



Université Mohamed Khider de Biskra
Faculté des sciences exactes et des sciences de la nature et
de la vie
Département des sciences de la nature et de la vie
Filière : Sciences biologiques

Référence / 2024

MÉMOIRE DE MASTER

Spécialité : Microbiologie Appliquée

Présenté et soutenu par :
BELAICHE Sanfounizia

Le : mardi 4 juin 2024

Les cyanobactéries dans le barrage Foum El Gharza Biskra

Jury :

Mme. ABSI Rima	MCB	Université de Biskra	Président
Mme. CHARIFI Samia	MAB	Université de Biskra	Rapporteur
Mme. BABA ARBI Souad	MCB	Université de Biskra	Examineur

Année universitaire : 2023 / 2024

Remerciements

Avant tout, je voudrais remercier **Allah** pour sa facilitation et son éclairage sur mon chemin, jusqu'à ce que j'atteigne ce point.

Je tiens à exprimer ma profonde gratitude envers ma cher encadreur Mme. **Charifi Samia** , pour sa guidance, ses conseils précieux et son soutien constant tout au long de la réalisation de ce mémoire. Sa patience, son expertise et son encouragement ont été essentiels dans l'aboutissement de ce travail.

Je tiens également à remercier le personnel du laboratoire CRSTRA : Mme **Bouzi** **Narimène**, ainsi que le laboratoire de microbiologie de la faculté agronomique : Mme **Tibarmanacine mofida**.

En fin, un grande merci à chacune des personnes qui ont contribué de près où de loin à réalisation de ce travail.

Dédicace

Je dédie ce modeste travail :

*À ma merveilleuse maman « **Boultif Rachida** » ma source de
force et de tendresse,*

Pour ses précieux conseils et encouragements constants.

*À mes chers sœurs **Soumia** et **Asma***

À mes chers frères pour tout

*À mon fiancé **Halim**, qui a été mon soutien tout ou long de ce
travail*

*À ma cousine **Isra**, Je lui souhaite réussite au baccalauréat.*

*À ma chère amie **Hana***

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. Généralités.....	2
1.2 Diversité morphologique	2
1.3 Classification.....	4
1.4 Écologie des cyanobactéries	4
1.5 La multiplication	5
1.6 Migrations verticale et horizontale.....	5
1.7 Prolifération.....	5
1.8 Les cyanotoxines	7
1.8.1 Les hépatotoxines.....	7
1.8.1.1 Microcystines	7
1.8.1.2 Nodularine.....	8
1.8.1.3 Cylindrospermopsine	8
1.8.2 Les Neurotoxines	8
1.8.2.1 Les anatoxines-a	8
1.8.2.2 Les anatoxines-a(S).....	8
1.8.2.3 Les saxitoxines	8
1.8.2.4 La β -N-méthylamino-L-alanine ou BMAA	9

1.8.3. Les dermatotoxines	9
1.8.3.1 Lyngbyatoxine et Aplysiatoxines	9
1.8.3.2 Lipopolysaccharides (LPS)	9
1. 9 La gestion du risque sanitaire (seuils d’alerte).....	9

Chapitre 2 Matériel et méthode

2.1. Description de la zone d’étude	11
2.1.1 Situation géographique.....	11
2.2 Échantillonnage	12
2.2.1 Choix des sites et des périodes de prélèvements.....	12
2.2.2 Méthode d’échantillonnage	13
2.3 Étude des Cyanobactéries	13
2.3.1 Identification des cyanobactéries.....	13
2.3.2 Dénombrement des cyanobactéries.....	14
2.3.3 préparation de milieu de culture BG11 (Blue-Green Medium).....	15
2.3.4 La culture et les condition d’incubation	16
2.3.5 La lecture	16
2.4 Mesure des paramètres physico-chimiques de l’eau	16
2.4.1 Les paramètres physiques	17
2.4.1.1 La température.....	17
2.4.1.4 Matière en suspension.....	17
2.4.2 Les paramètres chimiques.....	18
2.4.2.1 Dosage de Nitrite(NO_2^-).....	18
2.4.2.2 Dosage de Nitrate(NO_3^-)	19
2.4.2.3 Dosage des Ortho phosphates (PO_4^{3-}).....	19
2.4.2.4 Calcium [Ca^{2+}].....	20
2.4.2.5 La concentration en magnésium [Mg^{2+}]	20
2.4.2.6 Titre hydrométrique (TH).....	20

2.4.2.7 Dosage des sulfates [SO ₄ ²⁻]	21
2.4.3 Dosage de la Chlorophylle a	21

Chapitre 3 Résultats et discussions

3.1. Etude des cyanobactéries	24
3.1.1. Identification des cyanobactéries	24
3.1.2 Dénombrement des cellules des cyanobactéries	24
3.1.3 La mise en culture des cyanobactéries identifiées	25
3.2 Les paramètres physico-chimiques de l'eau	26
3.2.1 Les paramètres physiques	26
3.2.2.1 La température	26
3.2.2.2 La conductivité	27
3.2.2.3 Matières en suspension	28
3.2.2 Les paramètres chimiques	29
3.2.2.1 Potentiel en hydrogène pH	29
3.2.2.2 Les nitrites (NO ₂ ⁻)	30
3.2.2.3 Les nitrates	32
3.2.2.4 Les ortho-phosphates (PO ₄ ³⁻)	33
3.2.2.5 Teneur en ions Ca ²⁺ , Mg ²⁺ , So ₄ ²⁻	34
3.2.2.6 La chlorophylle a (Chl a)	34
Conclusion	37
Bibliographie	39
Annexes	
Résumés	

Liste des tableaux

Tableau 1. Caractéristiques du barrage (Selon la fiche technique du barrage).....	11
Tableau 2. Classification des eaux superficiels selon les teneurs en nitrite	31
Tableau 3. Classification des eaux superficiels selon la concentration en nitrate	32
Tableau 4. Classification des eaux superficiel selon la teneur en orthophosphates.....	33
Tableau 5. Les résultats des teneurs en Ca^{2+} , Mg^{2+} , So_4^{2-}	34
Tableau 6. Classification des eaux superficiels selon la concentration de Chl a (mg/l)	36

Liste des Figures

Figure 1. Diversité morphologique des cyanobactéries.....	3
Figure 2. Représentation schématique du cycle de vie des cyanobactéries de l'ordre des Nostocales	4
Figure 3. Photographie d'un bloom des cyanobactéries	7
Figure 4. Seuils d'alerte définis par l'OMS	10
Figure 5. La localisation de barrage Foum El Gharza	11
Figure 6. La localisation des stations des prélèvements	12
Figure 7. L'échantillonnage et les conditions de transport.....	13
Figure 8. Dénombrement avec la cellule Malasez.....	15
Figure 9. La préparation de milieu de culture	15
Figure 10. La culture des cyanobactéries dans milieu BG11 liquide	16
Figure 11. Mesure de la matière en suspension	18
Figure 12. Dosage de nitrite.....	19
Figure 13. Détermination la concentration en calcium.....	20
Figure 14. Détermination de la teneur TH.....	21
Figure 15. Dosage de la chlorophylle	23
Figure 16. Observation microscopique de genre identifié dans l'eau de barrage Foum El Gharza avec un objectif $\times 40 \times 10$	24
Figure 17. Dénombrement des cellules des cyanobactéries (2024)	25
Figure 18. La prolifération des cyanobactéries dans un milieu BG11 liquide.....	26
Figure 19. Variations de la température des eaux du barrage Foum El Gharza (Mars, Avril, Mai 2024).....	27
Figure 20. Mesures de conductivité (Mars - Avril - Mai 2024).....	28
Figure 21. Variations en MES (mg/l) (Mars - Avril - Mai 2024)	29
Figure 22. Variation en pH des eaux de barrage (Mars - Avril - Mai 2024)	30
Figure 23. Teneurs en nitrites (Mars - Avril - Mai 2024).....	31
Figure 24. Teneurs en nitrates dans les eaux de barrage (Mars - Avril - Mai 2024).....	32
Figure 25. Teneurs en orthophosphates dans les eaux de barrage (Mars - Avril - Mai 2024).....	33
Figure 26. Teneurs en Chlorophylle dans les eaux de barrage (Mars - Avril - Mai 2024).....	35

Liste des abréviations

I.C.N.B : Code International de Nomenclature Botanique

I.C.B.N : Code International des Bactéries

PP1 : Phosphatase Protéique 1

PP2A : Phosphatase Protéique 2A

PPP4 : Phosphatase Protéique 4

PPP5 : Phosphatase Protéique 5

LPS : Lypopolysaccharides

OMS : Organisation Mondiale de la Santé

S01: Station 01

S02: Station 02

BG11: Blue-Green Medium

CRSTRA : Centre de Recherche Scientifique et Techniques sur les Régions Aride

TH : Titre Hydrométrique

JORA : Journal Officiel de la République Algérienne

Chl a : Chlorophylle a

Introduction générale

Introduction générale

Les eaux des barrages sont d'une grande importance car elles fournissent des réserves d'eau essentielles pour l'irrigation, la consommation humaine, la production d'électricité et la régulation des cours d'eau (Cissé et al.,2002).

Ces dernières années, plusieurs études ont montré que l'eutrophisation, et le réchauffement climatique pourraient accroître la fréquence, l'intensité et la durée des proliférations de cyanobactéries dans de nombreux écosystèmes aquatiques dans le monde, À cause de l'élévation des teneurs en azote et en phosphore résultant des activités humaines (Bouaicha, 2001 ; Huisman et al., 2018 ; Greillet et al.,2020).

L'augmentation de la prolifération des cyanobactéries a attiré l'attention des organisations de santé en raison de la dangerosité de leurs toxines, qui ont influencé sur la qualité de l'eau également sur la biodiversité et des risques sanitaires (Halary et al., 2020 ; Bernard, 2014)

Le barrage Foum El Gharza dans la wilaya de Biskra a été construit en 1952, mais il n'existe aucune étude préalable sur les cyanobactéries à son niveau.

En raison des risques considérables pour la santé humaine et celle des autres organismes vivants associés à la consommation d'eau contaminée par ces micro-organismes et leurs toxines, nous avons entrepris une évaluation de la qualité de l'eau du barrage Foum El Gharza à Biskra, en nous concentrant spécifiquement sur les critères physiques et chimiques ainsi que sur l'étude des cyanobactéries présentes. Nous cherchons à identifier les genres de cyanobactéries présents dans le barrage et à comprendre l'effet de la qualité de l'eau sur leur prolifération.

Notre travail comporte deux parties :

Une première partie concerne l'étude bibliographique comprenant un chapitre qui traite des généralités sur les cyanobactéries.

Une deuxième partie expérimentale sur les méthodes utilisées pour leur culture et leur identification, notamment les méthodes d'analyses physique et chimique. En outre, les résultats et la discussion, enfin la conclusion et les perspectives.

Partie bibliographique

Chapitre 1

Généralités

1.1. Généralités

Les cyanobactéries, aussi appelées algues bleu-vert, constituent l'un des premiers groupes d'organismes à avoir évolué sur Terre, avec une origine datant de plus de 3 milliards d'années. Elles englobent 150 genres et 2000 espèces (Gerphagnon, 2013).

La structure cellulaire des cyanobactéries est similaire à celle des bactéries, caractérisée principalement par l'absence de noyau et d'organites intracellulaires.

Ces organismes contiennent un appareil photosynthétique, les cyanobactéries et les algues ont en commun la présence de chlorophylle a plutôt que de bactériophylle. (Affsa et afsset,2006).

Leur évolution ultérieure a été marquée par de nombreuses symbioses avec des organismes eucaryotes hétérotrophes, ce qui témoigne de leur adaptabilité remarquable (revues de Janson 2002 ; Carpenter et Foster 2002, et autres).

Leur principale source d'énergie provient de la photosynthèse, mais certaines espèces peuvent subsister en totale obscurité pendant des périodes prolongées, allant jusqu'à plusieurs mois voire années (Oliver et Ganf, 2000).

1.2 Diversité morphologique

Les cyanobactéries présentent une diversité morphologique (Briand et al.,2003) :

Formes unicellulaires et colonies

Les cyanobactéries peuvent exister sous forme unicellulaire isolée ou regroupées en colonies. Par exemple, le genre *Woronichina* est connu pour ses formes unicellulaires coloniales (Fig.1 A).

Trichomes

Les trichomes sont des enchaînements de cellules sans gaine. Le genre *Aphanizomenon* est un exemple de cyanobactérie organisée en trichomes (Fig.1 A).

Filaments

Ces structures sont des thalles avec gaine. Les caractéristiques morphologiques des cyanobactéries, telles que la taille des cellules et la présence de gaine, varient en fonction des conditions environnementales, comme le genre *lyngbya* (Fig. 1 B).

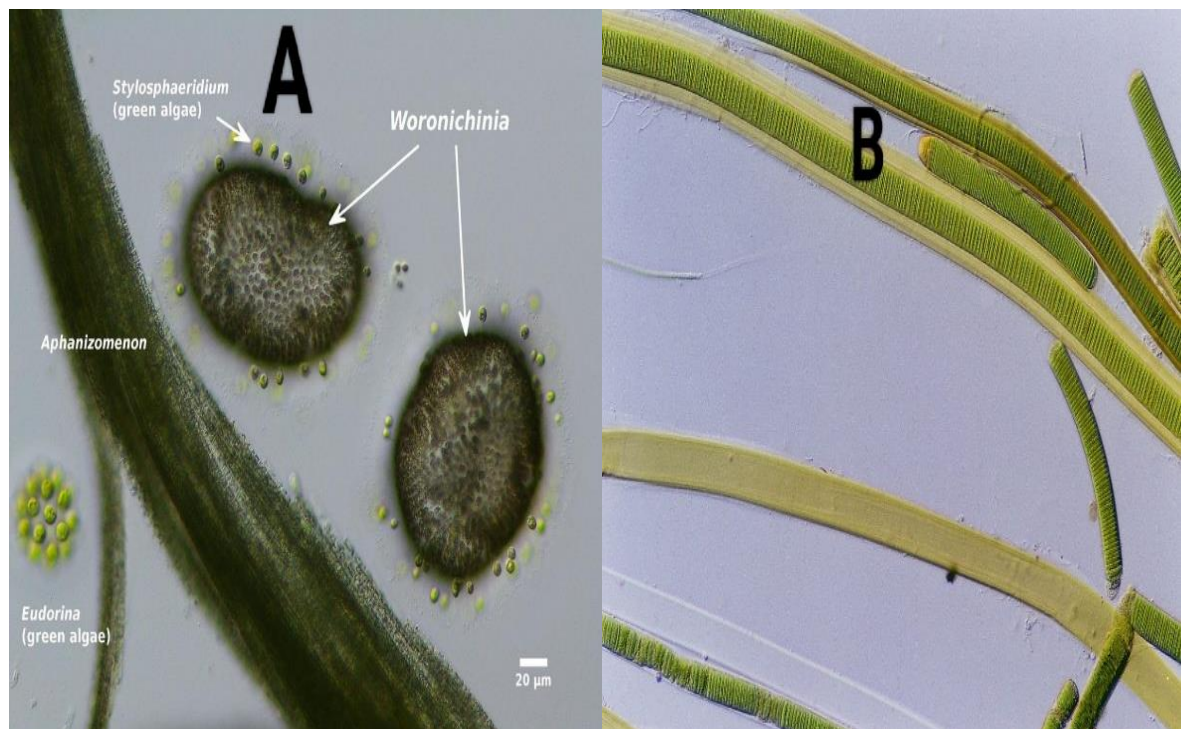


Figure 1. Diversité morphologique des cyanobactéries (site web 1,2)

Dans certains cas, les cyanobactéries développent deux types de cellules caractéristiques :

Hétérocystes

Environ 10% des cellules peuvent se différencier en hétérocystes en cas de privation d'azote (rôle fixatrices d'azote), fournissant de l'azote au filament (Sukenik et al., 2013).

Akinètes

En réponse à des conditions environnementales défavorables temporaires, les cyanobactéries forment des akinètes, des cellules de repos leur permettant de survivre (Kaplan-Levy et al., 2010).

Pour une identification plus précise, la présence d'hétérocystes, des cellules spécialisées dans la fixation de l'azote atmosphérique, peut être un indicateur utile (Palińska, 2008).

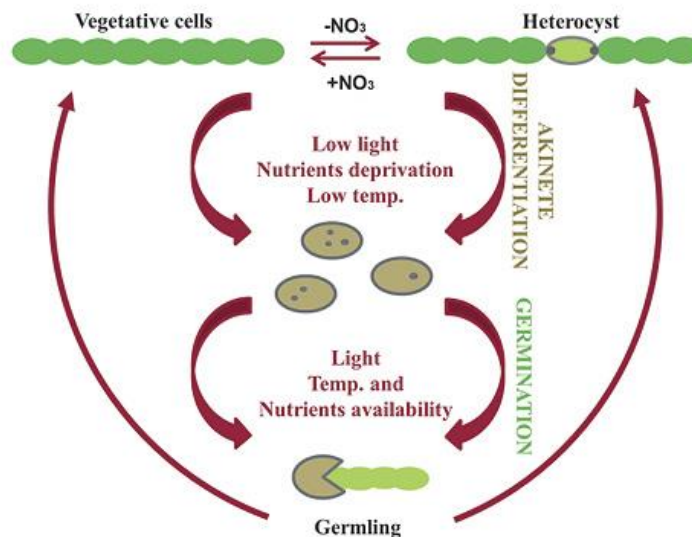


Figure 2. Représentation schématique du cycle de vie des cyanobactéries de l'ordre des *Nostocales* (Garg et Maldener, 2021)

1.3 Classification

La classification de ces organismes dépend à la fois du Code International de Nomenclature Botanique (I.C.N.B), et du Code International des Bactéries (I.C.B.N) (Gerphagnon, 2013), (voir annexe 01).

La classification selon l'ICBN se fonde sur des caractéristiques morphologiques et physiologiques telles que la composition pigmentaire, la présence de vésicules à gaz, les réserves cellulaires, la structure de la paroi cellulaire, ainsi que la présence de cellules spécialisées comme les hétérocytes et/ou les akinètes, et le mode de reproduction.

La classification d'I.C.N. B est fondé sur les critères physiologiques et génotypiques de cultures pures.

1.4 Écologie des cyanobactéries

Les cyanobactéries se trouvent couramment dans divers environnements tels que les eaux douces, les zones littorales, les mers et les sols humides (Reviere, 2003). Elles sont également capables de survivre dans des milieux extrêmes, comme le démontrent des espèces telles que *Mastocladus laminosus* ou *Phormidium laminosum*, qui peuvent supporter des températures atteignant 70 °C (Reviere, 2003). D'autres espèces ont été découvertes sur des surfaces rocheuses dans des régions désertiques (Yeager et al., 2007). En outre, on les retrouve dans

certains lacs des régions polaires comme en Antarctique, où les températures sont très basses (Jungblut et Neilan, 2005).

Les cyanobactéries, notamment celles du genre *Nostoc*, jouent un rôle clé dans les associations symbiotiques avec divers organismes. Elles participent à la création de lichens avec des champignons, s'associent avec les bryophytes parmi les plantes, ainsi qu'avec des éponges et des protistes. Ces interactions bénéfiques permettent aux hôtes de recevoir de l'azote et du carbone organique, issus respectivement de la fixation de l' N_2 et du CO_2 . Ces processus sont essentiels pour le cycle de vie de ces organismes et sont bien documentés dans les travaux de recherche d'Adams et Duggan (2008) ainsi que de Lee (2008).

1.5 La multiplication

La reproduction des cyanobactéries est végétative et se fait de manière asexuée. Elle implique la division d'une cellule mère en deux cellules filles par fission binaire ou par bourgeonnement, voire par plusieurs départements. La rapidité de ce processus varie selon les espèces et les conditions environnementales, permettant le doublement de la population en quelques heures à quelques jours (Sánchez-Bayo et al., 2020).

Chez les formes filamenteuses, les trichomes se brisent, soit à partir des hétérocystes, soit à partir de cellules spécialisées appelées nécruidies (cellules en cours de dégradation), soit encore en formant des éléments intercalaires ou terminaux, pluricellulaires qualifiés d'hormogonies (Damerval et al., 1989).

1.6 Migrations verticale et horizontale

Certaines cyanobactéries peuvent migrer verticalement dans l'eau grâce à leurs vacuoles gazeuses pour optimiser l'utilisation de la lumière en surface et des nutriments en profondeur (Oliver et Ganf, 2000).

Les cyanobactéries peuvent s'adapter à l'éclairement en ajustant leur position dans la colonne d'eau pour éviter les dommages dus à un excès de lumière, y compris les rayons ultraviolets (Vincent et Quesada, 1993).

1.7 Prolifération

Lorsque les conditions environnementales sont optimales, les cyanobactéries entrent dans une phase de croissance explosive, souvent désignée par les termes d'efflorescence algale ou de bloom.

Dans cette situation, les blooms sont généralement visibles en surface sous forme d'agrégats flottants connus sous le nom de « fleurs d'eau », ou moins couramment, sous forme « d'écumes » ou de « mousses ». Cependant, il arrive que ces proliférations se produisent plus en profondeur, entre 10 et 15 mètres, dépendant de la disponibilité des nutriments et de la lumière (Huisman et al., 2018 ; Moreira, Vasconcelos, et Antunes, 2022).

Les cyanobactéries, un groupe diversifié de micro-organismes photosynthétiques, peuvent proliférer dans des conditions environnementales favorables. Les facteurs abiotiques tels que la température, la lumière et la disponibilité en nutriments sont déterminants pour leur croissance. Des températures élevées, souvent entre 18-25°C, et une forte luminosité favorisent la photosynthèse et la croissance des cyanobactéries. En outre, la présence de nutriments, en particulier l'azote (N) et le phosphore (P), est cruciale. Ces nutriments sont souvent apportés par le ruissellement agricole et les rejets urbains, conduisant à l'eutrophisation des plans d'eau. Les cyanobactéries peuvent ainsi former des efflorescences, ou blooms, qui peuvent être toxiques et poser des risques pour la santé publique et l'environnement (Vinçon-Leite et al., 2005 ; Moreira et al., 2021).

Les conditions de pH neutre à légèrement alcalin sont préférées par la plupart des cyanobactéries, bien qu'elles puissent s'adapter à des pH variés. La turbidité de l'eau, due à des particules en suspension issues de diverses sources telles que l'érosion des sols ou des rejets industriels, peut limiter la pénétration de la lumière, affectant ainsi la photosynthèse et la croissance des cyanobactéries. Des niveaux élevés de turbidité, combinés à un pH élevé, ont été associés à des efflorescences de cyanobactéries, influençant la compétition avec d'autres organismes planctoniques et la disponibilité des nutriments (Roger, 1989 ; Amrani et al., 2020).

Les cyanobactéries ajustent leur flottaison pour chercher la lumière en surface pendant le jour et les nutriments en profondeur la nuit, ce qui explique la disparition de l'écume en fin de journée.

La persistance des fleurs d'eau pourrait être due à un problème interne de régulation de la flottaison ou à des facteurs environnementaux empêchant la migration des cellules vers le fond (Lavoie et al., 2007)



Figure 3. Photographie d'un bloom des cyanobactéries (site web 3)

1.8 Les cyanotoxines

Les cyanotoxines sont des molécules intracellulaires aux structures variées, produites pendant la phase de croissance des cyanobactéries. Elles se libèrent dans l'eau à la suite de la mort ou de la lyse des cellules. Différentes espèces peuvent produire une même toxine, et une seule espèce peut générer plusieurs types de toxines (Duy et al., 2000).

La toxicité d'une espèce de cyanobactéries peut varier, car certaines cellules possèdent les gènes de production de toxines tandis que d'autres non. Les mécanismes de régulation de l'expression de ces gènes demeurent encore largement méconnus (Lavoie, 2007).

Les cyanotoxines, produites par les cyanobactéries, présentent une diversité considérable en termes de structures chimiques et de mécanismes de toxicité (Sivonen et Jones, 1999). Selon leur mode d'action, on les classe en hépatotoxines (ciblant principalement le foie), en neurotoxines (affectant le système nerveux) ou en dermato-toxines (impactant la peau). Leur classification inclut également leur structure chimique, majoritairement composée de peptides cycliques ou d'alcaloïdes.

1.8.1 Les hépatotoxines

L'organe cible est essentiellement le foie. On distingue trois grandes familles qui sont :

1.8.1.1 Microcystines

D'après Rinehart et al. (1988), Sivonen et al. (1992), Fawell et al. (1994), Yoshida et al. (1997), Mahakhant et al. (1998), dos Vieira et al. (2003), Ballot (2004), Botha et al. (2004),

Ballot et al. (2005), Carey et al. (2007), Fiore et al. (2009), Chen et al. (2015), Spooft et Catherine (2017) :

Inhibition irréversible des phosphatases protéiques (PP1, PP2A, PPP4, PPP5), perturbation de l'intégrité membranaire et de la conductance ; site d'action principal : le foie (qui affecte également d'autres tissus tels que les reins, les tissus reproducteurs, le côlon et le cerveau). Les principaux genres : *Microcystis*, *Anabaena*, *Nostoc*, *Planktothrix*.

La dose létale médiane pour cette toxine chez les souris supérieure à 5000 microgrammes par kilogramme de poids corporel.

1.8.1.2 Nodularine

Inhibition des phosphatases protéiques (PP1 et PP2A) ; site d'action principal : foie. Les principaux genres : *Nodularia*, *Nostoc*, D'après Sivonen et al. (1989), Spooft et Catherine (2017).

1.8.1.3 Cylindrospermopsine

Inhibiteur irréversible de la biosynthèse des protéines, génotoxicité ; site d'action principal : foie (également aux reins, à la rate, aux poumons, au cœur, à l'intestin, au thymus et à la peau). Les principaux genres : *Cylindrospermopsis*, *Anabaena*, *Aphanizomenon*, d'après Ohtani et al. (1992), Li et al. (2001), Schembri et al. (2001), Svrcek and Smith (2004), Spooft et al. (2006), Seifert et al. (2007)

1.8.2 Les Neurotoxines

Leur organe cible est la jonction neuromusculaire, sont regroupées en :

1.8.2.1 Les anatoxines-a

Les agents bloquants neuromusculaires dépolarisants post-synaptiques se fixent de manière permanente aux récepteurs nicotiques de l'acétylcholine, agissant principalement au niveau de la synapse nerveuse. Les principaux genres : *Aphanizomenon*, *Anabaena*, *Raphidiopsis* (Affsa et Afsset, 2006).

1.8.2.2 Les anatoxines-a(S)

Inhibe l'acétylcholine estérase, le principal genre : *Anabaena* (Spooft et Catherine, 2017).

1.8.2.3 Les saxitoxines

Elles se lient et bloquent les canaux sodiques en inhibant la conduction des axones nerveux ; site principal d'action : axones nerveux. Les principaux genres : *Aphanizomenon*, *Plankto-Thrix* (Spooft et Catherine, 2017).

1.8.2.4 La β -N-méthylamino-L-alanine ou BMAA

Potentialisation et augmentation de la mort des neurones moteurs ; agoniste pour les récepteurs N-méthyl-d-aspartate et glutamate R5 ; stress oxydatif, les principaux genres : *Aphanizomenon*, *Cylindrospermopsis*, *Dolichospermum*, *Planktothrix* (Cox et al., 2005 ; Lobner et al., 2007 ; Carmichael et Boyer, 2016)

1.8.3. Les dermatotoxines

Regroupées en trois familles :

1.8.3.1 Lyngbyatoxine et Aplysiatoxines

Activateurs de la protéine kinase C ; site d'action principal : peau. Les principaux genres *Lyngbya*, *Schizotrix*, *Oscillatoria* (Spoof et Catherine, 2017).

1.8.3.2 Lipopolysaccharides (LPS)

Les LPS forment des complexes avec des protéines et des phospholipides ; site d'action principal : affecte tout tissu exposé (peau et muqueuse), Sucrités par tous Les genres (Spoof et Catherine, 2017).

1. 9 La gestion du risque sanitaire (seuils d'alerte)

Les cyanobactéries prolifèrent dans les lacs et réservoirs, produisant des toxines proportionnelles à leur taille et à la concentration en chlorophylle a. Ces estimations, bien que générales, doivent être adaptées aux spécificités de chaque site. Les effets sur la santé humaine peuvent inclure des réactions allergiques et irritantes.

L'OMS recommande des mesures spécifiques (Chorus et Bartram, 1999), notamment une vigilance accrue et une fréquence d'échantillonnage hebdomadaire lorsque les cyanobactéries sont détectées dans l'eau brute destinée à la production d'eau potable. La surveillance doit également suivre le déclin des proliférations pour déterminer quand le réservoir peut être réutilisé.

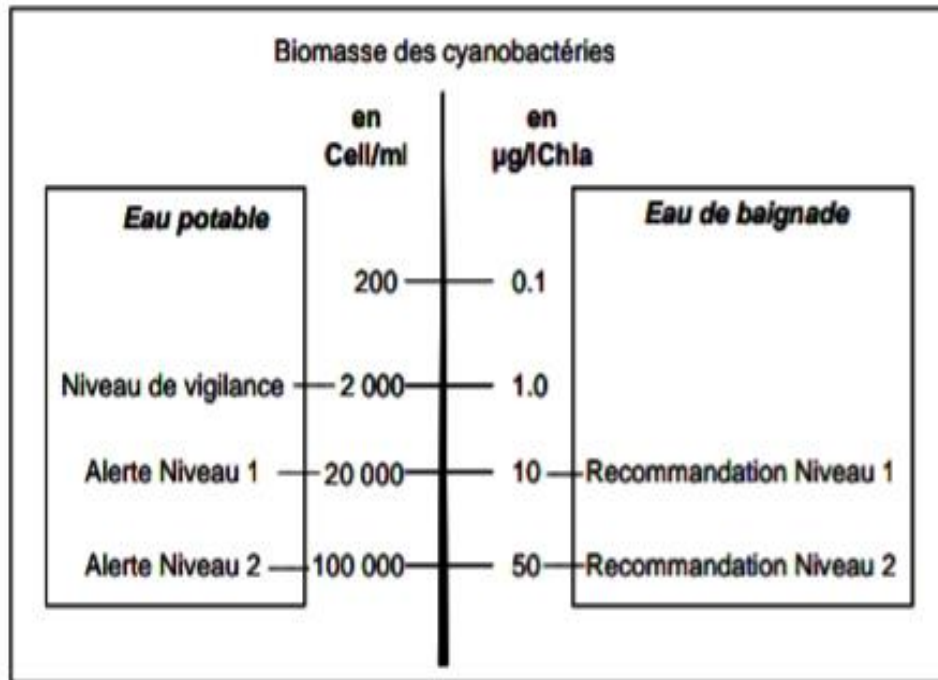


Figure 4. Seuils d'alerte définis par l'OMS (vincon-leit et al.,2005)

Partie Expérimentale

Chapitre 2

Matériel et méthode

2.1. Description de la zone d'étude

2.1.1 Situation géographique

Le barrage de Fom-el-Gherza, situé sur l'Oued-el-Abiod à 15 km à l'Est de la ville de Biskra, ce barrage est destiné à l'irrigation de plus de 300000 palmeraies à Sidi-Okba, Garta, Seriana et Tehouda (fig. 4).

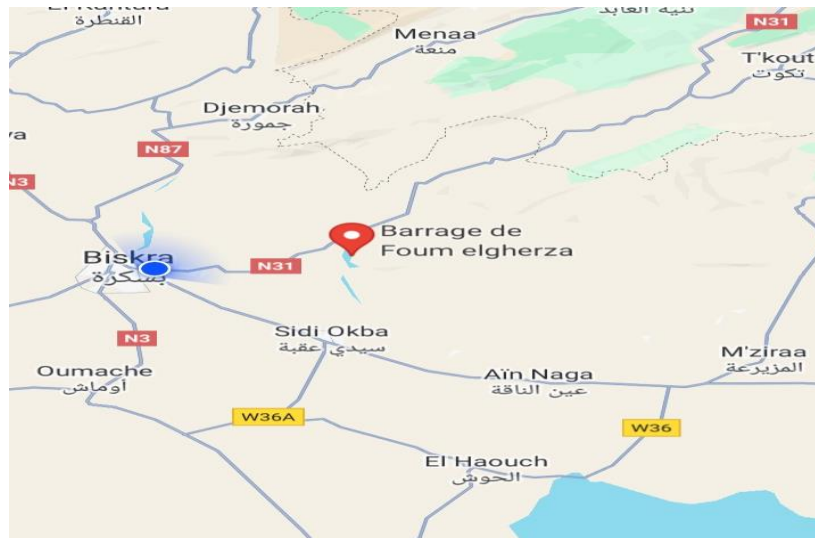


Figure 5. La localisation de barrage Fom El Gharza (Google Maps, 2024)

Tableau 1. Caractéristiques du barrage (Selon la fiche technique du barrage)

Construction	1948
Mise en eau	1952
Capacité	47 millions m ³
Capacité de dernier levé (2008)	12.8 millions m ²
Surface du bassin versant	440000 m ³ /an
Hauteur	73 m
Longueur	186 m
Cote retenue Normale	195,90 m

2.2 Échantillonnage

2.2.1 Choix des sites et des périodes de prélèvements

Le prélèvement mensuel est réalisé à partir de deux points de collecte, sur une période de (Mars -Avril- Mai) :

- ❖ 06/03/2024.
- ❖ 07/04/2024
- ❖ 07/05/2024



Figure 6. La localisation des stations des prélèvements (Google earth, 2024)

Les coordonnées géographiques des stations de l'étude au niveau du barrage

- **Station 01 :** 34,8522324, 5,9246681
- **Station 02 :** 34,8527098, 5,9239369

2.2.2 Méthode d'échantillonnage

Les échantillons ont été prélevés à des profondeurs comprises entre 0 et 20 cm. À chaque point de prélèvement deux échantillons de 500 ml sont collectés : l'un dans une bouteille recouverte de papier d'aluminium pour le dosage de la chlorophylle et l'autre non recouverte pour l'identification et la culture. De plus, un échantillon de 1 L d'eau est prélevé pour les analyses physiques et chimiques.



Figure 7. L'échantillonnage et les conditions de transport (Originale,2024)

2.3 Étude des Cyanobactéries

2.3.1 Identification des cyanobactéries

L'identification des genres récoltés a été réalisée en observant les caractères morpho-anatomiques au microscope optique, selon les clés d'identification fournies par Burrelly (1985), Les critères principaux retenus sont les suivants :

- ❖ La structure, qu'elle soit unicellulaire ou filamenteuse.
- ❖ La présence ou l'absence de caractéristiques spécifiques telles qu'une gaine gélatineuse, des akinètes et des hétérocytes.

2.3.2 Dénombrement des cyanobactéries

- ❖ Le dénombrement a été réalisé à l'aide d'une cellule de Malassez (Hassen et *al.*, 2015).
- ❖ Nettoyez la lame avec de l'alcool à 70% et laissez-la sécher dans un environnement stérile pour éviter toute contamination.
- ❖ Placez une lamelle sur la cellule de Malassez.
- ❖ Déposez 10 à 15 µL de suspension cellulaire entre la lamelle et la cellule (progression par capillarité).
- ❖ Comptez les cellules présentes dans les rectangles ou « unités de comptage » à l'objectif x40 du microscope.

Appliquez la formule suivante pour calculer le nombre de cellules par unité de volume :

$$N = \frac{(n \times 10^4) \times d}{v}$$

N : Est le nombre de cellules par millilitre.

n : Est le nombre moyen de cellules comptées dans les zones observées.

10^4 : 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 microlitre.

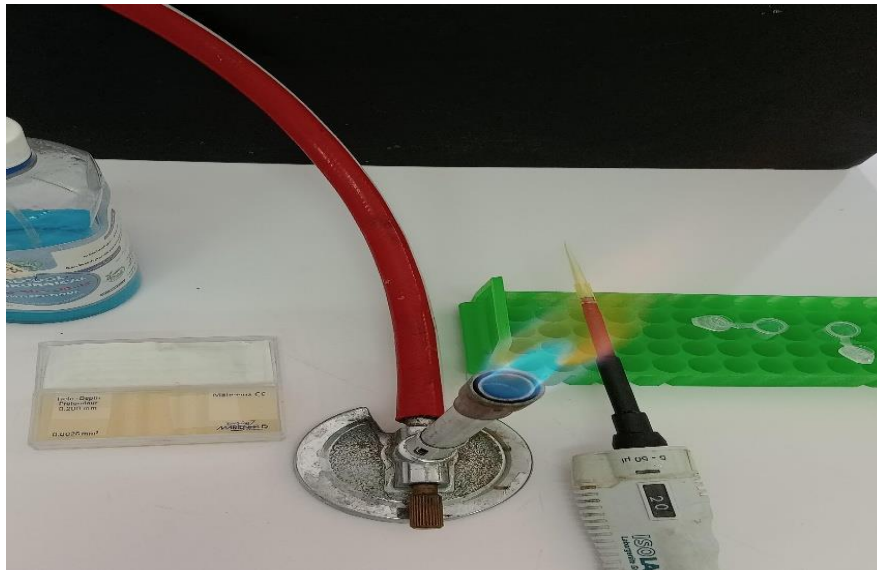


Figure 8. Dénombrement avec la cellule Malasez (Originale,2024)

2.3.3 Préparation de milieu de culture BG11 (Blue-Green Medium)

Les cyanobactéries se développent dans un milieu minéral spécifique. Pour préparer un litre de milieu de culture BG11(Blue-Green Medium), plusieurs composés sont nécessaires (annexe 2).

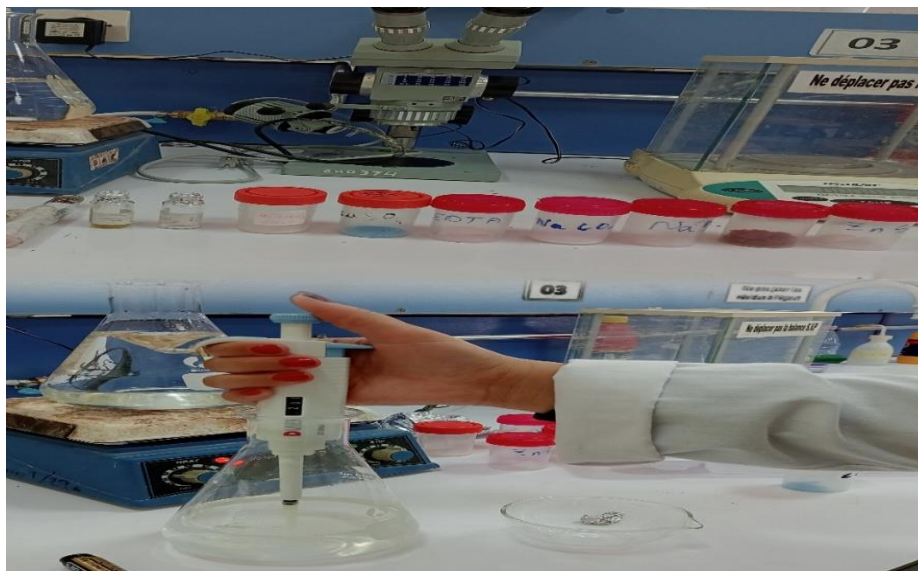


Figure 9. La préparation de milieu de culture (Originale,2024)

2.3.4 La culture et les conditions d'incubation

Un aliquot de 10 ml d'échantillon a été ensemencé dans un milieu BG11 liquide, dans des erlenmeyers stériles fermés avec du coton cardé et équipée d'une pompe à oxygène (fig.10). Placées dans une salle de culture à $25 \pm 1^\circ \text{C}$ où elles ont été soumises à une intensité lumineuse blanche (Coulibaly et al., 2014).



Figure 10. La culture des cyanobactéries dans milieu BG11 liquide (Originale,2024)

2.3.5 La lecture

La prolifération des cyanobactéries étant lente, les observations se font après 7 jours d'incubation et jusqu'à la troisième semaine (Coulibaly et al., 2014).

2.4 Mesure des paramètres physico-chimiques de l'eau

Les analyses physiques et chimiques sont effectuées au laboratoire du CRSTRA pour mesurer la conductivité, le pH, La matière en suspension, la concentration en magnésium (Mg), le TAC, ainsi que les nitrates et nitrites et les Ortho phosphates au niveau de laboratoire de contrôle de qualité et de conformité Mousaoui. Au laboratoire de la faculté des sciences agronomiques, nous procédons aux dosages de la chlorophylle.

L'objectif est d'évaluer la qualité de l'eau et les conditions environnementales qui affectent la croissance des cyanobactéries.

2.4.1 Les paramètres physiques

2.4.1.1 La température

La température a été mesurée <<*in situ*>> à l'aide d'un thermomètre.

2.4.1.2 Le pH

À l'aide d'un pH mètre << *in situ* >>

2.4.1.3 La conductivité (us/cm)

La conductivité est la capacité d'une solution à transmettre un courant électrique, influencée par la concentration et la mobilité des ions qu'elle contient.

La conductivité a été mesurée à l'aide d'un conductimètre de paillasse.

2.4.1.4 Matière en suspension

La connaissance de la quantité de matières en suspension (MES) est cruciale, car ces particules diminuent la transparence de l'eau, affectant ainsi la production primaire photosynthétique.

La méthode utilisée pour déterminer la matière en suspension dans l'eau consiste à filtrer l'échantillon sous vide à travers une membrane de filtration en esters de cellulose de porosité 47 µm. Le poids du filtre est mesuré avant et après la filtration pour calculer le poids sec de la matière en suspension dans le volume filtré, nous avons suivi la méthode de Aminot et Chaussepied (1983).

$$\text{MES (mg/l)} = \frac{p_1 - p_2}{V}$$

P1 = poids du filtre avant filtration (mg).

P2 = poids du filtre (mg) après filtration et le séchage à 105 C /une heure (mg).

V = volume d'eau filtrée (litre).



Figure 11. Mesure de la matière en suspension (Originale,2024)

2.4.2 Les paramètres chimiques

2.4.2.1 Dosage de Nitrite (NO_2^-)

➤ Principe

La méthode de Bendschneider et Robinson (1952) repose sur la réaction des nitrites avec la sulfanilamide en milieu acide pour former un composé diazoïque, qui réagit ensuite avec le N-naphtyl-éthylènediamine pour produire un colorant mesurable.

Mode opératoire

- Rincer le récipient avec l'eau à analyser.
- Prélever 50 ml de l'échantillon.
- Ajouter 1 ml de sulfanilamide, mélanger, attendre 2-5 minutes.
- Ajouter 1 ml de NES, mélanger.
- Attendre 10 minutes à 1 heure.
- Mesurer l'absorbance à 543 nm.
- Déterminer la concentration des nitrites avec la courbe d'étalonnage.



Figure 12. Dosage de Nitrite (Originale,2024)

2.4.2.2 Dosage de Nitrate (NO_3^-)

On a utilisé une méthode de spectrométrie pour quantifier les nitrates dans l'eau potable brute, eux suivant ISO (1994).

Principe

Les nitrates réagissent avec le 2,6-diméthylphénol en présence d'acides sulfurique et ortho phosphorique, produisant du 4-nitro-2,6-diméthylphénol.

Mode opératoire

- Dans une fiole de 50 ml, ajouter : 2 ml d'échantillon, 14 ml du mélange d'acides, et 2 ml de 2,6-diméthylphénol.
- Laisser reposer pendant 10 à 60 minutes.
- Mesurer l'absorbance de l'échantillon à une longueur d'onde de 324 nm.
- Déterminer la concentration des nitrates à partir de la courbe d'étalonnage.

2.4.2.3 Dosage des Ortho phosphates (PO_4^{3-})

La mesure des phosphates a été effectuée avec un spectrophotomètre multi-paramètre, dans une plage de détection de 0 à 2,5 mg/l, avec une longueur d'onde de 610 nm ajustée automatiquement (Kheliel, 2018).

2.4.2.4 Calcium [Ca^{2+}]

Dosage des ions Ca^{2+} : Les ions Ca^{2+} sont déterminés par complexométrie dans un milieu alcalin à pH 12, avec l'ajout de 2 ml de soude (NaOH) et du Murexide comme indicateur coloré. Le mélange est ensuite titré avec une solution d'EDTA (N= 0,02 éq/l) jusqu'à l'obtention d'une teinte pourpre. Le volume d'EDTA utilisé correspond à la dureté calcique, exprimée en degrés français ($^{\circ}\text{F}$) (Tardat-Herny et Beaudry, 1984).



Figure 13. Détermination la concentration en calcium (Originale,2024)

2.4.2.5 La concentration en magnésium [Mg^{2+}]

La dureté magnésienne en milliéquivalent par litre (méq/L), est directement obtenue en soustrayant la dureté calcique de la dureté totale hydrométrique (TH).

2.4.2.6 Titre hydrométrique (TH)

La dureté totale ou hydrométrique (TH) d'une eau est la somme des concentrations en ions Ca^{2+} et Mg^{2+} . Pour l'analyse, 100 ml d'eau ont été prélevés, auxquels 5 ml de solution tampon (pH 10) et une petite quantité d'indicateur coloré (Noir Eriochrome T) ont été ajoutés. Ensuite, la solution d'EDTA a été titrée jusqu'au changement de couleur de rouge foncé à bleu, et le volume utilisé correspond à la dureté totale, exprimée en degrés français ($^{\circ}\text{F}$) (Rodier et al., 2009).



Figure 14. Détermination de la teneur TH (Originale,2024)

2.4.2.7 Dosage des sulfates [SO₄²⁻]

Le dosage est réalisé à l'aide d'un photomètre multi-paramètres, réglé sur une longueur d'onde de 520 nm, avec une gamme de mesure allant de 0 à 200 mg/l (Kheliel, 2018).

2.4.3 Dosage de la Chlorophylle a

Le dosage de la chlorophylle dans une étude des cyanobactéries dans l'eau de barrage permet d'estimer la biomasse algale. Cette concentration sert d'indicateur pour évaluer la quantité de phytoplancton et l'état trophique du réservoir, ainsi que pour surveiller les proliférations de cyanobactéries, potentiellement nuisibles en raison de leurs toxines.

Mode opératoire (Aminot et Kerouel, 2004)

a) Filtration

Filtrer un volume connu d'échantillon (0.5 à 5 litres) sous vide, sur membrane de filtration en esters de cellulose de porosité 47 µm.

b) Extraction

- Placer la membrane filtrante dans un tube à centrifuger enveloppé avec du papier aluminium contenant 10 ml d'acétone à 90%.

- Déchiqueter le filtre à l'aide d'une baguette ou d'un tube en verre à embout tranchant, puis agiter vigoureusement pour disperser les fibres.
- Laisser l'extraction acétonique se poursuivre une nuit au réfrigérateur.
- Après l'extraction, contrôler le volume de solvant et ajuster.
- Centrifuger à 4000 tr/min pendant 5 minutes.
- Transférer le surnageant dans une cuve pour spectrophotomètre.

c) Mesure des absorbances selon la méthode trichromatique :

- Laisser les extraits revenir à température ambiante s'ils sont froids. Rincer deux fois la cuve avec une petite quantité de l'extrait à analyser.
- Transférer dans la cuve un volume suffisant de l'extrait pour effectuer la mesure, en veillant à ne pas introduire de fibres.
- Vérifier la propreté des faces de la cuve et la positionner correctement dans le support.
- Mesurer les absorbances brutes de l'extrait à 630, 647, 664 et 750 nm.
- Calculer les chlorophylles a selon la méthode trichromatique :

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

V : volume d'eau filtrée (litre)

v : volume de solvant d'extraction en millilitre

L : longueur du trajet optique de la cuve de mesure en centimètre

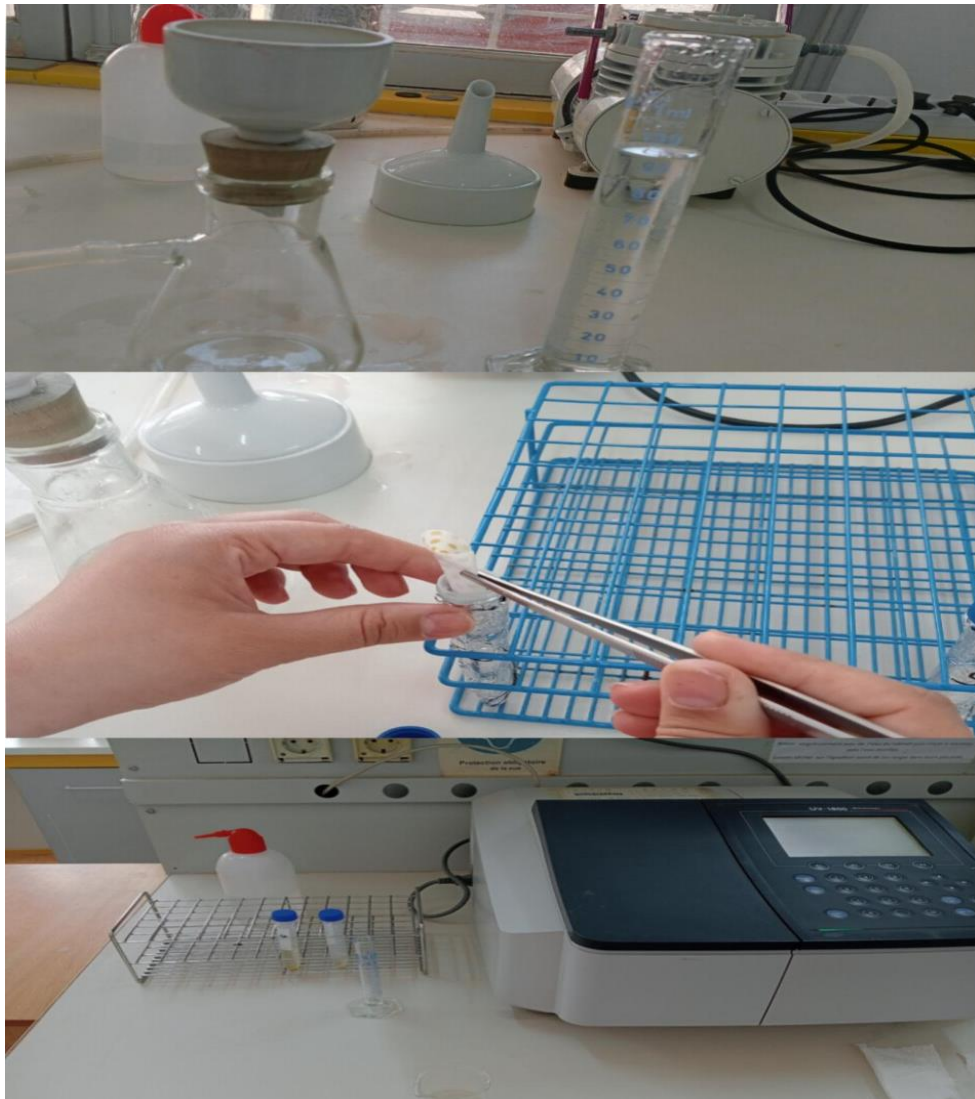


Figure 15. Dosage de la chlorophyle (Originale,2024)

Chapitre 3

Résultats et discussions

3.1. Etude des cyanobactéries

3.1.1. Identification des cyanobactéries

L'examen microscopique des caractéristiques morfo-anatomiques des cyanobactéries a été obtenue , en se basant sur les clés d'identification, cela nous a permis d'identifier le genre de cyanobactéries *Cylindrospermopsis* pendant les trois mois d'étude.

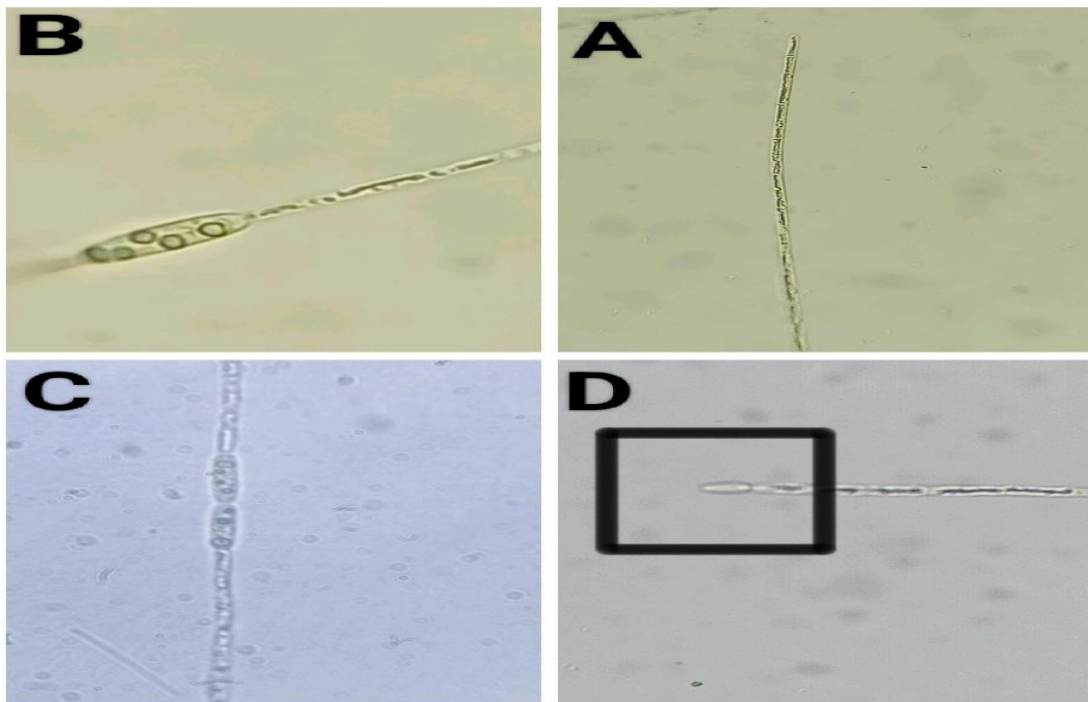


Figure 16. Observation microscopique de genre identifié dans l'eau de barrage Foum El Gharza avec un objectif $\times 40 \times 10$ (Originale,2024)

A et D représentent la terminaison du genre *Cylindrospermopsis* ; B et C montrent les hétérocytes

Description

Selon les clés d'identifications et l'observation microscopique nous avons pu observer les caractères suivant :

Organisme filamenteux, constitué d'une seule série de cellules, non ramifié et dépourvu de gaine mucilagineuse, trichomes solitaires (fig16. A), hétérocyte pointus à leur apex libre (pas toujours présent) (fig16.D), akinètes simple (fig. B) ou par paires (fig16.C).

3.1.2 Dénombrement des cellules des cyanobactéries

Les résultats de l'étude des cyanobactéries dans le barrage Foum El Gharza montrent des variations saisonnières significatives dans le nombre et des différences notables entre les

deux stations analysées. En mars, les cyanobactéries étaient inférieures à 1 cellule/500 ml au niveau de la station 01 mais présentes au niveau de la station 02 avec 675 cellules/ml. En mai, une concentration maximale de 6608 cellules/ml a été observée au niveau de la station 01. Ces fluctuations suggèrent que des facteurs environnementaux tels que la température de l'eau influencent ce phénomène d'autant plus que la température était élevée durant cette période (Chorus & Bartram, 1999 ; Paerl & Otten, 2013). De plus, la disponibilité des nutriments et la dynamique de l'eau influencent la prolifération des cyanobactéries.

D'où l'intérêt de surveiller régulièrement ces micro-organismes et les paramètres physico-chimiques de l'eau pour comprendre leurs dynamiques. Les différences marquées entre les stations indiquent la nécessité d'études localisées pour identifier les facteurs spécifiques influençant la croissance des cyanobactéries. (Fig.17).

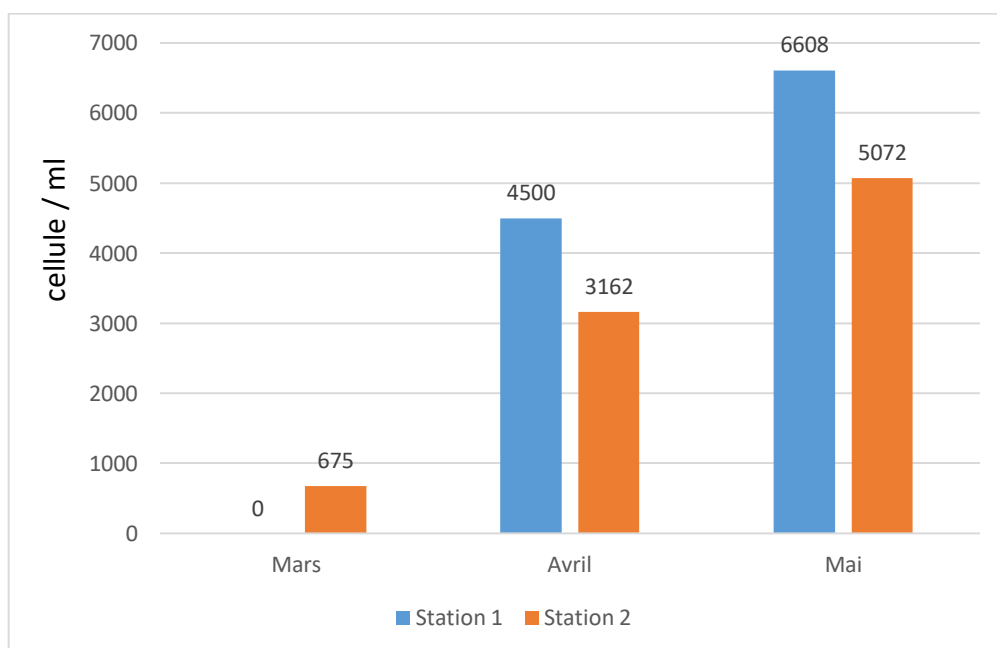


Figure 17. Dénombrement des cellules des cyanobactéries (2024)

3.1.3 La mise en culture des cyanobactéries identifiées

L'observation des échantillonsensemencés dans un milieu BG11 liquide a montré un changement de couleur du milieu, passant de transparent à vert. Cette prolifération a commencé dès la première semaine et a continué jusqu'à 21 jours d'incubation (fig.18)

Durant cette période, l'observation continue au microscope a confirmé la présence d'un seul genre : *Cylindrospermopsis*.

Cylindrospermopsis est un genre de cyanobactéries qui prolifère dans des conditions spécifiques et peut être difficile à cultiver en laboratoire. Ce genre se développe principalement dans des eaux chaudes, avec des températures optimales entre 25 et 30 °C, (Briand, J.F, 2002) et nécessite une lumière solaire abondante bien qu'il puisse aussi survivre dans des conditions de faible luminosité. La disponibilité élevée en nutriments, notamment les nitrates et les phosphates, est cruciale, souvent favorisée par la pollution agricole et urbaine. De plus, *Cylindrospermopsis* peut fixer l'azote atmosphérique, lui donnant un avantage dans les environnements pauvres en azote dissous. Il préfère des eaux légèrement alcalines, avec un pH entre 7.5 et 8.5, (Saker, M.L 2000) et prospère dans des colonnes d'eau stratifiées, typiques à des périodes estivales, où les couches d'eau ne se mélangent pas bien. Les eaux calmes et stagnantes favorisent également sa prolifération, contrairement à une turbulence excessive qui peut disperser les cellules et réduire leur capacité à former des blooms concentrés.

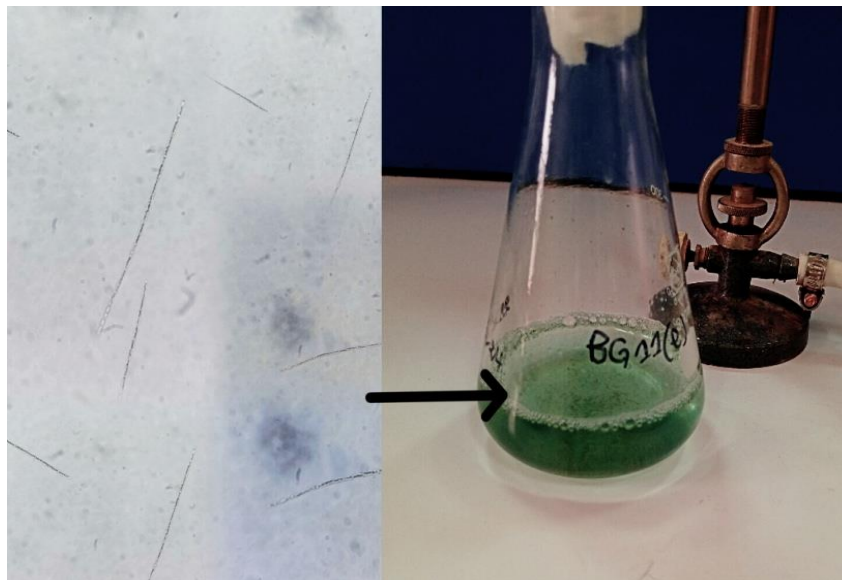


Figure 18. La prolifération des cyanobactéries dans un milieu BG11 liquide (Originale,2024)

Ces résultats soutiennent l'efficacité de la méthode de culture utilisée.

3.2 Les paramètres physico-chimiques de l'eau

3.2.1 Les paramètres physiques

3.2.2.1 La température

Les températures relevées dans les deux stations au cours des trois mois sont présentées dans (fig.19).

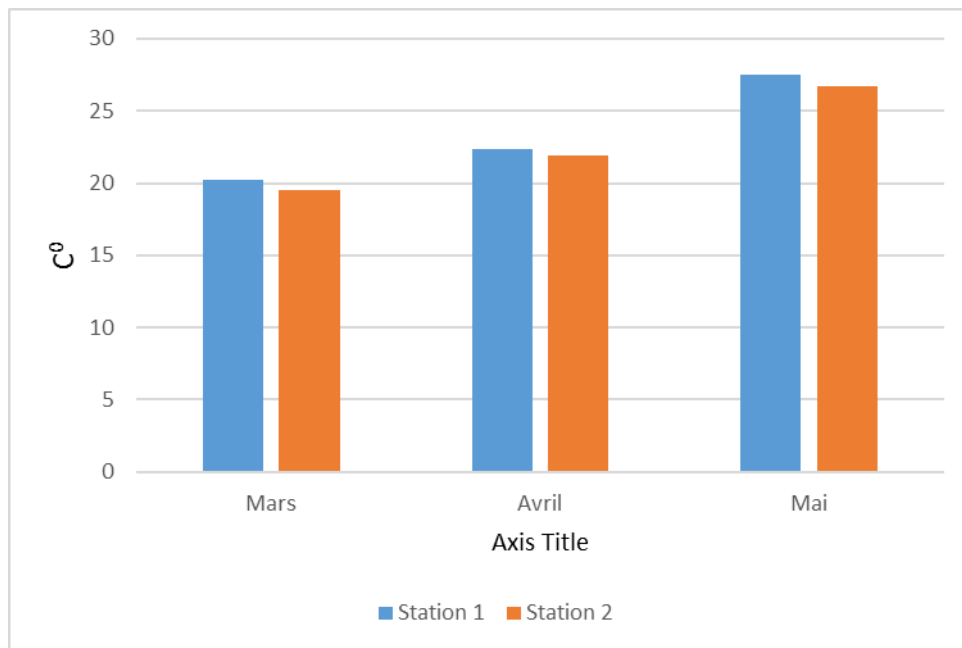


Figure 19. Variations de la température des eaux du barrage Foum El Gharza (Mars, Avril, Mai 2024)

Les résultats montrent une augmentation de la température progressive de mars à mai. En mars, les températures étaient relativement basses, autour de 18 °C. En avril, elles ont augmenté d'environ 4 °C pour atteindre 22 °C. En mai, la température a encore augmenté de plus de 5 °C, atteignant environ 27 °C au niveau de la station 1.

La température de l'eau joue un rôle crucial dans le fonctionnement des écosystèmes, ainsi que dans la prolifération des cyanobactéries (Pitois et Barguil, 2021). C'est pourquoi nous avons observé des variations dans les concentrations cellulaires au cours des différentes périodes.

Nos résultats concordent avec ceux de Karadžić et al. (2013) et Gao et al. (2024), qui ont constaté qu'en été, et lorsque la température de l'eau était élevée le genre *Cylindrospermopsis* atteignait 85 % du biovolume total du phytoplancton.

3.2.2.2 La conductivité

Nous constatant une augmentation de la conductivité. Les valeurs varient de 1273 $\mu\text{S}/\text{cm}$ en mars à 1498 $\mu\text{S}/\text{cm}$ en mai (fig.20).

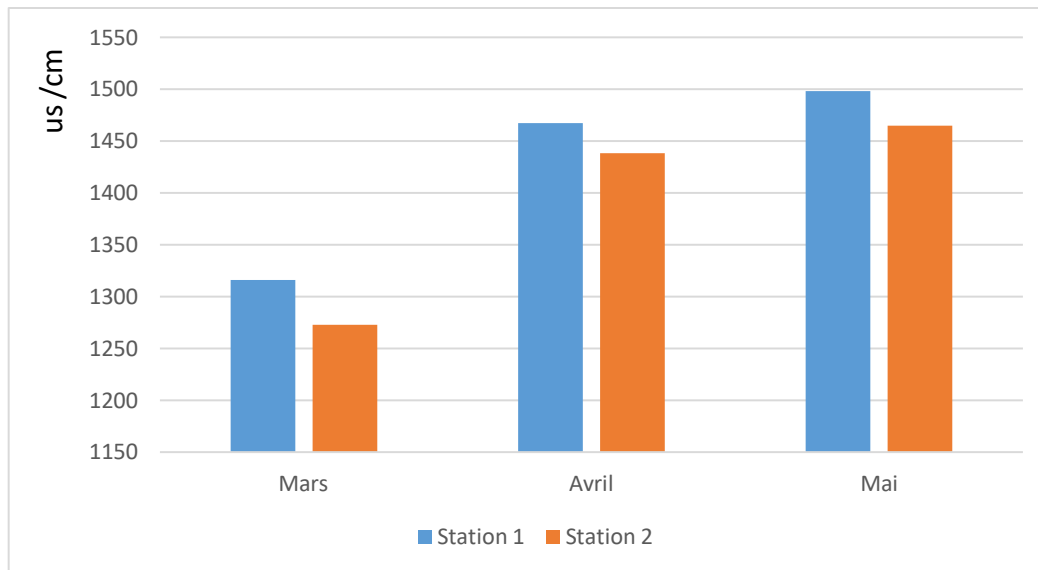


Figure 20. Mesures de conductivité (Mars - Avril - Mai 2024)

La mesure de ce paramètre permet d'évaluer l'état de minéralisation de l'eau. La conductivité de l'eau peut varier en fonction de différents éléments. Par exemple, quand il pleut, les minéraux se diluent dans l'eau, ce qui diminue sa conductivité. En revanche, quand la température élevée, les ions bougent plus vite, augmentant ainsi la conductivité de l'eau (Irie et al., 2023).

Selon Rejsek (2002), nos résultats de la mesure de la conductivité montrent que la minéralisation de l'eau est élevée, supérieure à 1000 $\mu\text{S}/\text{cm}$.

Le Journal officiel de la République algérienne dans le guide de qualité des eaux superficielles fixe une valeur maximale de la conductivité à 2800 $\mu\text{S}/\text{cm}$.

Nous pouvons donc dire que la minéralisation de l'eau du barrage est élevée mais acceptable.

3.2.2.3 Matières en suspension

Les mesures de la matière en suspension dans les deux stations (S01 et S02) montrent des variations au cours des trois mois d'étude. Les résultats montrent une baisse notable de la matière en suspension au fil des mois (fig.21).

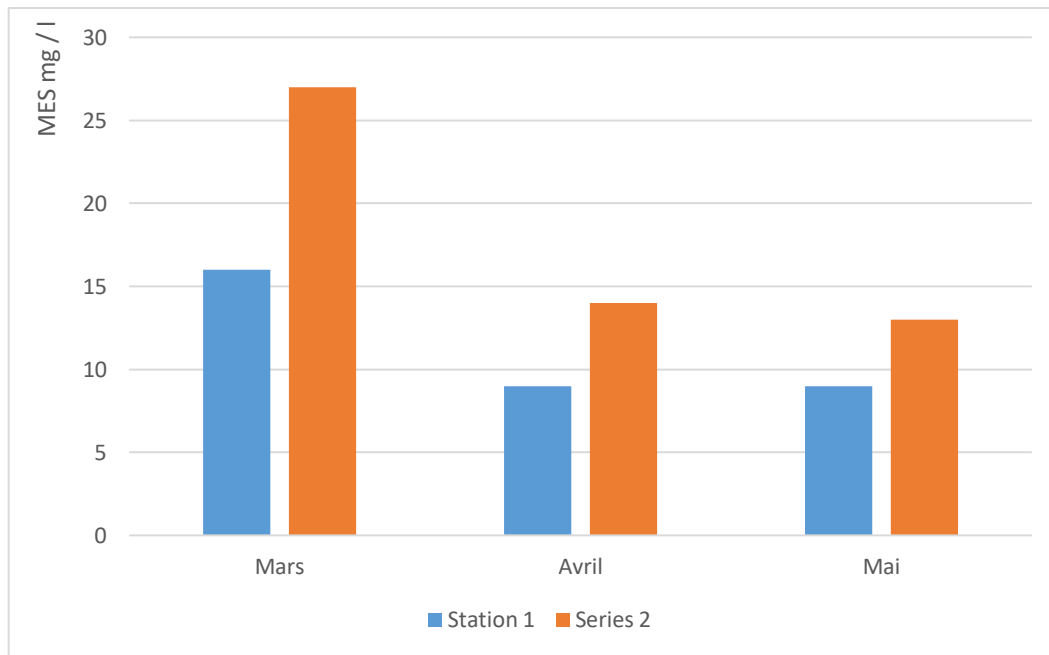


Figure 21. Variations en MES (mg/l) (Mars - Avril - Mai 2024)

La présence élevée de MES dans l'eau augmente la turbidité et diminue la luminosité ce qui empêche les cyanobactéries de faire la photosynthèse et donc agit sur leur croissance (Habtemariam et al., 2021).

Selon JORA, la valeur maximale de la concentration de la matière en suspension est de 25 mg/l. Ainsi, nous avons constaté que l'eau du barrage respecte les normes.

3.2.2 Les paramètres chimiques

3.2.2.1 Potentiel en hydrogène pH

Les valeurs mensuelles du pH de l'eau du barrage Foum el Gharza varient entre 8,02 et 10,08 (fig.22).

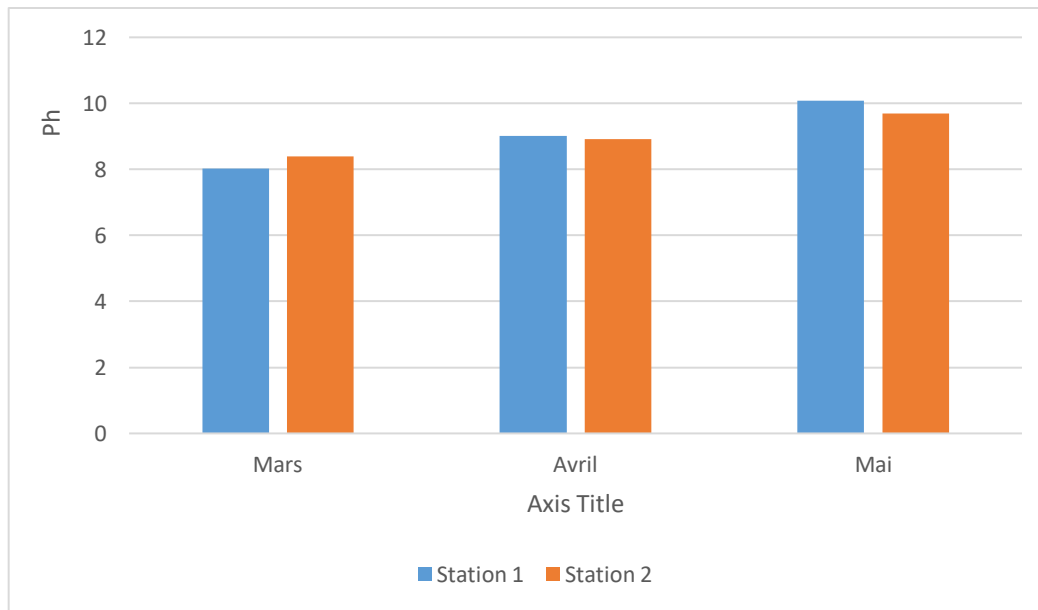


Figure 22. Variation en pH des eaux de barrage (Mars - Avril - Mai 2024)

Ces valeurs indiquent que l'eau du barrage est alcaline selon l'OMS, Le pH des eaux de surface devrait se situer entre 6,5 et 8,5. Les résultats montrent que le pH de l'eau en avril et en mai dépasse ces valeurs recommandées.

Cette alcalinité pourrait être une conséquence de la photosynthèse intensive réalisée par les cyanobactéries et les microalgues qui ont proliférées dans cette même période d'étude, donc les valeurs de pH varient dans le cycle jour (photosynthèse) et nuit (respiration cellulaire) comme suite :

- **Photosynthèse :** En absorbant le CO_2 pour la photosynthèse, les cyanobactéries réduisent la concentration de CO_2 dissous dans l'eau. Le CO_2 dissous forme de l'acide carbonique (H_2CO_3) qui se dissocie en ions bicarbonate (HCO_3^-) et hydrogène (H^+). Lorsque les cyanobactéries consomment le CO_2 , cela diminue la concentration de H^+ , ce qui augmente le pH (rend l'eau plus alcaline).
- **Respiration cellulaire :** Libérant du CO_2 , ce qui diminue le pH de l'eau (Souleymane et al., 2020).

3.2.2.2 Les nitrites (NO_2^-)

Les concentrations de nitrites dans les deux stations (S01 et S02) augmentent progressivement de mars à mai comme présentées dans la Figure 23 (fig.23)

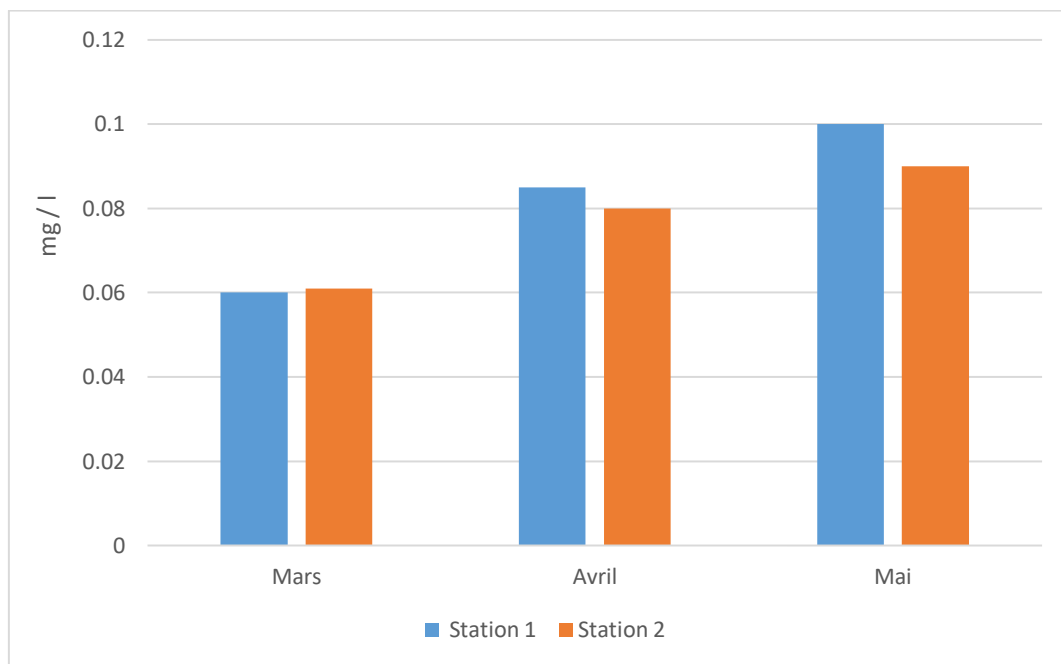


Figure 23. Teneurs en nitrites (Mars - Avril - Mai 2024)

L'augmentation progressive des nitrites peut être attribuée à plusieurs facteurs. Notamment, la décomposition de la matière organique et les apports de fertilisants agricoles qui peuvent contribuer à l'augmentation des niveaux de nitrites dans les masses d'eau (Smith et al., 2003). De plus, les conditions climatiques, telles que l'augmentation de la température, peuvent accélérer les processus microbiologiques responsables de la conversion de l'ammonium en nitrites (Jones et al., 2012).

Selon Camargo et Alonso (2006), les agences de réglementation définissent des seuils spécifiques pour les concentrations de nitrites dans les eaux de surface pour prévenir les effets nocifs sur la vie aquatique et les usages humains de l'eau :

Tableau 2. Classification des eaux superficiels selon les teneurs en nitrite

Concentrations Faibles	Concentrations Modérées	Concentrations élevées
<0,01 mg/L	0,01-0,1 mg/L	>0,1 mg/L

Nous pouvons classer les niveaux de nitrites dans le barrage pendant la période d'étude comme modérés.

3.2.2.3 Les nitrates

Les résultats montrent une augmentation progressive des concentrations de nitrates de mars à mai, avec des valeurs les plus élevées observées en mai dans les deux stations (fig.24)

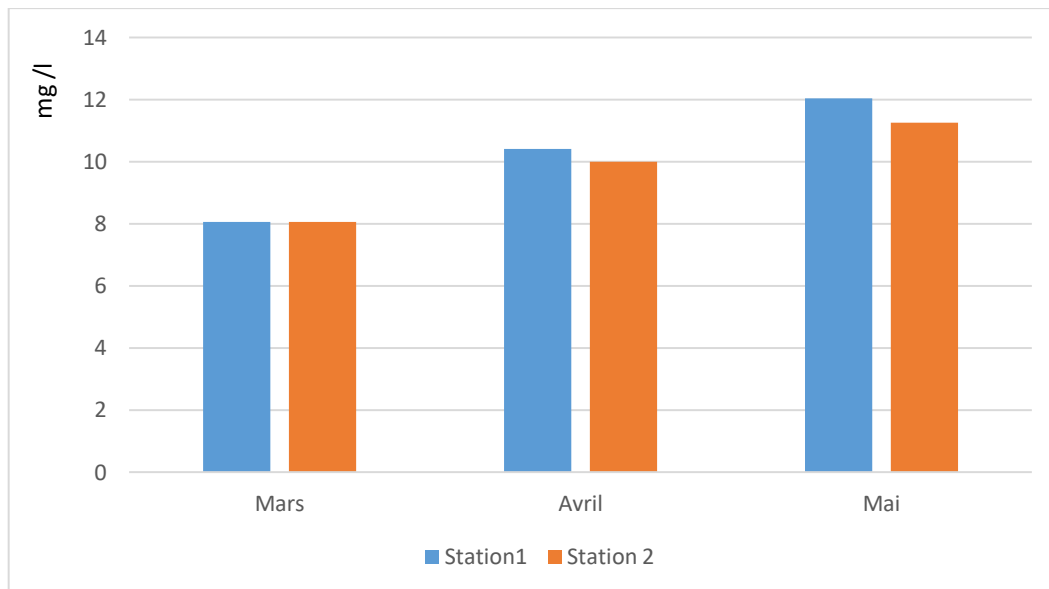


Figure 24. Teneurs en nitrates dans les eaux de barrage (Mars - Avril - Mai 2024)

Les nitrates sont considérés comme le stade final d'oxydation de l'azote organique. Les nitrates dans les eaux superficielles proviennent principalement de l'agriculture (engrais chimiques et lisier), des eaux usées domestiques, de la décomposition de matières organiques et des rejets industriels (Gueroui, 2015).

Cette augmentation des nitrates dans le barrage favoriser la prolifération des cyanobactéries, car elles utilisent ces nutriments pour leur croissance.

D'après Les classes de qualité des eaux superficielles (Bouhezila et al., 2020) :

Tableau 3. Classification des eaux superficiels selon la concentration en nitrate

Très Bonne	Bonne	Passable	Mauvaise	Très mauvaise
2 mg/l	10 mg/l	25 mg/l	50 mg/l	>50 mg/l

Nous pouvons dire que les eaux du barrage sont bonnes avec des concentrations inférieures à 10 mg/L en mars. En avril et mai, les concentrations, dépassant 10 mg/L mais inférieures à 25 mg/L, les classent comme passables.

3.2.2.4 Les ortho-phosphates (PO_4^{3-})

Les teneurs en orthophosphates sont basses en mars (8 mg/L), puis augmentent de manière significative en avril et mai, jusqu'à atteindre 17,3 mg/L (Fig.25).

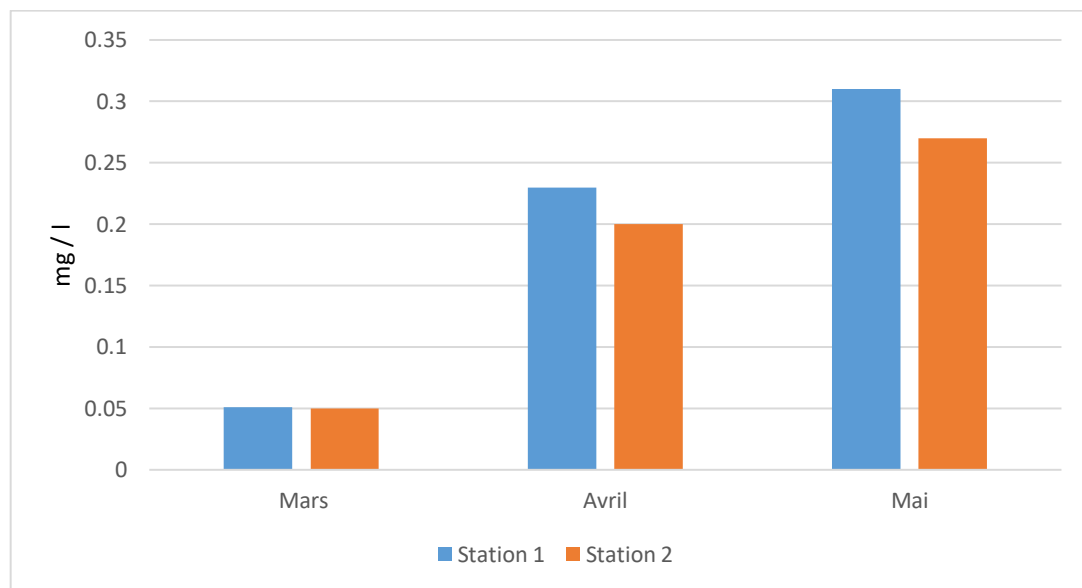


Figure 25. Teneurs en orthophosphates dans les eaux de barrage (Mars - Avril - Mai 2024)

Les orthophosphates sont présents naturellement dans les eaux. Ce sont des dérivés des phosphates hydrolysés par les microorganismes en PO_4^{3-} (la forme assimilable). Leur présence en teneurs supérieures à 0,2 mg/l favorise la prolifération des cyanobactéries ou conduit à l'eutrophisation (Bouchemal, 2017).

D'après nos résultats, l'état de l'eau du barrage Foum El Gharza se révèle être très satisfaisant en mars et plutôt favorable en avril et mai. Ces conclusions sont conformes aux classes de qualité des eaux superficielles telles que décrites par Bouhezila et al. (2020) (Tab.4).

Tableau 4. Classification des eaux superficielles selon la teneur en orthophosphates

Très bonne	Bonne	Passable	Mauvaise	Très mauvaise
0,1 mg/l	0,5 mg/l	1 mg/l	2 mg/l	>2 mg/l

3.2.2.5 Teneur en ions Ca^{2+} , Mg^{2+} , So_4^{2-}

D'après les données sur les teneurs en Ca^{2+} , Mg^{2+} et sulfate, une baisse de leur concentration a été constatée de mars à mai aux niveau deux stations (tab.5).

Tableau 5. Les résultats des teneurs en Ca^{2+} , Mg^{2+} , So_4^{2-}

Mois	Station	Ca^{2+} mg/l	Mg^{2+} mg/l	So_4^{2-} mg/l
Mars	S 01	162,4	117,6	502,85
	S 02	163,2	116,8	405,71
Avril	S 01	132	28	385,56
	S 02	132	88	388,57
Mai	S 01	101	19	245,14
	S 02	112	48	270,3

Les ions Mg^{2+} jouent un rôle crucial dans la croissance des cyanobactéries, en particulier dans la production de chlorophylle, bien qu'ils deviennent toxiques à des concentrations élevées. En mars, une concentration élevée de Mg^{2+} a été observée, entraînant une absence de cyanobactéries au niveau de la station 01 et une faible présence au niveau de la station 02. Cependant, une diminution de plus de la moitié de cette concentration en avril et en mai a été suivie d'une croissance progressive des cyanobactéries (Safia et al., 2017).

Les ions calcium et sulfate sont également essentiels à la croissance des cyanobactéries, mais des concentrations élevées agit sur leur prolifération. Ces observations sont cohérentes avec les résultats de Boudjellab et al. (2023), qui ont étudié les dynamiques de croissance des cyanobactéries dans l'eau douce du barrage de Sidi-Yacoub Nord-Est de l'Algérie.

3.2.2.6 La chlorophylle a (Chl a)

Les mesures de ce pigment ont révélé que les concentrations les plus basses ont été enregistrées en mars à la station 01 (6,31 $\mu\text{g/l}$), tandis que les concentrations les plus élevées ont été observées en mai, toujours à la station 01 (23,15 $\mu\text{g/l}$) (Fig. 26).

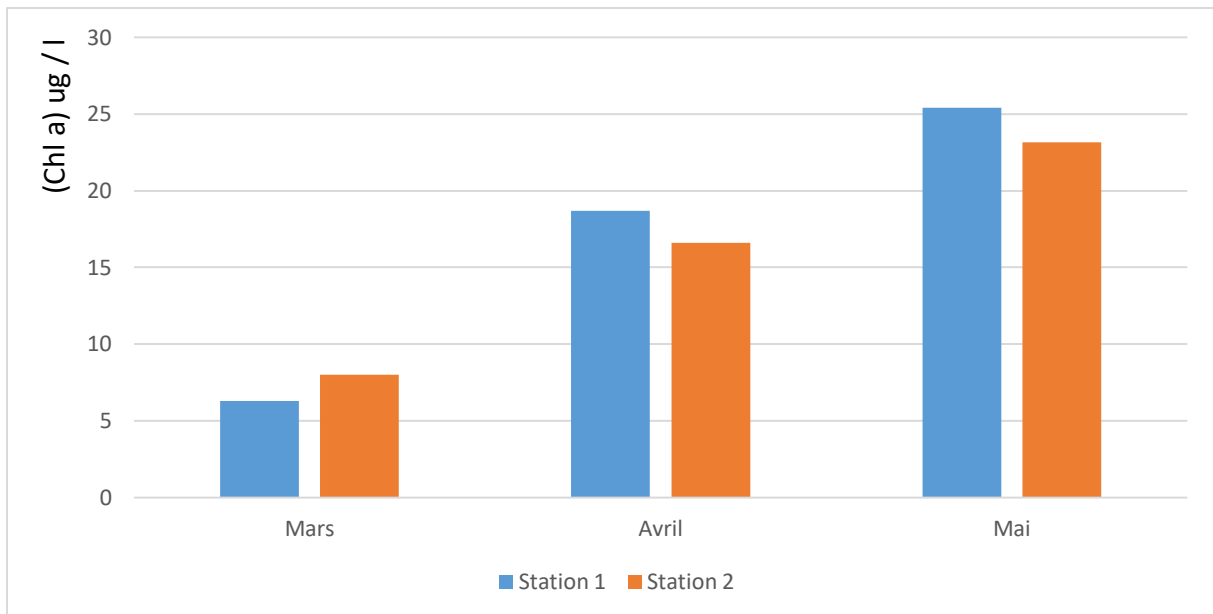


Figure 26. Teneurs en Chlorophylle dans les eaux de barrage (Mars - Avril - Mai 2024)

Les cyanobactéries sont des micro-organismes photosynthétiques, donc le dosage de la chlorophylle permet d'estimer la biomasse (Crouzet et al., 2016).

D'après nos résultats, nous avons observé une augmentation de la biomasse des cyanobactéries pendant les périodes de concentrations élevées en chlorophylle. Ces observations sont cohérentes avec celles de Charifi et al. (2019).

En se basant sur les teneurs en chlorophylle, l'eau du barrage de Foum El Gharza peut être classée comme mésotrophe à la station 01 en mars (inférieur à 8 $\mu\text{g/l}$), et comme eutrophe aux niveau des autres stations et pour les mois d'avril et mai ou les valeurs dépassent 8 $\mu\text{g/l}$.

Le dosage de la chlorophylle revêt une importance cruciale dans l'évaluation de la croissance des cyanobactéries.

En tant que pigment photosynthétique principal utilisé par ces organismes, la chlorophylle offre un indicateur direct de leur présence et de leur activité métabolique dans les écosystèmes aquatiques. Une augmentation de la concentration de chlorophylle est souvent associée à une prolifération des cyanobactéries, signalant ainsi une augmentation de la biomasse algale. Cette mesure permet non seulement d'estimer la densité cellulaire et la biomasse algale totale, mais aussi de surveiller les blooms cyanobactériens, qui peuvent avoir des répercussions néfastes sur la qualité de l'eau et la santé environnementale.

De plus, le dosage de la chlorophylle peut fournir des indices préliminaires sur la présence éventuelle de toxines cyanobactériennes, permettant ainsi de prendre des mesures préventives pour protéger la santé publique et les écosystèmes aquatiques. Par conséquent, le suivi régulier de la chlorophylle dans les environnements aquatiques est essentiel pour évaluer et prévenir les risques associés à la croissance des cyanobactéries. Reynolds, C. S. (2006) ; Hudnell, H. K. (Ed.). (2008) ; O'Neil, J. M., & Davis, T. W. (2018).

Tableau 6. Classification des eaux superficiels selon la concentration de Chl a (mg/l)

Oligotrophe	Mésotrophe	Eutrophe	Hypertrophe
< 2,5 ug / l	2,5 - 8 ug / l	8 – 25 ug / l	>25 ug / l

Conclusion

Conclusion

L'étude menée sur les cyanobactéries dans les stations S01 et S02 du barrage Fom El Gharza à Biskra sur une période de trois mois (mars, avril, mai) a révélé des résultats quant à la présence et à la croissance de ces microorganismes. Pendant toute la durée de l'étude, un seul genre de cyanobactérie a été identifié *Cylindrospermopsis*.

Les résultats des dénombrements ont montré que la biomasse était initialement plus faible en mars, avec une concentration de 675 cellules/ml dans la station S01 et une absence de cyanobactéries dans la station S02. Cependant, au fil des mois, la biomasse a augmenté, atteignant des niveaux plus élevés en avril et mai, avec une concentration maximale enregistrée en mai dans la station S01 (6608 cellules/ml), dépassant celle de la station S02. Ces variations saisonnières dans la biomasse suggèrent une dynamique de croissance des cyanobactéries influencée par des facteurs environnementaux.

L'analyse des paramètres physico-chimiques de l'eau a révélé que la température, ainsi que les concentrations en N et P, sont des facteurs clés influençant la croissance des cyanobactéries. La présence de nitrates et de nitrites, bien que considérée comme passable selon les normes de pollution des eaux superficielles, ainsi que la richesse en orthophosphates, a favorisé la prolifération des cyanobactéries. De plus, une activité photosynthétique excessive a contribué à rendre le milieu fortement alcalin et a favorisé un état eutrophe du barrage, avec des effets négatifs potentiels sur l'écosystème aquatique.

Les ions Mg^{2+} , Ca^{2+} et SO_4^{2-} sont des éléments essentiels pour la croissance des cyanobactéries, mais leur présence en excès induit des effets néfastes.

En conclusion, cette étude met en évidence l'importance de surveiller et de comprendre la dynamique des populations de cyanobactéries dans les réservoirs d'eau douce, en particulier dans le contexte du changement climatique et de l'eutrophisation des milieux aquatiques. Les résultats obtenus soulignent la nécessité de mettre en place des mesures de gestion adaptées pour prévenir la prolifération excessive de cyanobactéries et pour maintenir la qualité de l'eau du barrage Fom El Gharza à Biskra.

Perspectives

- ✓ Suivi continu : Prolonger la période d'étude pour mieux comprendre leur dynamique et leur évolution, notamment en intégrant des données sur les variations saisonnières et les facteurs environnementaux.
- ✓ Extraction et dosage des toxines pour évaluer le degré des risques sanitaires.
- ✓ Augmenter le nombre de stations d'échantillonnage dans les différentes zones au niveau du barrage pour mieux préciser la distribution.
- ✓ Faire une étude développée dans la biologie moléculaire pour identifier les espèces.

Bibliographie

- Adams DG, Duggan PS. (2008) Cyanobacteria-bryophyte symbioses. *J Exp Bot.*59(5): 1047-58. Review.
- Afssa et Afsset. 2006. Évaluation des risques liés à la présence de cyanobactéries et de leurs toxines dans les eaux destinées à l'alimentation, à la baignade et autres activités récréatives. Rapport commun sur les risques sanitaires liés à la présence de cyanobactéries dans l'eau, p. 232.
- Aminot A., Kerouel R., 2004. Hydrologie des écosystèmes marins. Paramètres et analyses. Ed.Ifremer, 336p.
- Aminot, A., &Chaussepied, M. (1983). Dosage de l'azote ammoniacal. Manuel des analyses chimiques en milieu marin, 107-118.
- Amrani, A., Zaidi, H., Boumendjel, M., & Nasri, H. (2020). Cyanobactéries toxiques et leur impact sur la santé publique. *Environnement, Risques & Santé*, 19(5) : 320-328.
- Ballot A (2004) Cyanobacteria and cyanobacterial toxins in three Alkaline Rift Valley lakes of Kenya-Lakes Bogoria, Nakuru and Elmenteita. *J Plankton Res* 26:925–935.
- Ballot A, Krienitz L, Kotut K, Wiegand C, Pflugmacher S (2005) Cyanobacteria and cyanobacterial toxins in the alkaline crater Lakes Sonachi and Simbi, Kenya. *Harmful Algae* 4:139–150.
- Bendschneider, K., & Robinson, R. J. (1952). A new spectrophotometric method for the determination of nitrite in sea water.
- Bernard, C. (2014). Les cyanobactéries et leurs toxines. *Revue Francophone des Laboratoires*, 2014(460) : 53-68.
- Bernard, C. (2014). Les cyanobactéries et leurs toxines. *Revue Francophone des Laboratoires*, 2014(460): 53 68.
- Botha N, Gehringer MM, Downing TG, van de Venter M, Shephard EG (2004) The role of microcystin-LR in the induction Of apoptosis and oxidative stress in CaCO₂ cells. *Toxicon* 43:85–92
- Bouaïcha, N. (2001). Impact sanitaire des toxines de cyanobactéries en milieu d'eau douce. *Revue Française des Laboratoires/Revue Française des Laboratoires*, 2001(336): 39 - 46.
- Bouchemal, F. (2017). Diagnostic de la qualité des eaux souterraines et superficielles de la région de Biskra. Thèse de doctorat, Université Mohamed Khider-Biskra.

- Boudjellab, Z. E., Ghannam, M., Chaib, N., & Chekroud, Z. (2023). Short-term dynamics and growth parameters of cyanobacteria and microcystins in freshwater from the Sidi-Yacoub dam, North-east of Algeria. *Biodiversitas Journal of Biological Diversity*, 24(10) : 5598-5609.
- Bouhezila, F., Hacene, H., & Aichouni, M. (2020). Water quality assessment in Réghaïa (North of Algeria) lake basin by using traditional approach and water quality indices. *Kuwait J. Sci.*, 47 (4) pp. 57-71
- Bourrelley P. (1985): Les algues d'eau douces. Initiation à la systématique. Tome III: Les algues bleues et rouges. Eugléniens, Péridiniens et cryptomonadines. Société Nouvelle des Editions Boubée, 607p.
- Briand J.-F., Jacquet S., Bernard C. & Humbert J.F., 2003. Health hazards for terrestrial vertebrates from toxic cyanobacteria in surface water ecosystems. *Vet. Res.* 34, 361-377.
- Briand, J. F. (2002). Morphological and physiological changes induced by the hepatotoxin microcystin in *Trichormus variabilis* (cyanobacterium). *Toxicon* 40(8), 1017-1025. doi:10.1016/S0041-0101(02)00106-5
- Brigitte Vinçon-Leite, Nicolas Zervos, Bruno Tassin. Les proliférations des cyanobactéries dans les lacset reservoirs.16èmes Journées Scientifiques de l'Environnement de l'eau, May 2005, Créteil, France.
- Camargo, J. A., & Alonso, Á. (2006). Ecological and toxicological effects of inorganic nitrogen pollution in aquatic ecosystems: A global assessment. *Environment International*, 32(6) : 831-849.
- Carey CC, Haney JF, Cottingham KL (2007) First report of microcys-Tin-LR in the cyanobacterium *Gloeotrichia echinulata*. *Environ Toxicol* 22:337–339.
- Carmichael WW, Boyer GL (2016) Health impacts from cyanobacteria harmful algae blooms: implications for the North American Great Lakes. *Harmful Algae* 54:194–212
- Carpenter E.J. and Foster R.A. 2002. Marine Cyanobacterial Symbioses. In: Rai A.N., Bergman B. And Rasmussen U. (eds.), *Cyanobacteria in symbiosis*. Kluwer Acad. Publ.Dordrecht, 11-17 p.
- Charifi, S., Merad, T., Guellati, F. Z., Touati, H., & Bensouilah, M. (2019). Dynamic of Filamentous Cyanobacteria in the Dam Ain Zada (North of Algeria). *Journal of Ecological Engineering*, 20(5) : 97–110.

- Chen L, Chen J, Zhang X, Xie P (2015) A review of reproductive toxicity of microcystins. *J Hazard Mater* 301:381–399
- Cissé, G., Kientga, M., Ouédraogo, B., & Tanner, M. (2002). Développement du maraîchage autour des eaux de barrage à Ouagadougou : quels sont les risques sanitaires à prendre en compte?. *Cahiers agricultures*, 11(1), 31-38.
- Coulibaly, K., Grogba, N., Soumahoro, M., Koudougou, M., Ebrotie-Brou, J., Kouassi-Haoulley, M., Ouattara, A., Faye-Kette, H., & Dosso, M. (2014). Essai préliminaire de mise en oeuvre de culture de cyanobactérie en Côte d'Ivoire. *International Journal Of Biological And Chemical Sciences*, 8(2),551.
- Cox PA, Banack SA, Murch SJ, Rasmussen U, Tien G, Bidigare RR, Metcalf JS, Morrison LF, Codd GA, Bergman B (2005) Diverse taxa of cyanobacteria produce beta-N-methylamino-L-alanine, a neurotoxic amino acid. *PNAS* 102(14):5074–5078
- Crouzet, O., Consentino, L., Marraud, C., Mallet, C., Maron, P.-A., et al. (2016, March). Les microalgues et cyanobactéries des sols : quels apports pour l'écotoxicologie terrestre. 3ème journée Ecotoxicomic, Valence, France.
- Damerval, T., Houmard, J., Guglielmi, G., Csiszar, K., & Tandeau de Marsac, N. (1989). Différenciation des hormogonies chez une cyanobactérie : organisation et expression des gènes spécifiant les vésicules à gaz. *Bulletin de la Société Botanique de France. Actualités Botaniques*, 136(1), 155-157.
- Dos Vieira JMS, de P Azevedo MT, de Oliveira Azevedo SMF, Honda RY, Corrêa B (2003) Microcystin production by *Radiocystis fer-Nandoi* (Chroococcales, Cyanobacteria) isolated from a drinking Water reservoir in the city of Belém, PA, Brazilian Amazonia Region. *Toxicon* 42:709–713
- Dovonou F.E., Adjagodo A., Gnonlonsa L.E., Atchichoe W.N. & Dansou S.B. (2024). Evaluation de la Qualité de l'Eau du lac Azili et Risques Sanitaires Associés à sa Consommation dans le Quatrième Arrondissement de la Commune de Zagnanado(Sud Bénin). *ESI Preprints*.
- Duy, T.N., Lam, P.K.S., Shaw, G.R. et connell, D.W. 2000. Toxicology and risk assessment of freshwater cyanobacterial (Blue-Green Algal) toxins in water. *Envir.Cont. Toxicol.*163:113-186.
- Falconer, I., Bartram, J., Chorus, I., Kuiper-Goodman, T., Utkilen, H., Burch, M., & Codd, G. A. (1999). Safe levels and safe practices. *Toxic cyanobacteria in water*, 155-178.

- Fawell JK, James CP, James HA (1994) Toxins from blue-green algae: Toxicological assessment of microcystin-LR and a method for its Determination in water. Water Res Centre, Medmenham, pp 1–46.
- Gao, G., Bai, D., Li, T., Li, J., Jia, Y., Li, J., Wang, Z., Cao, X., & Song, L. (2024). Understanding filamentous cyanobacteria and their adaptive niches in Lake Honghu, a shallow eutrophic lake. *Journal of Environmental Sciences*.
- Garg, R., & Maldener, I. (2021a). The Formation of Spore-Like Akinetes : A Survival Strategy of Filamentous Cyanobacteria. *Microbial Physiology*, 31(3): 296-305.
- Gerphagnon, M. (2013). Écologie des chytrides parasites de la cyanobactérie *Anabaena macrospora*. Thèse de doctorat , Université Blaise Pascal – Clermont-Ferrand II.
- Greillet, C., Labadie, M., Manel, J., & De Haro, L. (2020). Étude des cas d'exposition aux cyanobactéries rapportés aux Centres antipoison entre le 01/01/2006 et le 31/12/2018. *Toxicologie Analytique Et Clinique/Annales De Toxicologie Analytique*, 32(1): 70–80.
- Gueroui, Y., (2015). Caractérisation Hydrochimique et Bactériologique des Eaux Souterraines de L'aquifère Superficiel de la Plaine de Tamlouka (Nord-Est Algérien). Thèse de Doctorat, Université 8 Mai 1945, p200.
- Habtemariam, H., Kifle, D., Leta, S., Mucci, M., & Lürling, M. (2021). Removal of cyanobacteria from a water supply reservoir by sedimentation using flocculants and suspended solids as ballast : Case of Legedadi Reservoir (Ethiopia). *PloS One*, 16(4)
- Halary, S., Duval, C., Gallet, A., Duperron, S., Piquet, B., Demay, J., Bernard, C., & Marie, B. (2020). Draft Genome Sequence of the Toxic Freshwater *Microcystis aeruginosa* Strain PMC 728.11 (Cyanobacteria, Chroococcales). *Microbiology Resource Announcements*, 9(48).
- Hassen, A., Bousaid, B., & Sadok, S. (2015). Évaluation de la qualité des huîtres creuses *Crassostrea gigas* au cours du stockage réfrigéré : suivi de la viabilité cellulaire, Actes du Vème meeting : Innovation dans le secteur Halio-Alimentaire et Bioproduits : Développement de nouvelles procédures II, Gammarth 27-29 juillet 2015.
- Hudnell, H. K. (Ed.). (2008). *Cyanobacterial Harmful Algal Blooms: State of the Science and Research Needs*. New York: Springer.
- Huisman, J., Codd, G. A., Paerl, H. W., Ibelings, B. W., Verspagen, J. M. H., & Visser, P. M. (2018). Cyanobacterial blooms. *Nature Reviews. Microbiology*, 16(8): 471-483.

- Huisman, J., Codd, G. A., Paerl, H. W., Ibelings, B. W., Verspagen, J. M. H., & Visser, P. M. (2018). Cyanobacterial blooms. *Nature Reviews Microbiology*, 16(8): 471-483.
- Irie, J. T. B., Kando, M. A., Kra, C. A., & Coulibaly, S. A. (2023). Effet des saisons sur la variation du niveau de pollution organique des eaux de la lagune Ebrié en Côte d'Ivoire. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 17(2): 720-734.
- Janson S. 2002. Cyanobacteria in symbiosis with diatoms. In: Rai A.N., Bergman B. and Rasmussen U. (eds), *Cyanobacteria in Symbiosis*. Kluwer Acad. Publ. Dordrecht, pp. 1-10.
- Jean-François Briand, Stéphan Jacquet, Cécile Bernard, Jean-François Humbertinary Research, 2003, 34 (4) : pp.361-377.
- Jones, R. I., Grey, J., Sleep, D., & Arvola, L. (2012). Stable isotope analysis of zooplankton carbon nutrition across a lake trophic gradient. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 55(11):2602-2611.
- JORA. 2011. La qualité de l'eau de consommation humaine. Décret exécutif N°11-125 du 17 Rabie Ethani 1432. Imprimerie Officielle. Les Vergers : Bir-Mourad Raïs. Algérie.
- Jungblut A et Neilan B., (2005) : Molecular identification and evolution of the cyclic peptide hepatotoxins, microcystin and nodularin, synthetase genes in three orders of cyanobacteria. *Arch Microbiol*. 185(2):107-114p.
- Kaplan-Levy, R. N., Hadas, O., Summers, M. L., Rücker, J., et Sukenik, A. (2010). Akinetes : Dormant Cells of Cyanobacteria. Dans *Topics in current genetics* , pp. 5-27.
- Karadžić, V., Simić, G. S., Natić, D., Ržaničanin, A., Ćirić, M., et Gačić, Z. (2013). Changes in the phytoplankton community and dominance of *Cylindrospermopsis raciborskii* (Wolosz.) Subba Raju in a temperate lowland river (Ponjavica, Serbia). *Hydrobiologia*, 711(1): 43-60.
- Kheliel, O. 2018. Les nitrates dans les eaux souterraines de la région de Biskra et possibilités de traitement .Thèse de doctorat, Université Mohamed Khider Biskra.
- Lavoie, I., I., Laurion & W.F. Vincent, (2007).«Les fleurs d'eau de cyanobactéries», Document d'information vulgarisée. INRS rapport no 917, 25 Département de Biologie, Université Laval, Québec, G1K 7P4.
- Lee E., (2008) : *Phycology* (4th edition), Cambridge University Press.

- Li R, Carmichael WW, Brittain S, Eaglesham GK, Shaw GR, Watanabe MM (2001) First report of the cyanotoxins cylindrospermop-Sin and deoxycylindrospermopsin from *Raphidiopsis curvata*(cyanobacteria). *J Phycol* 37:1121–1126
- Lobner D, Piana PMT, Salous AK, Peoples RW (2007) β -N-Methylamino-l-alanine enhances neurotoxicity through multiple Mechanisms. *Neurobiol Dis* 25:360–366
- Mahakhant A, Sano T, Ratanachot P, Tong-a-ram T, Srivastava VC, Watanabe MM, Kaya K (1998) Detection of microcystins from Cyanobacterial water blooms in Thailand fresh water. *Psychol Res* 42(s2):25–29.
- Moreira, C., Vasconcelos, V., & Antunes, A. (2022). Cyanobacterial Blooms: Current Knowledge and New Perspectives. *Earth*,3(1):127-135.
- Ohtani I, Moore RE, Runnegar MTC (1992) Cylindrospermopsin: a potent hepatotoxin from the blue-green alga *Cylindrospermop-sis raciborskii*. *J Am Chem Soc* 114:7941–7942
- Oliver, R.L. et Ganf, G.G. (2000). Freshwater Blooms. Dans B.A. Whitton et M. Potts (Éds.), *The Ecology of Cyanobacteria: Their Diversity in Time and Space* (pp. 149-194). Dordrecht : Kluwer Academic Publishers.
- O'Neil, J. M., & Davis, T. W. (2018). The rise of harmful cyanobacteria blooms: The potential roles of climate change and nutrient loading. *Environmental Science & Technology*, 52(10), 4696-4705
- Paerl, H. W., & Otten, T. G. (2013). Harmful cyanobacterial blooms: Causes, consequences, and controls. *Microbial Ecology*, 65(3), 995-1010. doi:10.1007/s00248-012-0159-y
- Palińska, K. A. (2008). Cyanobacteria. *Encyclopedia Of Life Sciences*, 1. <https://doi.org/10.1002/9780470015902.a0000454.pub2>
- Palińska, K. A., Surosz, . (2014). Taxonomy of cyanobacteria : a contribution to consensus approach. *Hydrobiologia*, 740(1):1 11.
- Pitois, F., & Barguil, C. (2021). Cyanobactéries, eutrophisation et changement climatique dans l'Erdre navigable. *Techniques Sciences Méthodes/TSM, Génie Urbain Génie Rural*, 4(4): 61-74.
- Reynolds, C. S. (2006). *Ecology of Phytoplankton*. Cambridge: Cambridge University Press.

- Rinehart KL, Harada K-I, Namikoshi M, Chen C, Harvis CA, Munro MHG, Blunt JW, Mulligan PE, Beasley VR, Dahlem AM, Carmichael WW (1988) Nodularin, microcystin, and the configuration of Adda. *J Am Chem Soc* 110(25):8557–8558
- Rodier J., Legube B., Merlet N et Coll. 2009. *L'analyse de l'eau*, 9ème Edition, Dunod, Paris, France, 1600.
- Roger, P. A. (1989). Cyanobactéries et riziculture. *Bulletin de la Société Botanique de France. Actualités Botaniques*, 136(1): 67-81.
- Safia Bidi-Akli, Hocine Hacene, Abdeslem Arab. Impact of abiotic factors on the spatio-temporal distribution of Cyanobacteria in the Zeralda's dam (Algeria). *Revue d'Écologie*, 2017, 72 (2): pp.159-167
- Saker, M. L. (2000). The effects of cyanobacterial toxins on aquatic organisms and their populations. *Australian Journal of Marine and Freshwater Research*, 51(1), 25-32. doi:10.1071/MF99046
- Sánchez-Bayo, A., Morales, V., Rodríguez, R., Vicente, G., & Bautista, L. F. (2020). Cultivation of Microalgae and Cyanobacteria : Effect of Operating Conditions on Growth and Biomass Composition. *Molecules/Molecules Online/Molecules Annual*, 25(12), 2834.
- Schembri MA, Neilan BA, Saint CP (2001) Identification of genes implicated in toxin production in the cyanobacterium *Cylindrospermopsis raciborskii*. *Environ Tox* 16:413–421
- Shen, L.-Q., Zhang, Z.-C., Huang, L., Zhang, L.-D., Yu, G., Chen, M., Li, R., & Qiu, B.-S. (2023). Non-Chlorophyll f production in two new subaerial cyanobacteria of the family Oculatellaceae. *Journal of Phycology*.
- Sivonen K, Kononen K, Carmichael WW, Dahlem AM, Rinehart KL, Kiviranta J, Niemela SI (1989) Occurrence of the hepatotoxic Cyanobacterium *Nodularia spumigena* in the Baltic Sea and Structure of the toxin. *Appl Environ Microbiol* 55(8):1990–1995
- Sivonen K, Namikoshi M, Evans WR, Carmichael WW, Sun F, Rouhi-Ainen L, Luukkainen R, Rinehart KL (1992) Isolation and characterization of a variety of microcystins from seven strains of The cyanobacterial genus *Anabaena*. *Appl Environ Microbiol* 58(8):2495–2500

- Sivonen K. & Jones G., 1999. Cyanobacterial toxins. In Toxic Cyanobacteria in Water : a guide to their public health Consequences, monitoring and management. Chorus I. & Bartram J. (eds). London & New-York, Spon, E. & F.N.p. 41-111.
- Smith, V. H., Tilman, G. D., & Nekola, J. C. (2003). Eutrophication: impacts of excess nutrient inputs on freshwater, marine, and terrestrial ecosystems. *Environmental Pollution*, 100(1-3) : 179-196.
- Souleymane, I. M. S., Babaye, M. S. A., Alhassane, I., & Boureima, O. (2020). Caractérisations hydrogéochimiques et qualités des eaux de la nappe phréatique du haut bassin versant de la Korama, commune de Droum /région de Zinder (Niger /Afrique de l'Ouest). *International Journal Of Biological And Chemical Sciences*, 14(5), 1862-1877.
- Spoof L, Berg KA, Rapala J, Lahti K, Lepisto L, Metcalf JS, Codd GA, Meriluoto J (2006) First observation of cylindrospermopsin in *Anabaena lapponica* isolated from the boreal environment (Finland). *Environ Toxicol* 21(6):552–560
- Sukenik, A., Kaplan-Levy, R. N., Viner-Mozzini, Y., Quesada, A., & Hadas, O. (2013). Potassium deficiency triggers the development of dormant cells (akinetes) in *Aphanizomenon ovalisporum* (Nostocales, Cyanoprokaryota). *Journal of Phycology*, 49(3), 580–587.
- Svrcek C, Smith DW (2004) Cyanobacteria toxins and the current state Of knowledge on water treatment options: a review. *J Environ Eng Sci* 3:155–185
- Vincent, W. F., and Quesada, A. (1993). Cyanobacterial responses to UV radiation: Implications for antarctic microbial ecosystems. In S. Weiler & P. A. Penhale (Eds.), *Ultraviolet radiation in Antarctica: Measurement and biological effects*(pp. 111-124).
- Vonarx, J., & Jauzein, F. (2008). Cyanobactéries et cyanotoxines. *Planet-Vie*. Health hazards for terrestrial vertebrates from toxic cyanobacteria in surface water ecosystems. *VeterConsulté le 8 avril 2024, de Planet-Vie*
- Yeager, C. M., Kornosky, J. L., Morgan, R. E., Cain, E. C., Garcia-Pichel, F., Housman, D. C., Belnap, J., & Kuske, C. R. (2007). Three distinct clades of cultured heterocystous cyanobacteria constitute the dominant N₂-fixing members of biological soil crusts of the Colorado Plateau, USA. *FEMS Microbiology , Ecology*, 60(1) : 85-97.
- Yoshida T, Makita Y, Nagata S, Tsutsumi T, Yoshida F, Sekijima M, Tamura S, Ueno Y (1997) Acute oral toxicity of microcystin-LR, A cyanobacterial hepatotoxin, in mice. *Nat Toxins* 5(3):91–95

Sites Web

1. <https://search.app.goo.gl/AFJCivB> Consulté le 17/03/2024
2. <https://search.app.goo.gl/66GHevM> Consulté le 17/03/2024
3. <https://www.samudelenvironnement.org/2023/01/13/les-cyanobact%C3%A9ries/>
Consulté le 23/03/2024

Annexes

Annexe 01 : classification des cyanobactéries

Classification bactériologique	Classification Botanique	Morphologie	Mode de reproduction	Cellules différenciée
Section 1	Chroococcales	Unicellulaire ou en agrégats maintenus par une matrice gélatineuse	Division binaire ou bourgeonnement	Formation rare d'akinètes
Section 2	Pleurocapsales		Fissions multiples internes avec production de cellules plus petites, ou ensemble de fissions multiples et binaires	
Section 3	Oscillatoriales	Filamenteuse unisériciée sans ramification	Division binaire dans un seul plan	Absence d'hétérocyte et d'akinète
Section 4	Nostocales			
Section 5	Stigonematale	Filamenteuse, présentant des ramifications	Division binaire dans plusieurs plan	Formation d'hétérocyte et d'akinète

Annexe 02 Composition de milieu de culture BG11

Pour un litre d'eau distillée :

- Nitrate de sodium NaNO_3 : 1,5 g
- Monohydrogénophosphate de potassium, K_2HPO_4 : 31 mg
- Sulfate de magnésium heptahydraté, $\text{Mg SO}_4, 7 \text{ H}_2\text{O}$: 75 mg
- Chlorure de calcium dihydraté, $\text{CaCl}_2, 2\text{H}_2\text{O}$: 36 mg
- Acide citrique monohydraté : 7 mg
- EDTA disodique : 1 mg
- Carbonate de sodium, Na_2CO_3 : 20 mg
- Citrate de fer ammoniacal : 6 mg
- Ajouter 1 ml de mélange « métaux »

Mélange « métaux », composition pour 250 ml d'eau distillée :

- H_3BO_4 : 715 mg
- $\text{MnCl}_2, 4 \text{ H}_2\text{O}$: 452 mg
- $\text{ZnSO}_4, 7 \text{ H}_2\text{O}$: 56 mg
- $\text{Na}_2\text{MoO}_4, 2 \text{ H}_2\text{O}$: 97 mg
- $\text{CuSO}_4, 5 \text{ H}_2\text{O}$: 20 mg
- $\text{Co} (\text{NO}_3)_2, 6 \text{ H}_2\text{O}$: 12,5 mg

Le pH dans l'intervalle de 7 jusqu'à 9.

Stériliser le milieu 20 minutes à 130 °C

المخلص

تعزز تغذية المحيطات بالعناصر المغذية نمو البكتيريا الزرقاء، مما يؤثر على جودة المياه ويفرز سموم ضارة للصحة. تستكشف هذا الدراسة التفاعل بين الشروط الفيزيائية والكيميائية وتكاثر البكتيريا الزرقاء في سد فوم الغرزة في بيسكرة، خلال الفترة من مارس إلى مايو. عن طريق الملاحظة المجهرية لعينات المياه، بناءً على مفاتيح تحديد البكتيريا الزرقاء، تمكنا من تحديد نوع واحد فقط، سيليندروسيرموبسيس هناك علاقة ايجابية مع مستويات النترات والفسفات العضوية والكلوروفيل، لكنها سلبية مع المستويات الزائدة من Ca^{2+} ، Mg^{2+} ، و SO_4^{2-} تشير مستويات الكلوروفيل إلى أن سد فوم الغرزة مصنّف كمتوسط الغذاء.

الكلمات المفتاحية:

التغذية الزائدة للبيئات المائية، البكتيريا الزرقاء، الشروط الفيزيائية و الكيميائية، *Cylindrospermopsis*

Résumés

L'eutrophisation des milieux aquatiques favorise la prolifération des cyanobactéries, ce qui affecte la qualité des eaux et libère des toxines dangereuses pour la santé. Cette étude explore l'interaction entre les conditions physico-chimiques et la prolifération des cyanobactéries dans le barrage de Foug El Gharza à Biskra, pendant la période de mars à mai. L'observation microscopique des échantillons d'eau, basée sur l'identification des cyanobactéries, nous a permis d'identifier un seul genre, *Cylindrospermopsis*. Il y a une corrélation positive avec les niveaux de nitrates, d'orthophosphates et de chlorophylle, mais elle est négative avec les niveaux excessifs de Ca^{2+} , Mg^{2+} et SO_4^{2-} . Les teneurs en chlorophylle montrent que le barrage de Foug El Gharza est classé comme mésotrophe.

Mots clés

Eutrophisation, cyanobactéries, Conditions physico-chimiques, *Cylindrospermopsis*,

Abstract

The eutrophication of aquatic environments promotes the proliferation of cyanobacteria, which affects water quality and releases toxins dangerous to health. This study explores the interaction between physico-chemical conditions and the proliferation of cyanobacteria in the Foug El Gharza dam in Biskra, during the period from March to May. Microscopic observation of water samples, based on cyanobacteria identification, allowed us to identify only one genus, *Cylindrospermopsis*. There is a positive correlation with levels of nitrates, orthophosphates, and chlorophyll, but it is negative with excessive levels of Ca^{2+} , Mg^{2+} , and SO_4^{2-} . Chlorophyll levels indicate that the Foug El Gharza dam is classified as mesotrophic.

Keywords

Eutrophication, cyanobacteria, physico-chemical conditions, *Cylindrospermopsis*