, **Chahd et Rafik**.*

*Je n'oublie pas mes précieuses amies, sœurs de cœur, **Rahil**, ma jumelle d'âme, si loin par la distance mais si proche par le cœur. **Nour**, mon soutien, ma perle rare, ma fierté. Et **Choumeyssa**, plus qu'une coéquipière de mémoire, une compagne de route, forte et fidèle.*

Halima

Dédicace

Je dédie ce travail.

*Je tiens à exprimer ma profonde reconnaissance à **mes chers parents**, pour leur soutien indéfectible, leur amour inconditionnel et leurs prières sincères, qui ont été — sans aucun doute — la clé essentielle de ma réussite.
à ma chère sœur **Salsabil** et à mon frère bien-aimé **Abdel Salam**.
Merci pour votre soutien constant et votre encouragement sans faille.*

*Un immense merci à mes chères amies **Nour El Houda Yezza** et **Chaibi Lina Rahil**, pour tous les merveilleux moments partagés, pour leur présence réconfortante et leur soutien fidèle et sincère.*

*À ma collègue et amie dans ce travail, **Zeriguet Halima**, je suis profondément reconnaissante pour les instants agréables et le soutien authentique tout au long de notre parcours, tant dans ce mémoire qu'au-delà.*

Choumeyssa

Table des matières

Remerciements	
Dédicace.....	
Table des matières.....	
Liste des Tableaux.....	I
Liste des Figures	II
Liste des abréviations.....	III
Introduction générale	1

Chapitre 1 Généralités

1.1	Définition.....	2
1.2	Diversité morphologique	2
1.3	Classification taxonomique	3
1.4	Structure et composition cellulaire	4
1.5	Métabolisme	4
1.5.1	Photosynthèse oxygénée	4
1.5.2	Reproduction.....	4
1.6	Écologie.....	5
1.7	conditions de croissance des cyanobactéries	5
1.7.1	Température	5
1.7.2	pH.....	5
1.7.3	Nutriments.....	6
1.7.4	Lumière	6
1.7.5	Autres facteurs.....	6
1.8	Adaptation des cyanobactéries	6

1.9	Effets des cyanobactéries en milieu dulçaquicole	7
1.9.1	Prolifération des blooms cyanobactérienne	7
1.9.2	Dégradation écologique et altération de la qualité de l'eau	8
1.9.3	Profil toxinique et impacts sanitaires	8
1.10	Cadre réglementaire relatif aux cyanobactéries et cyanotoxines.....	9
1.10.1	Recommandations de l'Organisation mondiale de la santé (OMS)	10
1.10.2	Situation réglementaire en Algérie.....	10

Chapitre 2 Matériel et méthodes

2.1	Caractérisation de la zone d'étude.....	12
2.1.1	Localisation géographique du barrage Manbaâ El Ghezlane	12
2.1.2	Données générales sur le barrage.....	12
2.2	Échantillonnage	13
2.2.1	Choix des stations de prélèvement.....	13
2.2.2	Périodicité et fréquence des prélèvements	14
2.2.3	Méthodologie de prélèvement et de conservation	14
2.3	Etude structurale et quantitative des cyanobacteries	15
2.3.1	Identification microscopique	15
2.3.2	Dénombrement cellulaire.....	15
2.4	Mesure des Paramètres physico-chimiques.....	17
2.4.1	Paramètres physiques.....	17
2.4.1.1	Température.....	17
2.4.1.2	Conductivité.....	17
2.4.1.3	Matières en suspension.....	18
2.4.2	Paramètres chimiques	19
2.4.2.1	Potentiel hydrogène (pH).....	19
2.4.2.2	Dosage des nitrates (NO_3^-)	19
2.4.2.3	Dosage des orthophosphates (PO_4^{3-})	19
2.4.3	Teneur en chlorophylle a	20
2.5	Étude culturale des souches identifiées	21
2.5.1	Préparation des milieux de culture	21

Chapitre 3 Résultats et discussions

3.1	Identification des cyanobactéries	24
3.2	Dénombrement cellulaire	25
3.3	Résultats de la mesure des paramètres physico-chimiques	26
3.3.1	Paramètres physiques	26
3.3.1.1.	Température.....	26
3.3.1.2.	Conductivité.....	27
3.3.1.3.	Matière en suspension (MES).....	28
3.3.2.	Paramètres chimiques.....	29
3.3.2.1.	Potentiel hydrogène (pH).....	29
3.3.2.2.	Concentration en nitrates (NO_3^-)	31
3.3.2.3.	Teneur en orthophosphates (PO_4^{3-})	33
3.3.3	Teneur en chlorophylle a	35
3.5.	Croissance en culture.....	37
3.5.1.	Résultats de la culture en milieu BG11	37
3.5.2.	Résultats de la culture en milieu Zarrouk.....	37
	Conclusion.....	38
	Bibliographie.....	40
	Résumé.....	40

Liste des Tableaux

Tableau 1. Classification des cyanotoxines selon leur toxicité et leurs effets principaux.	9
Tableau 2. Seuils de concentration en cyanobactéries et microcystines selon l’OMS.	10
Tableau 3. Caractéristiques générales du barrage Manbaâ El Ghezlane.	12
Tableau 4. Composition du milieu minéral.....	21
Tableau 5. Composition du mélange d’oligoéléments (pour 250 ml d’eau distillée)	22
Tableau 6. Composants principaux du milieu Zarrouk.....	22
Tableau 7. Solution d’oligo-éléments (à préparer à part – stock 250 m L)	23
Tableau 8. Classification de la qualité de l'eau selon la concentration en nitrates.....	31
Tableau 9. Classification de la qualité de l’eau selon la concentration en orthophosphates ..	35
Tableau 10. Classification de la qualité de l’eau selon la concentration en chlorophylle a.....	36

Liste des Figures

Figure 1. Morphotypes de Cyanobactéries. Collection de Cyanobactéries	2
Figure 2. Structure d'une cellule de cyanobactérie	4
Figure 3. Localisation géographique du barrage de Manbaâ El Ghezlane.	12
Figure 4. Localisation géographique des deux sites de prélèvement	13
Figure 5. Méthode d'échantillonnage.	15
Figure 6. Dénombrement cellulaire.	16
Figure 7. Matières en suspension.	18
Figure 8. Observation microscopique de genre identifié dans l'eau de barrage Manbaâ El Ghezlane avec un objectif $\times 40$ et $\times 10$.	24
Figure 9. Résultats du dénombrement entre Février et Avril (2025).	25
Figure 10. Evolution de la Température entre Février et Avril (2025).	26
Figure 11. Evolution de la Conductivité entre Février et Avril (2025).	27
Figure 12. Evolution des Matières En Suspension entre février et avril (2025).	28
Figure 13. Variation de pH entre février et avril (2025).	29
Figure 14. Variation des concentrations en nitrates entre février et avril (2025).	31
Figure 15. Variation des concentrations en orthophosphates entre février et avril(2025).	33
Figure 16. Variation des concentrations en chlorophylle a entre février et avril (2025).	35

Liste des abréviations

Chl a : Chlorophylle a

S01 : Station d'échantillonnage 1

S02 : Station d'échantillonnage 2

BG11 : Blue Green 11 (milieu de culture utilisé pour les cyanobactéries)

Zarrouk : Milieu de culture spécifique pour *Spirulina*

OMS : Organisation Mondiale de la Santé

UNESCO : Organisation des Nations Unies pour l'Éducation, la Science et la Culture

PCR : Polymerase Chain Reaction (réaction en chaîne par polymérase)

ARNr 16S : Acide ribonucléique ribosomal de la sous-unité 16S

APHA : Association Américaine de Santé Publique

AFNOR : Association Française de Normalisation

ISO : Organisation Internationale de Normalisation

Ana : Gène codant la synthèse de l'anatoxine

Cyr : Gène codant la synthèse de la cylindrospermopsine

Myc : Gène codant la synthèse de la microcystine

HAP : les hydrocarbures aromatiques polycycliques

Introduction générale

Introduction générale

Les eaux de surface, comme les rivières, les lacs et les barrages, constituent une ressource essentielle en eau douce, indispensable à de nombreux usages. Parmi celles-ci, les barrages occupent une place stratégique : ils assurent l'approvisionnement en eau potable, l'irrigation, la production d'énergie, tout en favorisant le développement économique et la stabilité des territoires (Yihong *et al.*, 2023).

Cependant, ces écosystèmes aquatiques sont de plus en plus exposés à des pressions croissantes dues aux activités humaines (Office Français de la Biodiversité, 2022). Les rejets industriels, agricoles et urbains génèrent une pollution diffuse qui compromet la qualité des eaux (Fassinou *et al.*, 2023).

Ce déséquilibre se manifeste notamment par l'eutrophisation, phénomène provoqué par l'accumulation excessive de nutriments, principalement le phosphore et l'azote (Banque des Territoires, 2022).

Cette eutrophisation favorise la prolifération de micro-organismes (Pinay *et al.*, 2018). Dont les cyanobactéries, qui font naturellement partie de la communauté microbienne des barrages (Pitois et Barguil, 2021). Or, certaines espèces de cyanobactéries peuvent former des efflorescences nuisibles, libérant des toxines dangereuses pour les écosystèmes aquatiques et la santé humaine (El Ghazali *et al.*, 2011).

Des travaux dans les différentes parties du monde révèlent que 25% à 75% des efflorescences cyanobactériennes sont toxiques (Michalska *et al.*, 2024).

Face aux risques majeurs que représentent les cyanobactéries et leurs toxines pour la santé humaine et les écosystèmes, des études physico-chimiques et biologiques sont été réalisées, dans le barrage Manbaâ El Ghezlane à Biskra, afin d'explorer la diversité des cyanobactéries présentes, d'identifier les genres dominants, de tenter leur culture en laboratoire dans des milieux simulant leur environnement naturel et d'analyser l'influence des paramètres physico-chimiques sur leur prolifération.

Ce travail s'articule autour de deux grandes parties :

- Première partie : Une synthèse bibliographique consacrée aux généralités sur les cyanobactéries, leur écologie et leurs impacts.

- Deuxième partie : Une étude expérimentale portant sur les méthodes de prélèvement, d'analyses physico-chimiques, d'identification des cyanobactéries et de leur culture, suivie par une discussion des résultats obtenus, avant de conclure par une conclusion et des perspectives de recherche futures.

Partie bibliographique

Chapitre 1

Généralités

1.1 Définition

Les cyanobactéries, également appelées « algues bleu-vert », sont des micro-organismes procaryotes à Gram négatif, parmi les plus anciens êtres vivants apparus sur Terre il y a plus de 3 milliards d'années (Whitton et Potts, 2000 ; Gerphagnon, 2013).

Grâce à la chlorophylle *a* et à des pigments accessoires comme la phycocyanine et la phycoérythrine, elles réalisent une photosynthèse oxygénique, ce qui leur confère une coloration allant du bleu-vert au rouge (Levi *et al.*, 2006).

Bien qu'elles soient souvent confondues avec les algues, les cyanobactéries sont en réalité classées parmi les eubactéries (Ozenda, 2000 ; Hoek *et al.*, 1995).

1.2 Diversité morphologique

La diversité morphologique remarquable des cyanobactéries reflète leur grande capacité d'adaptation à des environnements variés (Bourrelly, 1985 ; Dawson, 1998 ; Bernard, 2014) Trois formes principales sont identifiées (Fig. 1) :

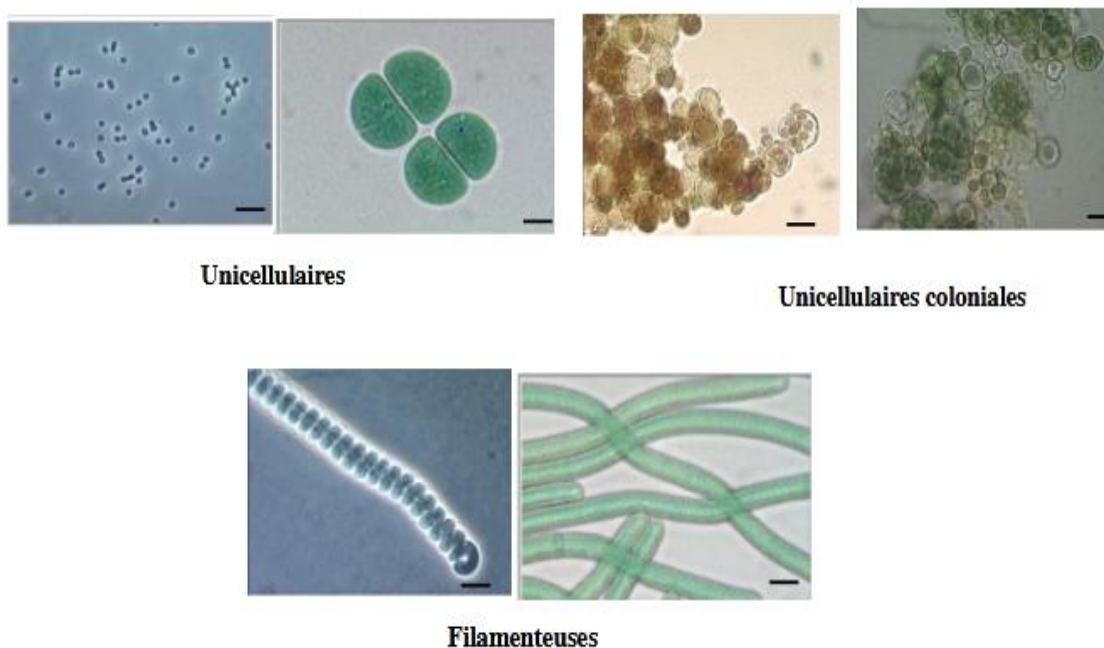


Figure 1. Morphotypes de Cyanobactéries. Collection de Cyanobactéries

(Institut Pasteur Paris).

➤ **Formes unicellulaires** : sphériques, ovoïdes ou cylindriques, parfois groupées en colonies mucilagineuses ; elles relèvent de l'ordre des Chroococcales (Bourrelly, 1985).

➤ **Formes coloniales** : issues de divisions multiples, elles forment des biofilms, coussinets ou agrégats selon les conditions (Bernard, 2014).

➤ **Formes filamenteuses** : pluricellulaires, unisériées ou plurisériées, parfois ramifiées, avec ou sans gaine, appartenant aux Chamaesiphonales ou Hormogonales (Leitao et Couté, 2005).

Plusieurs types cellulaires différenciés participent à leur fonctionnalité :

➤ **Cellules végétatives** : réalisent la photosynthèse, leur coloration dépend des pigments (Leitao et Couté, 2005).

➤ **Hétérocystes** : spécialisées dans la fixation de l'azote (Couté et Bernard, 2001).

➤ **Akinètes** : cellules de réserve résistantes aux stress environnementaux (Leitao et Couté, 2005).

➤ **Pseudovacuoles** : structures gazeuses assurant la flottabilité (Leitao et Couté, 2005).

1.3 Classification taxonomique

La cyanobactérie fait partie du règne des bactéries (Bernard, 2014). Leur classification a considérablement évolué grâce aux avancées de la microscopie électronique et de la biologie moléculaire, permettant de mieux comprendre leur diversité (Hoffman et *al.*, 2005 ; Komárek et *al.*, 2014).

Selon la classification de Komárek et Anagnostidis (1989), révisée par Komárek et *al.* (2014), les cyanobactéries sont divisées en huit ordres principaux, regroupant plus de 2000 espèces :

- **L'ordre des Chroococcales** : Formes coccoïdales avec thylakoïdes irrégulière. Genres : *Chroococcus*, *Microcystis* (McGregor, 2013).

- **L'ordre des Chroococcidiopsidales** : Formes adaptées à des conditions extrêmes. Genre principal *Chroococcidiopsis* (Bahl et *al.*, 2011).

- **L'ordre des Gloeobacterales** : cyanobactéries primitives dépourvues de thylakoïdes. Genre : *Gloeobacter* (Komárek et *al.*, 2014).

- **L'ordre des Oscillatoriales** : Formes Filamenteuses avec thylakoïdes complexes. Genres : *Arthrospira*, *Oscillatoria* (Hynes et *al.*, 2012).

- **L'ordre des Nostocales** : Filamenteuses avec différenciation cellulaire (hétérocystes et akinètes). Genres : *Nostoc*, *Anabaena* (Whitton et Matteo, 2012).

- **L'ordre des Pleurocapsales** : formes difficiles à cultiver. genre principal : *Pleurocapsa* (Whitton, 2011).

- **L'ordre des Spirulinales** : Genres *Spirulina*, *Halospirulina*, incluant la spiruline alimentaire (Komárek et *al.*, 2014).

- **L'ordre des Synechococcales** : Formes unicellulaires ou filamenteuses. Genres :

Aphanocapsa, *Synechococcus* (Loza et al., 2013).

1.4 Structure et composition cellulaire

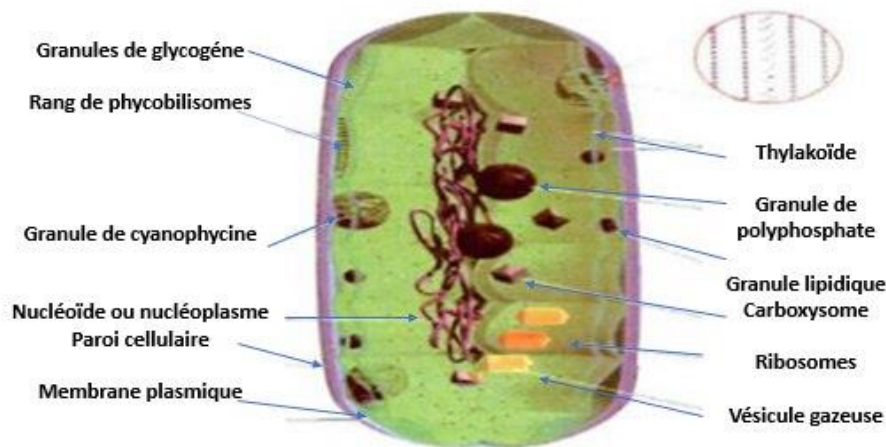


Figure 2. Structure d'une cellule de cyanobactérie

(Prescott et al., 2003).

1.5 Métabolisme

1.5.1 Photosynthèse oxygénée

Les cyanobactéries réalisent la photosynthèse oxygénée grâce à des thylakoïdes membranes internes spécialisées où se trouvent les photosystèmes I et II (PSI et PSII), responsables de la capture de la lumière et de sa conversion en énergie chimique. Avec fixation du CO_2 et libération d' O_2 comme sous-produit (Lee, 2008).

Les phycobiliprotéines (phycocyanine, phycoérythrine), en complément de la chlorophylle a parfois accompagnée de chlorophylle b et d élargissent le spectre d'absorption lumineuse, ce qui permet aux cyanobactéries de s'adapter à une grande diversité environnements (Falkowski et al., 2008).

1.5.2 Reproduction

La reproduction des cyanobactéries est exclusivement asexuée et se déroule principalement par fission binaire. Chez certaines espèces, d'autres mécanismes tels que le bourgeonnement, ou la division multiple, peuvent également intervenir. Avec une vitesse de multiplication varie selon l'espèce (Sánchez-Bayo et al., 2020).

Chez les formes filamenteuses, la multiplication résulte aussi de la fragmentation des trichomes via hétérocystes, nécridies ou par la formation hormogonies (Damerval et al., 1989)

Certaines espèces accroissent leur biomasse en réutilisant un milieu de culture enrichi

en métabolites (Rippka et *al.*, 1993).

1.6 Écologie

Les cyanobactéries sont ubiquistes, présentes naturellement dans une grande variété des milieux aquatiques (eaux douces, saumâtres et marines) et dans les sols humides (ANSÉS, 2016 ; Les Fleurs d'Eau de Cyanobactéries, 2021). Certaines espèces peuvent même coloniser des environnements extrêmes comme les glaciers, les sources chaudes ou les milieux très acides ou basiques (ANSÉS, 2016).

Elles peuvent vivre sous forme planctonique (en suspension) ou benthique (fixées à un substrat), ou même se développer à l'intérieur des sédiments (ANSÉS, 2016)

1.7 Conditions de croissance des cyanobactéries

1.7.1 Température

La température est un déterminant majeur de la croissance et de la répartition des cyanobactéries. La plupart atteignent leur optimum entre 25 °C et 30 °C (Robarts et Zohary, 1987 ; Reynolds et Walsby, 1975).

Certaines espèces tolèrent une plage thermique plus large, de 10 °C à plus de 35 °C, incluant des formes psychrotolérantes adaptées aux basses températures (< 10 °C) et des espèces thermophiles adaptées aux hautes températures (>35 °C) (Paerl et Huisman, 2008 ; Castenholz, 2001).

1.7.2 pH

Le pH, influencé par la composition chimique de l'eau et l'activité photosynthétique, joue un rôle essentiel dans la croissance et la répartition des cyanobactéries en milieu aquatique. Un pH alcalin (entre 7,5 et 10) favorise leur métabolisme et leur photosynthèse, en particulier chez des genres comme *Microcystis* et *Anabaena* (Chorus et Bartram, 1999 ; Paerl et Huisman, 2008).

1.7.3 Nutriments

Les cyanobactéries dépendent fortement de la disponibilité en nutriments, notamment le phosphore et l'azote, pour leur croissance et la formation d'efflorescences. Le phosphore, souvent limitant en eau douce, peut être stocké sous forme de polyphosphates (Kaebernick et Neilan, 2001 ; Derraz, 1995).

Certaines espèces fixent l'azote atmosphérique grâce à la nitrogénase, et préfèrent l'ammonium, plus facilement assimilable que les autres formes d'azote (Allard et Aubert, 1985 ; Blomqvist et *al.*, 1994).

1.7.4 Lumière

La lumière est un facteur abiotique essentiel qui influence la croissance, la répartition et la dynamique des cyanobactéries (Hill *et al.*, 2009 ; Liu *et al.*, 2013). Ces micro-organismes photosynthétiques s'adaptent aux variations saisonnières d'intensité et de qualité lumineuses grâce à des pigments spécifiques capables d'absorber différentes longueurs d'onde (Silva, 2014). Leur croissance est optimale sous une lumière modérée, mais ils peuvent aussi survivre en faible luminosité en raison de leurs faibles besoins énergétiques (Carmichael *et al.*, 1990). Une exposition intermittente à une lumière intense peut stimuler leur développement, tandis qu'une intensité lumineuse excessive peut provoquer une photo-inhibition (Ndong, 2014).

1.7.5 Autres facteurs

Selon Bernard (2014), les hydrocarbures aromatiques polycycliques (HAP), issus principalement des activités humaines, influencent la composition des communautés cyanobactériennes. À faibles concentrations, ils peuvent stimuler la croissance de certains genres, tandis qu'à des concentrations plus élevées, ils deviennent toxiques.

Les perturbations hydrodynamiques, telles que le brassage ou la stratification thermique, modifient la distribution verticale des cyanobactéries et leur accès aux ressources.

Par ailleurs, certains polluants comme les métaux lourds et les pesticides peuvent altérer leur physiologie, en affectant notamment la fixation de l'azote et la production de toxines.

Une conductivité électrique élevée, reflétant une forte teneur en sels et nutriments, favorise la prolifération des cyanobactéries adaptées aux environnements salins ou fortement minéralisés (Rodier *et al.*, 2009 ; Atanléet *et al.*, 2013).

1.8 Adaptation des cyanobactéries

Les cyanobactéries présentent diverses stratégies d'adaptation aux conditions environnementales, leur conférant un net avantage compétitif dans les écosystèmes aquatiques (Vincent, 1989 ; Mur *et al.*, 1999).

➤ **Fixation de l'azote atmosphérique** : La fixation de l'azote atmosphérique chez certains genres filamenteux de cyanobactéries, tels qu'*Anabaena* et *Nostoc*, s'effectue grâce à des cellules spécialisées appelées hétérocystes, qui hébergent l'enzyme nitrogénase. Ces hétérocystes créent un environnement anaérobie nécessaire à l'activité de la nitrogénase, car cette enzyme est inhibée par l'oxygène. Cependant, certains genres de cyanobactéries non hétérocystés, comme *Synechococcus* et *Gloeotheca*, réalisent la fixation de l'azote en séparant temporellement les processus de photosynthèse et de fixation de l'azote. Par exemple, la photosynthèse se produit pendant la journée, tandis que la fixation de l'azote a lieu la nuit, lorsque les niveaux d'oxygène sont réduits. (Roland, 2012).

➤ **Organisation morphologique protectrice** : Les formes filamenteuses ou coloniales, telles que *Oscillatoria* et *Microcystis*, réduisent la prédation par le zooplancton en rendant leur ingestion plus difficile.

➤ **Formation de cellules de résistance (akinètes)** : Certaines cyanobactéries, comme *Anabaena* et *Nostoc*, produisent des akinètes, des cellules spécialisées qui leur permettent de résister à des conditions environnementales défavorables, notamment la sécheresse, le froid ou le manque de nutriments.

➤ **Protection contre les UV** : Elles développent des gaines polysaccharidiques, produisent des pigments photoprotecteurs (caroténoïdes) qui les protègent des effets nocifs des rayons UV (Sommaruga et al., 2009).

➤ **Adaptation chromatique** : Elles ajustent la composition de leurs phycobiliprotéines selon la qualité de la lumière disponible (Kehoe et Gutu, 2006 ; Tandeau de Marsac, 1977).

➤ **Mobilité verticale** : Grâce aux vésicules à gaz, certains genres comme (*Microcystis*, *Planktothrix*) modulent leur position dans la colonne d'eau pour optimiser l'accès à la lumière et aux nutriments (Carey et al., 2012 ; Sotton, 2012).

➤ **Production de métabolites secondaires** : Plusieurs genres synthétisent des composés bioactifs, dont certains sont toxiques. Ces composés jouent un rôle dans la compétition interspécifique ou la défense contre les prédateurs (Beverdors et al., 2017).

1.9 Effets des cyanobactéries en milieu dulçaquicole

1.9.1 Prolifération des blooms cyanobactérienne

La prolifération massive des cyanobactéries, appelée « fleur d'eau », « floraison » ou « efflorescence » en français et « bloom » ou « HAB » en anglais, entraîne une accumulation rapide de biomasse (SAN, 2025).

Lorsque ces micro-organismes atteignent des concentrations élevées, ils forment des écumes ou mousses (scums en anglais) à la surface de l'eau, en raison de leur migration verticale et de l'action du vent qui regroupe ces agrégats vers les rives (Dervaux et al., 2015).

Selon Chislock et al. (2013), ce phénomène est étroitement lié à l'eutrophisation, un processus causé par un enrichissement excessif en nutriments, notamment en azote et en phosphore. Amplifié par les activités anthropiques, il modifie la structure et le fonctionnement des communautés phytoplanctoniques, créant ainsi un environnement favorable à la dominance des cyanobactéries. Ainsi, Les cyanobactéries dominent souvent le phytoplancton dans les eaux douces riches en nutriments pendant les saisons chaudes (Guedes et al., 2018)

1.9.2 Dégradation écologique et altération de la qualité de l'eau

Le développement excessif des cyanobactéries altère profondément la qualité de l'eau en modifiant ses propriétés physico-chimiques (Devlin et Brodie 2023).

Leur présence massive réduit la transparence de l'eau, limitant ainsi la pénétration de la lumière solaire et perturbant la photosynthèse des autres organismes aquatiques. (Lehman et al. 2013). Cette opacification affecte directement la croissance des macrophytes et modifie l'équilibre du phytoplancton (Zhang *et al.*, 2022).

La décomposition de la biomasse cyanobactérienne consomme une quantité importante d'oxygène dissous, ce qui peut provoquer des épisodes d'hypoxie, voire d'anoxie, menaçant la survie de nombreuses espèces aquatiques. (Hu *et al.*, 2016).

Par ailleurs, la libération de métabolites secondaires entraîne des fluctuations du pH et la formation de composés organiques volatils responsables d'odeurs et de goûts désagréables (Health Canada, 2020).

Ces altérations compliquent le traitement de l'eau destinée à la consommation et augmentent le risque de contamination par des substances potentiellement toxiques. L'ensemble de ces facteurs rend les écosystèmes aquatiques plus vulnérables et compromet leur équilibre écologique.

1.9.3 Profil toxinique et impacts sanitaires

Les cyanobactéries produisent certaines toxines pour se défendre ou pour mieux s'adapter à leur environnement (Singh *et al.*, 2015). Ces toxines sont appelées cyanotoxines, sont des composés toxiques produits par certaines espèces de cyanobactéries. Elles peuvent causer divers effets nocifs sur la santé humaine et animale, selon leur type et leur mécanisme d'action (Health Canada, 2020).

Les cyanotoxines jouent divers rôles écologiques, notamment la défense contre les prédateurs, l'inhibition de microorganismes compétiteurs et la protection contre le stress oxydatif (Kaplan *et al.*, 2012).

Les cyanotoxines sont divisées en quatre types fonctionnels en fonction de leur effet biologique, on distingue : les hépatotoxines, les neurotoxines, les cytotoxines, et enfin les dermatotoxines (**tableau1**).

Tableau 1. Classification des cyanotoxines selon leur toxicité et leurs effets principaux JRC (2017).

Type de cyanotoxine	Exemples	Producteurs (cyanobactéries)	Cible principal	Effets / Symptômes
Hépatotoxines	Microcystines, Nodularine	<i>Microcystis</i> , <i>Anabaena</i> , <i>Planktothrix</i> , <i>Nodularia</i>	Foie	-lésions hépatiques graves -jaunisse - nausées - vomissements. -insuffisance hépatique.
Neurotoxines	Anatoxine-a, Homoanatoxine-a, Saxitoxine	<i>Anabaena</i> , <i>Aphanizomenon</i> , <i>Cylindrospermopsis</i>	Système nerveux	- paralysie - Convulsions -difficultés respiratoires - pouvant mener à la mort.
Cytotoxines	Cylindrospermopsine	<i>Cylindrospermopsis</i> , <i>Aphanizomenon</i>	Foie, reins.	-diarrhée - vomissements - dommages aux tissus internes.
Dermatotoxines	Lipopolysaccharides, Lyngbyatoxine	<i>Lyngbya</i> , diverses cyanobactéries	Peau	-démangeaisons - éruptions cutanées - rougeurs - irritations

La biosynthèse de ces toxines est codée par des clusters géniques spécifiques : mcy pour les microcystines, cyr pour la *Cylindrospermopsine*, et ana pour les anatoxines. Ces clusters activent des enzymes de type NRPS/PKS responsables de l'assemblage des molécules toxiques (Alharbi et al., 2023).

1.10 Cadre réglementaire relatif aux cyanobactéries et cyanotoxines

Les cyanobactéries représentent une préoccupation majeure en matière de santé publique et d'environnement, en raison de leur capacité à produire des cyanotoxines, notamment les microcystines, connues pour leur hépatotoxicité (El-Sheekh et al., 2021).

L'augmentation des proliférations cyanobactériennes au cours des dernières années, favorisée par le changement climatique et l'eutrophisation, a nécessité la mise en place de cadres réglementaires aux niveaux international et local.

1.10.1 Recommandations de l'Organisation mondiale de la santé (OMS)

L'OMS a établi des valeurs guides pour les microcystines dans l'eau potable, fixant une concentration maximale recommandée de 1 µg/L pour la microcystine-LR (OMS, 2003).

Concernant les eaux de loisirs, les niveaux de risque sont définis selon la densité cellulaire :

Tableau 2. Seuils de concentration en cyanobactéries et microcystines selon l'OMS (WHO, 2003).

Paramètre	Seuil recommandé	Niveau de risqué	Actions recommandées
Cyanobactéries (cellules/ml)	< 20 000	Faible	Surveillance régulière, information du public.
	20 000 – 100 000	Modéré	Affichage d'avertissements, éviter l'ingestion et l'inhalation, se doucher après contact.
	> 100 000	Élevé	Interdiction de baignade, surveillance renforcée, alerte du public.
Microcystines totales (µg/L)	≤ 10	Acceptable	Surveillance régulière, pas de restriction.
	> 10	Élevé	Interdiction de baignade, évaluation des risques pour la santé, information du public.

Ces recommandations visent à protéger la santé des usagers des eaux récréatives contre les effets nocifs des cyanobactéries et de leurs toxines, notamment les microcystines (Santé Canada, 2020).

1.10.2 Situation réglementaire en Algérie

À ce jour, il n'existe pas de normes nationales spécifiques relatives aux cyanobactéries ou à leurs toxines en Algérie. Toutefois, les autorités compétentes, notamment le ministère des Ressources en eau, recommandent une surveillance régulière de la qualité des eaux, en particulier dans les réservoirs et barrages (Nasri et Bouaïcha, 2017).

Les recommandations de l’OMS servent de référence scientifique pour l’évaluation des risques et l’élaboration des mesures de gestion en cas de proliférations cyanobactériennes.

Partie Expérimentale

Chapitre 2

Matériel et méthodes

2.1 Caractérisation de la zone d'étude

2.1.1 Localisation géographique du barrage Manbaâ El Ghezlane

Le barrage Manbaâ El Ghezlane est situé dans la commune de Loutaya, dans la wilaya de Biskra, à environ 35 km au nord-est du chef-lieu. Il se trouve aux coordonnées 35°07'55''N de latitude et 5°35'22''E de longitude, avec une altitude d'environ 388 mètres au-dessus du niveau de la mer.



Figure 3. Localisation géographique du barrage de Manbaâ El Ghezlane (Google Earth, 2025).

2.1.2 Données générales sur le barrage

Le barrage Manbaâ El Ghezlane, mis en service en 2000, constitue une infrastructure hydraulique stratégique dans la région. Il joue un rôle essentiel dans l'irrigation agricole et la régulation des crues, contribuant ainsi à la gestion durable des ressources en eau (**Tableau 3**).

Tableau 3. Caractéristiques générales du barrage Manbaâ El Ghezlane (JRC, 2017).

Début de construction	1986
Miseen service	2000
Type de barrage	Barrage en terre et en enrochement
Longueur du barrage	315 mètres
Hauteur du barrage	20 mètres
Capacité de stockage	12 million de m ³

Utilisation	Irrigation, eau potable (n'est actuellement plus exploité à cette fin), protection contre les crues
Climat de la zone	Zone semi-aride, étés chauds, faibles précipitations

2.2 Échantillonnage

2.2.1 Choix des stations de prélèvement

Deux stations ont été sélectionnées au niveau du barrage Manbaâ El Ghezlane (wilaya de Biskra).

Le choix des sites d'échantillonnage s'est basé sur la présence visible de proliférations cyanobactériennes (eaux verdâtres) et sur la diversité potentielle observée. Ces sites présentaient également l'avantage d'être facilement accessibles, ce qui permettait un suivi régulier.

La sélection a été confirmée par une première observation macroscopique, suivie d'un examen microscopique de plusieurs échantillons prélevés à partir de différents points du barrage. Ces points ont permis une bonne couverture de l'écosystème aquatique pour l'analyse des paramètres physiques, chimiques et biologiques.



Figure 4. Localisation géographique des deux sites de prélèvement
(Google Earth, 2025).

Les coordonnées géographiques des stations prélèvement :

❖ **Site 01** :35.125571, 5.599505

❖ **Site 02** : 35.126212, 5.596812

2.2.2 Périodicité et fréquence des prélèvements

L'échantillonnage a été réalisé sur une période de trois mois consécutifs, à raison d'une campagne par mois, aux dates suivantes :

❖ 21 février 2025

❖ 17 mars 2025

❖ 23 avril 2025

Ce rythme a permis une première approche saisonnière des variations du milieu.

2.2.3 Méthodologie de prélèvement et de conservation

Les prélèvements ont été effectués manuellement à une profondeur comprise entre 0 et 20 cm, en bordure du plan d'eau. Pour chaque station et à chaque date, les échantillons suivants ont été collectés :

❖ 1 L d'eau pour les analyses physico-chimique.

❖ 500 ml dans une bouteille en plastique opaque, recouverte de papier aluminium, pour l'analyse de la chlorophylle-a.

❖ 500 ml dans une bouteille claire pour l'identification microscopique et l'essai de culture des cyanobactéries.

Les échantillons ont été conservés à l'abri de la lumière et transportés dans une glacière jusqu'au laboratoire, où les analyses ont été réalisées.



Figure 5. Méthode d'échantillonnage (Originale, 2025).

2.3 Etude structurale et quantitative des cyanobactéries

2.3.1 Identification microscopique

L'identification des cyanobactéries a été réalisée à l'état frais, à l'aide d'un microscope optique, avec des objectifs $\times 10$ et $\times 40$. Les échantillons ont été déposés directement sur lame, puis observés immédiatement. L'identification des genres récoltés s'est basée sur l'observation des caractères morphologique, tels que la forme (unicellulaire ou filamenteuse), ainsi que la présence ou l'absence de caractéristiques spécifiques comme une gaine gélatineuse, des akinètes ou des hétérocytes. L'analyse morphologique a été conduite selon les clés d'identification fournies par Bourrelly (1985), Komárek et Anagnostidis (1999) et Bernard (2014).

2.3.2 Dénombrement cellulaire

a. Remplissage de la cellule de Malassez

La cellule de Malassez a été soigneusement nettoyée, ainsi que la lamelle, à l'aide d'alcool à 70 %, puis rincée avec de l'eau distillée. La lamelle a ensuite été posée sur la cellule humidifiée pour garantir une bonne adhésion. Un volume de 10 à 15 μL d'échantillon homogénéisé a été introduit délicatement, à l'aide d'une micropipette, entre la lamelle et la cellule. Cette étape a été réalisée en prenant soin d'éviter la formation de bulles d'air et tout débordement (Studylib, s.d. ; Hassen, Bousaid et Sadok, 2015).

b. Observation microscopique

La cellule de Malassez a été soigneusement nettoyée, ainsi que la lamelle, à l'aide d'alcool à 70 %, puis rincée avec de l'eau distillée. La lamelle a ensuite été posée sur la cellule humidifiée pour garantir une bonne adhésion. Un volume de 10 à 15 µL d'échantillon homogénéisé a été introduit délicatement, à l'aide d'une micropipette, entre la lamelle et la cellule. Cette étape a été réalisée en prenant soin d'éviter la formation de bulles d'air et tout débordement (Studylib, s.d. ; Hassen, Bousaid et Sadok, 2015).

c. Calcul de la concentration cellulaire

- La concentration cellulaire totale

$$N_{(\text{cellule / ml})} = \frac{n \times 10^4}{v} \times d$$

N : Nombre total de cellules par millilitre de l'échantillon (cellules/mL).

n : Moyenne du nombre de cellules comptées dans 10 grands carrés de la cellule de Malassez.

10⁴: Est le facteur de conversion dû à la surface de la cellule de comptage (1 mm²).

d : Est le facteur de dilution.

V : volume d'échantillon observé en µL



Figure 6. Dénombrement cellulaire (Originale,2025).

3.4 Mesure des Paramètres physico-chimiques

2.4.1 Paramètres physiques

2.4.1.1 Température

La température de l'eau est mesurée *in situ* à l'aide d'un thermomètre électronique étalonné immergé directement dans le plan d'eau. La mesure est effectuée à une profondeur représentative (20 cm sous la surface) afin d'éviter l'influence directe de l'air ambiant, la température est ensuite enregistrée en degrés Celsius (°C). (ISO, 2018).

2 4.1.2. Conductivité

a. Préparation de la sonde :

La sonde du conductimètre est soigneusement rincée à l'eau distillée pour éliminer toute impureté, puis séchée avec un papier absorbant propre et non pelucheux.

b. Étape de calibration :

La sonde a été immergée dans une solution étalon de chlorure de potassium (KCl) à une concentration de 0,01 mol/L, correspondant à une conductivité de 1413 $\mu\text{S}/\text{cm}$ à 25°C. La lecture a ensuite été ajustée conformément aux instructions du fabricant pour garantir une précision optimale.

c. Rinçage entre les mesures :

Après chaque mesure, la sonde a été rincée soigneusement à l'eau distillée afin d'éviter toute contamination croisée entre les échantillons. APHA, 2017 ; Hach Company, 2020 ; Rodier, Legube et Merlet, 2009).

2.4.1.3 Matières en suspension

La détermination des matières en suspension a été réalisée selon la méthode décrite par les normes AFNOR (1997), ISO (1997) et APHA (2017) :

- Le filtre (47 µm) propre a été séché dans le four à 103–105 °C pendant 1 heure.
- Il a été laissé à refroidir dans un dessiccateur pendant au moins 15 minutes, puis pesé avec précision pour obtenir la masse initiale (P_1).
- Un volume compris entre 250 et 1000 ml de l'échantillon a été filtré complètement à travers le filtre préalablement pesé.
- Le filtre contenant les matières en suspension (MES) a été placé dans le four à 103–105 °C pendant au moins 1 heure.
- Après filtration, le filtre a été laissé à refroidir dans un dessiccateur pendant 15 à 30 minutes.
- Enfin, le filtre a été pesé à nouveau pour obtenir la masse finale (P_2).
- Calcule :

$$\text{Concentration en MES (g/L)} = \frac{P_2 - P_1}{V}$$

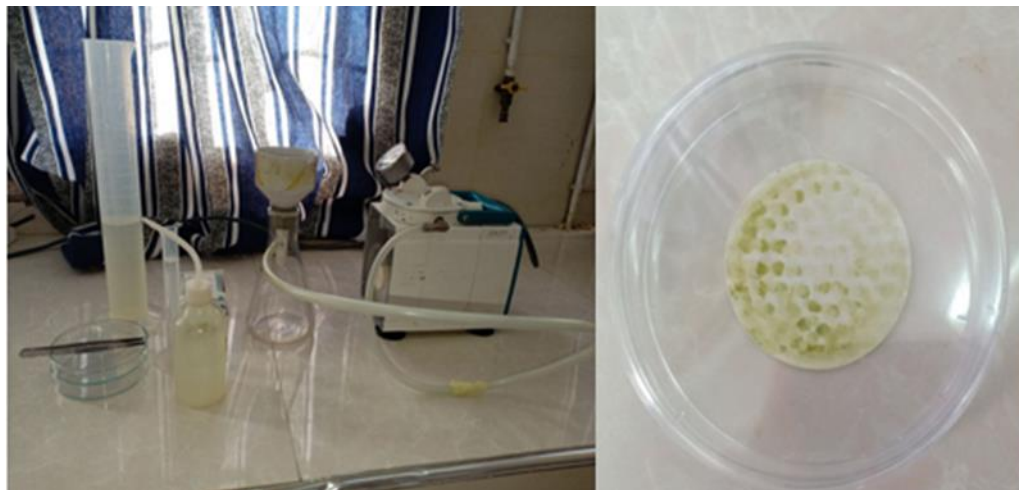


Figure 7. Matières en suspension (Originale, 2025).

2.4.2 Paramètres chimiques

2.4.2.1 Potentiel hydrogène (pH)

Le pH a été mesuré à l'aide d'un pH-mètre << *in situ* >>.

Mode opératoire : (Dewangan et *al.*, 2023)

- L'appareil a été calibré avec des solutions étalons de pH connu.
- L'électrode a été nettoyée avant chaque mesure, puis le pH a été directement mesuré dans les échantillons d'eau.
- Les valeurs obtenues ont été enregistrées.

2.4.2.2 Dosage des nitrates (NO_3^-)

Le dosage des nitrates repose sur leur réaction directe avec le 2,6-diméthylphénol en présence d'un mélange acide composé d'acide sulfurique et d'acide orthophosphorique. Cette réaction forme un composé coloré, le 4-nitro-2,6-diméthylphénol, dont l'intensité est proportionnelle à la concentration en nitrates. L'absorbance est mesurée par spectrophotométrie à 324 nm (MerckKGaA, 2013).

Mode opératoire :

- 2 ml de l'échantillon d'eau à analyser ont été prélevés dans une fiole propre de 50 mL.
- 14 ml du mélange d'acides (acide sulfurique + acide orthophosphorique) ont été ajoutés.
- Ensuite, 2 ml de la solution de 2,6-diméthylphénol ont été incorporés.
- Le mélange a été soigneusement agité et la réaction a été laissée se dérouler pendant 10 à 60 minutes à température ambiante.
- L'absorbance a été mesurée à 324 nm à l'aide d'un spectrophotomètre.

2.4.2.3 Dosage des orthophosphates (PO_4^{3-})

Le dosage des orthophosphates repose sur la réaction des orthophosphates avec le molybdate d'ammonium en milieu acide pour former un complexe bleu. Ce complexe est ensuite réduit par l'acide ascorbique en un composé coloré mesurable par spectrophotométrie. La mesure de l'absorbance à 880 nm permet de déterminer la concentration des phosphates dans l'échantillon (ISO, 2004).

Mode opératoire :

- 40 ml d'échantillon d'eau à analyser ont été prélevés.
- 1 ml d'acide ascorbique a été ajouté.
- 2 ml du réactif mixte contenant le molybdate d'ammonium et le tartrate d'antimoine et de potassium ont été incorporés.
- Le mélange a été laissé réagir pendant 10 minutes à température ambiante.
- L'absorbance a été mesurée à 880 nm à l'aide d'un spectrophotomètre.

2.4.3 Teneur en chlorophylle a

Le but de la mesure de la chlorophylle a est de déterminer la quantité de phytoplancton dans l'eau en particulier les cyanobactéries, qui ne contiennent que de la chlorophylle a. La teneur en chlorophylle-a a été mesurée par la méthode trichromatique (Aminot et Kerouel, 2004).

a. Filtration

- Un volume défini, en fonction de la richesse en phytoplancton (entre 500 ml et 1 L), a été filtré à l'aide d'un système de filtration sous vide équipé d'un filtre en esters de cellulose de porosité 47 μm .
- Le filtre n'a pas été laissé à sécher pendant la filtration.
- Le filtre a été plié sans dessécher, puis placé dans un tube en polypropylène de 10 à 15 ml, fermé hermétiquement et protégé par du papier aluminium.

b. Extraction

- 10 ml d'acétone à 90 % ont été ajoutés dans le tube contenant le filtre.
- Le filtre a été broyé à l'aide d'une baguette en verre ou au moyen d'un tube en verre à extrémité coupante.
- Le mélange a été agité doucement, puis placé au réfrigérateur pendant la nuit.

c. Centrifugation

- Le volume du solvant a été ajusté et noté.
- Les extraits ont été centrifugés à 3000–4000 tours/min pendant 5 à 10 minutes.
- Le surnageant a été récupéré pour la mesure spectrophotométrique en évitant

d'entraîner les fibres.

d. Mesure des absorbances selon la méthode trichromatique

- L'extrait a été laissé revenir à température ambiante.
- La cuve a été rincée deux fois avec un peu d'échantillon.
- Un volume suffisant a été transféré sans entraîner de fibres, en vérifiant la propreté des faces de la cuve.
- Les absorbances ont été mesurées à 630, 647, 664 et 750 nm.

e. Calculs

- Les valeurs obtenues ont été utilisées pour calculer la chlorophylle a selon la formule spécifique suivante :

$$[\text{Chl a}] \mu\text{g/l} = (11,85 \times A_{664} - 1,54 \times A_{647} - 0,08 \times A_{630}) \times v / V \times l$$

V : volume de l'eau filtrée, exprimé en litres.

v : volume du solvant d'extraction utilisé en millilitres.

l : longueur du trajet optique de la cuve en centimètres

2.5 Étude culturelle des souches identifiées

2.5.1 Préparation des milieux de culture

❖ Préparation du milieu BG11

Le milieu de culture BG11 a été choisi en raison de sa richesse en nutriments minéraux spécifiques, dont la composition est rigoureusement définie et parfaitement adaptée à la croissance des cyanobactéries (Coulibaly *et al.*, 2014). La préparation de ce milieu suit un protocole bien défini, en plusieurs étapes :

Tableau 4. Composition du milieu minéral (D'après Coulibaly et al., 2014)

Composé	Formule chimique
Nitrate de sodium	NaNO ₃
Monohydrogénophosphate de potassium	K ₂ HPO ₄
Sulfate de magnésium heptahydraté	MgSO ₄ ·7H ₂ O
Chlorure de calcium dihydraté	CaCl ₂ ·2H ₂ O
Acide citrique monohydraté	C ₆ H ₈ O ₇ ·H ₂ O
EDTA disodique	C ₁₀ H ₁₄ N ₂ Na ₂ O ₈ ·2H ₂ O

Carbonate de sodium	Na_2CO_3
Citrate de fer ammoniacal	$\text{C}_6\text{H}_5\text{FeO}_7 \cdot \text{NH}_4$
Solution d'oligoéléments (mélange "métaux")	

Tableau 5. Composition du mélange d'oligoéléments (pour 250 ml d'eau distillée)
(D'après Coulibaly *et al.*, 2014)

Composé	Formule chimique
Acide borique	H_3BO_3
Chlorure de manganèse tétrahydraté	$\text{MnCl}_2 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$
Sulfate de zinc heptahydraté	$\text{ZnSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$
Molybdate de sodium dihydraté	$\text{Na}_2\text{MoO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$
Sulfate de cuivre pentahydraté	$\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$
Nitrate de cobalt hexahydraté	$\text{Co}(\text{NO}_3)_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$

- Le pH du milieu est ajusté à $7,1 \pm 0,1$ à l'aide d'HCl dilué ou de NaOH.
- Le milieu est autoclavé à 121 °C pendant 15 à 20 minutes.
- Le milieu stérilisé est ensuite conservé à température ambiante ou au réfrigérateur pour éviter toute contamination (Coulibaly *et al.*, 2014).
- La croissance des cyanobactéries est lente, nécessitant 5 à 6 semaines pour un bon développement (Coulibaly *et al.*, 2014).

❖ Préparation du milieu Zarrouk

La préparation de ce milieu suit un protocole bien défini, en plusieurs étapes :

Tableau 6. Composants principaux du milieu Zarrouk (Zarrouk, 1966 ; Vonshak, 1997)

Composé	Formule chimique
Bicarbonate de sodium	NaHCO_3
Carbonate de sodium	Na_2CO_3
Nitrate de sodium	NaNO_3
Phosphate dipotassique	K_2HPO_4
Sulfate de potassium	K_2SO_4
Chlorure de sodium	NaCl
Sulfate de magnésium heptahydraté	$\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$

Chlorure de calcium dihydraté	$\text{CaCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$
Sulfate ferreux heptahydraté	$\text{FeSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$
EDTA disodique	Na_2EDTA
Solution d'oligo-éléments	

Tableau 7. Solution d'oligo-éléments (à préparer à part – stock 250 m L) (Zarrouk, 1966 ; Vonshak, 1997)

Composé	Formule chimique
Acide borique	H_3BO_3
Chlorure de manganèse	$\text{MnCl}_4 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$
Sulfate de zinc	$\text{ZnSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$
Sulfate de cuivre	$\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$
Molybdate d'ammonium	$(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24} \cdot 4\text{H}_2\text{O}$ ou MoO_3

- Le pH du milieu est ajusté à 9,5–10,5 à l'aide d'HCl dilué ou de NaOH.
- Le milieu est en suite autoclavé à 121 °C pendant 15 à 20 minutes.
- Le milieu stérilisé est conservé à température ambiante ou au réfrigérateur pour éviter toute contamination.
- Le bicarbonate de sodium (NaHCO_3), étant une substance thermosensible, doit impérativement être ajouté au milieu de culture après le processus de stérilisation (autoclavage) et refroidissement (Zarrouk, 1966 ; Vonshak, 1997)

▪ Conditions de culture

- Les cyanobactéries sont cultivées dans des contenants transparents stériles avec assurant une bonne aération.
- L'éclairage doit être constant mais modéré, idéalement à l'aide de néons horticoles 24h/24.
- L'éclairage doit être constant mais modéré et une température 30–35 °C est généralement suffisante pour la croissance.
- La croissance des cyanobactéries est lente, nécessitant 5 à 6 semaines pour un bon
- Le NaHCO_3 sert de source principale de carbone, et le NaNO_3 d'azote.
- La croissance des cyanobactéries, nécessitant généralement atteinte en 7 à 14 jours. (Vonshak, 1997 ; Richmond, 2004 ; Zarrouk, 1966).

Chapitre 3

Résultats et discussions

3.1 Identification des cyanobactéries

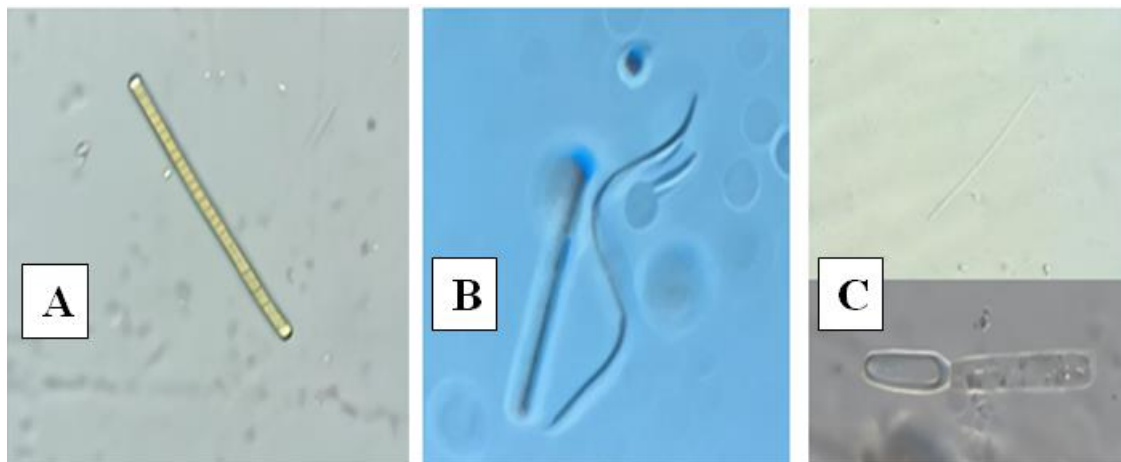


Figure 8. Observation microscopique de genre identifié dans l'eau de barrage Manbaâ El Ghezlane avec un objectif $\times 40$ et $\times 10$ (Originale ; 2025) A : *Pseudanabaena* sp ;
B : *Spirulina* sp; C : *Cylandropermopsis* sp.

L'observation microscopique des échantillons dans le site 01 et 02 pendant le trois mois d'étude (février; mars, avril) issus de l'eau de barrage étudié a permis de mettre en évidence la présence de plusieurs genres de cyanobactéries caractéristiques. Trois morphotypes distincts ont été identifiés :

Le morphotype A, observé sous forme de filaments fins, rectilignes et non hétérocystés, est attribué au genre *Pseudanabaena*. Cette cyanobactérie présente une organisation trichomatique simple, typique des formes planctoniques (Bourrelly, 1985 ; Bernard, 2014).

Le morphotype B, correspond à des filaments spiralés, mobiles, avec un aspect hélicoïdal très distinctif, caractéristiques du genre *Spirulina* (Bourrelly, 1985 ; Bernard, 2014).

Le morphotype C, une structure cellulaire unique, à extrémité arrondie et à contenu granulaire, a été attribuée au genre *Cylandropermopsis*, connu pour ses capacités de production de toxines et son apparition sporadique (Dawson, 1998 ; Bernard, 2014).

L'identification morphologique des cyanobactéries dans les échantillons prélevés révèle une diversité modérée, dominée par *Pseudanabaena* et suivie de *Spirulina*, tandis que *Cylandropermopsis* apparaît de manière sporadique. Cette composition pourrait refléter une dynamique écologique influencée par les conditions saisonnières et les paramètres physico-chimiques du barrage.

3.2 Dénombrement cellulaire

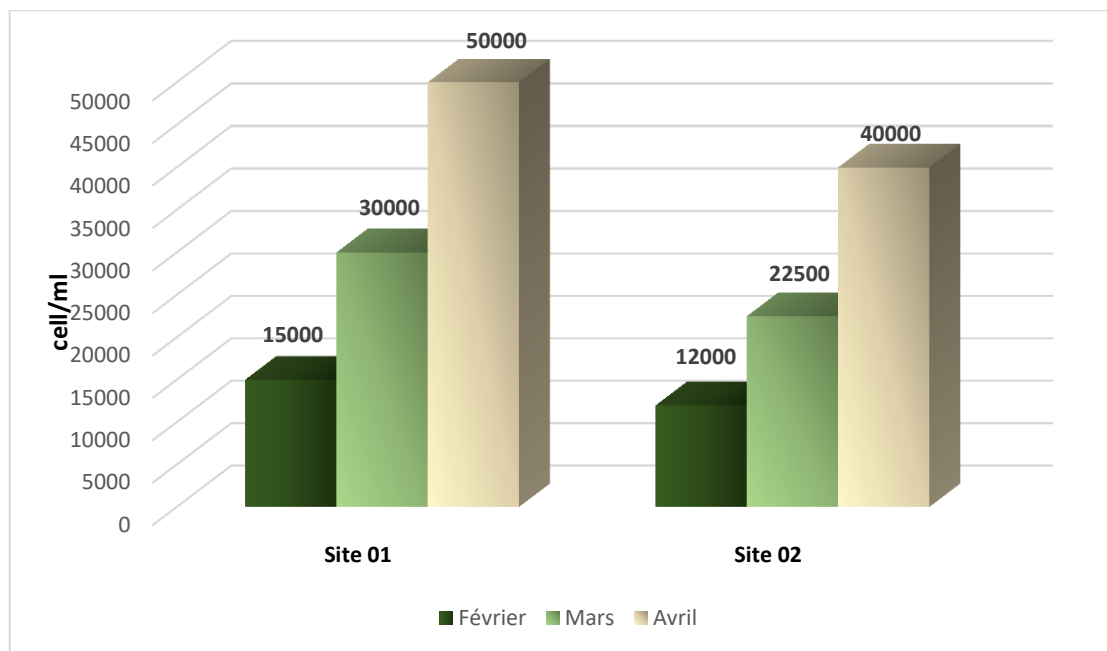


Figure 9. Résultats du dénombrement entre Février et Avril (2025).

Les résultats de dénombrement ont révélé une augmentation progressive de la densité cellulaire des cyanobactéries entre février et avril, avec des valeurs allant de 15 000 à 50 000 cellules/ml au Site 01, et de 12 000 à 40 000 cellules/ml au Site 02. Cette dynamique croissante suggère une prolifération continue du phytoplancton cyanobactérien, favorisée vraisemblablement par des conditions environnementales propices, telles que la hausse de température, l'allongement de la photopériode, et l'enrichissement en nutriments azotés et phosphorés.

Bien que les écarts entre les deux sites restent modérés, ils peuvent traduire des différences locales (profondeur, lumière, turbulence), influençant la dynamique des populations. Sur le plan sanitaire, les densités mesurées dépassent largement les seuils de référence de l'OMS (2 000 cellules/ml pour l'eau brute destinée à la consommation et 20 000 cellules/ml pour les eaux de baignade), ce qui soulève un risque potentiel, en particulier en cas de présence d'espèces toxigènes *Cylindrospermopsis*.

4.3 Résultats de la mesure des paramètres physico-chimiques

3.3.1 Paramètres physiques

3.3.1.1. Température

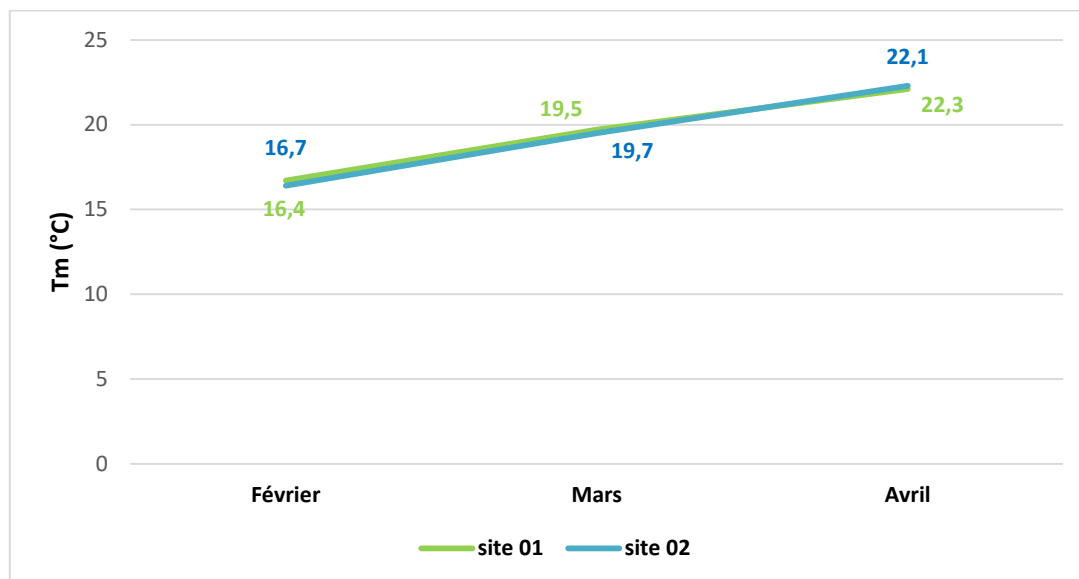


Figure 10. Evolution de la Température entre Février et Avril (2025).

Les résultats obtenus entre février et avril révèlent une augmentation progressive de la température dans les deux stations d'échantillonnage. En février, le site 01 affichait une température plus élevée (18,4 °C) que le site 02 (16,7 °C). En mars, les températures étaient relativement proches (19,5 °C et 19,7 °C), pour atteindre environ 22 °C dans les deux sites au mois d'avril.

Cette évolution thermique le réchauffement saisonnier naturelle lié à l'arrivée printemps, L'écart observé en février entre les deux sites pourrait s'expliquer par des facteurs environnementaux spécifiques, tels que la profondeur de l'eau, l'exposition à la lumière solaire ou la circulation hydrique.

D'après Bernard (2014), la plage de température optimale pour la croissance de nombreuses cyanobactéries se situe entre 20 °C et 30 °C. Cette donnée concorde avec la dominance observée de *Spirulina* en avril, suggérant que ce genre bénéficie de conditions thermiques plus élevées. À l'inverse, la présence marquée de *Pseudanabaena* durant les mois plus frais de février et mars laisse supposer une meilleure capacité d'adaptation à des températures relativement basses.

3.3.1.2. Conductivité

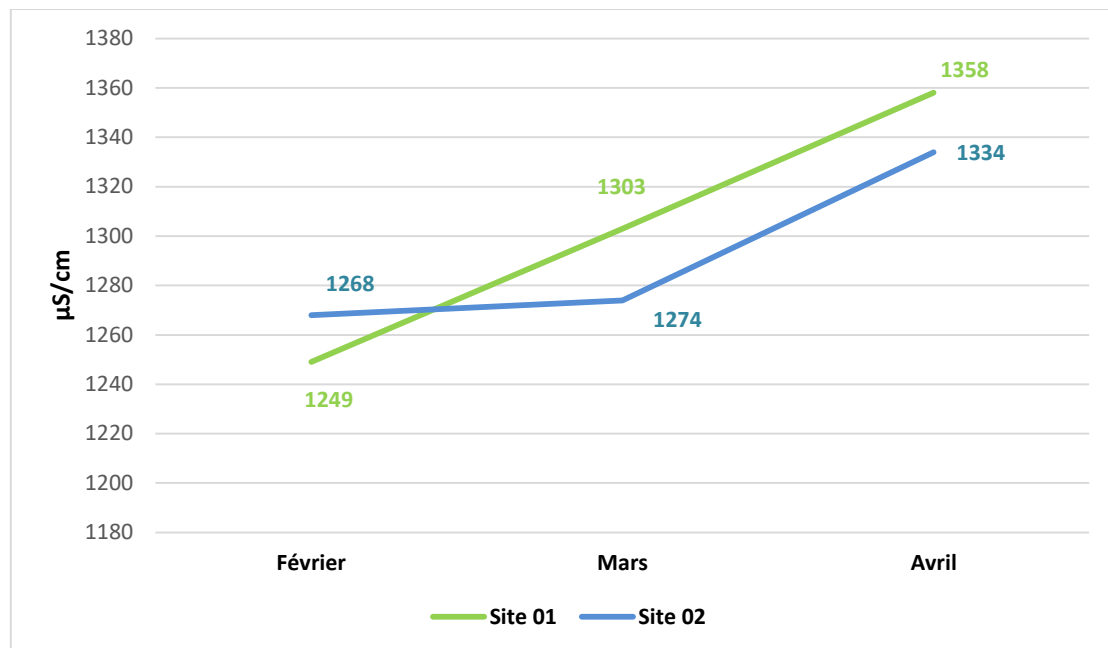


Figure 11. Evolution de la Conductivité entre Février et Avril (2025).

Les mesures de conductivité électrique dans les deux sites montrent une augmentation progressive de février à avril, avec des valeurs comprises entre 1249 et 1358 $\mu\text{S}/\text{cm}$ pour le site 01, et entre 1268 et 1334 $\mu\text{S}/\text{cm}$ pour le site 02. Ces valeurs, bien qu'élevées, restent en dessous du seuil OMS de 2000 $\mu\text{S}/\text{cm}$, pour les eaux destinées à la consommation humaine (Rodier, 2009).

Cette augmentation est principalement due à l'évaporation accrue liée à la montée des températures printanières, ainsi qu'aux apports de sels par ruissellement, infiltration et activités agricoles modérées. La faible différence entre les sites indique une homogénéité du bassin, malgré une minéralisation légèrement plus marquée au site 01 en avril.

Les niveaux élevés de conductivité favorisent la prolifération de cyanobactéries halotolérantes notamment *Pseudanabaena sp.* et *Spirulina sp.*, toutes deux identifiées dans les échantillons analysés.

3.3.1.3. Matière en suspension (MES)

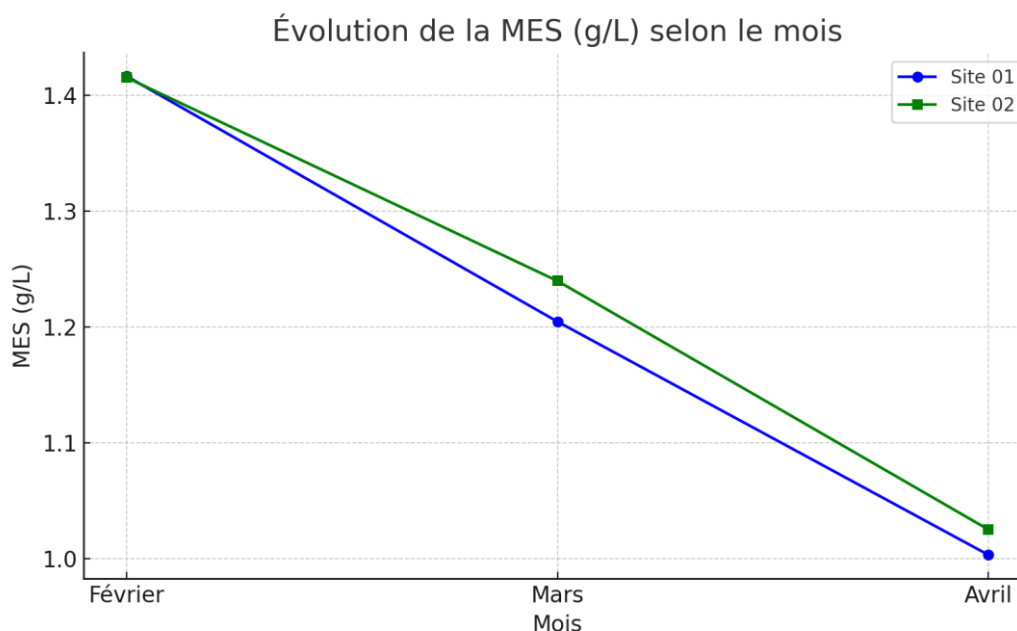


Figure 12. Evolution des Matières En Suspension entre février et avril (2025).

Les concentrations de matière en suspension (MES) mesurées au niveau des deux sites du barrage étudié présentent une diminution des concentrations en MES. Elles oscillent entre 1,0034 mg/L (Site 01 – avril) et 1,4165 mg/L (Site 01 – février), avec des valeurs comparables relevées au Site 02, comprises entre 1,0253 mg/L et 1,4153 mg/L.

Les niveaux les plus élevés ont été systématiquement enregistrés en février, tandis que les plus faibles ont été notés en avril, traduisant une amélioration progressive de la clarté de l'eau au fil du temps.

Cette diminution de MES pourrait avoir contribué à la prolifération progressive des cyanobactéries observée durant la même période, les genres *Pseudanabaena* et *Spirulina*.

Une faible turbidité favorise en effet une meilleure pénétration de la lumière dans la colonne d'eau, paramètre essentiel pour l'optimisation de la photosynthèse chez ces organismes (Paerl et Otten, 2013). De plus, la majorité des cyanobactéries se développent préférentiellement dans des milieux aquatiques stables, bien éclairés et peu turbides, conditions qui limitent la compétition avec d'autres groupes phytoplanctoniques (Reynolds, 2006). Ainsi, une baisse de MES = une transparence accrue de l'eau = un environnement propice à la croissance des cyanobactéries.

Les faibles concentrations de MES enregistrées dans les deux stations traduisent globalement une bonne qualité optique de l'eau, favorable à la stabilité du milieu. Cette

évolution coïncide avec l'intensification du développement cyanobactérien au printemps, suggérant une interaction positive entre les conditions physico-chimiques (en particulier la clarté de l'eau) et la dynamique des communautés phytoplanctoniques. Ces résultats soulignent l'importance d'un suivi écologique intégré pour mieux comprendre et anticiper les phénomènes de prolifération algale dans les écosystèmes d'eaux continentales.

3.3.2. Paramètres chimiques

3.3.2.1. Potentiel hydrogène (pH)

Le pH, un facteur crucial dans la qualité de l'eau, influence à la fois la santé des écosystèmes aquatiques et la biodisponibilité des nutriments. Sa mesure permet de détecter rapidement les changements environnementaux (Dewangan et al., 2023)

Les mesures mensuelles du pH effectuées aux deux stations d'échantillonnage entre février et avril montrent des fluctuations modérées mais significatives (Fig 13.).

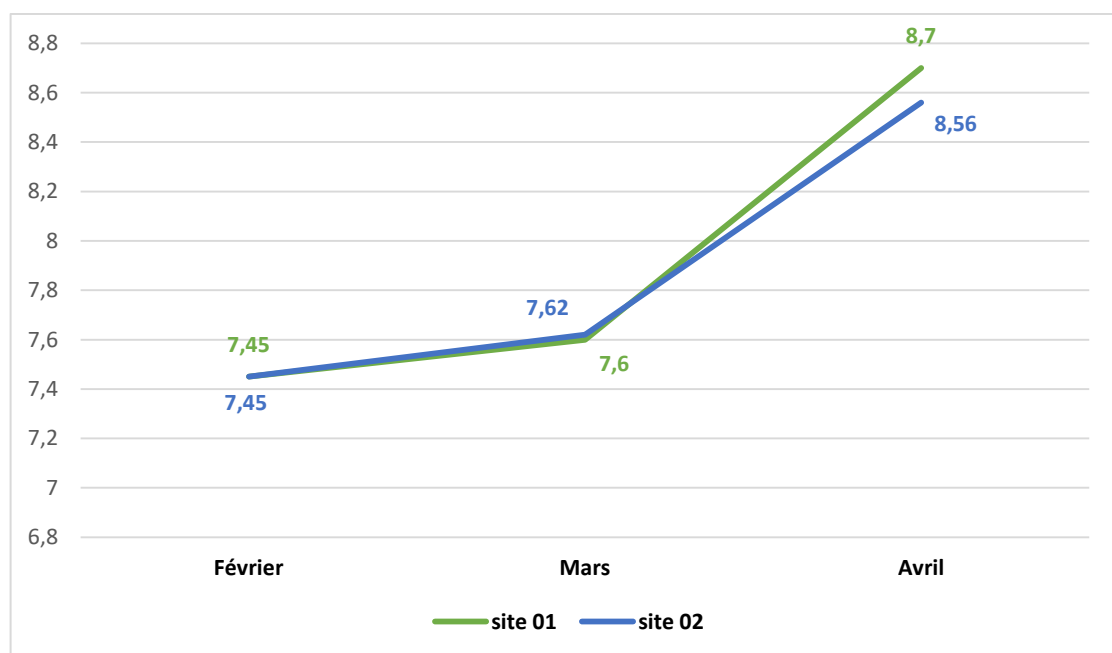


Figure 13. Variation de pH entre février et avril (2025).

Avec des valeurs quasi identiques entre les deux stations en février et mars et une augmentation plus sensible à la station 01 en avril, on observe une tendance à l'augmentation progressive du pH au cours du mois.

La moyenne mensuelle de la station 01 est de 7.92 ± 0.56 alors que celle de la station 02 est de 7.88 ± 0.49 .

Selon l'OMS, Les valeurs obtenues se situent dans la plage de neutralité légèrement peu profonde, qui est typique des systèmes d'eau douce relativement stables. Cette élévation du

pH au mois d'avril est en relation avec :

- L'élévation de la température au fil des mois, réduit la solubilité du CO₂ dans l'eau et freine sa transformation en acide carbonique, limitant ainsi l'acidification du milieu (Stumm et Morgan, 1996). Par ailleurs, cette température plus élevée, combinée à la disponibilité du CO₂ non transformé et à un pH relativement stable, stimule l'activité photosynthétique des organismes autotrophes aquatiques, en particulier les cyanobactéries. C'est ce qu'a confirmé Jean-Claude Améglio (2019), ajoutant également que l'augmentation de la température stimule les enzymes impliquées dans la photosynthèse des organismes autotrophes. Il en résulte donc un milieu plus alcalin.
- Une diminution de l'effet de dilution pendant la période sèche (avril) entraîne une concentration de composés basiques. Wetzel (2001) a donné quelques exemples des éléments responsables de cette alcalinité, notamment les ions bicarbonates (HCO₃⁻), les ions carbonates (CO₃²⁻), les ions hydroxyde (OH⁻) ainsi que les sels alcalins comme le carbonate de calcium (CaCO₃) qui, à leur tour, créent un milieu favorable à la prolifération des cyanobactéries.

Ces résultats sont en accord avec ceux rapportés par Ghasemi et *al.* (2020) dans les eaux du barrage de Chah Niemeh en Iran, où le pH variait de 7,2 à 8,8 avec des pics printaniers liés à la prolifération algale.

De même, une étude menée en Algérie par Gherib et *al.* (2023) a observé que les valeurs de pH supérieures à 8 au printemps coïncidaient souvent avec une dominance de cyanobactéries dans les plans d'eau eutrophes.

En résumé, alors que les valeurs de pH sont généralement avantageuses pour la vie aquatique, leur élévation au printemps peut indiquer une augmentation de l'activité photosynthétique elle-même. Paerl et Otten (2016) soulignent l'importance de suivre de près cette dynamique, car elle peut indiquer des circonstances idéales pour la prolifération des cyanobactéries dans les environnements eutrophes.

3.3.2.2. Concentration en nitrates (NO_3^-)

Les concentrations en nitrates (NO_3^-) ont été mesurées mensuellement de février à avril dans les deux stations. Les résultats montrent une augmentation continue au fil des mois dans les deux sites (fig.14) :

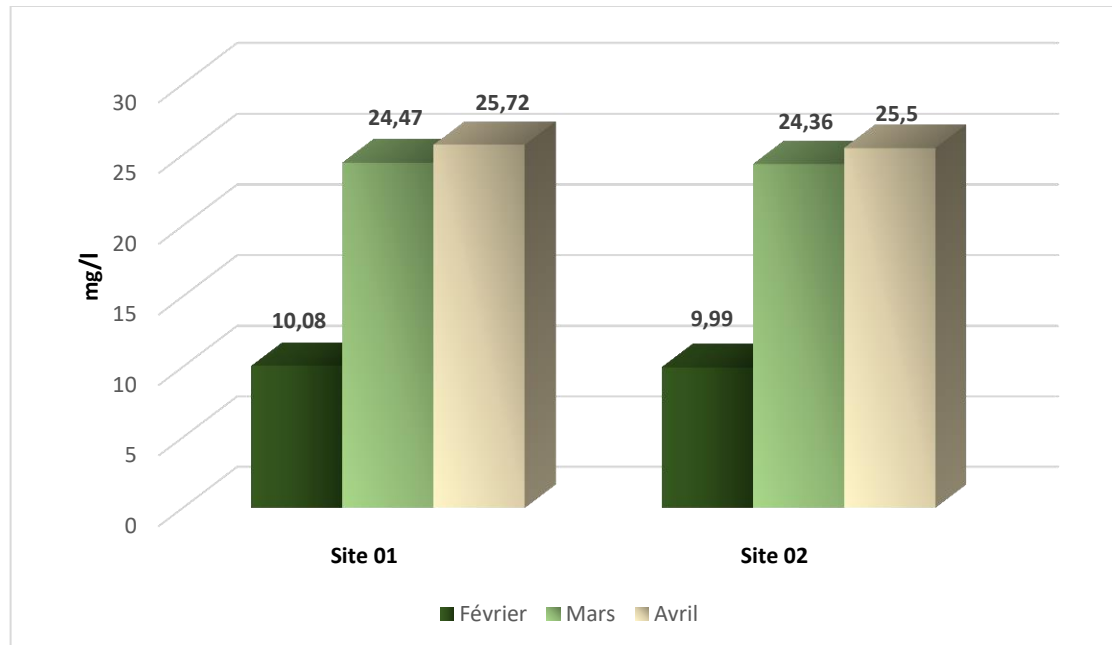


Figure 14. Variation des concentrations en nitrates entre février et avril (2025).

Entre les deux stations, la concentration en nitrates augmente dans une direction étroite et parallèle, avec des valeurs à peu près égales. Dans les deux cas, le pic maximal est atteint en avril, avec peu de différence entre les deux sites ($<0,35$ mg/L).

La concentration importante de nitrates en février peut s'expliquer par le faible niveau du sol après les premières pluies d'hiver, qui a entraîné la libération de grandes quantités de nitrates dans les eaux de surface.

Alors que l'augmentation marquée entre les mois de mars et d'avril peut être attribuée à plusieurs facteurs, parmi lesquels :

➤ **Accélération de l'activité microbienne liée à la hausse des températures**

Avec l'élévation progressive de la température au printemps, l'activité des micro-organismes du sol et des sédiments, en particulier les bactéries ammonifiantes et nitrifiantes, s'intensifie. Ce phénomène favorise la décomposition de la matière organique azotée (protéines, acides aminés), qui libère de l'ammonium (NH_4^+). Ce dernier est ensuite

rapidement transformé en nitrites (NO_2^-) puis en nitrates (NO_3^-) par l'action successive des bactéries du genre *Nitrosomonas* et *Nitrobacter* (Zhao et al., 2022 ; Kuypers et al., 2018). Cette nitrification accrue explique en grande partie la montée des concentrations observée au printemps.

➤ Décomposition de la matière organique

Selon Zhao et al. (2022), l'élévation de la température stimule l'activité microbienne, ce qui accélère la décomposition de la matière organique dans le sol. Ce processus libère de l'azote, lequel est ensuite transformé en nitrates par les bactéries nitrifiantes.

Selon les recommandations de l'OMS, la concentration maximale en nitrates dans l'eau potable ne doit pas dépasser 50 mg/L (OMS, 2011). Le tableau (tab. 8) résume ses classifications de la qualité de l'eau en fonction des concentrations en nitrates :

Tableau 8. Classification de la qualité de l'eau selon la concentration en nitrates

(OMS, 2011)

Concentration en nitrate mg/L)	< 10 mg/L	10 –25mg/L	25–50mg/L	50 –100mg/L	> 100 mg/L
Catégorie de qualité de l'eau	Très bonne qualité	Bonne qualité	Qualité moyenne	Mauvaise qualité	Qualité dangereuse

Dans le cas du barrage Manbaâ El Ghezlane, les concentrations mesurées, comprises entre 10,08 et 25,72 mg/L, bien qu'inférieures au seuil maximal recommandé par l'OMS, s'inscrivent dans une plage correspondant à une qualité d'eau allant de bonne à moyenne. Cette charge en nitrates témoigne d'une pression nutritive modérée, qui pourrait favoriser des phénomènes d'eutrophisation si elle venait à s'intensifier ou à se prolonger.

Les fortes concentrations de nitrates observées dans le barrage, surtout au printemps, coïncident avec l'augmentation du nombre de cyanobactéries. Cette forte teneur en azote constitue un environnement favorable à leur développement.

Les niveaux accrus de nitrates observés en avril pourraient lentement se réduire à mesure qu'ils sont absorbés par le phytoplancton et les cyanobactéries, dont l'activité

s'intensifie avec l'arrivée du printemps. Cette situation est corroborée par l'étude de Ye et al. (2012), qui ont observé une relation inverse significative entre la concentration en nitrates et la biomasse des cyanobactéries, indiquant que la prolifération de ces dernières peut entraîner une diminution des nitrates disponibles dans l'eau. Bayerl et Otten (2016) ont également ajouté que ce processus d'absorption biologique joue un rôle clé dans la gestion des nutriments dans les écosystèmes eutrophes..

3.3.2.3. Teneur en orthophosphates (PO_4^{3-})

Les concentrations d'orthophosphate (PO_4^{3-}) ont été contrôlées dans les deux stations entre février et avril. Une augmentation progressive significative a été observée au cours de cette période (fig.15) :

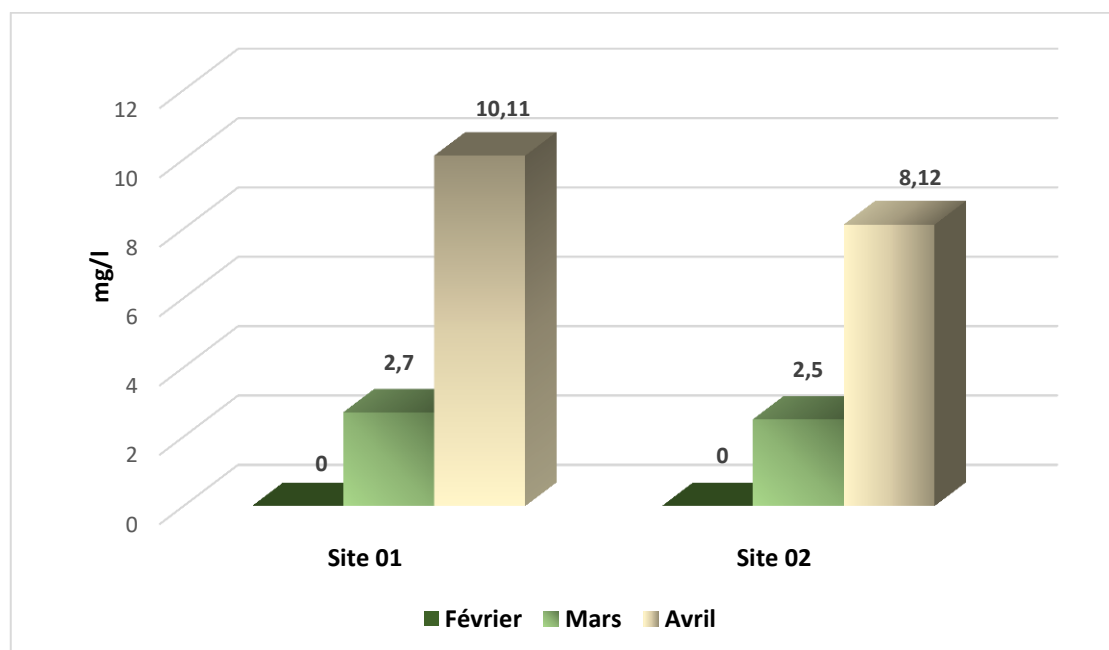


Figure 15. Variation des concentrations en orthophosphates entre février et avril(2025).

L'absence totale d'orthophosphates en février dans les deux stations a été suivie d'une hausse progressive entre mars et avril, avec un pic observé en avril dans la station 01, où la concentration a atteint 10,11 mg/litre.

L'orthophosphate représente la forme de phosphore la plus aisément assimilable par les organismes autotrophes tels que les algues et les cyanobactéries, ce qui crée un environnement favorable à leur développement, comme le confirment les observations simultanées d'une augmentation de leurs populations.

L'absence de phosphates en février pourrait s'expliquer par une faible activité agricole hivernale ou par leur piégeage dans les sédiments, comme l'ont proposé Van Cappellen et Ingall (1994).

En revanche, l'augmentation rapide enregistrée en mars, et surtout en avril, peut être liée à plusieurs sources potentielles :

➤ **L'utilisation d'engrais phosphatés dans les terres agricoles voisines**

Entre mars et avril, et plus particulièrement au cours de la semaine précédant le prélèvement d'avril, des précipitations notables ont été enregistrées. Cet épisode pluvieux a pu entraîner un ruissellement significatif des terres agricoles vers le barrage, provoquant une augmentation des apports en phosphates, tant dissous que particuliers. Cette arrivée soudaine de nutriments coïncide avec le début de la saison de croissance et pourrait constituer un facteur déclencheur de la prolifération printanière des cyanobactéries (Paerl et Huisman, 2009).

➤ **Les déversements provenant des ménages ou des industries riches en phosphore,** notamment ceux issus des eaux usées non traitées ou des produits de nettoyage tels que les lessives et les détergents, qui peuvent contribuer à l'apport en phosphore dans le corps d'eau (Encyclopédie de l'Environnement, 2017).

➤ **La remise en suspension du phosphore piégé dans les sédiments en conditions anoxiques,** souvent causées par une forte activité biologique :

- **La photosynthèse en surface**
- **La respiration microbienne en profondeur.**

Ce phénomène rend le phosphore à nouveau disponible dans la colonne d'eau. Zhang et al. (2022) ont montré, dans une étude sur le lac Taihu, que la décomposition des blooms algaux stimule le recyclage du phosphore et renforce le processus d'eutrophisation.

Cette relation entre l'élévation soudaine du phosphore et la prolifération des cyanobactéries est bien documentée par Reynolds (2006), qui souligne que même une hausse temporaire de phosphates suffit à déclencher un bloom si la température et la lumière sont favorables.

Après avoir examiné en profondeur les différentes causes possibles de l'augmentation des orthophosphates, notamment au printemps, il était nécessaire de replacer ces résultats dans un cadre d'interprétation plus général. En se référant aux critères établis par l'OMS et l'UNESCO (2006), on considère qu'une concentration en phosphates supérieure à 0,1 mg/L correspond à une eau de mauvaise qualité, avec un risque élevé d'eutrophisation.

En raison des concentrations élevées de phosphates dans le barrage de Manbaâ El

Ghezlane, ses eaux sont classées comme très mauvaise selon les classifications de l'OMS et de l'UNESCO, comme résumé dans le tableau suivant (tab.09) :

Tableau 9. Classification de la qualité de l'eau selon la concentration en orthophosphates (d'après l'OMS et l'UNESCO, 2006)

Concentration en phosphates (mg/L)	< 0.05	0.05 – 0.1	> 0.1
Qualité de l'eau selon l'OMS/UNESCO	Bonne (risque faible d'eutrophisation)	Moyenne (risque modéré)	Mauvaise

3.3.3 Teneur en chlorophylle a

Les concentrations en chlorophylle a, indicateur principal de la biomasse phytoplanctonique (Mudaliar et Pandya, 2023), ont été mesurées dans les deux stations au cours des mois de février, mars et avril. Les résultats obtenus (Fig.16) montrent une augmentation continue des concentrations dans le temps, et ce, dans les deux stations :

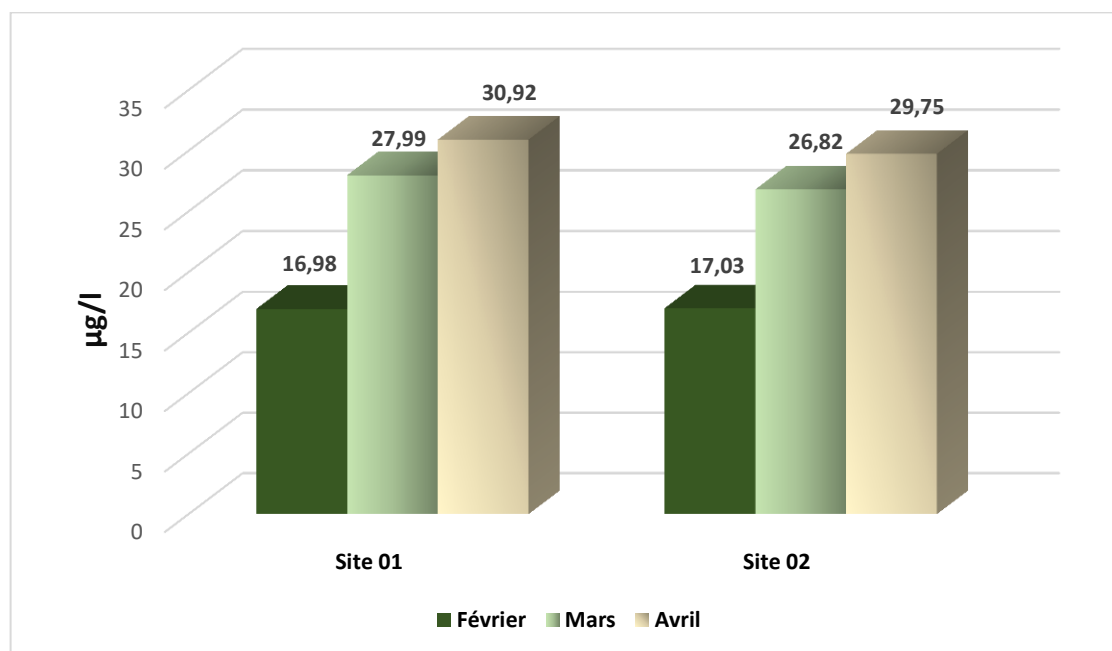


Figure 16. Variation des concentrations en chlorophylle a entre février et avril (2025).

Les deux stations présentent des valeurs similaires de chlorophylle a, bien que légèrement plus élevées à la station 01.

L'augmentation progressive des concentrations de chlorophylle entre février et avril reflète une intensification de la productivité phytoplanctonique, probablement liée à l'évolution des conditions saisonnières.

Ce phénomène saisonnier a été largement observé dans la littérature. Plusieurs études, notamment celles de Luo et *al.* (2009) et He et *al.* (2023), ont signalé des hausses marquées de chlorophylle a au printemps dans divers écosystèmes aquatiques, confirmant une dynamique de développement phytoplanctonique accrue durant cette période.

Ainsi, sur une échelle temporelle beaucoup plus longue, Zhang et *al.* (2021) ont pu clairement observer ce phénomène au cours de leur surveillance de 31 ans (1987–2018) à l'aide d'images satellite du lac Donghu, dans le but de démontrer les effets cumulatifs des pressions anthropiques sur la dynamique de la chlorophylle a et la productivité algale.

Par ailleurs, Chen et *al.* (2022) soulignent que de telles augmentations de la chlorophylle peuvent également annoncer l'apparition d'efflorescences algales nuisibles (HABs), représentant un risque potentiel pour la qualité de l'eau.

Enfin, selon nos résultats et en nous référant à la classification des eaux superficielles basée sur la concentration en chlorophylle a, l'eau du barrage Manbaâ El Ghezlane peut être qualifiée d'eutrophe dans les deux stations au mois de février, avec des concentrations respectives de 16,98 µg/l (station 01) et 17,03 µg/l (station 02). En revanche, pour les mois de mars et avril, les concentrations mesurées dépassent le seuil de 25 µg/l dans les deux stations, ce qui permet de classer ces eaux comme hypertrophes.

Une telle classification trophique, notamment en état hypertrophe, suggère une dégradation de la qualité de l'eau, la rendant potentiellement inappropriée pour les usages sensibles tels que l'eau potable ou la baignade sans traitement préalable.

Tableau 10. Classification de la qualité de l'eau selon la concentration en chlorophylle a
(L'Agence de l'eau Rhône-Méditerranée-Corse, 2011)

Concentration en chlorophylle a (µg/L)	< 2,5 µg / l	2,5 - 8 µg / l	8 – 25 µg / l	>25 µg / l
La qualité de l'eau	Oligotrophe	Mésotrophe	Eutrophe	Hypertrophe

3.5. Croissance en culture

Une culture expérimentale a été entreprise à partir d'échantillons prélevés au niveau du site 01 au mois d'avril, afin de garantir une plus grande diversité et densité en cyanobactéries en utilisant deux milieux de culture distincts : BG11 et Zarrouk. , dans le but d'évaluer leur comportement différentiel selon les conditions physico-chimiques du milieu.

Les échantillons utilisés pour la culture contenaient les trois types de cyanobactéries : *Pseudanabaena*, *Spirulina* et *Cylindrospermopsis*.

3.5.1. Résultats de la culture en milieu BG11

la croissance a été suivie sur une période de 20 jours. Une prolifération progressive de *Pseudanabaena* a été observée, témoignant d'une bonne adaptation à ce milieu. En revanche, *Spirulina* a maintenu une stabilité relative au cours des 12 premiers jours de culture, avant de connaître une diminution progressive de sa densité cellulaire. Ce déclin, parallèle à un ralentissement de la croissance de *Pseudanabaena*, pourrait s'expliquer par un appauvrissement progressif du milieu en nutriments essentiels ou par l'accumulation de métabolites secondaires inhibiteurs.

3.5.2. Résultats de la culture en milieu Zarrouk

Les premiers jours de culture ont été marqués par une croissance concomitante de *Pseudanabaena* et *Spirulina*. Toutefois, après deux semaines, une diminution significative de la densité de *Spirulina* a été constatée, tandis que *Pseudanabaena* poursuivait sa croissance. À partir de la troisième semaine, ces deux genres ont montré une régression notable, contrastée par une multiplication marquée de *Cylindrospermopsis*. Cette dernière est progressivement devenue dominante au terme de la quatrième semaine, suggérant une meilleure aptitude écologique à exploiter les ressources du milieu Zarrouk sur le long terme.

Ces résultats mettent en évidence l'existence d'une dynamique compétitive complexe entre les genres cyanobactériens étudiés, façonnée par les caractéristiques physico-chimiques propres à chaque milieu et modulée par les exigences écophysiologiques spécifiques à chaque taxon (Paerl, Uusitalo, Soininen, et Lehtimäki, 2019).

Conclusion

Conclusion

À travers cette étude menée sur les cyanobactéries dans les stations S01 et S02 du barrage Fontaine des Gazelles à Biskra, durant les mois de février, mars et avril, nous avons pu observer une présence marquée et constante de ces micro-organismes. Trois genres ont été identifiés, avec une nette prédominance de *Pseudanabaena*, suivie par *Spirulina* puis *Cylindrospermopsis*.

Le suivi du dénombrement cellulaire, qui reflète directement la biomasse, a mis en évidence une tendance à la hausse tout au long de la période. En février, le nombre de cellules atteignait 15000 cellules/ml à S01 et 12000 cellules/ml à S02. Cette présence abondante n'a cessé d'augmenter, jusqu'à atteindre en avril 50000 cellules/ml à S01 et 22500 cellules/ml à S02. Cela témoigne clairement de conditions environnementales particulièrement favorables à la prolifération des cyanobactéries dans les deux stations.

En parallèle, les analyses physico-chimiques de l'eau ont révélé une élévation des teneurs en nitrates (qualité bonne à moyenne), mais surtout des concentrations très élevées en orthophosphates, qui classent l'eau parmi les plus pauvres en qualité selon les normes. De plus, les valeurs élevées de chlorophylle a indiqué un état hypertrophe du barrage, confirmant l'existence d'un enrichissement excessif en nutriments.

Nous avons également constaté une augmentation de la conductivité et une baisse des matières en suspension, ce qui semble avoir accompagné la dynamique observée. Pour mieux comprendre le comportement de ces genres dans un environnement contrôlé mais proche des conditions naturelles, nous avons tenté leur culture dans les milieux BG11 et Zarrouk. Ces essais nous ont permis d'approcher leur mode de vie, leurs exigences écologiques et certaines formes possibles de compétition entre eux, en essayant de reproduire, dans la mesure du possible, les caractéristiques du milieu naturel.

Au final, ce travail nous a permis de prendre conscience de la sensibilité des milieux aquatiques face aux apports nutritifs et aux changements environnementaux. Le barrage Fontaine des Gazelles montre des signes clairs d'eutrophisation, et cela mérite une attention particulière. La surveillance continue et une gestion rigoureuse deviennent indispensables pour protéger cet écosystème précieux.

Perspectives

- **Prolonger la durée de l'étude :** Étendre l'observation sur toute l'année permettrait de mieux comprendre l'effet des saisons sur la présence des cyanobactéries.
- **Approfondir l'analyse des éléments chimiques :** Étudier plus en détail les formes de phosphore et d'azote aiderait à mieux expliquer leur rôle dans la croissance des cyanobactéries.
- **Augmenter le nombre de points de prélèvement :** Prélever dans d'autres zones du barrage permettrait de mieux connaître la répartition des espèces.
- **Utiliser des méthodes moléculaires :** Des techniques comme la PCR ou le séquençage de l'ARNr 16S pourraient permettre d'identifier les espèces plus précisément, et de détecter des gènes liés aux toxines.
- **Rechercher la présence de toxines :** Il serait utile d'analyser les échantillons pour vérifier s'il y a des cyanotoxines et évaluer le risque pour la santé.

Bibliographie

- Aerts, R. J., Snoeijer, W., Van Der Meijden, E., et Verpoorte, R. (1991). Inhibition allélopathique de la germination des graines par les alcaloïdes de *Cinchona*. *Phytochemistry*, 30(9), 2947–2951.
- Agence de l'eau Rhône-Méditerranée-Corse. (2011). *Suivi de la qualité des cours d'eau : éléments pour l'interprétation des données* (Rapport technique, 78 p.).
- Alharbi, S. N., Alharbi, N. S., et Alharbi, A. S. (2023). Les cyanobactéries et leurs toxines : dangers pour la santé et impacts environnementaux en Arabie Saoudite. *Microorganisms*, 11(8), 872.
- Améglio, J.-C. (2019). *Physiologie végétale : Bases et applications*. Éditions Lavoisier.
- Aminot, A., et Kerouel, R. (2004). *Hydrologie des écosystèmes marins. Paramètres et analyses*. Ifremer.
- APHA. (2017). *Méthodes standard pour l'examen de l'eau et des eaux usées* (23e éd.). American Water Works Association & Water Environment Federation.
- Bayerl, K., et Otten, T. G. (2016). Absorption de l'azote par les cyanobactéries : impacts sur la dynamique des nutriments dans les eaux eutrophes. *Hydrobiologia*, 778(1), 145–156.
- Bernard, C. (2014). *Les cyanobactéries : Biologie, écologie, toxicologie*. Lavoisier Tec & Doc.
- Bourrelly, P. (1985). *Les algues d'eau douce. Tome III : Les algues bleues et rouges, les Eugléniens, Péridiniens et Cryptomonadines*. Société Nouvelle des Éditions Boubée.
- Callieri, C., et Stockner, J. G. (2002). Les picoplanctons autotrophes d'eau douce : une revue. *Journal of Limnology*, 61(1), 1–14.
- Charifi, R., Boudinar, M., et Benamar, S. (2019). Évolution spatio-temporelle des cyanobactéries dans un milieu lacustre semi-aride : cas du barrage de Béni Haroun (Algérie). *Journal Algérien des Régions Arides*, 16(1), 45–56.
- Chen, L., Sun, D., Liu, C., Wang, Y., et Wang, H. (2022). Hausse rapide de la température et enrichissement nutritif favorisant les efflorescences algales nuisibles dans le lac Chilü. *Ecological Indicators*, 142, 109197.
- Chislock, M. F., Doster, E., Zitomer, R. A., et Wilson, A. E. (2013). Eutrophisation : causes, conséquences et moyens de contrôle dans les écosystèmes aquatiques. *Nature Education Knowledge*, 4(4), 10.

- Crouzet, F., Dauta, A., et Coste, M. (2016). Surveillance des cyanobactéries : méthodes et enjeux. *Revue des sciences de l'eau*, 29(2), 145–157.
- Dawson, R. M. (1998). The toxicology of microcystins. *Toxicon*, 36(7), 953–962.
- Dervaux, J., Méjean, A., et Brunet, P. (2015). Migration collective irréversible des cyanobactéries en conditions eutrophes. *PLoS ONE*, 10(3), e0120906.
- Desikachary, T. V. (1959). *Cyanophyta*. Indian Council of Agricultural Research.
- Devlin, M., et Brodie, J. (2023). Nutriments et eutrophisation. Dans A. Reichelt-Brushett (Éd.), *Pollution marine – Surveillance, gestion et atténuation* (Springer).
- Dewangan, S. K., Shrivastava, S. K., Tigga, V., Lakra, M., Namrata, et Preeti. (2023). Article de revue sur le rôle du pH dans la qualité de l'eau : implications pour la vie aquatique, la santé humaine et la durabilité environnementale. *International Advanced Research Journal in Science, Engineering and Technology*, 10(6).
- El Ghazali, I., Saqrane, S., Saker, M., Youness, O., Oudra, B., Vasconcelos, V., et Del Campo, F. F. (2011). Caractérisation biochimique et moléculaire d'efflorescences à cyanobactéries toxiques dans le réservoir Lalla Takerkoust (Maroc). *Revue des sciences de l'eau*, 24(2), 117–128.
- El-Sheekh, T. M., El-Sheekh, M. A., et El-Sheekh, M. A. (2021). Cyanobactéries productrices de microcystines en mer Méditerranée : une revue. *Toxins (Basel)*, 13(8), 537.
- Fawley, M. W., et Fawley, K. P. (2004). Une technique simple et rapide pour l'isolement de l'ADN des microalgues. *Journal of Phycology*, 40(1), 223–225.
- Gherib, A., Bouaïcha, N., et Nasri, H. (2023). Variations de l'abondance et de la composition des communautés de cyanobactéries responsables de fleurs d'eau dans le lac Oubeira (Parc National d'El-Kala, Algérie). *Limnologie*, 24, 123–135.
- Guedes, I. A., Rachid, C. T. C. C., Rangel, L. M., Silva, L. H. S., Bisch, P. M., Azevedo, S. M. F. O., et Pacheco, A. B. F. (2018). Lien étroit entre la dominance des cyanobactéries nuisibles et le bactérioplancton associé dans un réservoir tropical eutrophe. *Frontiers in Microbiology*, 9, 424.
- Hach Company. (2020). *Water Analysis Handbook* (5e éd.).
- Hassen, A., Bousaid, A., et Sadok, S. (2015). *Guide pratique de microbiologie de l'eau*. Institut National des Sciences et Technologies de la Mer (INSTM), Tunis.

-
- He, X., Ding, H., & Zhao, J. (2023). Variation saisonnière et facteurs influençant la concentration de chlorophylle a dans les eaux côtières du Guangdong, Chine. *Marine Pollution Bulletin*, 197, 115759.
 - Hu, C., Wu, F., Yuan, M., Liu, Q., et Wang, Y. (2016). Effets combinés de la cyanobactérie toxique *Microcystis aeruginosa* et de l'hypoxie sur les réponses physiologiques de la moule triangulaire *Hyriopsis cumingii*. *Journal of Hazardous Materials*, 306, 24–33.
 - ISO. (1997). *Qualité de l'eau – Détermination des matières en suspension – Méthode par filtration sur filtres en fibres de verre* (ISO 11923:1997). Organisation internationale de normalisation.
 - ISO. (2004). *Qualité de l'eau — Dosage du phosphore — Méthode spectrométrique au molybdate d'ammonium* (ISO 6878:2004). 2^e éd. Organisation internationale de normalisation.
 - ISO. (2018). *Qualité de l'eau – Mesure de la température dans les eaux naturelles, résiduaires et souterraines* (ISO 7888:2018). Organisation internationale de normalisation.
 - JRC. (2017). *Cyanotoxines : méthodes et approches pour leur analyse et détection*. Bureau des publications de l'Union européenne.
 - Komárek, J., et Anagnostidis, K. (1999). *Cyanoprokaryota : 1re partie : Chroococcales* (Vol. 19/1). Gustav Fischer Verlag.
 - Komárek, J., et Anagnostidis, K. (2005). *Cyanoprokaryota : 2e partie : Oscillatoriales* (Vol. 19/2). Elsevier/Spektrum Akademischer Verlag.
 - Komárek, J., Kaštovský, J., Mareš, J., et Johansen, J. R. (2014). Classification taxonomique des cyanoprokaryotes (genres de cyanobactéries) 2014, utilisant une approche polyphasique. *Preslia*, 86, 295–335.
 - Komárek, J., et Komárková, J. (2006). Diversité et classification des cyanobactéries. *Oceanological and Hydrobiological Studies*, 35(Suppl. 3), 14–29.
 - Kuypers, M. M. M., Marchant, H. K., et Kartal, B. (2018). Le réseau microbien du cycle de l'azote. *Nature Reviews Microbiology*, 16(5), 263–276.
 - Lehman, P. W., Marr, K., Boyer, G. L., Acuna, S., et Teh, S. J. (2013). Tendances à long terme et facteurs causaux associés à l'abondance et à la toxicité de *Microcystis* dans l'estuaire de San Francisco et implications pour les impacts du changement climatique. *Hydrobiologia*, 718, 141–158.

-
- Luo, L., Qin, B., Zhu, G., Gao, G., et Zhang, Y. (2009). Variations saisonnières de la concentration de chlorophylle a dans la baie de Xiangxi du réservoir des Trois Gorges, Chine. *Environmental Monitoring and Assessment*, 157(1–4), 207–221.
 - Merck KGaA. (2013). *Spectroquant® Test Nitrate NO₃⁻ (1.09713.0001 / 1.09713.0002)*. Darmstadt, Allemagne : Merck KGaA.
 - Michalska, M., Koscielska, E., et Kaczmarek, L. (2024). Structure communautaire et potentiel toxique des cyanobactéries lors des événements de prolifération dans les lacs polonais. *Toxins*, 16(8), 357.
 - Mudaliar, A., et Pandya, U. (2023). Évaluation de la chlorophylle A des cyanobactéries comme indicateur de la qualité de l’eau dans deux zones humides à l’aide d’images Sentinel-2 multi-temporelles. *Environmental Sciences Proceedings*, 25(1), 68.
 - Nasri, H., et Bouaïcha, N. (2017). Floraisons de cyanobactéries toxiques dans les eaux douces en Algérie. *Water Conservation and Management*, 1(2), 5–6.
 - Office Français de la Biodiversité. (2022). *Bulletin de rapportage DCE 2019 – France*.
 - OMS & UNESCO. (2006). *La qualité de l’eau potable : critères et directives*. Organisation mondiale de la santé & Organisation des Nations Unies pour l’éducation, la science et la culture.
 - Organisation mondiale de la santé (OMS). (2003). *Lignes directrices pour des environnements aquatiques récréatifs sûrs. Volume 1 : Eaux côtières et eaux douces*.
 - Organisation mondiale de la santé (OMS). (2011). *Nitrate et nitrite dans l’eau de boisson : document d’appui pour la préparation des lignes directrices de l’OMS pour la qualité de l’eau de boisson*.
 - Paerl, H. W., et Huisman, J. (2009). Le changement climatique : un catalyseur pour l’expansion mondiale des proliférations nuisibles de cyanobactéries. *Environmental Microbiology Reports*, 1(1), 27–37.
 - Paerl, H. W., et Otten, T. G. (2013). Proliférations de cyanobactéries nocives : causes, conséquences et mesures de contrôle. *Écologie microbienne*, 65(4), 995–1010.
 - Paerl, H. W., et Otten, T. G. (2016). Les cyanobactéries sont de retour : nouvelles perspectives sur un vieux problème. *Revue des sciences de l’eau*, 29(2), 93–108.
 - Paerl, Z., Uusitalo, J., Soininen, J. et Lehtimäki, J. (2019). Facteurs écologiques façonnant les assemblages cyanobactériens dans un système lacustre côtier. *Springer*.

- Pinay, G., Gascuel, C., Ménesguen, A., Souchon, Y., Le Moal, M., Levain, A., Étrillard, C., Moatar, F., Pannard, A., et Souchu, P. (2018). *L'eutrophisation : manifestations, causes, conséquences et prédictibilité*. Éditions Quæ.
- Pitois, V., & Barguil, M. (2021). Cyanobactéries, eutrophisation et changement climatique dans l'Erdre navigable. *TSM - Techniques Sciences Méthodes*, 4, 33–43.
- Reynolds, C. S. (2006). *Écologie du phytoplancton*. Cambridge University Press.
- Rippka, R., Deruelles, J., Waterbury, J. B., Herdman, M., et Stanier, R. Y. (1979). Assignations génériques, historiques de souches et propriétés des cultures pures de cyanobactéries. *Journal of General Microbiology*, 111(1), 1–61.
- Rodier, J., Legube, B., et Merlet, N. (2009). *L'analyse de l'eau : eaux naturelles, eaux résiduaires, eau de mer* (9e éd.). Dunod.
- SAN (Société des Amis de Navarrosse). (2025). *Eutrophisation et cyanobactéries*.
- Santé Canada. (2020). *Les cyanobactéries et leurs toxines dans les eaux utilisées à des fins récréatives : document technique pour consultation publique*. Gouvernement du Canada.
- Singh, S., Asthana, R. K., et Singh, S. P. (2015). Dynamique des proliférations de cyanobactéries et de leurs toxines. *Frontiers in Microbiology*, 6, 1254.
- Stanier, R. Y., Kunisawa, R., Mandel, M., et Cohen-Bazire, G. (1971). Purification et propriétés des algues bleu-vert unicellulaires (ordre Chroococcales). *Bacteriological Reviews*, 35(2), 171–205.
- Stumm, W., et Morgan, J. J. (1996). *Chimie aquatique : équilibres chimiques et cinétiques dans les eaux naturelles* (3e éd.). Wiley-Interscience.
- Van Cappellen, P., et Ingall, E. D. (1994). Régénération benthique du phosphore, production primaire nette et anoxie océanique : modèle des cycles biogéochimiques couplés du carbone et du phosphore en milieu marin. *Paleoceanography*, 9(5), 677–692.
- Wacklin, P., Hoffmann, L., et Komárek, J. (2009). Validation nomenclaturale du genre de cyanobactéries révisé génétiquement *Dolichospermum* (Ralfs ex Bornet et Flahault) Wacklin, Hoffmann et Komárek comb. nova. *Fottea*, 9(1), 59–64.
- Wetzel, R. G. (2001). *Limnologie : Écosystèmes lacustres et fluviaux* (3e éd.). Academic Press.
- Ye, L., Shi, X., Wu, X., et Kong, F. (2012). Limitation en nitrates et accumulation de carbone organique dissous lors d'une efflorescence de cyanobactéries au printemps-été dans le lac Taihu, Chine. *Journal of Limnology*, 71(1), 67–71.

- Zerrouki, H., Boudi, M., et Haddad, H. (2023). Développement de l'horticulture sous serre dans la région de Biskra (Algérie) : opportunités, contraintes et perspectives. *Sustainability*, 15(19), 14396.
- Zhang, M., Zhou, Q., Xu, H., Yang, B., et Xie, Y. (2021). Évolution sur trois décennies des concentrations de chlorophylle a dans le lac Donghu (Chine) à partir de séries temporelles Landsat. *Remote Sensing of Environment*, 252, 112164.
- Zhang, Y., Wang, X., Li, L., et Chen, Y. (2022). La prolifération et la décomposition des algues modifient le cycle du phosphore dans l'environnement aquatique : étude de cas du lac Taihu. *Water*, 14(22), 3607.
- Zhao, Y., Zhang, Y., Jiang, L., Yang, H., et Guo, J. (2022). Effets de l'élévation de la température et des précipitations anormales sur la dynamique du carbone et de l'azote dans les sols : une méta-analyse. *Frontiers in Forests and Global Change*, 5, 1051210.

Sites web

1. Banque des Territoires, 2022. Eutrophisation : causes, conséquences et solutions.
<https://www.banquedesterritoires.fr/eutrophisation-cause-consequences-et-solutions>
Consulté le 10/02/2025
2. Encyclopédie de l'Environnement. (2017). Le phosphore et l'eutrophisation.
<https://www.encyclopedie-environnement.org/eau/phosphore-et-eutrophisation/>
Consulté le 23/05/2025
3. Studylib. s.d. Comptage cellulaire à la cellule de Malassez.
<https://www.studylibfr.com/doc/> Consulté le 14/03/2025

الملخص

أُجريت هذه الدراسة في سد منبع الغزلان في بسكرة بين شهري فبراير وأبريل 2025. وقد مكنت من تحديد ثلاثة أجناس من البكتيريا الزرقاء وهي *Pseudanabaena* الذي كان الجنس السائد، و *Spirulina* و *Cylindrospermopsis*. أظهر عدد الخلايا زيادة مستمرة في المحطتين المدروستين. يرتبط هذا الانتشار بالخصائص الفيزيائية والكيميائية للمياه، والتي تميزت بتركيزات عالية من النترات والأورثوفوسفات والكلوروفيل a. صنفت تركيزات النترات المياه على أنها من جيدة إلى متوسطة، بينما صنفت جودة المياه، بناءً على تركيزات الأورثوفوسفات، على أنها سيئة جدًا، وأشارت نسبة الكلوروفيل a إلى حالة فرط التغذية. وقد وفرت الثقافات التجريبية في وسطي BG11 و Zarrouk لمحة عن السلوك التنافسي بين الأجناس المحددة، مع إبراز تأثير ظروف الوسط على تطورها.

الكلمات المفتاحية

البكتيريا الزرقاء، سد منبع الغزلان، *Pseudanabaena*، *Spirulina*، *Cylindrospermopsis*، الكلوروفيل a، الخصائص الفيزيائية والكيميائية، زراعة، انتشار.

Résumé

Cette étude a été réalisée dans le barrage Manbaâ El Ghezlane à Biskra entre février et avril 2025. Elle a permis d'identifier trois genres de cyanobactéries, à savoir *Pseudanabaena* qui était le genre dominant, *Spirulina* et *Cylindrospermopsis*. Le nombre de cellules a montré une augmentation continue dans les deux stations étudiées. Cette prolifération est liée aux caractéristiques physico-chimiques de l'eau, marquées par des concentrations élevées en nitrates, en orthophosphates et en chlorophylle a. Les concentrations en nitrates ont conduit à une classification de l'eau comme bonne à moyenne, tandis que la qualité de l'eau, basée sur les concentrations en orthophosphates, a été jugée très mauvaise ; la teneur en chlorophylle a indiqué un état hypertrophe. Les cultures expérimentales dans les milieux BG11 et Zarrouk ont offert un aperçu du comportement concurrentiel entre les genres identifiés, en montrant l'influence des conditions environnementales sur leur développement.

Mots clés

Cyanobactéries, barrage Fontaine des Gazelles, *Pseudanabaena*, *Spirulina*, *Cylindrospermopsis*, chlorophylle a, caractéristiques physico-chimiques, culture prolifération.

Abstract

This study was conducted in the Manbaâ El Ghezlane dam in Biskra between February and April 2025. It led to the identification of three cyanobacterial genera: *Pseudanabaena*, which was the dominant genus, *Spirulina*, and *Cylindrospermopsis*. The cell count showed a continuous increase at both studied stations. This proliferation is linked to the physico-chemical characteristics of the water, marked by high concentrations of nitrates, orthophosphates, and chlorophyll a. Nitrate concentrations classified the water quality as good to moderate, whereas the water quality based on orthophosphate concentrations was considered very poor, the chlorophyll a content indicates a hypertrophic state. Experimental cultures in BG11 and Zarrouk media provided insights into the competitive behavior among the identified genera, illustrating the influence of environmental conditions on their development.

Keywords

Cyanobacteria, Fontaine des Gazelles dam, *Pseudanabaena*, *Spirulina*, *Cylindrospermopsis*, chlorophyll a, physico-chemical characteristics, culture, proliferation.



Déclaration de correction de mémoire de master 2025

Référence du mémoire N°: / 2025	PV de soutenance N°: / 2025	
Nom et prénom (en majuscule) de l'étudiant (e) : <i>Zeriguet Halima</i>	L'élève (e) : <i>زيرغيت هالمة</i>	
La mention التقدير	Note (./20) العلامة	L'intitulé de mémoire المذكرة عنوان
<i>Etude des cyanobactéries dans les eaux de barrage Manbad El Ghezlane Biskra</i>		

تصريح وقرار الأستاذ المشرف : Déclaration et décision de l'enseignant promoteur

Déclaration : Je soussigné (e), <i>Charik Samia</i>, (grade) <i>MCB</i> à l'université de <i>Biskra</i>, avoir examiné intégralement ce memoire après les modifications apportées par l'étudiant. J'atteste que : * le document a été corrigé et il est conforme au model de la forme du département SNV * toutes les corrections ont été faites strictement aux recommandations du jury. * d'autres anomalies ont été corrigées	تصريح : أنا الممضي (ة) أسفله <i>شاريك سامية</i> (الرتبة) <i>م.ب.ب</i> بجامعة <i>بسكرة</i>، أصريح بأنني راجعت محتوى هذه المذكرة كليا مراجعة دقيقة وهذا بعد التصحيحات التي أجراها الطالب بعد المناقشة، وعليه أشهد بأن : * المذكرة تتوافق بشكلها الحالي مع النموذج المعتمد لقسم علوم الطبيعة والحياة. * المذكرة صحيحة وفقا لكل توصيات لجنة المناقشة * تم تدارك الكثير من الإختلالات المكتشفة بعد المناقشة
---	---

Décision : Sur la base du contenu scientifique, de degré de conformité et de pourcentage des fautes linguistiques, Je décide que ce mémoire doit être classé sous la catégorie	قرار : اعتمادا على درجة مطابقتها للنموذج ، على نسبة الأخطاء اللغوية وعلى المحتوى العلمي أقرر أن تصنف هذه المذكرة في الدرجة :												
<table border="1"> <tr> <td>acceptable مقبول</td> <td>ordinaire عادي</td> <td>bien حسن</td> <td>très bien جيد جدا</td> <td>excellent ممتاز</td> <td>exceptionnel متميز</td> </tr> <tr> <td>E</td> <td>D</td> <td>C</td> <td>B</td> <td>A</td> <td>A+</td> </tr> </table>	acceptable مقبول	ordinaire عادي	bien حسن	très bien جيد جدا	excellent ممتاز	exceptionnel متميز	E	D	C	B	A	A+	
acceptable مقبول	ordinaire عادي	bien حسن	très bien جيد جدا	excellent ممتاز	exceptionnel متميز								
E	D	C	B	A	A+								



الأستاذ المشرف
[Signature]

التاريخ
2025 / /

NB : Cette fiche doit être collée d'une façon permanente derrière la page de garde sur les copies de mémoire déposées au niveau de la bibliothèque universitaire

