



DEMOCRATIC AND POPULAR ALGERIAN REPUBLIC
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
MINISTRY OF HIGHER EDUCATION AND SCIENTIFIC RESEARCH
جامعة الشاذلي بن جديد - الطارف
CHADLI BENDJEDID EL TARG UNIVERSITY
كلية علوم الطبيعة والحياة
FACULTY OF NATURE AND LIFE SCIENCES
قسم البيولوجيا



Mémoire de Fin d'Études
Présenté en vue de l'obtention d'un Diplôme de Master en
« **Toxicologie Industrielle et Environnementale** »

Thème

Contribution à l'évaluation de la diversité et de la toxicité potentielle des cyanobactéries dans le marais de Boussedra, zone humide à forte pression anthropique

Présenté Par : **HENCHIRI Khouloud & LOUBAIRIA Hadria**

Soutenue publiquement le : 16/06/2026

devant le jury composé de :

NOM et Prénom	Grade	Etablissement	Qualité
TOUIL Widad	MCA	Université Chadli Bendjedid-El-Tarf	Président
SAADI Manel	MCA	Université Chadli Bendjedid-El-Tarf	Directeur de mémoire
ARIF Salah	MRB	Université Chadli Bendjedid-El-Tarf	Co-Directeur de mémoire
RIZI Hadia	MCA	Université Chadli Bendjedid-El-Tarf	Examineur

Année universitaire : 2025/2026

Remerciement

*Nous exprimons notre profonde gratitude à notre encadrante, **Mme SAADI Manel**, pour son soutien constant tout au long de ce travail. Par sa disponibilité, sa patience et ses conseils précieux, elle nous a guidés avec bienveillance et nous a encouragés à chaque étape de cette recherche. Au-delà de son rôle d'encadrante, elle a été pour nous une personne de confiance, proche et rassurante, dont la présence nous a parfois rappelé celle d'une sœur et d'une mère. Nous la remercions sincèrement pour ses orientations, son aide précieuse et son accompagnement humain et scientifique.*

*Nos sincères remerciements s'adressent également à notre co-encadreur, **M. ARIF Saleh**, pour son aide, ses orientations et ses remarques constructives qui ont contribué à l'amélioration de ce travail.*

*Nous adressons nos vifs remerciements aux membres du jury : **Mme TOUIL Ouidad**, présidente du jury, et **Mme RIZI Hadia**, examinatrice, pour l'honneur qu'elles nous font en évaluant ce mémoire ainsi que pour l'intérêt porté à notre travail*

*Nous exprimons également notre reconnaissance à **M. TIAR Ghoulem** pour son aide précieuse, sa disponibilité et son soutien tout au long de cette étude.*

*Nous tenons à adresser nos remerciements les plus sincères à toute l'équipe du **Centre de Recherche en Environnement d'Annaba**, que nous remercions individuellement pour leur accueil chaleureux, leur disponibilité, leur collaboration et toute l'aide précieuse qu'ils nous ont apportée durant la réalisation de ce travail.*

Dédicace

Au nom d'Allah, le Tout Miséricordieux, le Très Miséricordieux.

Louange à Allah, dont les bienfaits permettent l'accomplissement des bonnes œuvres, Lui qui a illuminé mon chemin et m'a accordé la force, la patience et la détermination pour parvenir à cet instant où je dépose entre vos mains le fruit de mes efforts.

*Je dédie ce travail à mon cher père « **Tayeb** », symbole de lutte et d'honneur, dont le soutien et l'appui ont été plus grands que ce que les mots peuvent décrire. Je lui adresse toute ma gratitude et ma profonde reconnaissance.*

*Et à celle dont les prières ont été les ailes qui m'ont permis de m'envoler, et dont la lumière éclaire les obscurités de mes jours, à ma chère mère « **Fadila** », qui m'a appris que l'espoir ne meurt jamais tant que le cœur demeure croyant en Allah.*

*À mes chers frères : **Abderrahmane**, **Mohammed** et **Karem**, qui ont toujours été une part de ma force et mon soutien tout au long des différentes étapes de ma vie.*

*À ma deuxième mère « **Zahia** », qui m'a entourée de son affection et de sa tendresse, et qui a été pour moi une autre mère dans tout le sens du terme.*

*À la mémoire de mon deuxième père « **Hacen** », qu'Allah lui fasse miséricorde, absent aux yeux mais présent dans mon cœur et ma mémoire. Je prie Allah de faire de sa tombe un jardin parmi les jardins du Paradis et de le récompenser de la meilleure des récompenses.*

*À mes chères grands-mères « **Zitouna** » et « **Fatima** », symboles de tendresse, de sagesse et de bienveillance. Merci pour votre amour, vos précieux conseils et vos sincères prières qui m'ont toujours accompagnée. Qu'Allah vous préserve et vous comble de Ses bénédictions.*

*À mes sœurs de cœur : **Khaoula**, **Imane**, et **Farah**, et mes chères cousines : **Oumaima**, **Achouak** et **Manel**, qui ont partagé avec moi les plus beaux moments et ont toujours été une source d'affection et de chaleur.*

*À ma binôme et chère amie « **Hadria** », dite Sana, dont la présence et les paroles bienveillantes ont allégé les difficultés du chemin et semé la sérénité dans mon cœur.*

*À mes chères amies **Hadjer** et **Imane**, merci pour votre soutien, vos encouragements et tous ces beaux moments qui ont rendu ce parcours moins difficile et plus rempli d'espoir.*

Zhouloud

Dédicace

Je remercie tout d'abord Dieu Tout-Puissant qui m'a donné la force, la patience et la détermination nécessaires pour mener à bien ce travail, et qui m'a permis de surmonter les difficultés et d'atteindre ce moment dont j'ai toujours rêvé.

Je tiens également à adresser une pensée particulière à moi-même, pour avoir résisté aux moments de doute, surmonté les difficultés et poursuivi ce chemin avec détermination, courage et ambition jusqu'à l'aboutissement de ce mémoire.

*À mes parents biologiques, **Mohamed** et **Noura**, qui m'ont donné le plus précieux des cadeaux : la vie. Même lorsque les mots manquent, la gratitude et le respect que je vous porte demeurent immenses.*

Que Dieu vous protège et vous accorde bonheur et sérénité.

*À mes parents de cœur, **Mokdad** et **Mimia**, qui ont été pour moi bien plus que des parents : un refuge, une source de tendresse, d'éducation et de soutien inconditionnel. Votre affection, vos sacrifices et votre confiance ont façonné la personne que je suis aujourd'hui. Aucun mot ne saurait exprimer toute ma reconnaissance et mon amour envers vous.*

Ce travail est avant tout le vôtre

*À mes chères sœurs, **Rayane**, **Aya**, **Bouthaina** et **Zaineb**, qui ont toujours été mon soutien, ma force et ma main droite dans les moments les plus difficiles. Votre présence à mes côtés a été l'un des plus beaux cadeaux de ma vie*

*À ma sœur de cœur **Aida**, malgré la distance et l'exil qui nous séparent, tu as toujours été présente dans mes moments les plus difficiles. Tes paroles rassurantes, ton soutien sincère et ta confiance en moi m'ont donné la force de continuer lorsque le découragement m'envahissait. Merci d'avoir été un véritable soutien, constant et précieux malgré l'éloignement.*

*À mes sœurs de cœur **Selma**, **Syhem**, **Samira**, et **Sara** merci pour votre amitié sincère et votre belle présence dans ma vie.*

*À ma partenaire de travail, **Khouloud**, avec qui j'ai partagé bien plus qu'un simple travail académique : des moments de doute, d'effort, de persévérance et de réussite. Merci pour ton soutien, ta patience et tous les souvenirs que nous avons construits ensemble au cours de cette aventure.*

*À mes amies de toujours **Houyem** et **Meriem**, pour leur amitié fidèle, leur écoute et leur présence dans les bons comme dans les mauvais moments.*

*à mes très chères grand-mères **Rebia** et **Djemâa**, dont les prières, l'amour et le soutien ont toujours été une source de force et de sérénité. Que Dieu vous protège et vous récompense.*

*À mes petits trésors **Alaa Rahmane**, **Elène**, **Djoumana**, **Ghaith** et **oussaid**, qui illuminent ma vie par leur innocence, leur joie et leur pureté. Votre présence est une source de bonheur et d'espoir qui me donne toujours le sourire et la force d'avance*

Enfin, à tous ceux qui m'ont soutenue, encouragée et ont cru en moi de près ou de loin, je dédie ce modeste travail avec amour, respect et profonde gratitude.

Sana

Résumé

Le marais de Boussedra, zone humide périurbaine située dans la wilaya d'Annaba, présente une forte valeur écologique et biologique, mais il reste exposé à des pressions anthropiques importantes liées aux rejets urbains, agricoles et domestiques. Cette étude, menée de mars à juin 2026, vise à caractériser la qualité physico-chimique de ses eaux et à analyser la diversité, l'abondance et la dynamique spatio-temporelle des cyanobactéries. Les analyses ont porté sur la température, le pH, la conductivité, l'oxygène dissous, les matières en suspension, les orthophosphates, l'ammonium, les nitrites et les nitrates. L'identification et le dénombrement des cyanobactéries ont été réalisés par observation microscopique.

Les résultats physico-chimiques montrent une dégradation nette de la qualité des eaux, marquée par une hausse progressive de la température, un pH légèrement alcalin, une forte minéralisation, une diminution de l'oxygène dissous et des concentrations élevées en nutriments azotés et phosphorés. Ces conditions traduisent un état d'eutrophisation avancé, favorable au développement des cyanobactéries. L'inventaire réalisé a permis d'identifier 21 genres de cyanobactéries appartenant principalement aux *Chroococcales*, *Oscillatoriales*, *Synechococcales*, *Spirulinales* et *Nostocales*. La communauté est fortement dominée par *Microcystis*, qui représente 54 % des densités totales, suivie par *Oscillatoria*, *Spirulina*, *Planktothrix*, *Gomphosphaeria* et *Aphanizomenon*. La présence de plusieurs genres potentiellement toxiques, notamment *Microcystis*, *Planktothrix*, *Dolichospermum*, *Aphanizomenon* et *Cylindrospermopsis*, constitue un signal d'alerte écologique et sanitaire.

Les densités totales de cyanobactéries dépassent, durant toute la période d'étude, le seuil de vigilance fixé à 200 cellules/mL ainsi que les niveaux d'alerte 1 et 2, avec un maximum de 770 756 cellules/mL enregistré au mois de mai. Ce dépassement confirme l'importance du risque écologique associé aux proliférations cyanobactériennes dans le marais. Ainsi, le marais de Boussedra apparaît comme un petit écosystème humide périurbain très vulnérable, dont sa préservation nécessite un suivi régulier, une réduction des apports polluants.

Mots-clés : Marais de Boussedra ; cyanobactéries ; diversité générique ; *Microcystis* ; eutrophisation ; genres potentiellement toxiques ; seuil de vigilance ; qualité physico-chimique ; risque écologique ; Annaba.

Abstract

The Boussedra marsh, a peri-urban wetland located in the wilaya of Annaba, has high ecological and biological value, but remains exposed to significant anthropogenic pressures related to urban, agricultural and domestic discharges. This study, conducted from March to June 2026, aims to characterize the physicochemical quality of its waters and to analyze the diversity, abundance and spatio-temporal dynamics of cyanobacteria. The analyses focused on temperature, pH, conductivity, dissolved oxygen, suspended solids, orthophosphates, ammonium, nitrites and nitrates. Cyanobacteria identification and enumeration were performed by microscopic observation.

The physicochemical results show a clear degradation of water quality, marked by a gradual increase in temperature, a slightly alkaline pH, high mineralization, a decrease in dissolved oxygen and high concentrations of nitrogenous and phosphorus nutrients. These conditions indicate an advanced eutrophication state, favorable to the development of cyanobacteria. The inventory identified 21 cyanobacterial genera, mainly belonging to Chroococcales, Oscillatoriales, Synechococcales, Spirulinales and Nostocales. The community was strongly dominated by *Microcystis*, which accounted for 54% of total densities, followed by *Oscillatoria*, *Spirulina*, *Planktothrix*, *Gomphosphaeria* and *Aphanizomenon*. The presence of several potentially toxic genera, notably *Microcystis*, *Planktothrix*, *Dolichospermum*, *Aphanizomenon* and *Cylindrospermopsis*, represents an ecological and sanitary warning signal.

Total cyanobacterial densities exceeded, throughout the study period, the vigilance threshold set at 200 cells/mL as well as alert levels 1 and 2, with a maximum of 770,756 cells/mL recorded in May. This exceedance confirms the importance of the ecological risk associated with cyanobacterial proliferations in the marsh. Thus, the Boussedra marsh appears as a small, highly vulnerable peri-urban wetland ecosystem whose preservation requires regular monitoring and a reduction of pollutant inputs.

Keywords: Boussedra marsh; cyanobacteria; genus-level diversity; *Microcystis*; eutrophication; potentially toxic genera; vigilance threshold; physicochemical quality; ecological risk; Annaba.

يمثل مستنقع بوسدره، وهو منطقة رطبة شبه حضرية تقع في ولاية عنابة، وسطاً ذا قيمة إيكولوجية وبيولوجية عالية، إلا أنه يبقى معرضاً لضغوط بشرية مهمة مرتبطة بالمخلفات الحضرية والزراعية والمنزلية. تهدف هذه الدراسة، التي أنجزت خلال الفترة الممتدة من مارس إلى جوان 2026، إلى توصيف الجودة الفيزيائية والكيميائية لمياهه وتحليل تنوع السيانوبكتيريا ووفرتها وديناميكتها المكانية والزمانية. شملت التحاليل درجة الحرارة، ودرجة الحموضة (pH)، والناقلية الكهربائية، والأكسجين المذاب، والمواد العالقة، والأرثوفوسفات، والأمونيوم، والنترات. أما تحديد السيانوبكتيريا وعدّها فتم بواسطة الملاحظة المجهرية.

أظهرت النتائج الفيزيائية والكيميائية تدهوراً واضحاً في نوعية المياه، تميز بارتفاع تدريجي في درجة الحرارة، ودرجة حموضة قلوية قليلاً وتمعدن مرتفع، وانخفاض في الأكسجين المذاب، إضافة إلى تراكيز عالية من المغذيات الأزوتية والفوسفورية. تعكس هذه الظروف حالة متقدمة من الإثراء الغذائي، ملائمة لتطور السيانوبكتيريا. وقد سمح الجرد المنجز بتحديد 21 جنساً من السيانوبكتيريا تنتمي أساساً إلى رتب *Chroococcales* و *Oscillatoriales* و *Synechococcales* و *Spirulina* و *Nostocales*.

وقد هيمن جنس

Microcystis بقوة على المجتمع، إذ مثل 54% من الكثافات الكلية، يليه *Oscillatoria* و *Spirulina* و *Planktothrix* و *Gomphosphaeria* و *Aphanizomenon*. كما أن وجود عدة أجناس ذاتسمية محتملة، خاصة *Microcystis* و *Planktothrix* و *Dolichospermum* و *Aphanizomenon* و *Cylindrospermopsis*، يشكل مؤشراً إنذارياً إيكولوجياً وصحياً.

تجاوزت الكثافات الكلية للسيانوبكتيريا، طيلة فترة الدراسة، عتبة اليقظة المحددة بـ 200 خلية/مل، وكذلك مستوي الإنذار 1 و 2، مع تسجيل قيمة قصوى بلغت 770,756 خلية/مل خلال شهر ماي. ويؤكد هذا التجاوز أهمية الخطر الإيكولوجي المرتبط بتكاثر السيانوبكتيريا في المستنقع. وعليه، يظهر مستنقع بوسدره كنظام رطب شبه حضري صغير وشديد الهشاشة، تتطلب المحافظة عليه متابعة منتظمة وتقليص مصادر التلوث الوافدة إليه.

كلمات مفتاحية: مستنقع بوسدره؛ السيانوبكتيريا؛ التنوع على مستوى الأجناس؛

Microcystis؛ الإثراء الغذائي؛ أجناس ذاتسمية محتملة؛ عتبة اليقظة؛ الجودة الفيزيائية والكيميائية؛ الخطر الإيكولوجي؛ عنابة.

TABLE DES MATIERES

Résumé	IV
Abstract.....	V
الملخص.....	VI
LISTE DES TABLEAUX	X
I. Introduction	1
II. Matériel et méthodes	5
II.1. Modèles biologiques	5
II.1.1. Généralité sur les Cyanobactéries	5
II.1.2. Classification.....	6
II.1.3. Caractéristiques des cyanobactéries.....	7
II.1.4. Composition des cyanobactéries	8
II.1.5. Diversité morphologique.....	9
II.1.6. Physiologie et fonctionnement.....	9
II.1.7. Ecologie des cyanobactéries.....	10
II.1.8. Les facteurs de la prolifération des cyanobactéries.....	10
II.1.9. Toxines Cyanobactériennes.....	12
II.1.10. Effets des cyanobactéries	13
II.2. Méthodologie d'étude	14
II.2.1. Période et stratégie d'échantillonnage	14
II.2.2. Choix des stations de prélèvement.....	15
II.2.3. Méthodologie de prélèvement et de conservation des échantillons d'eau	15
II.2.4. Mesures physico-chimiques	16
II.2.5. Identification et dénombrement des cyanobactéries collectées.....	17
II.3. Présentation de la région d'étude « plaine d'Annaba ».....	20
II.3.1. Description générale et localisation	20
II.3.2. Présentation du site d'étude (Marais de Boussedra)	21
III. Résultats.....	26
III.1. Variations spatiotemporelles des paramètres physico-chimiques	26
III.1.1. Température	26
III.1.2. pH	27
III.1.3. Conductivité.....	27
III.1.4. Oxygène dissous	29
III.1.5. Matières en suspension MES.....	30
III.1.6. Orthophosphates	31
III.1.7. Ammonium	32

III.1.8. Nitrites	33
III.1.7. Nitrates	34
III.2. Fluctuations spatiotemporelle des cyanobactéries	35
IV. Discussion	50
IV.1. État écologique du marais de Boussedra et intérêt de l'étude	50
IV.2. État physico-chimique du marais et signes d'eutrophisation	50
IV.3. Richesse et composition des cyanobactéries	53
IV.4. Dominance des genres potentiellement toxiques et risque sanitaire	54
IV.5. Rôle de la fixation de l'azote et maintien de certains genres	56
IV.6. Bloom cyanobactérien observé au mois de mai	56
IV.7. Vulnérabilité écologique et effets des blooms	57
V. Conclusion et perspectives	59
VI. Références bibliographiques	62

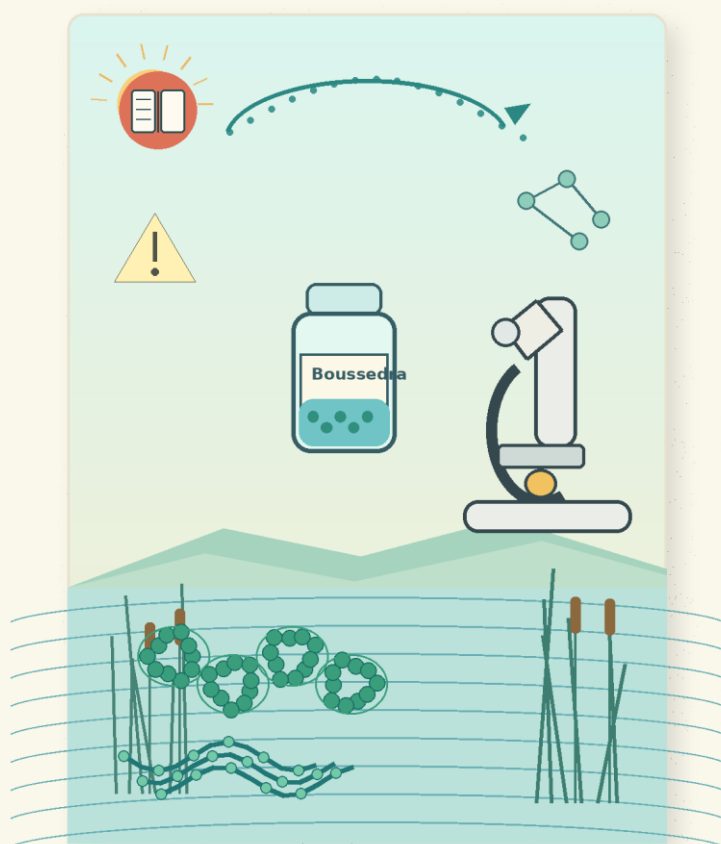
LISTE DES FIGURES

Figure 1. Organisation morphologique des cyanobactéries d'après Leitão & Couté (2005).	5
Figure 2. Organisation d'une cellule végétative de cyanobactérie (Stanier & Cohen-Bazire, 1977).	9
Figure 3. Schéma simplifié des principaux facteurs de contrôle de la dynamique du phytoplancton et des cyanobactéries (d'après Catherine, 2009 In : Bernard, 2014).	11
Figure 4. Localisation des points de prélèvements au niveau du plan d'eau de Boussedra (Google Earth, 2026)	15
Figure 5. Valise multiparamètres portable HANNA Instruments HI9828 utilisée pour les mesures physico-chimiques in situ (SAADI, 2026).	16
Figure 6. Genres principaux de cyanobactéries formant des efflorescences et potentiellement producteurs de cyanotoxines (In : Bernard, 2014)	18
Figure 7 . Situation géographique de la wilaya d'Annaba (in Allout, 2013).	20
Figure 8 . Carte de localisation du marais de Boussedra (Google Earth, 2026).	21
Figure 9. Diagramme ombrothermique de Gaussen (Moyennes annuelles 1998-2008)(In : Hennouni, 2024).	22
Figure 10. Humidité relative de la station météorologique d'Annaba 1998/2018.	23
Figure 11. Évolution de la température (°C) dans les stations S1 et S2 du marais de Boussedra de mars à juin 2026	26
Figure 12. Évolution du pH dans les stations S1 et S2 du marais de Boussedra de mars à juin 2026.....	27
Figure 13. Évolution de la conductivité (µS/cm) dans les stations S1 et S2 du marais de Boussedra de mars à juin 2026. ...	28
Figure 14. Évolution de l'oxygène dissous (mg/L) dans les stations S1 et S2 du marais de Boussedra de mars à juin 2026	29
Figure 15. Évolution des matières en suspension (MES, mg/L) dans les stations S1 et S2 du marais de Boussedra de mars à juin 2026	30
Figure 16. Évolution des orthophosphates (OrthoPO ₄ , mg/L) dans les stations S1 et S2 du marais de Boussedra de mars à juin 2026	31
Figure 17. Évolution de l'ammonium (NH ₄ ⁺ , mg/L) dans les stations S1 et S2 du marais de Boussedra de mars à juin 2026.	32
Figure 18. Évolution des nitrites (NO ₂ ⁻ , mg/L) dans les stations S1 et S2 du marais de Boussedra de mars à juin 2026.....	33
Figure 19. Évolution des nitrates (NO ₃ ⁻ , mg/L) dans les stations S1 et S2 du marais de Boussedra de mars à juin 2026.	34
Figure 20. Proportions relatives des densités des principaux genres de cyanobactéries recensées dans le marais de Boussedra (mars 2026 – juin 2026).	36
Figure 21. Décomposition détaillée du groupe « Autres genres » au sein de la communauté cyanobactérienne du marais de Boussedra (mars 2026- juin 2026).	37
Figure 22. Variation spatiotemporelle des densités totales (cellules/mL) des cyanobactéries dans le marais de Boussedra (mars 2026-juin 2026).	38
Figure 23. Variation spatiotemporelle des densités (cellules/mL) du genre <i>Microcystis</i> dans le marais de Boussedra (mars 2026 - juin 2026).	39
Figure 24. Variation spatiotemporelle des densités du genre <i>Gomphosphaeria</i> dans le marais de Boussedra (mars 2026-juin 2026).	40
Figure 25. Variation spatiotemporelle des densités du genre <i>Woronichinia</i> dans le marais de Boussedra (mars 2026-juin 2026).	41
Figure 26. Variation spatiotemporelle des densités (cellules/mL) du genre <i>Planktothrix</i> dans le marais de Boussedra (mars 2026-juin 2026).	42
Figure 27. Variation spatiotemporelle des densités du genre <i>Oscillatoria</i> dans le marais de Boussedra (mars 2026- juin 2026).	43
Figure 28. Variation spatiotemporelle des densités du genre <i>Dolichospermum</i> dans le marais de Boussedra (mars 2026-juin 2026).	44
Figure 29. Variation spatiotemporelle des densités (cellules/mL) du genre <i>Aphanizomenon</i> dans le marais de Boussedra (mars 2026 - juin 2026).	45
Figure 30. Variation spatiotemporelle des densités (cellules/mL) du genre <i>Cylindrospermopsis</i> dans le marais de Boussedra (mars 2026-juin 2026).	46
Figure 31. Variation spatiotemporelle des densités (cellules/mL) du genre <i>Spirulina</i> dans le marais de Boussedra (mars 2026 - juin 2026).	47
Figure 32. Variation spatiotemporelle des densités du groupe « Autres genres » dans le marais de Boussedra (mars 2026 - juin 2026).	48

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 01. Moyenne mensuelle du taux d'hygrométrie enregistrée de la station météo d'Annaba.....	22
Tableau 02. Classification taxonomique des cyanobactéries identifiées dans les eaux du marais de Boussedra	35

INTRODUCTION



I. Introduction

Les zones humides constituent des milieux naturels ou artificiels situés à l'interface entre les écosystèmes terrestres et aquatiques. Elles se caractérisent par la présence d'une nappe phréatique proche de la surface ou par un recouvrement temporaire ou permanent par l'eau, stagnante ou courante (Gerbeaux et al., 2018 ; Gokce, 2018 ; Vasumathi et al., 2022). Selon la Convention de Ramsar, elles englobent notamment les marais, les tourbières, les fagnes, les étendues d'eau douce, saumâtre ou salée, ainsi que les zones marines peu profondes ne dépassant pas six mètres à marée basse (Gerbeaux et al., 2018 ; Gokce, 2018 ; Vasumathi et al., 2022). Ces milieux se distinguent par une forte biodiversité biologique, liée à la disponibilité d'eau en surface ou dans les couches superficielles du sol (Barnaud, 1991). De plus, ces systèmes assurent de multiples fonctions écologiques telles que le stockage du carbone, la régulation hydrologique, l'épuration de l'eau et le maintien d'habitats pour une grande diversité d'organismes végétaux, animaux et microbiens (Li et al, 2023 ; Ramachandra et al, 2024 ; Song et al, 2024).

En Algérie, la position géographique au carrefour du bassin méditerranéen, le contraste climacique et la diversité du relief ; confèrent au pays une richesse importante en hydrosystèmes incluant les cours d'eau, barrages, zones humides côtières et continentales. Lorsqu'ils sont en équilibre, ces écosystèmes assurent des fonctions écologiques, sociales et économiques majeures, en contribuant notamment à la régulation hydrologique, à l'épuration naturelle, à la conservation de la biodiversité et au soutien des activités humaines (agriculture, pêche, loisirs) (Maltby, 1991 ; Mitsch & Gosselink, 2015).

Toutefois, les zones humides figurent parmi les écosystèmes les plus menacés au monde, avec plus de 50–70 % déjà détruits ou fortement altérés (Kingsford et al., 2016). Ces dégradations résultent principalement de diverses activités humaines, telles que les prélèvements excessifs d'eau, l'érosion des sols, la pollution domestique et agricole, les rejets d'eaux usées, le surpâturage, le développement touristique, la construction de digues et de retenues, ainsi que la chasse et le manque d'entretien (Kingsford et al., 2016 ; Newton et al., 2020). Ces perturbations, entraînent un déséquilibre des fonctionnements écologique de ces systèmes naturels en dégradant la qualité de l'eau et en provoquant une érosion progressive de la biodiversité (Costa et al, 1996 ; Houhamdi, 2002 ; Boumezbeur, 2004 ; Metallaoui, 2010 Boudraa et al., 2011 ; Zaafour, 2012, Benhallouche, 2015 ; Boudraa, 2016 ; Sharma et al, 2020).

Parmi ces milieux figurent les zones humides urbaines et périurbaines, dont fait partie le marais de Boussedra, objet de cette étude. Ce plan d'eau semi-fermé présente un intérêt écologique particulier en raison de son rôle essentiel pour l'avifaune migratrice et menacée. Il a ainsi été classé Zone Importante pour la Conservation des Oiseaux (ZICO/IBA) par BirdLife International en 2023 (CRE, 2026), puis aire protégée au niveau régional en janvier 2026, dans la catégorie « Réserve de gestion des habitats et des

espèces » (Seybouse Times, 2026). Toutefois, ce marais est principalement alimenté par les eaux usées provenant de la ville d'El Bouni et des zones voisines, ce qui le rend fortement exposé aux pressions anthropiques (Draïdi et al., 2023).

Des études de cas récentes montrent des impacts marqués sur les communautés microbiennes, le fonctionnement global des écosystèmes et la structure des réseaux trophiques à proximité des rejets urbains (Cristóbal-Muñoz et al., 2025).

La pollution d'origine industrielle résulte, quant à elle, du rejet d'effluents provenant des usines et des zones industrielles, souvent chargés en substances chimiques, métaux lourds et en composés toxiques. Ces rejets altèrent fortement la qualité de l'eau et des sédiments, perturbent les équilibres biologiques et peuvent provoquer la mortalité d'organismes aquatiques. À long terme, cette pollution contribue à la dégradation des zones humides et à l'appauvrissement de leur biodiversité (Yin et al., 2019 ; Wang & Chen, 2009).

Au cours des dernières années, l'eutrophisation s'est imposée comme l'un des principaux problèmes environnementaux affectant de nombreux écosystèmes aquatiques à l'échelle mondiale (Sanchez-Carrillo et al., 2007). Elle résulte principalement des apports excessifs de nutriments, notamment en azote et en phosphore, issus des activités agricoles, des eaux usées et du ruissellement urbain (Wurtsbaugh et al., 2019). Selon certaines synthèses, plus de 40 à 60 % des plans d'eau seraient déjà eutrophes ou hypertrophes (Smith, 2003 ; Vinçon-Leite & Casenave, 2019).

Une eutrophisation marquée des eaux douces favorise des proliférations algales nuisibles, en particulier celles des cyanobactéries (Cyano-Habs) (Paerl, 2008 ; Codd, 2005). Ces micro-organismes, communément appelés algues bleues, constituent un groupe ancien de procaryotes largement répandus dans les milieux terrestres et aquatiques (Whitton & Potts, 2000). Ils jouent un rôle écologique essentiel en tant que producteurs primaires clés, et qui contribuent aux cycles biogéochimiques, notamment ceux du carbone, de l'azote et du phosphore, ainsi qu'au fonctionnement des écosystèmes et au maintien de la biodiversité (Mur et al., 1999 ; Vinçon-Leite & Casenave, 2019). Toutefois, certaines espèces sont capables de produire des cyanotoxines aux effets hépatotoxiques, neurotoxiques, cytotoxiques ou dermatotoxiques (Chorus, 2001), susceptibles de dégrader la qualité de l'eau, perturber les chaînes trophiques, d'affecter la faune aquatique et terrestre, et présenter un risque sur la santé humaine (Jacoby & Kann, 2007 ; Nasri et al., 2008 ; Paerl, 2008 ; Ferrão-Filho et al., 2009).

De nombreuses études ont mis en évidence que la prolifération des cyanobactéries et la production de leurs toxines sont influencées par plusieurs facteurs environnementaux majeurs, notamment la température, le pH, la disponibilité de la lumière, la concentration en particulier l'azote et le phosphore, ainsi que la

dynamique hydrologique (Jacoby et Kann, 2007 ; Nasri et al., 2008 ; Arif et al., 2023). Des interactions biologiques complexes, telles que les relations avec d'autres microorganismes et les pressions de prédation, interviennent également dans la dynamique de ces proliférations (Walsby et al., 2005 ; Ger et al., 2010). Ces observations soulignent l'importance d'un suivi régulier des communautés cyanobactériennes et des facteurs environnementaux afin de mieux comprendre, anticiper et gérer les risques associés dans les écosystèmes aquatiques méditerranéens, notamment en Algérie.

Dans les écosystèmes aquatiques méditerranéens, notamment en Algérie, le changement climatique, combiné à la dégradation croissante de la qualité de l'eau a favorisé l'installation de conditions propices à leur développement, telles que le lac Oubeira et le réservoir Zit-Emba (Arif et al., 2023 ; Hassen et al., 2019 ; Nasri & Bouaïcha, 2017). Des suivis environnementaux et phytoplanctoniques menés dans différents lacs et réservoirs d'eau douce, ont mis en évidence des phénomènes d'eutrophisation et de prolifération d'algues nuisibles, soulignant la nécessité d'un suivi régulier des communautés cyanobactériennes ainsi qu'une meilleure compréhension des interactions entre facteurs climatiques et pressions anthropiques, afin de limiter les risques sur les écosystèmes aquatiques et la santé publique.

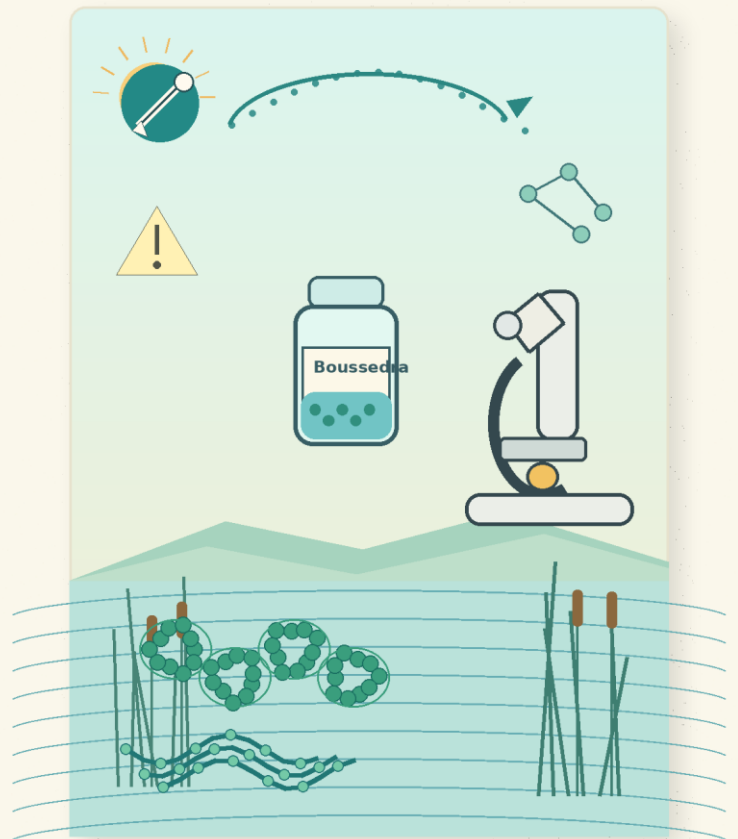
Le marais de Boussedra, situé dans la wilaya d'Annaba, constitue à cet égard un site d'étude particulièrement pertinent. Ce milieu humide périurbain semi-fermé de faible profondeur et d'une superficie de 26 hectares, recevant les effluents liquides d'une population estimée à près de 600 000 habitants (Allem, 2022). Le marais présente un intérêt écologique majeur, notamment pour l'avifaune aquatique, avec au moins 42 espèces d'oiseaux aquatiques recensées, dont plusieurs espèces menacées à l'échelle mondiale, ce qui souligne son importance écologique comme site de repos, d'alimentation, de migration et de nidification (Boudraa, 2016 ; Draïdi et al., 2023). Le marais joue également un rôle essentiel en offrant des habitats favorables à de nombreuses espèces terrestres et semi-aquatiques, contribuant ainsi au maintien de la biodiversité locale malgré la pression anthropique exercée sur ce milieu (Talbi et al., 2021 ; Draïdi et al., 2023).

Toutefois, ce marais est soumis à une forte pression anthropique, notamment par la réception d'effluents domestiques non traités issus des quartiers avoisinants. Ces apports riches en azote, en phosphore et en matière organique favorisent l'enrichissement du milieu, modifient son fonctionnement écologique et créent des conditions favorables au développement de cyanobactéries potentiellement toxiques. La réduction progressive de la superficie du marais, la dégradation de la qualité de l'eau et la vulnérabilité des habitats (Boudraa, 2016 ; Talbi et al., 2021 ; Draïdi et al., 2023) confirment ainsi la fragilité de cet écosystème et la nécessité d'une meilleure compréhension de ses dynamiques biologiques et environnementales.

Dans ce contexte, la présente étude vise à identifier et caractériser la diversité des cyanobactéries présentes dans les effluents et dans le marais, tout en évaluant leur potentiel toxique. Elle s'inscrit dans une triple problématique :

1. Identifier les principaux genres et espèces de cyanobactéries présentes dans le marais.
2. Déterminer la diversité spécifique et la structure des communautés selon les gradients de pollution.
3. Détecter la présence potentielle de souches toxigènes.

MATÉRIEL ET MÉTHODES



II. Matériel et méthodes

II.1. Modèles biologiques

II.1.1. Généralité sur les Cyanobactéries

Les cyanobactéries, anciennement appelées cyanophycées ou algues bleues, sont des microorganismes procaryotes photosynthétiques. Ils sont dotés d'une paroi cellulaire rigide, similaire à celle des bactéries à Gram négatif. Elles possèdent de la chlorophylle a et réalisent une photosynthèse oxygénique, comme les algues, mais leur organisation cellulaire reste celle de procaryotes : absence de noyau individualisé, de plastides, de mitochondries et de réticulum endoplasmique, avec une paroi cellulaire de type Gram négatif contenant de la muréine ou peptidoglycane (Bourrelly, 1985 ; Prescott et al., 2003 ; Van Baalen, 1987 ; Van den Hoek et Jahns, 1995).

Ces organismes réalisent la photosynthèse donc pour produire leur énergie métabolique grâce à des pigments photosynthétiques tels que la chlorophylle a (chl-a), ainsi que d'autres pigments comme la phycocyanine et la phycoérythrine. Ces pigments sont responsables de leur coloration caractéristique : bleu-vert pour la phycocyanine et rougeâtre pour la phycoérythrine (Levi et al., 2006). Elles présentent une taille variable, allant de quelques micromètres à quelques millimètres, et peuvent exister sous forme unicellulaire ou pluricellulaire (Boulanger et al., 2004).

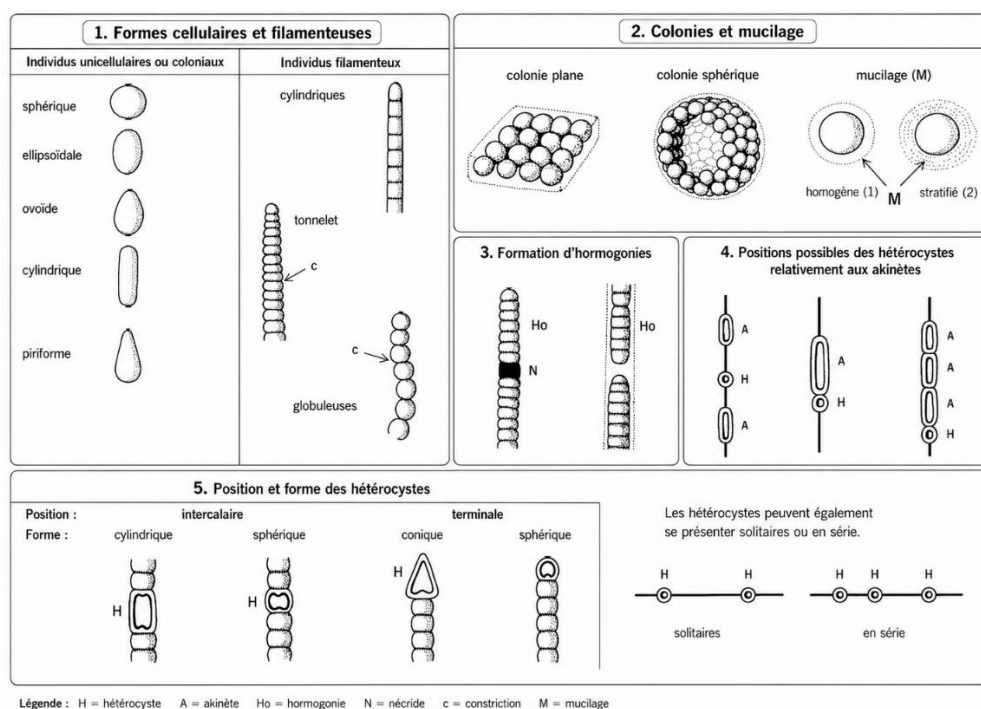


Figure 1. Organisation morphologique des cyanobactéries d'après Leitão & Couté (2005).

II.1.2. Classification

Les cyanobactéries, aussi appelées cyanobactéries ou algues bleu-vert, sont des micro-organismes procaryotes photosynthétiques rattachés au règne des **eubactéries** ou Bacteria (Woese, 1987). Leur classification repose actuellement sur deux systèmes principaux : le Code international de nomenclature botanique (ICBN) (Greuter et al., 2000) et le Code international de nomenclature bactérienne (ICNB) (Lapage et al., 1992).

Leur classification a longtemps posé des difficultés, car elle s'est construite à la fois selon une approche botanique et une approche bactériologique. La première s'appuie surtout sur les caractères visibles au microscope, tels que la forme et la taille des cellules, l'organisation en colonies ou en filaments, la présence de gaine, d'hétérocystes ou d'akinètes, ainsi que le mode de reproduction. La seconde prend davantage en compte les caractères physiologiques, culturels et génotypiques observés à partir de souches en culture pure (Greuter et al., 2000 ; Lapage et al., 1992 ; McNeill et al., 2006).

Au fil du temps, la taxonomie des cyanobactéries a été progressivement révisée grâce à l'apport de critères morphologiques, cytologiques, écologiques, puis moléculaires. Les premiers travaux de référence remontent à Bornet et Flahault (1886–1888), puis à Elenkin (1936–1949). Par la suite, les révisions proposées par Komárek et Anagnostidis ont largement contribué à affiner leur classification et à mieux comprendre leur diversité (Komárek et Anagnostidis, 1986, 1989, 1999, 2005 ; Komárek et al., 2003).

Les cyanobactéries sont classées en cinq sous-sections distinctes (Fig. 01).

La sous-section I regroupe les cyanobactéries unicellulaires qui se reproduisent par fission binaire (*e.g. Gloeobacter, Gloeocapsa, Gloeotheca, Synechococcus, Synechocystis*) ou par bourgeonnement (*e.g. Chamaesiphon*).

La sous-section II comprend des cyanobactéries unicellulaires dont la multiplication se fait par fission multiple, conduisant à la formation de baeocytes mobiles ou immobiles, ou encore par fission binaire et multiple (*e.g. Dermocarpa, Xenococcus, Dermocarpella, Myxosarcina, Chroococcidiopsis*).

La sous-section III rassemble les formes filamenteuses dépourvues de cellules différenciées (*e.g. Spirulina, Oscillatoria, Pseudanabaena*), tandis que **la sous-section IV** regroupe les cyanobactéries filamenteuses possédant des cellules spécialisées telles que les hétérocystes et les akinètes (*e.g. Anabaena, Nodularia, Cylandrospermum, Scytonema, Calothrix*).

Enfin, **la sous-section V** est constituée de cyanobactéries filamenteuses hétérocystées présentant des ramifications variées (*e.g. Chlorogloeopsis, Fischerella*). (Mc Neill et al., 2006), (Lapage et al., 1992).

II.1.3. Caractéristiques des cyanobactéries

Les cyanobactéries possèdent plusieurs caractères écophysiologiques qui expliquent leur capacité à se maintenir, et parfois à dominer les communautés phytoplanctoniques dans les milieux aquatiques eutrophes. Ces caractères ne sont pas présents avec la même intensité chez tous les genres, mais ils donnent à ce groupe un avantage important lorsque les conditions deviennent favorables.

II.1.3.1. Température

Les cyanobactéries ont développé des optima de températures plus élevés que les autres groupes de microalgues. Ainsi, certains genres rencontrés dans les eaux douces se développent préférentiellement dans des eaux relativement chaudes : *Aphanizomenon* autour de 23-29 °C, *Cylindrospermopsis* autour de 30-38 °C, *Dolichospermum* autour de 30-35 °C et *Microcystis* autour de 28-32 °C (Tsujimura et al., 2001 ; Huang et al., 2008 ; Briand et al., 2004 ; Nalewajko & Murphy, 2001).

Lorsque la température de l'eau dépasse environ 25 °C, les cyanobactéries deviennent souvent plus compétitives que plusieurs autres groupes phytoplanctoniques. Cette situation est particulièrement importante dans les plans d'eau peu profonds ou à faible circulation, où l'élévation de la température peut favoriser la stratification, la flottabilité et l'accumulation des cyanobactéries en surface (Reynolds, 1984 ; Paerl & Huisman, 2008).

II.1.3.2. Fixation de l'azote atmosphérique

Afin de pouvoir s'adapter à une carence en azote (N), certaines espèces de cyanobactéries filamenteuses ont développé des hétérocystes. Ces cellules translucides contiennent de la nitrogénase, une enzyme capable de réduire l'azote atmosphérique (N₂) en azote ammoniacal (NH₃) directement assimilable par les cyanobactéries (Tamagnini et al., 2002).

Les nitrates (NO₃⁻) et l'ammoniac (NH₄⁺) sont considérés comme les sources d'azote préférées des cyanobactéries. Ces formes d'azote sont directement assimilables par les cyanobactéries contrairement à l'azote atmosphérique qui doit être transformé pour être assimilable (Böhme, 1998). Lorsque les nitrates et l'ammoniac deviennent limitants dans leur milieu, les cyanobactéries se tournent vers l'azote atmosphérique comme source d'azote. Les cyanobactéries peuvent transformer entre 5 et 10 % de leurs cellules végétatives en hétérocystes afin de fixer l'azote atmosphérique (Tamagnini et al., 2002). Lors d'une carence en azote, cette adaptation morphologique leur procure un avantage substantiel par rapport aux autres espèces, car aucune cellule eucaryote ne peut fixer l'azote atmosphérique (Kneip et al., 2007).

II.1.3.3. Migrations verticale et horizontal

Les cyanobactéries ont la capacité d'ajuster leur position dans la colonne d'eau. Certaines formes filamenteuses peuvent se déplacer par glissement ou par rotation hélicoïdale, tandis que plusieurs genres

planctoniques, comme *Microcystis*, *Planktothrix* ou *Aphanizomenon*, possèdent des vésicules à gaz (Hoiczyk, 2000 ; Rabouille et al., 2003). Ces structures cylindriques creuses remplies de gaz ont une densité huit fois inférieure à celle de l'eau. Elles confèrent ainsi aux cyanobactéries qui en possèdent une flottabilité qu'elles régulent en fonction des conditions de leur environnement afin d'optimiser leur position verticale dans la colonne d'eau (Rabouille et al., 2003). Cette migration verticale leur permet d'exploiter alternativement la lumière en surface et les nutriments disponibles dans les couches plus profondes.

II.1.3.4. Dormance

Lorsque les conditions du milieu ne sont plus favorables à leur prolifération, les cyanobactéries ont la capacité d'entrer en dormance en attendant un environnement meilleur. Cet état de dormance, qui est une phase de résistance, est possible grâce à la formation de spores ou akinètes (cellules aux parois épaisses contenant des réserves) ou à une modification des cellules végétatives (Muret al., 1999). Les akinètes permettent à certaines espèces de survivre à des périodes difficiles, comme le froid, la sécheresse, la diminution de la lumière ou l'appauvrissement du milieu en nutriments (Mur et al., 1999 ; Raven et al., 2000).

III.1.3.5. Pigmentation

Les cyanobactéries présentent une pigmentation diversifiée (Bowker et al., 2002), ces pigments absorbent les photons dans des régions précises du spectre de la lumière. La combinaison de ces pigments leur permet d'utiliser différentes portions du spectre lumineux et d'améliorer leur rendement photosynthétique dans des conditions de lumière variables (Stomp et al., 2004). Les principaux pigments photosynthétiques présents dans les cyanobactéries sont la chlorophylle *a* ainsi que les phycobiliprotéines, phycoérythrine, phycocyanine, allophycocyanine (Zilinskas et al., 1978).

II.1.4. Composition des cyanobactéries

Les cyanobactéries présentent des caractéristiques typiques des procaryotes, notamment l'absence de noyau et d'organites tels que le réticulum endoplasmique rugueux, l'appareil de Golgi, les mitochondries ou encore les plastes. Elles possèdent également une paroi cellulaire de type Gram négatif (Fig. 2). Toutefois, elles montrent aussi des traits communs avec les cellules végétales eucaryotes, en particulier un appareil photosynthétique complexe constitué de deux photosystèmes fonctionnels, activés par différents pigments photosynthétiques (Sotton, 2012).

Ces photosystèmes sont alimentés en énergie lumineuse grâce à la chlorophylle *a* ainsi qu'à divers caroténoïdes (β -carotène, zéaxanthine, myxoxanthophylle, etc.) localisés dans la membrane des thylakoïdes. Par ailleurs, les phycobilisomes situés à la surface des thylakoïdes contiennent des phycobiliprotéines telles que la phycocyanine, la phycoérythrine, la phycoérythrocyanine et

l'allophycocyanine. Ces pigments accessoires jouent un rôle essentiel dans la capture de l'énergie lumineuse nécessaire à la photosynthèse (Stanier & Cohen-Bazire, 1977).

Certaines espèces filamenteuses possèdent également des structures spécialisées issues de cellules différenciées, notamment les akinètes et les hétérocystes.

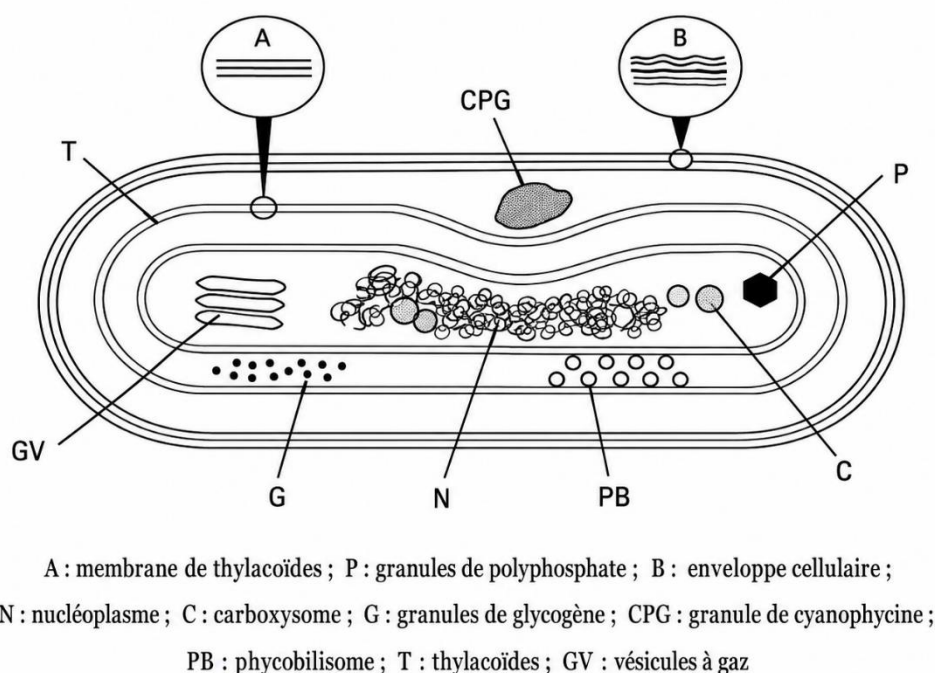


Figure 2. Organisation d'une cellule végétative de cyanobactérie (Stanier & Cohen-Bazire, 1977).

II.1.5. Diversité morphologique

Les cyanobactéries présentent une grande diversité morphologique (Ghislain, 2008; Delarras, 2010); et elles sont:

- soit unicellulaires, vivant solitaires ou en colonies ;
- soit organisées en trichomes, quand le thalle est composé d'une série de cellules sans gaine ;
- soit organisées en filaments, quand le thalle est composé d'une série de cellules enveloppées d'une gaine (Afssa et afsset, 2006).

II.1.6. Physiologie et fonctionnement

II.1.6.1. Photosynthèse

En tant qu'organismes photosynthétiques, les cyanobactéries réalisent principalement leur photosynthèse en conditions aérobies. Toutefois, certaines espèces sont capables d'effectuer ce processus en milieu anaérobie. La capture de l'énergie lumineuse nécessaire à la photosynthèse s'effectue au niveau des thylakoïdes grâce à la chlorophylle a, ainsi qu'à d'autres pigments tels que la chlorophylle b et d, en plus

des phycobiliprotéines regroupées sous forme d'agrégats situés sur la face externe des membranes thylakoïdales (Lee, 2008).

II.1.6.2. Multiplication

La reproduction des cyanobactéries est de type végétatif, donc asexuée. Elle se fait principalement par fission binaire d'une cellule mère donnant naissance à deux cellules filles, ou encore par bourgeonnement, ainsi que par d'autres formes de division multiple. La vitesse de multiplication varie selon les espèces et les conditions environnementales, permettant un doublement de la population en quelques heures à quelques jours (Briand et al., 2008).

II.1.7. Ecologie des cyanobactéries

Les cyanobactéries sont des organismes ubiquistes qui présentent des caractéristiques écologiques très variées qui leur ont permis de coloniser tous les milieux (Whitton, 2012): les lacs, rivières, estuaires et océans mais aussi les environnements extrêmes tels que les sources géothermales, les déserts, les environnements polaires et alpins, et elles colonisent aussi les surfaces de sols humides, la partie interne des sols arides, la partie superficielle des roches (organisme épilithiques), ou leur partie profonde (organisme endolithique) (Rolland, 2009). Les cyanobactéries supportant de large variation de: salinité (lac hypersalés), température (sources thermales; la température dépassant 56 °C, glacié) ; de pH; à l'exception des pH<4 car la chlorophylle est sensible à l'acidité de l'eau. Elles préfèrent aussi les concentrations élevées en nutriments, principalement l'azote et le phosphore c'est à dire des milieux eutrophes (Mez et al., 1997).

Lorsqu'elles sont strictement aquatiques, elles peuvent être planctoniques vivants alors dans la colonne d'eau, ou benthique, étant dans ce cas fixées ou très proches des divers substrats (roche, coraux, algues, animaux...) ou se développent même à l'intérieur des sédiments (Frémy et Lassus, 2001). Par ailleurs, beaucoup vivent aussi en association avec d'autres êtres vivants étant alors endozoïques (avec des animaux comme des protozoaires, des éponge, des ascidies...), endophytique (avec des végétaux comme des fougères aquatiques, des angiospermes...) ou encore symbiotiques (avec des champignons, constituant les phycobiontes des lichens) (Frémy et Lassus, 2001).

II.1.8. Les facteurs de la prolifération des cyanobactéries

II.1.8.1. La température

La prolifération des cyanobactéries est optimale lorsque la température se situe entre 20 et 25 °C, bien qu'elles puissent continuer à se développer jusqu'à 35 °C. Dans les zones tempérées, leur développement présente souvent une saisonnalité marquée, avec une période favorable s'étendant généralement de mai à septembre (Robarts et Zohary, 1987) (Fig 3).

II.1.8.2. Les éléments nutritifs

Le développement des cyanobactéries est favorisé par des concentrations élevées en nutriments, notamment le phosphore sous forme d'orthophosphates, ainsi que l'azote et le fer. Elles présentent une affinité particulièrement élevée pour le phosphore par rapport aux autres groupes d'algues (Chorus et Mur, 1999).

II.1.8.3. La luminosité modérée

Les cyanobactéries disposent d'un système de capture de la lumière très efficace. Comme les algues eucaryotes, elles contiennent de la chlorophylle aa au niveau des thylakoïdes, ce qui leur permet de réaliser la photosynthèse, principal processus de production d'énergie. Elles possèdent également des pigments accessoires tels que les caroténoïdes et les phycobiliprotéines. En cas de forte intensité lumineuse, les caroténoïdes sont produits en plus grande quantité afin de protéger les cellules contre la photoinhibition, tandis que les pigments accessoires permettent de maintenir un taux de croissance stable (Paerl et al., 1983).

II.1.8.4. Le pH

Le pH du milieu influence fortement la prolifération des cyanobactéries, qui privilégient généralement des environnements alcalins avec un pH compris entre 7 et 10 (Rippka, 1988).

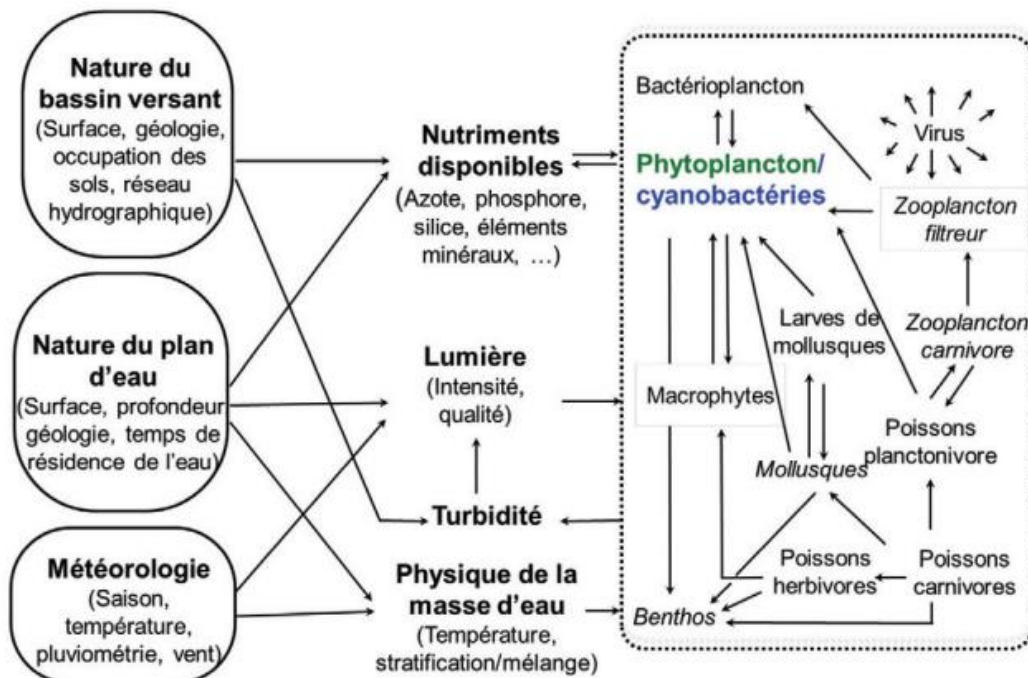


Figure 3. Schéma simplifié des principaux facteurs de contrôle de la dynamique du phytoplancton et des cyanobactéries (d'après Catherine, 2009 In : Bernard, 2014).

II.1.9. Toxines Cyanobactériennes

Plusieurs espèces de Cyanobactéries sont capables de produire des toxines qui provoquent l'intoxication de l'Homme et de l'animal, lors de la consommation ou l'exposition à l'eau (Turner et al., 1990). Les facteurs à l'origine de la synthèse des toxines ne sont pas très bien connus, mais pourraient être liés à une faible concentration en fer et une abondance en zinc (Lukac et Aegerter, 1993). Ces toxines peuvent être classées en :

❖ Hépatotoxines

Les hépatotoxines comprennent les microcystines (hepta peptidescycliques), et la nodulaire toxine apparentée (penta peptide cyclique). Les variations dans la structure chimique de la microcystine-LR sont nombreuses, et 48 types différents ont été caractérisés (Sivonen, 1996). Des expositions chroniques à ces toxines peuvent provoquer des cancers (Falconer, 1996).

❖ Cyto-toxines

Les cyto-toxines comprennent principalement la cylindrospermopsine, un alcaloïde isolé et caractérisé à partir de *Cylindrospermopsis raciborskii*. Il existe d'autres cyto-toxines indéterminées associées aux cyanobactéries (Falconer, 1996).

❖ Neuro-toxines

Les toxines responsables sont l'anatoxine A (un alcaloïde) et l'anatoxine A(s) (un méthyle phosphate ester guanidine) (Carmichael et Falconer, 1993). Aucun cas d'intoxication n'a été répertorié, car il semble peu probable qu'un empoisonnement humain puisse survenir par suite de la consommation d'eau contaminée ou d'un contact (Falconer, 1996).

❖ Dermato-toxines

Les toxines de ce type sont : les aplysiatoxines, la débromoaplysiatoxine et la lyngbyatoxine A (Hansen et al., 2001), ces toxines sont de très puissants promoteurs tumoraux (Falconer, 1993 b).

❖ Endotoxines lipopolysaccharidiques

Les endotoxines de nature lipopolysaccharidique (LPS) sont des constituants de la membrane cellulaire des cyanobactéries comme celles des autres bactéries à Gram négatif (Hunter, 1998 ; Chorus et Bartram, 1999 ; Pitois et al., 2001). Certaines études ont montré que les LPS des cyanobactéries seraient dix fois moins toxiques que celles des autres bactéries à Gram négatif (Hunter, 1998 ; Codd et al., 2005). Les LPS ont un effet toxique, lors d'un contact direct avec la peau (World Health Organization, 1998).

II.1.10. Effets des cyanobactéries

II.1.10.1. Effets néfastes des cyanobactéries

Les cyanobactéries sont des micro-organismes photosynthétiques capables de proliférer massivement dans certains milieux aquatiques. Certaines espèces produisent des toxines responsables d'effets négatifs sur différents niveaux.

► Sur l'environnement et le cadre de vie

Ces proliférations peuvent entraîner une altération de l'aspect des eaux, caractérisée par des colorations inhabituelles (bleue, verte ou rouge), la formation d'irisations en surface ainsi que des accumulations d'écumes déplacées par le vent. Elles provoquent également des nuisances olfactives lors de leur décomposition.

L'eutrophisation des lacs et des rivières, marquée par une baisse de la transparence et une modification de la coloration de l'eau, est de plus en plus préoccupante en raison des risques liés à la toxicité potentielle de certaines espèces phytoplanctoniques (Carmichael, 1993).

► Sur les organismes vivants

Les cyanobactéries perturbent la biodiversité des écosystèmes aquatiques, car elles sont peu consommées par le zooplancton. Leur prolifération se fait souvent au détriment des autres microorganismes photosynthétiques, en raison de la compétition pour la lumière et les nutriments.

Elles peuvent également provoquer la mortalité de poissons, soit par intoxication directe, soit indirectement à cause de la diminution de l'oxygène dissous dans l'eau. Les oiseaux peuvent aussi être affectés par intoxication, directement ou via leur alimentation (poissons, mollusques). De plus, les animaux domestiques et sauvages peuvent être intoxiqués lorsqu'ils s'abreuvent dans des zones contaminées par des écumes toxiques (Briand et al., 2003).

► Sur la santé humaine

L'exposition aux cyanotoxines peut provoquer divers troubles chez l'être humain, notamment des gastro-entérites, nausées, vomissements, fièvre, symptômes grippaux, irritations des yeux et des oreilles, éruptions cutanées, myalgies, hépatomégalie, troubles visuels ainsi que des atteintes rénales et hépatiques (Codd et al., 2005).

Bien que ces effets soient généralement bénins et parfois difficiles à diagnostiquer, ils pourraient être plus fréquents qu'estimé. Un potentiel effet cancérogène, notamment sur le foie, est suspecté. Les rares cas de décès humains rapportés sont principalement liés à une exposition lors de séances de dialyse.

Enfin, les lipopolysaccharides produits par certaines cyanobactéries peuvent agir comme irritants cutanés et provoquer des réactions allergiques (Sivonen et Jones, 1999).

II.1.11. Effets bénéfiques des cyanobactéries

Malgré leurs effets néfastes, les cyanobactéries présentent de nombreux avantages sur les plans écologique, biologique et sanitaire. Elles ont joué un rôle majeur dans l'évolution de la biosphère primitive en contribuant à la fixation du CO₂ et au dégagement d'O₂, notamment grâce à la photosynthèse (Sabart, 2009). Certaines espèces possèdent également la capacité de fixer l'azote atmosphérique, ce qui explique l'utilisation de cyanophycées comme *Anabaena* et *Nostoc* en tant qu'engrais verts, au même titre que les légumineuses. Elles sont ainsi exploitées comme source naturelle d'azote en riziculture (Charpy et al., 2004).

Par ailleurs, les cyanobactéries participent au bon fonctionnement des écosystèmes aquatiques, en particulier dans les processus d'autoépuration des cours d'eau, aux côtés des sédiments et des autres organismes vivants tels que les plantes et animaux aquatiques ainsi que la ripisylve.

Sur le plan biochimique, elles sont capables de produire une grande diversité de molécules, dont certaines présentent un intérêt médical important, notamment des composés aux propriétés antibiotiques, antivirales et antitumorales (Brun, 2012).

Le genre *Spirulina*, appartenant aux cyanobactéries filamenteuses, est particulièrement riche en protéines, micronutriments, bêta-carotène (précurseur de la vitamine A), vitamine B12, acides gras, calcium et potassium, éléments essentiels à la formation osseuse et au maintien de l'équilibre acido-basique. Sa richesse en fer lui confère également des propriétés bénéfiques contre l'anémie. Ainsi, sa culture peut constituer une solution pour améliorer la santé humaine et contribuer à la réduction de l'hypercholestérolémie (Charpy et al., 2004).

Enfin, la Spiruline présente un intérêt dans la prise en charge de certaines pathologies telles que le diabète, les maladies hépatiques et l'acné. Elle possède également un potentiel préventif contre certains cancers grâce à sa forte teneur en antioxydants, notamment la phycocyanine (Charpy et al., 2004).

II.2. Méthodologie d'étude

II.2.1. Période et stratégie d'échantillonnage

Les prélèvements ont été réalisés mensuellement, sur une période s'étalant du mois de mars au mois de juin de l'année 2026, et ce au niveau de deux stations au marais de Boussedra, dans la wilaya de Annaba. Pour chaque mois, nous avons prélevé les échantillons durant la matinée, afin de réduire l'effet de la

migration verticale des cyanobactéries. Cette précaution est recommandée dans les protocoles de suivi des cyanobactéries, car leur position dans la colonne d'eau peut varier selon la lumière et l'heure de la journée.

II.2.2. Choix des stations de prélèvement

Nous avons retenu deux stations de prélèvement, S1 et S2. La station S1 est située au Nord-Est du plan d'eau, dans un secteur bordé par des habitations et des terres agricoles. La station S2 est localisée au Sud-Ouest de la mare, à proximité de la zone industrielle et du chemin de fer. Ce choix permet de comparer deux secteurs soumis à des pressions écologiques et anthropiques différentes.

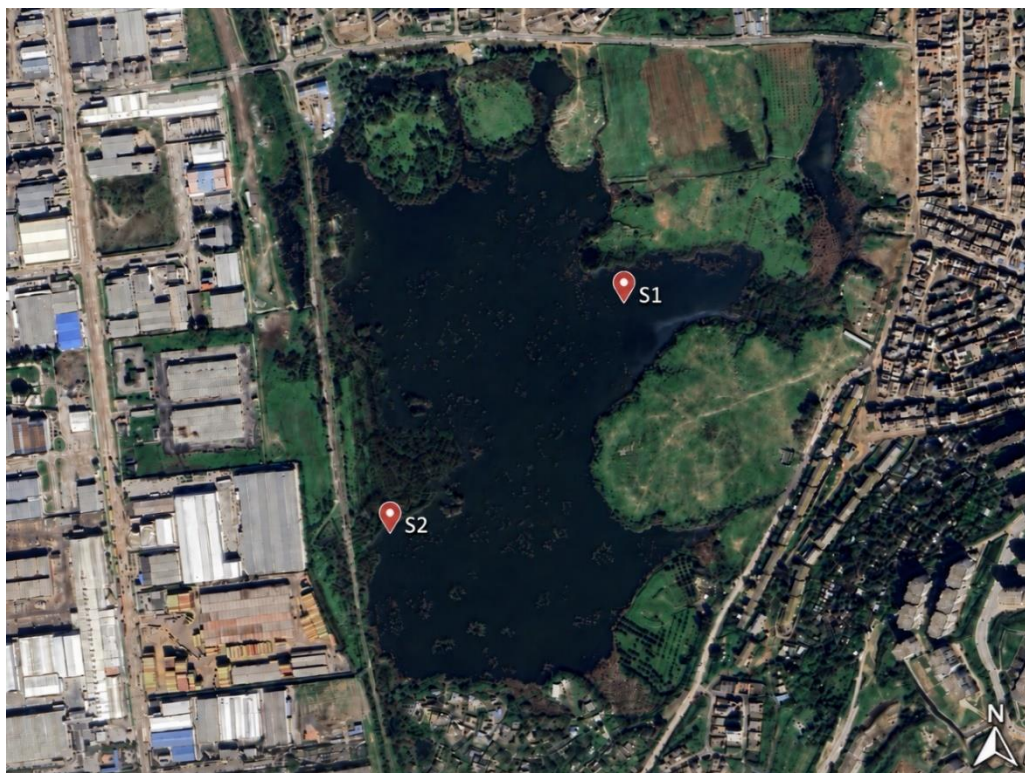


Figure 4. Localisation des points de prélèvements au niveau du plan d'eau de Bussedra (Google Earth, 2026)

II.2.3. Méthodologie de prélèvement et de conservation des échantillons d'eau

Selon Rodier et al., (2009), la prise d'un échantillon d'eau représente une tâche très sensible qui nécessite la plus grande précaution ; elle détermine la qualité des résultats d'analyse et leur interprétation ; c'est la raison pour laquelle nous avons particulièrement mis l'accent sur les points suivants :

- L'utilisation de bouteilles en plastique, en raison de leur facilité de transport et de leur faible coût ;
- L'étiquetage des bouteilles afin d'avoir les informations sur l'échantillon (codage, site, date, station N°).
- Elaboration d'une fiche de données permettant de rassembler les informations utiles recueillies lors de la sortie sur le terrain (observations météorologiques, paramètres physico-chimiques de l'eau, suivi des efflorescences, etc).
- Le transport des échantillons au laboratoire est réalisé dans une glacière (ce qui permet une meilleure conservation).

A rappeler, Comme cela a été mentionné précédemment, que certaines cyanobactéries possèdent des vacuoles gazeuses qui leur permettent de se déplacer verticalement dans la colonne d'eau en fonction de la lumière. Pour cela, tous les prélèvements ont été effectués durant la matinée.

II.2.4. Mesures physico-chimiques

II.2.4.1. Paramètres mesurés in situ

Au niveau de chaque station, nous avons mesuré les paramètres «in situ», afin de caractériser les conditions du milieu au moment du prélèvement. Les mesures de la température, le pH, la conductivité électrique, et l'oxygène dissous ont été enregistrées, à l'aide d'un multi paramètre utilisant différentes sondes (HANNA Instruments, 2018).

L'utilisation de cet appareil consiste à :

- Faire plonger la sonde appropriée dans l'eau, après étalonnage.
- Attendre quelques secondes pour la relever et lire le résultat de la mesure, après stabilisation de l'affichage de ce dernier sur l'écran.
- Les sondes sont ensuite rincées à l'eau distillée et séchées à l'aide de papier.

En revanche, la transparence de l'eau a été mesurée à l'aide d'un disque de Secchi.



Figure 5. Valise multiparamètres portable HANNA Instruments HI9828 utilisée pour les mesures physico-chimiques in situ (SAADI, 2026).

II.2.4.2. Mesure des teneurs des matières en suspension :

La détermination des matières en suspension dans d'eau a été faite par la méthode de pesée différentielle après filtration sur filtre Whatman GF/C et séchage à 70°C (Aminot & Chaussepied, 1983 ; Aminot & Kérouel, 2004). Après filtration, le filtre a été rincé avec une petite quantité d'eau distillée, puis séché à

l'étuve jusqu'à stabilisation du poids. Après refroidissement, le filtre a été pesé une seconde fois. La teneur en matières en suspension a été calculée selon la formule suivante

$$\text{MES (mg/L)} = (P2 - P1) / V$$

Avec :

-P1 : poids des filtres avant la filtration.

-P2 : poids des filtres après filtration et séchage.

-V : le volume d'eau filtré.

II.2.5. Identification et dénombrement des cyanobactéries collectées

II.2.5.1. Identification

Les échantillons des cyanobactéries ont été prélevés à l'aide d'un filet à plancton de 20 µm de vide de maille. Les filtrats (d'environ 100 ml) ont été récupérés et conservés dans des petites bouteilles ambrées en plastiques de 0,5 L, puis transporté au laboratoire à l'abri de la lumière. Afin d'augmenter la concentration cellulaire, les échantillons ont été filtrés une seconde fois à travers des filtres lavables en polycarbonate de 5 µm de porosité et de 47 mm de diamètre (Whatman®, Germany). Les membranes ont ensuite été rincées avec 1 mL du concentré initial afin de récupérer les cellules retenues (in Arif, 2024).

L'identification des cyanobactéries a été réalisée par observation au microscope optique, sur la base des caractères morpho-anatomiques : organisation unicellulaire, coloniale ou filamenteuse, forme des cellules, présence ou absence de gaine mucilagineuse, d'hétérocystes et d'akinètes, ainsi que disposition des cellules dans les trichomes ou les colonies. L'identification a été conduite en s'appuyant sur des clefs taxonomiques universels de référence (Komárek & Anagnostidis (1999, 2005) et Komárek et al. (2014).

La procédure d'identification a été réalisée à partir d'un sous-échantillon homogénéisé de 1 mL. À partir de celui-ci, un volume de 50 µL a été prélevé puis introduit dans la cellule de comptage, sous une lamelle préalablement mise en place après humidification des surfaces rodées.

L'observation a ensuite été effectuée au microscope optique, d'abord à faible grossissement afin de repérer les formes générales, puis à plus fort grossissement pour examiner les caractères morphologiques nécessaires à l'identification. Les observations ont été réalisées principalement aux objectifs (×10) et (×40).

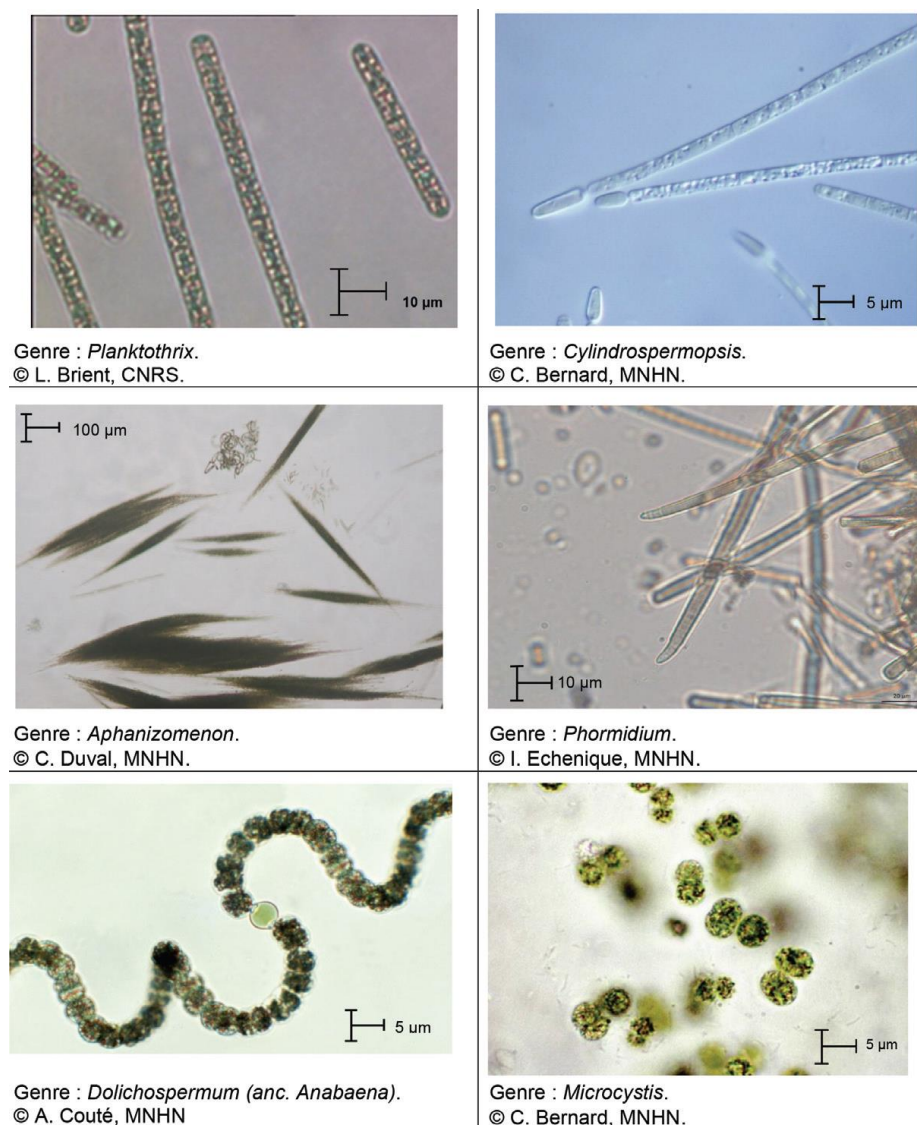


Figure 6. Genres principaux de cyanobactéries formant des efflorescences et potentiellement producteurs de cyanotoxines (In : Bernard, 2014)

II.2.5.2. Dénombrement

Le dénombrement des cyanobactéries a été réalisé sur des échantillons préalablement conservés dans du formaldéhyde à 5 % afin de maintenir les structures cellulaires jusqu'au moment de l'observation microscopique. Les échantillons destinés au comptage ont d'abord été homogénéisés doucement afin de répartir les cellules. Après homogénéisation, un échantillon a été prélevé puis un volume de 50 µL a été introduit dans la cellule de comptage de type Nageotte. Cette cellule, d'une profondeur de 0,5 mm, est constituée d'une grille de 40 bandes correspondant à un volume total de 50 µL.

L'observation a été effectuée à l'aide d'un microscope optique Carl Zeiss Axiostar Plus, équipé d'une caméra UI-1240 SE (IDS, Germany), utilisée pour l'observation et la mesure des cellules cyanobactériennes. Le comptage a porté sur un nombre défini de bandes ou de champs microscopiques,

puis les valeurs obtenues ont été converties en densité cellulaire selon le principe décrit par Brient et al. (2008).

Pour les formes coloniales, telles que *Microcystis*, *Aphanocapsa* ou *Synechococcus*, nous avons estimé le nombre de cellules par colonie à partir de la surface de la colonie et de la surface moyenne d'une cellule. Lorsque des espaces vides étaient visibles à l'intérieur de la colonie, une correction visuelle a été appliquée afin d'éviter une surestimation du nombre réel de cellules. Le nombre de cellules par colonie a été calculé selon la formule suivante :

$$\text{Ncell} = (S1 / S2) - A$$

où :

Ncell : nombre de cellules estimées dans la colonie ;

S1 : surface de la colonie ;

S2 : surface moyenne d'une cellule ;

A : proportion de vide estimée visuellement dans la colonie.

La valeur de **A** a été calculée selon la formule suivante :

$$A = (S1 / S2) \times (X / 100)$$

où **X** représente le pourcentage de vide estimé visuellement dans la colonie.

Pour les formes filamenteuses, telles que *Planktothrix*, *Cylindrospermopsis* ou *Dolichospermum*, nous avons estimé le nombre de cellules en divisant la longueur totale du filament par la longueur moyenne d'une cellule. Lorsque cela était possible, la longueur moyenne des cellules a été déterminée à partir de plusieurs mesures, afin d'obtenir une estimation plus représentative.

Après estimation du nombre de cellules dans les colonies ou les filaments observés, la densité cellulaire a été calculée en tenant compte du nombre de bandes comptées dans la cellule de Nageotte. Le nombre de cellules correspondant au volume total de 50 μL a été estimé selon la relation suivante :

$$\text{Nombre de cellules} / 50 \mu\text{L} = (\Sigma \text{Ncell} / b) \times 40$$

où :

Σ Ncell : somme des cellules estimées dans les colonies ou les filaments observés ;

b : nombre de bandes comptées ;

40 : nombre total de bandes de la cellule de Nageotte.

La densité finale a ensuite été exprimée en cellules/mL, en tenant compte du volume observé et du volume de l'échantillon analysé :

Nombre de cellules/mL = (Nombre de cellules dans 50 μ L $\times$ 20) / V

où :

20 : facteur de conversion de 50 μ L à 1 mL ;

V : volume de l'échantillon filtré ou concentré, exprimé en millilitres.

Afin d'obtenir une estimation plus fiable de l'abondance des cyanobactéries, nous avons répété l'opération de dénombrement pour chaque échantillon. Le comptage a été réalisé plusieurs fois, généralement entre trois et cinq observations, puis les valeurs obtenues ont été utilisées pour calculer une densité moyenne en cellules/mL.

II.3. Présentation de la région d'étude « plaine d'Annaba »

II.3.1. Description générale et localisation

La plaine d'Annaba est située au Nord-est d'Algérie, entre les latitudes 36°30' nord et 37°03' et les longitudes 7°20' est et 8°40'. Elle est limitée au nord par la mer Méditerranée, avec un littoral d'environ 80 km, au sud par la wilaya de Guelma, à l'est par la wilaya d'El Tarf et à l'ouest par la wilaya de Skikda (Fig. 7). La plaine d'Annaba, correspondant à la Basse Seybouse entre la chaîne Numidienne et le massif de l'Edough.



Figure 7 . Situation géographique de la wilaya d'Annaba (in Allout, 2013).

II.3.2. Présentation du site d'étude (Marais de Boussedra)

Le marais de Boussedra (36°50'45" N, 7°43'47" E) est une zone humide continentale située dans la wilaya d'Annaba, dans la région de la Numidie occidentale, à environ 600 km à l'est d'Alger. Ce site, d'une superficie variable estimée à environ 55 hectares selon la pluviométrie annuelle, constitue un vestige d'un ancien complexe de zones humides entourant la ville d'Annaba.

La profondeur de l'eau y atteint jusqu'à 2 m pendant la saison humide, et descend à environ 1,5 m en période sèche, avec des variations marquées de la surface d'eau libre selon les saisons (Chettibi, 2013). Cette zone humide est un exemple typique de fragment des zones humides méditerranéennes (Battisti et al., 2008 ; Paracuellos, 2008). Elle est désormais intégrée dans un paysage urbain dense. Elle est limitée à l'est par des bidonvilles, au sud par des usines agroalimentaires et une voie ferrée, et au nord-ouest par des agglomérations urbaines proches. Les limites nord et ouest se situent à proximité immédiate d'agglomérations urbaines, à quelques dizaines de mètres seulement.

Ce contexte rend le site particulièrement exposé à diverses pressions : pollution, artificialisation des berges, dérangements anthropiques. Le marais a et pour longtemps étaient utilisées comme un site de décharge (Samraoui et al., 2012). Cette situation a entraîné une réduction progressive de sa superficie, estimée à plus de 50 % jusqu'en 2018 (Talbi et al., 2021), au profit de l'extension des zones d'habitation.

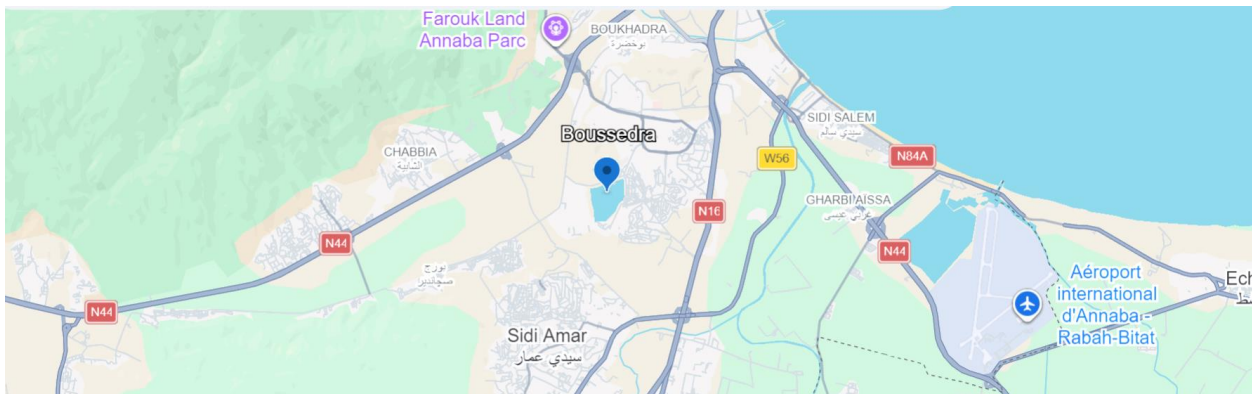


Figure 8 . Carte de localisation du marais de Boussedra (Google Earth, 2026).

II.3.2.1. Climatologie générale

Les données climatiques ont été recueillies depuis les stations météorologiques les plus proches du site d'étude. La région étudiée fait partie des zones les plus arrosées d'Algérie et se situe sur le littoral méditerranéen. Le climat est de type méditerranéen subhumide à hiver doux et humide et été chaud et sec, avec un pic de précipitation en mois de mars et une période sèche très courte s'étalant du début de juin jusqu'à la fin de mois d'août (Fig. 8). La pluviométrie annuelle conditionne directement la superficie en eau libre et la profondeur du marais.

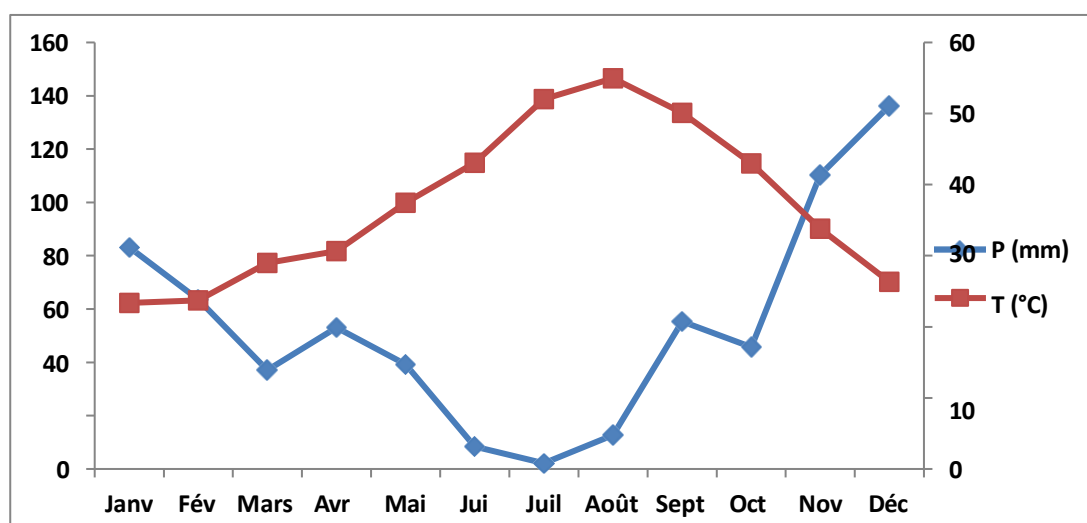


Figure 9. Diagramme ombrothermique de Gaussen (Moyennes annuelles 1998-2008)(In : Hennouni, 2024).

II.3.2.1.1. Température

La température moyenne annuelle est d'environ 17°C, avec une température maximale atteignant 30°C au mois d'août et une température minimale d'environ 7°C enregistrée durant les mois de janvier et de février (Chettibi, 2014).

II.3.2.1.2. Précipitation

Les précipitations annuelles sont relativement abondantes, avec une pluviométrie annuelle totale d'environ 600 mm. Les précipitations sont plus importantes durant la saison hivernale, atteignant un maximum d'environ 100 mm pendant les mois de janvier et de décembre. En revanche, elles deviennent très faibles durant la saison estivale, avec un minimum pouvant atteindre 0 mm au mois de juillet.

Le diagramme pluviothermique de Gaussen montre une saison sèche allant approximativement de la mi-avril à la mi-septembre, et une saison humide durant le reste de l'année (Fig. 8).

II.3.2.1.3. Humidité

Dans la région étudiée, le taux d'humidité reste élevé aussi bien en hiver qu'en été. La moyenne maximale atteint 78,13 % au mois de février, tandis que la moyenne minimale est d'environ 66,66 % au mois de juin.

Tableau 01. Moyenne mensuelle du taux d'hygrométrie enregistrée de la station météo d'Annaba (1998–2018).

Mois	Janv	Fev	Mars	Avril	Mai	Jun	Juil	Aout	Sept	Oct	Nov	Dec
H'Moy	76,66	78,13	75,67	75,67	73,33	75,07	66,66	67,88	71,66	73,11	74,67	76,33

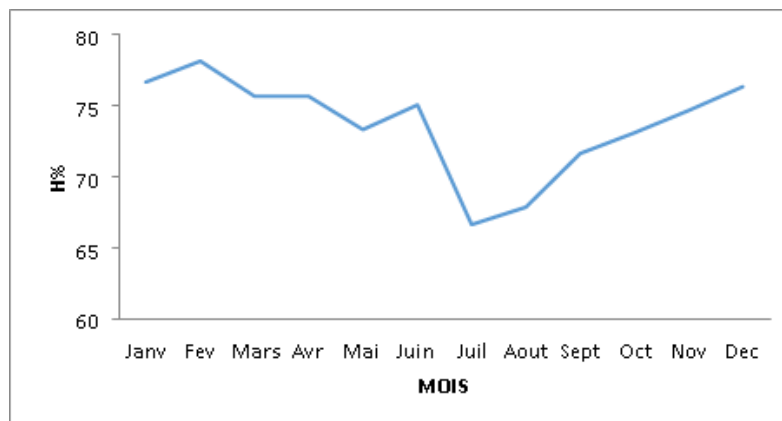


Figure 10. Humidité relative de la station météorologique d'Annaba 1998/2018.

La région d'Annaba prend une place dans le climagramme d'Emberger dans l'étage bioclimatique subhumide tempérée, pluvieux en hiver et sec en été (de type méditerranéen). L'insolation est considérable en été avec un maximum de 356 h en juillet et un minimum de 98,9 h en décembre. Les précipitations sont rares en été et sont importantes en hiver avec un maximum de 136,16 mm en décembre et un minimum de 4,22 mm en juillet (Mejelekh et El Ganaoui, 2012).

II.3.2.1.4. Vents

La direction dominante des vents dans la région est orientée Nord-Est / Sud-Ouest (Mejelekh et El Ganaoui, 2012). Toutefois, les vents les plus fréquents proviennent du secteur Nord-Ouest et soufflent généralement suivant l'axe Nord-Ouest / Sud-Est, avec une vitesse moyenne annuelle d'environ 2,4 m/s. À l'inverse, les vents les moins fréquents sont ceux provenant du Sud-Est et du Sud-Ouest, avec une vitesse moyenne annuelle d'environ 2 m/s. La vitesse maximale du vent est enregistrée durant le mois de décembre, tandis que la plus faible est observée au mois de février (Lahlah, 2011).

II.3.2.2. Biodiversité

II.3.2.2.1. Flore

Le marais de Boussedra constitue un milieu palustre favorable au développement d'une végétation riche et diversifiée. Le couvert végétal est composé d'environ 86 espèces réparties en 42 familles.

Il est dominé par de hélrophytes ainsi que des formations palustres abondantes et bien structurées, notamment *Scirpus maritimus*, *Typha angustifolia*, *Phragmites australis* et *Scirpus lacustris*, *Tamarix gallica*. La bande de *Tamarix gallica*, située au sud du marais, joue un rôle majeur comme un site de nidification d'une colonie mixte d'environ 500 nids d'oiseaux (Samraoui et Samraoui, 2008 ; Samraoui et al., 2012 ; Chettibi, 2014 ; Boudraa, 2015 ; Talbi et al., 2021).

II.3.2.2.2.Faune

La richesse faunistique du marais de Boussedra est particulièrement remarquable. On y observe une diversité notable d'odonates (libellules et demoiselles), d'orthoptères (sauterelles, criquets) et de lépidoptères, dont plusieurs espèces sont d'intérêt patrimonial (Chettibi, 2013).

De plus, le marais est un site à une valeur ornithologique importante. Plusieurs études ont confirmé la présence de nombreuses espèces d'oiseaux d'eau, nicheuses ou migratrices notamment des Anatidés, Rallidés, Charadriidés, Threskiornithidés, Podicipédidés et Ciconiidés (Aouadi, 2022). Plusieurs espèces à forte valeur patrimoniale ou conservatoire nidifiant au site : *Ixobrychus minutus*, *Ardeola ralloides*, *Aythya nyroca*, *Oxyura leucocephala*, *Gallinula chloropus*, *Porphyrio porphyrio*, *Fulica atra*, ainsi que divers hérons nicheurs (Aouadi, 2022).

La présence régulière de l'érismaire à tête blanche (*Oxyura leucocephala*), une espèce mondialement menacée, confère une valeur internationale au site (BirdLife International, 2021).

Des travaux réalisés entre 2017 et 2019, ont permis de recenser 41 espèces appartenant à 15 familles et 10 ordres avec une diversité particulièrement marquée en hiver. Samraoui al., (2012) signale l'existence d'une colonie de Blongios nain *Ixobrychus minutus*. De plus, *Tamarix gallica* constitue un support de nidification majeur pour plusieurs Ardéidés, notamment *Bubulcus ibis*, *Nycticorax nycticorax*, *Egretta garzetta* et *Ardea purpurea* (Samraoui & Samraoui, 2008 ; Samraoui et al., 2012).

La biodiversité de Boussedra ne se limite pas à l'avifaune. Plusieurs autres espèces animales ont également été observées, parmi lesquelles la tortue aquatique (*Emys orbicularis*, *Mauremys leprosa*) (Ghai, 2025), différentes espèces de grenouilles, des lézards, des rats ainsi que la couleuvre d'eau (*Natrix maura*). La présence du triton de Poiret *Pleurodeles poireti* renforce encore l'importance patrimoniale du site patrimoniale (Samraoui et al., 2012).

Par ailleurs, les travaux sur les macroinvertébrés montrent que la richesse de ces communautés est fortement influencée par la diversité de la végétation aquatique (Aouadi, 2022). Enfin, les études phytoplanctoniques indiquent que le marais abrite une communauté algale diversifiée dominée par les Chrysophytes, Euglénophytes et Chlorophytes, ainsi qu'un compartiment microbien riche mais sensible aux apports nutritifs et à la pollution (Benchabane & Merzoug, 2015 ; Harridi et al., 2020).

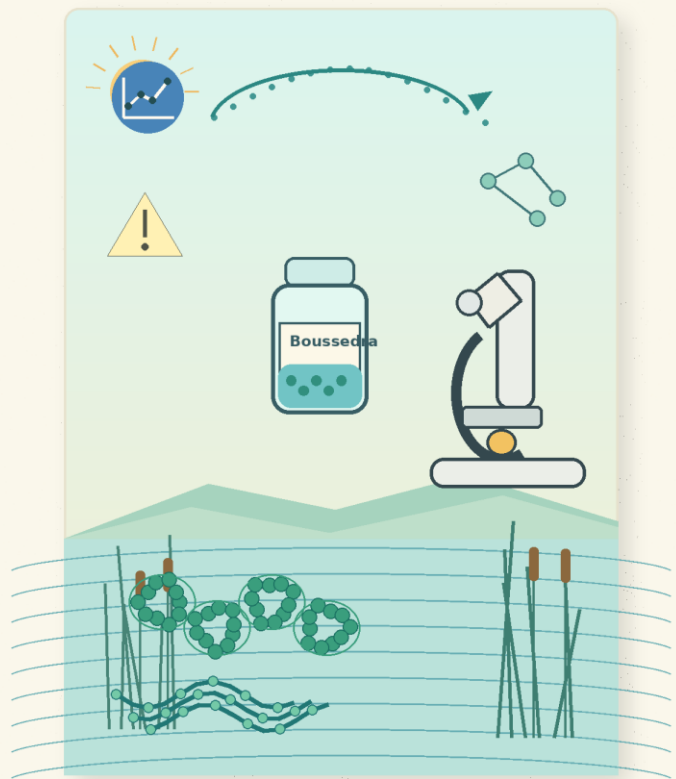
II.3.2.3. Régime hydrique

Le marais de Boussedra correspond à une dépression naturelle favorisant l'accumulation des eaux d'origine pluviale. Durant la période hivernale, la profondeur de l'eau peut atteindre environ 2 m grâce

aux précipitations importantes reçues par la région. À ces apports naturels s'ajoutent également les eaux usées provenant des industries agroalimentaires et des zones d'habitation situées à proximité.

L'évacuation de l'eau s'effectue principalement par évapotranspiration, ainsi que par le pompage destiné aux activités d'irrigation. Environ 70 % de la surface du plan d'eau demeure submergée de manière permanente. Les zones restantes, correspondant essentiellement aux bordures et à certaines parcelles situées au centre du marais où la profondeur n'excède pas 0,5 m, ont tendance à s'assécher vers la fin du mois de juillet avant de se remplir de nouveau au début de la saison des pluies (Aberkane, 2013).

RÉSULTATS



III. Résultats

III.1. Variations spatiotemporelles des paramètres physico-chimiques

III.1.1. Température

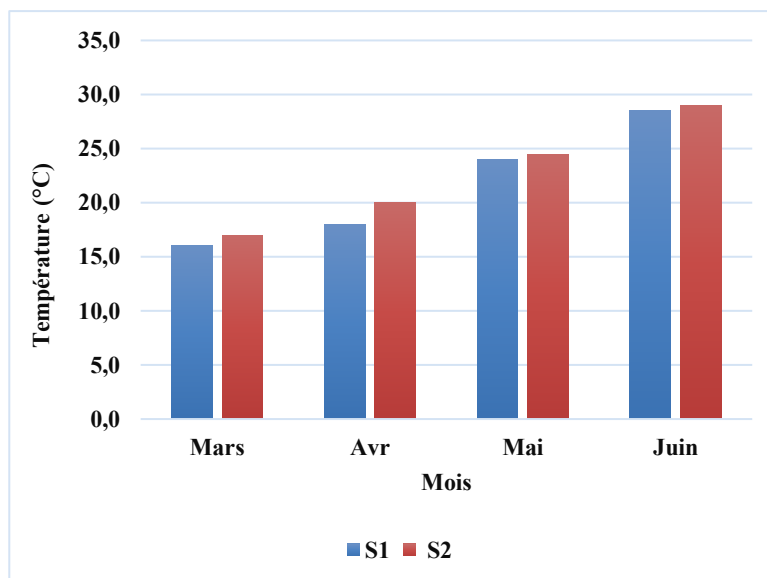


Figure 11. Évolution de la température (°C) dans les stations S1 et S2 du marais de Boussedra de mars à juin 2026

Dans les deux stations, la température augmente progressivement et régulièrement de mars à juin. À S1, elle passe de 16,0 °C en mars à 28,5 °C en juin, soit une hausse totale de 12,5 °C. À S2, elle augmente de 17,0 °C à 29,0 °C, soit une hausse de 12,0 °C. L'accroissement le plus marqué entre deux mois consécutifs est observé entre avril et mai (+6,0 °C à S1, +4,5 °C à S2) et entre mai et juin (+4,5 °C à S1, +4,5 °C à S2).

Pour chaque mois, la température à S2 est légèrement supérieure à celle de S1. L'écart $S2 - S1$ est de 1,0 °C en mars, 2,0 °C en avril, 0,5 °C en mai et 0,5 °C en juin. L'écart maximal est observé en avril (2,0 °C). Les deux stations évoluent en parallèle avec une différence moyenne de 1,0 °C sur l'ensemble de la période, S2 étant systématiquement la plus chaude.

La température minimale enregistrée est de 16,0 °C (S1, mars) et la maximale de 29,0 °C (S2, juin). L'amplitude saisonnière (mars à juin) est de 12,5 °C pour S1 et 12,0 °C pour S2.

III.1.2. pH

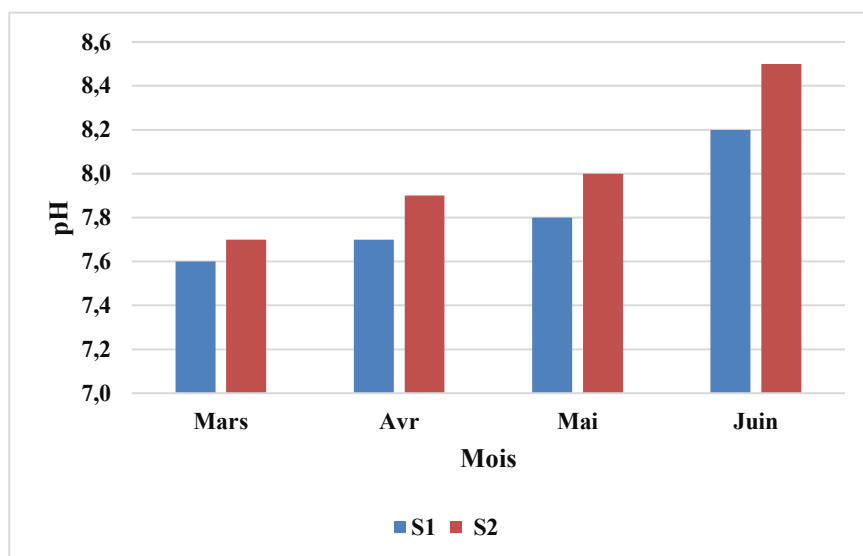


Figure 12. Évolution du pH dans les stations S1 et S2 du marais de Boussedra de mars à juin 2026

Dans les deux stations, le pH augmente progressivement de mars à juin. À S1, il passe de 7,6 en mars à 8,2 en juin, soit une hausse totale de 0,6 unité pH. À S2, il augmente de 7,7 à 8,5, soit une hausse de 0,8 unité. L'augmentation la plus marquée entre deux mois consécutifs est observée entre mai et juin pour les deux stations : +0,4 unité à S1 (de 7,8 à 8,2) et +0,5 unité à S2 (de 8,0 à 8,5). Les valeurs restent dans une gamme légèrement basique à modérément alcaline.

Pour chaque mois, le pH de S2 est supérieur à celui de S1. L'écart $S2 - S1$ est de 0,1 unité en mars, 0,2 unité en avril, 0,2 unité en mai et 0,3 unité en juin. L'écart maximal est observé en juin (0,3 unité). La différence spatiale tend à s'accroître au cours du temps, suggérant une hétérogénéité croissante des conditions chimiques entre les deux stations.

Le pH minimal enregistré est de 7,6 (S1, mars) et le maximal de 8,5 (S2, juin). L'amplitude saisonnière (mars à juin) est de 0,6 unité pour S1 et 0,8 unité pour S2. Les valeurs de pH restent dans des gammes compatibles avec une eau douce eutrophe, où la hausse estivale du pH est souvent liée à une forte activité photosynthétique des cyanobactéries.

III.1.3. Conductivité

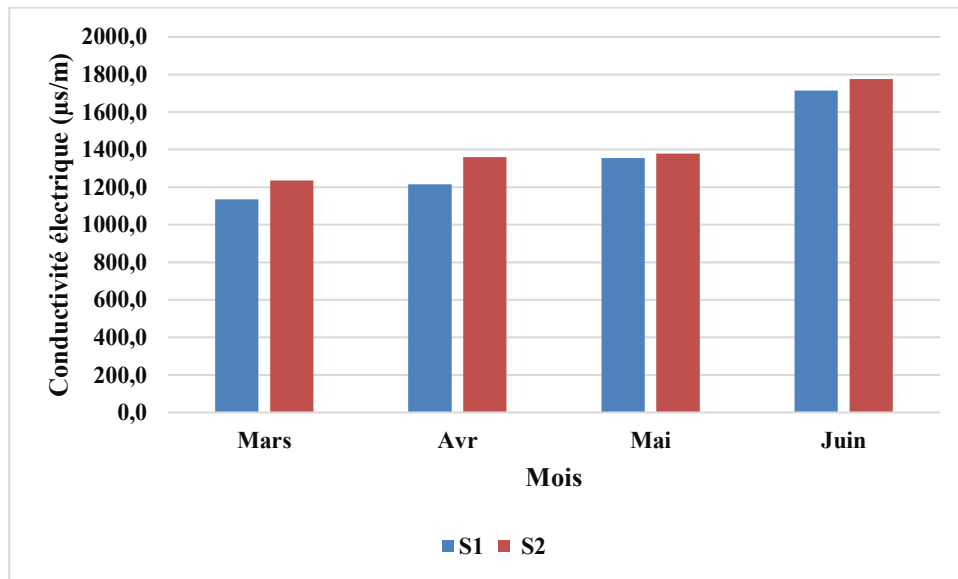


Figure 13. Évolution de la conductivité (µS/cm) dans les stations S1 et S2 du marais de Boussedra de mars à juin 2026.

Dans les deux stations, la conductivité augmente régulièrement de mars à juin. À S1, elle passe de 1135 µS/cm en mars à 1715 µS/cm en juin, soit une hausse de 580 µS/cm (+51 %). À S2, elle augmente de 1236 µS/cm à 1776 µS/cm, soit une hausse de 540 µS/cm (+44 %). L'accroissement le plus marqué entre deux mois consécutifs est observé entre mai et juin pour les deux stations : +360 µS/cm à S1 (de 1355 à 1715) et +398 µS/cm à S2 (de 1378 à 1776). Ces valeurs élevées indiquent des eaux très minéralisées, typiques de milieux soumis à une forte évaporation ou à des apports d'eaux chargées en sels.

Pour chaque mois, la conductivité à S2 est supérieure à celle de S1. L'écart S2 – S1 est de 101 µS/cm en mars, 145 µS/cm en avril, 23 µS/cm en mai et 61 µS/cm en juin. L'écart maximal est observé en avril (145 µS/cm), tandis que l'écart minimal a lieu en mai (23 µS/cm). Globalement, S2 présente une minéralisation plus élevée que S1, mais les différences spatiales fluctuent sans tendance nette d'accentuation.

La conductivité minimale enregistrée est de 1135 µS/cm (S1, mars) et la maximale de 1776 µS/cm (S2, juin). L'amplitude saisonnière (mars à juin) est de 580 µS/cm pour S1 et 540 µS/cm pour S2. La forte augmentation estivale de la conductivité est cohérente avec l'élévation des températures et l'évapoconcentration, phénomène fréquent dans les zones humides méditerranéennes comme le marais de Boussedra.

III.1.4. Oxygène dissous

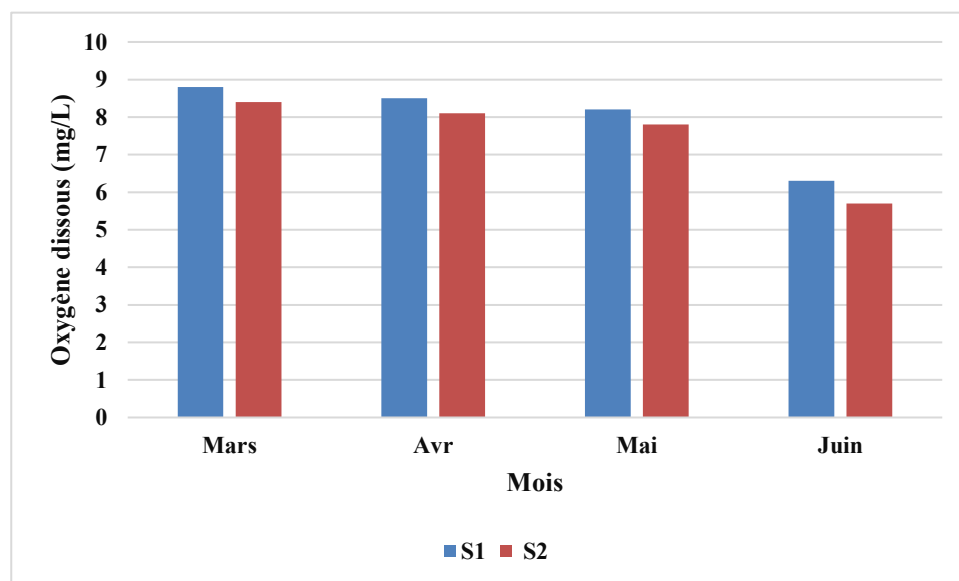


Figure 14. Évolution de l’oxygène dissous (mg/L) dans les stations S1 et S2 du marais de Boussedra de mars à juin 2026

Dans les deux stations, la concentration en oxygène dissous diminue progressivement de mars à juin. À S1, elle passe de 8,8 mg/L en mars à 6,3 mg/L en juin, soit une baisse totale de 2,5 mg/L (–28 %). À S2, elle diminue de 8,4 mg/L à 5,7 mg/L, soit une baisse de 2,7 mg/L (–32 %). La diminution la plus marquée entre deux mois consécutifs est observée entre mai et juin pour les deux stations : –1,9 mg/L à S1 (de 8,2 à 6,3) et –2,1 mg/L à S2 (de 7,8 à 5,7). Les valeurs de juin (6,3 et 5,7 mg/L) correspondent à des conditions d’hypoxie modérée, notamment pour S2.

Pour chaque mois, la concentration en oxygène dissous à S1 est supérieure à celle de S2. L’écart $S1 - S2$ est de 0,4 mg/L en mars, 0,4 mg/L en avril, 0,4 mg/L en mai et 0,6 mg/L en juin. L’écart maximal est observé en juin (0,6 mg/L). La différence spatiale reste faible mais constante, S1 étant toujours légèrement mieux oxygénée que S2. L’écart tend à s’accroître légèrement en juin.

La concentration maximale en oxygène dissous est de 8,8 mg/L (S1, mars) et la minimale de 5,7 mg/L (S2, juin). L’amplitude saisonnière (mars à juin) est de 2,5 mg/L pour S1 et 2,7 mg/L pour S2. La baisse de l’oxygène dissous au printemps et en début d’été est cohérente avec l’augmentation des températures (qui réduit la solubilité de l’oxygène) et avec une possible intensification de la respiration microbienne liée à la dégradation de la matière organique, notamment dans un contexte de prolifération cyanobactérienne.

III.1.5. Matières en suspension MES

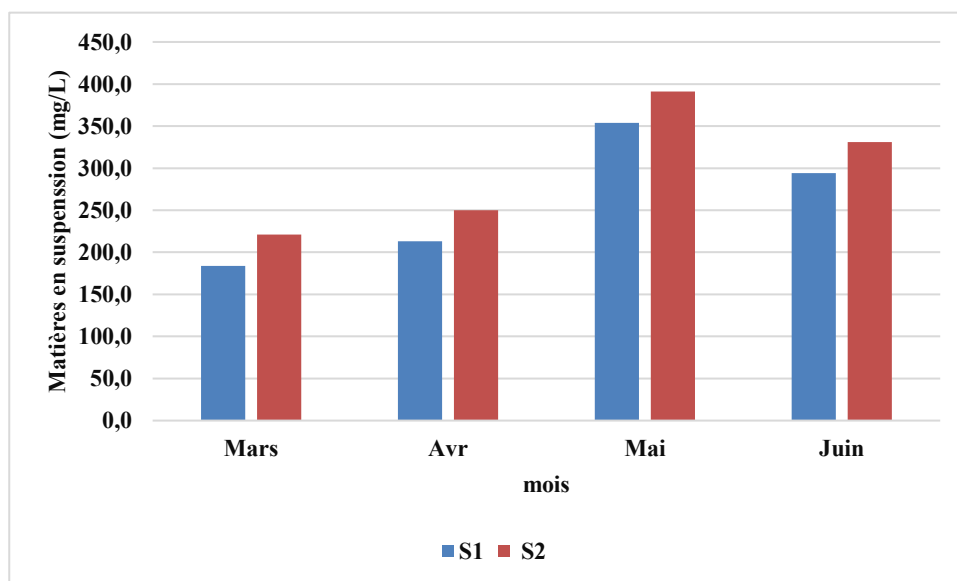


Figure 15. Évolution des matières en suspension (MES, mg/L) dans les stations S1 et S2 du marais de Boussedra de mars à juin 2026

Dans les deux stations, les concentrations en MES augmentent de mars à mai, puis diminuent en juin. À S1, elles passent de 184 mg/L en mars à 354 mg/L en mai (+170 mg/L, soit +92 %), puis redescendent à 294 mg/L en juin (−60 mg/L par rapport à mai). À S2, elles augmentent de 221 mg/L à 391 mg/L (+170 mg/L, +77 %), puis chutent à 331 mg/L en juin (−60 mg/L). Le pic de turbidité est atteint en mai pour les deux stations, avec des valeurs maximales de 354 mg/L (S1) et 391 mg/L (S2). L'augmentation la plus forte entre deux mois consécutifs a lieu entre avril et mai : +141 mg/L à S1, +141 mg/L à S2.

Pour chaque mois, la concentration en MES à S2 est supérieure à celle de S1. L'écart $S2 - S1$ est de 37 mg/L en mars, 37 mg/L en avril, 37 mg/L en mai et 37 mg/L en juin un écart constant de 37 mg/L sur l'ensemble de la période. Ainsi, S2 présente systématiquement une charge en matières en suspension plus élevée que S1, avec une différence absolue stable. Le rapport $S2/S1$ varie peu : 1,20 en mars, 1,17 en avril, 1,10 en mai, 1,13 en juin.

La concentration minimale en MES est de 184 mg/L (S1, mars) et la maximale de 391 mg/L (S2, mai). L'amplitude saisonnière (mars à juin) est de 170 mg/L pour S1 et 170 mg/L pour S2. Aucune information n'est fournie concernant les écarts-types, les réplicats ou les mesures avant mars. La hausse des MES au printemps, avec un pic en mai, est cohérente avec le développement des proliférations cyanobactériennes (biomasse algale) et/ou une remise en suspension des sédiments liée aux activités biologiques ou aux courants. La baisse en juin pourrait résulter d'une sédimentation accrue ou d'une dilution. L'écart constant de 37 mg/L entre S2 et S1 suggère une différence systématique de l'hydrodynamique ou de l'apport en particules entre les deux stations.

III.1.6. Orthophosphates

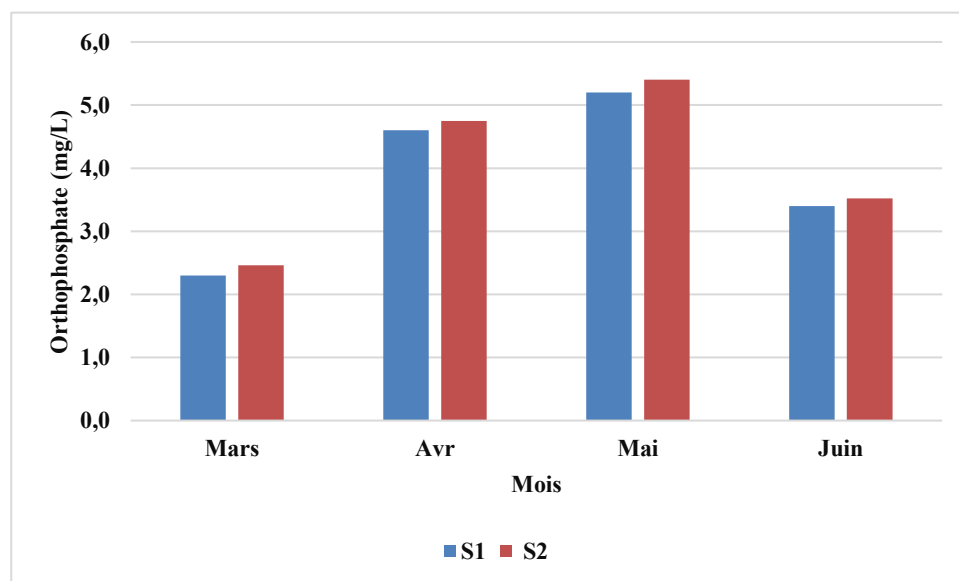


Figure 16. Évolution des orthophosphates (OrthoPO₄, mg/L) dans les stations S1 et S2 du marais de Boussedra de mars à juin 2026

Dans les deux stations, la concentration en orthophosphates augmente de mars à mai, puis diminue en juin. À S1, elle passe de 2,3 mg/L en mars à 5,2 mg/L en mai (+2,9 mg/L, soit +126 %), puis redescend à 3,4 mg/L en juin (−1,8 mg/L par rapport à mai). À S2, elle augmente de 2,5 mg/L à 5,4 mg/L (+2,9 mg/L, +116 %), puis chute à 3,5 mg/L en juin (−1,9 mg/L). Le pic est atteint en mai pour les deux stations, avec des valeurs maximales de 5,2 mg/L (S1) et 5,4 mg/L (S2). L'augmentation la plus forte entre deux mois consécutifs a lieu entre mars et avril : +2,3 mg/L à S1, +2,3 mg/L à S2.

Pour chaque mois, la concentration en orthophosphates à S2 est très légèrement supérieure à celle de S1. L'écart S2 – S1 est de 0,2 mg/L en mars, 0,2 mg/L en avril, 0,2 mg/L en mai et 0,1 mg/L en juin. La différence spatiale est faible et quasi constante (0,1–0,2 mg/L), indiquant une homogénéité relative des teneurs en phosphates entre les deux stations. Le rapport S2/S1 varie de 1,09 (mars) à 1,04 (avril, mai) et 1,03 (juin).

La concentration minimale en orthophosphates est de 2,3 mg/L (S1, mars) et la maximale de 5,4 mg/L (S2, mai). L'amplitude saisonnière (mars à juin) est de 2,9 mg/L pour S1 et 2,9 mg/L pour S2. Ces concentrations sont très élevées (nettement supérieures aux seuils de l'eutrophisation, typiquement > 0,1 mg/L), indiquant une forte disponibilité en phosphore assimilable, facteur favorisant les proliférations cyanobactériennes observées. La diminution en juin pourrait refléter une consommation biologique accrue par le phytoplancton ou une dilution.

III.1.7. Ammonium

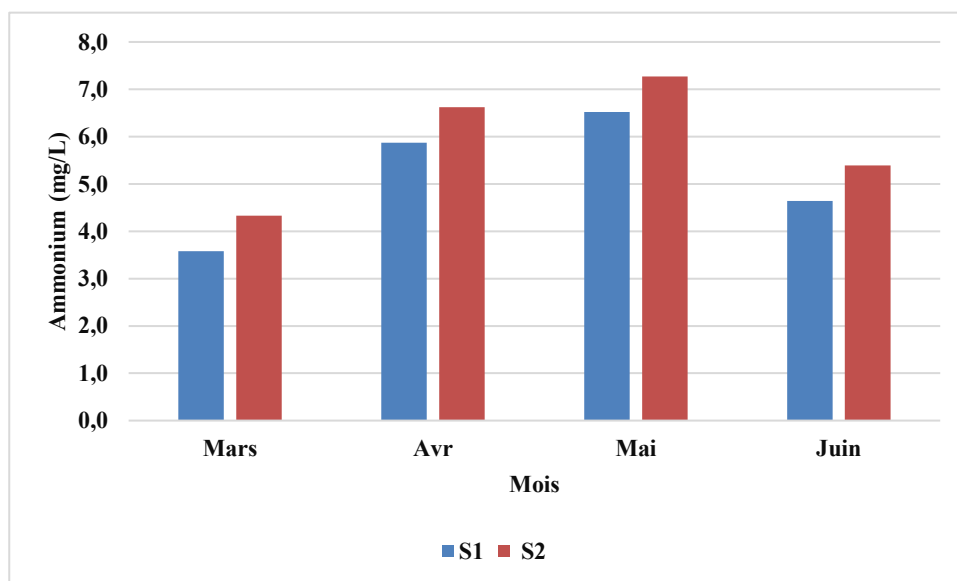


Figure 17. Évolution de l'ammonium (NH_4^+ , mg/L) dans les stations S1 et S2 du marais de Boussestra de mars à juin 2026.

Dans les deux stations, la concentration en ammonium augmente de mars à mai, puis diminue en juin. À S1, elle passe de 3,6 mg/L en mars à 6,5 mg/L en mai (+2,9 mg/L, +81 %), puis redescend à 4,6 mg/L en juin (−1,9 mg/L par rapport à mai). À S2, elle augmente de 4,3 mg/L à 7,3 mg/L (+3,0 mg/L, +70 %), puis chute à 5,4 mg/L en juin (−1,9 mg/L). Le pic est atteint en mai pour les deux stations, avec des valeurs maximales de 6,5 mg/L (S1) et 7,3 mg/L (S2). L'augmentation la plus forte entre deux mois consécutifs a lieu entre mars et avril : +2,3 mg/L à S1, +2,3 mg/L à S2.

Pour chaque mois, la concentration en ammonium à S2 est supérieure à celle de S1. L'écart $\text{S2} - \text{S1}$ est de 0,7 mg/L en mars, 0,7 mg/L en avril, 0,8 mg/L en mai et 0,8 mg/L en juin. La différence spatiale est relativement constante, oscillant entre 0,7 et 0,8 mg/L. Le rapport S2/S1 varie de 1,19 (mars) à 1,12 (avril), 1,12 (mai) et 1,17 (juin), indiquant que S2 est toujours légèrement plus enrichie en ammonium que S1.

La concentration minimale en ammonium est de 3,6 mg/L (S1, mars) et la maximale de 7,3 mg/L (S2, mai). L'amplitude saisonnière (mars à juin) est de 2,9 mg/L pour S1 et 3,0 mg/L pour S2. Ces concentrations sont élevées (largement supérieures aux seuils typiques de l'eutrophisation, souvent $< 0,5$ mg/L), témoignant d'une forte charge azotée ammoniacale dans le marais. La baisse en juin pourrait refléter une assimilation biologique accrue ou une volatilisation dans des conditions de température et de pH élevés.

III.1.8. Nitrites

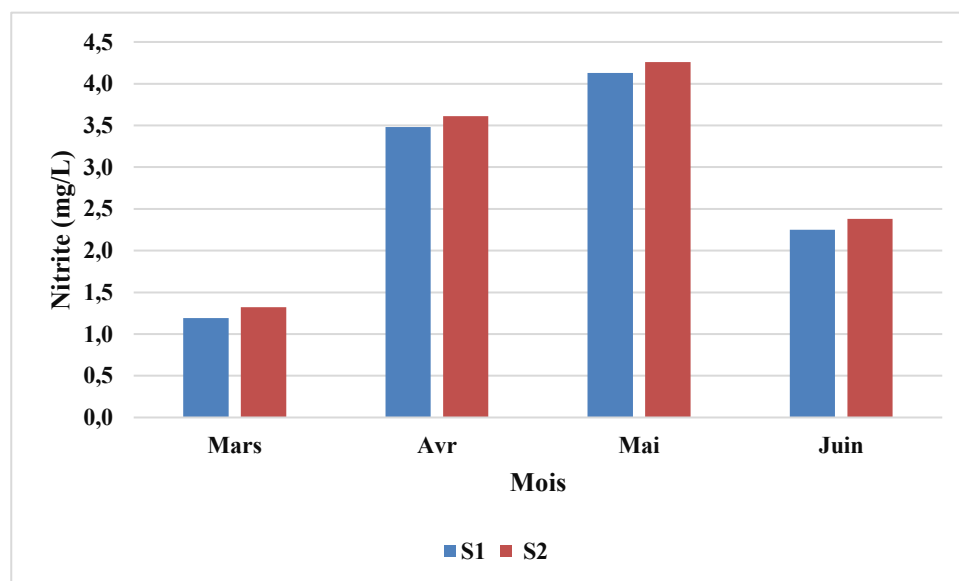


Figure 18. Évolution des nitrites (NO_2^- , mg/L) dans les stations S1 et S2 du marais de Boussedra de mars à juin 2026.

Dans les deux stations, la concentration en nitrites augmente fortement de mars à mai, puis diminue en juin. À S1, elle passe de 1,2 mg/L en mars à 4,1 mg/L en mai (+2,9 mg/L, +242 %), puis redescend à 2,3 mg/L en juin (−1,8 mg/L par rapport à mai). À S2, elle augmente de 1,3 mg/L à 4,3 mg/L (+3,0 mg/L, +231 %), puis chute à 2,4 mg/L en juin (−1,9 mg/L). Le pic est atteint en mai pour les deux stations, avec des valeurs maximales de 4,1 mg/L (S1) et 4,3 mg/L (S2). L'augmentation la plus forte entre deux mois consécutifs a lieu entre mars et avril : +2,3 mg/L à S1, +2,3 mg/L à S2.

Pour chaque mois, la concentration en nitrites à S2 est légèrement supérieure à celle de S1. L'écart S2 – S1 est de 0,1 mg/L en mars, 0,1 mg/L en avril, 0,2 mg/L en mai et 0,1 mg/L en juin. La différence spatiale est très faible et quasi constante (0,1–0,2 mg/L), indiquant une homogénéité des teneurs en nitrites entre les deux stations. Le rapport S2/S1 varie de 1,08 (mars) à 1,05 (avril), 1,05 (mai) et 1,04 (juin).

La concentration minimale en nitrites est de 1,2 mg/L (S1, mars) et la maximale de 4,3 mg/L (S2, mai). L'amplitude saisonnière (mars à juin) est de 2,9 mg/L pour S1 et 3,0 mg/L pour S2. Ces concentrations sont élevées, typiques de milieux eutrophes où les cycles de l'azote sont actifs (nitrification/dénitrification). Le pic printanier (avril-mai) coïncide avec les proliférations cyanobactériennes et les hausses de température, tandis que la diminution en juin pourrait résulter d'une assimilation biologique ou d'une oxydation en nitrates.

III.1.7. Nitrates

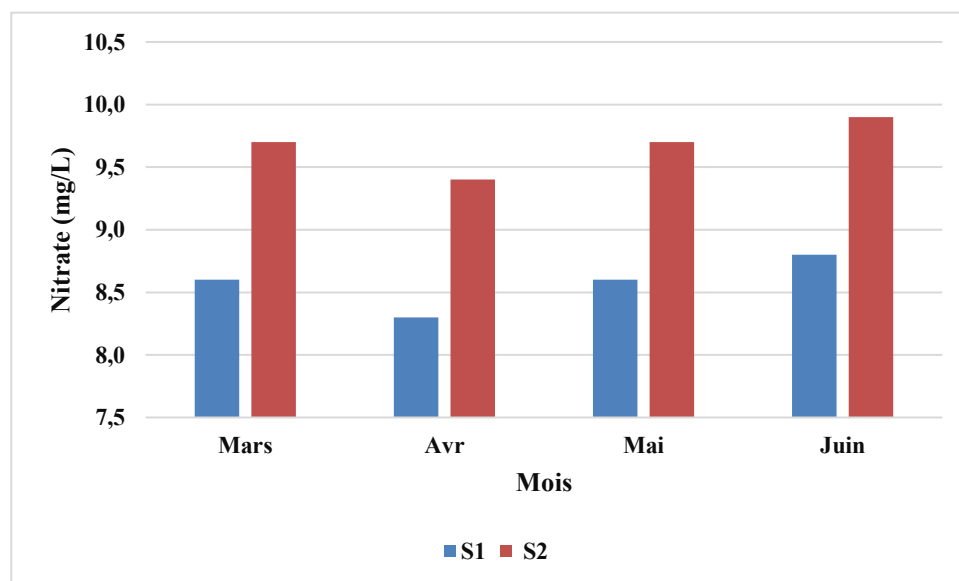


Figure 19. Évolution des nitrates (NO_3^- , mg/L) dans les stations S1 et S2 du marais de Boussedra de mars à juin 2026.

Dans les deux stations, les concentrations en nitrates restent relativement stables sur l'ensemble de la période, avec des variations de faible amplitude. À S1, les valeurs oscillent entre 8,3 mg/L (avril) et 8,8 mg/L (juin), soit une fourchette de 0,5 mg/L. À S2, elles varient entre 9,4 mg/L (avril) et 9,9 mg/L (juin), soit une amplitude de 0,5 mg/L également. Aucune tendance monotone (hausse ou baisse) n'est observée. La valeur la plus basse pour les deux stations est enregistrée en avril (8,3 pour S1, 9,4 pour S2). La valeur la plus haute est atteinte en juin (8,8 pour S1, 9,9 pour S2). Les fluctuations mensuelles sont minimales, de l'ordre de 0,2–0,3 mg/L entre mois consécutifs.

Pour chaque mois, la concentration en nitrates à S2 est supérieure à celle de S1. L'écart $S2 - S1$ est de 1,1 mg/L en mars, 1,1 mg/L en avril, 1,1 mg/L en mai et 1,1 mg/L en juin – un écart constant de 1,1 mg/L sur l'ensemble de la période. Le rapport $S2/S1$ est de 1,13 (mars, mai), 1,13 (avril, $9,4/8,3 = 1,1325$) et 1,125 (juin, $9,9/8,8 = 1,125$). Ainsi, S2 présente systématiquement une teneur en nitrates environ 13 % plus élevée que S1, avec une différence absolue stable.

La concentration minimale en nitrates est de 8,3 mg/L (S1, avril) et la maximale de 9,9 mg/L (S2, juin). L'amplitude saisonnière (mars à juin) est de 0,5 mg/L pour S1 et 0,5 mg/L pour S2. Ces concentrations sont élevées (supérieures à 8 mg/L), typiques de milieux eutrophes à hypertrophes. La stabilité temporelle des nitrates suggère un équilibre entre les apports (eaux usées, lessivage agricole) et les prélèvements biologiques (assimilation par les cyanobactéries et le phytoplancton). L'écart spatial constant indique une différence systématique entre les deux stations, probablement liée à l'hydrologie ou aux sources locales d'azote.

III.2. Fluctuations spatiotemporelle des cyanobactéries

L'observation microscopique des caractères morpho-anatomiques des cyanobactéries collectées dans les eaux du marais de Boussedra nous a permis d'identifier vingt-et-un (21) genres parmi lesquels 11 sont de forme filamenteuse et 10 de forme coloniale. Les 21 genres identifiés appartiennent à cinq ordres :

- ❖ Ordre des Oscillatoriales : *Oscillatoria*, *Planktothrix*, *Phormidium*, *Lyngbya*,
- ❖ Ordre des Synechococcales : *Synechococcus*, *Merismopedia*, *Pseudanabaena*, *Woronichinia*, *Aphanocapsa*, *Limnothrix*, *Coelomoron*, *Eucapsis*
- ❖ Ordre des Spirulinales : *Spirulina*.
- ❖ Ordre des Chroococcales : *Microcystis*, *Chroococcus*, *Gloeocapsa*, *Aphanothece*,
- ❖ Ordre des Nostocales : *Aphanizomenon*, *Cylindrospermopsis*, *Dolichospermum*, *Anabaenopsis*, *Nostoc*

Tableau 2. Classification taxonomique des cyanobactéries identifiées dans les eaux du marais de Boussedra (Mars 2026- Juin 2026)

Classe	Ordre	Famille	Genre	Espèce
Cyanophyceae	Chroococcale	Microcystaceae	Microcystis	<i>Microcystis aeruginosa</i>
Cyanophyceae	Chroococcale	Gomphosphaeriaceae	Gomphosphaeria	<i>Gomphosphaeria lacustris</i>
Cyanophyceae	Chroococcale	Merismopediaceae	Aphanocapsa	<i>Aphanocapsa planctonica</i>
Cyanophyceae	Chroococcale	Chroococcaceae	Chroococcus	<i>Chroococcus planctonicus</i>
Cyanophyceae	Chroococcale	Coelosphaeriaceae	Woronichinia	<i>Woronichinia naegeliana</i>
Cyanophyceae	Oscillatoriales	Oscillatoriaceae	Planktothrix	<i>Planktothrix agardhii</i>
Cyanophyceae	Oscillatoriales	Oscillatoriaceae	Oscillatoria	<i>Oscillatoria limnetica</i>
Cyanophyceae	Oscillatoriales	Pseudanabaenaceae	Pseudanabaena	<i>Pseudanabaena galeata</i>
Cyanophyceae	Nostocales	Nostocaceae	Dolichospermum	<i>Dolichospermum circinale</i>
Cyanophyceae	Nostocales	Nostocaceae	Aphanizomenon	<i>Aphanizomenon flos-aquae</i>
Cyanophyceae	Nostocales	Nostocaceae	Cylindrospermopsis	<i>Cylindrospermopsis raciborskii</i>
Cyanophyceae	Synechococcales	Synechococcaceae	Synechococcus	non spécifiée
Cyanophyceae	Synechococcales	Merismopediaceae	Merismopedia	<i>Merismopedia tenuissima</i>
Cyanophyceae	Spirulinales	Spirulinaceae	Spirulina	non spécifiée

Cyanophyceae	Synechococcales	Coelomononaceae	Coelomonon	non spécifiée
Cyanophyceae	Oscillatoriales	Pseudanabaenaceae	Limnothrix	non spécifiée
Cyanophyceae	Chroococcales	Chroococcaceae	Gloeocapsa	<i>Gloeocapsa punctata</i>
Cyanophyceae	Synechococcales	Aphanothecaceae	Aphanothece	<i>Aphanothece clathrata</i>
Cyanophyceae	Oscillatoriales	Oscillatoriaceae	Lyngbya	non spécifiée
Cyanophyceae	Nostocales	Aphanizomenonaceae	Anabaenopsis	<i>Anabaenopsis circularis</i>
Cyanophyceae	Nostocales	Aphanizomenonaceae	<i>Nostoc</i>	non spécifiée

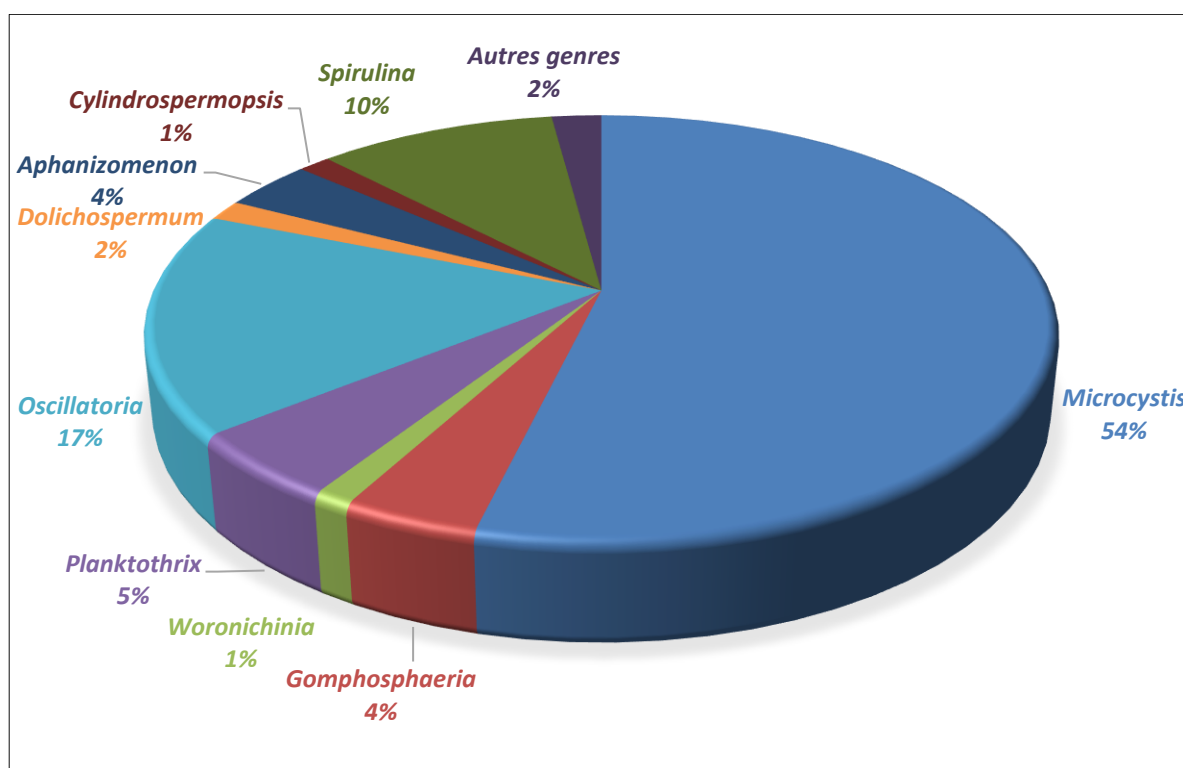


Figure 20. Proportions relatives des densités des principaux genres de cyanobactéries recensées dans le marais de Boussedra (mars 2026 – juin 2026).

Dans l'ensemble des prélèvements réalisés sur les deux stations du marais de Boussedra entre janvier et mai 2026, le genre *Microcystis* représente 54 % des densités totales de cyanobactéries. Cette valeur est la plus élevée parmi tous les genres identifiés, soit plus de la moitié de la communauté. *Oscillatoria* constitue le second genre le plus abondant avec 17 %. Aucun autre genre n'atteint 11 % des densités.

Spirulina contribue à 10 % des densités, tandis que *Planktothrix* et *Gomphosphaeria* présentent respectivement 5 % et 4 %. *Aphanizomenon* atteint 4 %. Les genres *Dolichospermum* (2 %), *Cylindrospermopsis* (1 %) et *Woronichinia* (1 %) montrent des proportions inférieures à 2 %. Le reste des

genres identifiés dans le marais de Bussedra sous l'appellation de « Autres genres » regroupe 2 % des densités.

La somme des pourcentages indiqués dans la figure est exactement de 100 %, ce qui atteste de l'exhaustivité du décompte des densités pour les deux stations. Les contributions respectives de chaque genre sont ainsi quantifiées sans ambiguïté.

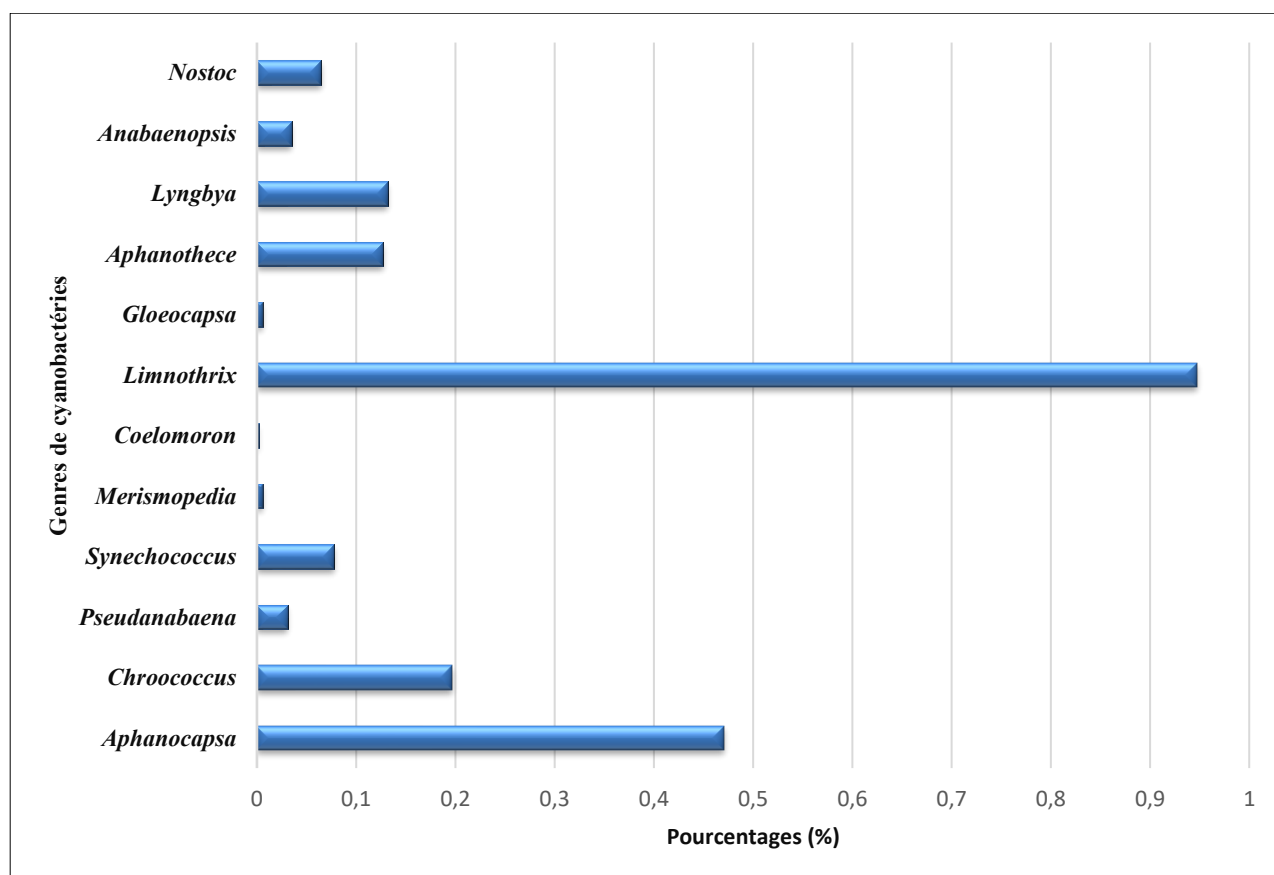


Figure 21. Décomposition détaillée du groupe « Autres genres » au sein de la communauté cyanobactérienne du marais de Bussedra (mars 2026- juin 2026).

Parmi l'ensemble des genres regroupés sous l'appellation « Autres genres », *Limnethrix* présente la densité relative la plus élevée avec 0,947 % des densités totales de cyanobactéries. Ce seul genre contribue ainsi à près de la moitié (45,2 %) de la valeur totale de ce groupe (2,0957 %). Viennent ensuite *Aphanocapsa* (0,471 %) et *Chroococcus* (0,197 %), qui représentent respectivement environ 22,5 % et 9,4 % de la catégorie. Ces trois genres totalisent à eux seuls plus des trois quarts (77,1 %) de l'ensemble des « Autres genres ».

Les genres *Aphanothece* (0,127 %) et *Lyngbya* (0,132 %) affichent des densités voisines, chacune proche de 0,13 % des densités totales. *Synechococcus* (0,078 %) et *Nostoc* (0,065 %) présentent des valeurs intermédiaires, tandis qu'*Anabaenopsis* (0,035 %) et *Pseudanabaena* (0,031 %) sont légèrement inférieurs

à 0,04 %. L'ensemble de ces six genres contribue pour environ 0,468 % en somme, soit 22,3 % du groupe « Autres genres ».

Les densités les plus faibles sont observées pour *Gloeocapsa* (0,00584 %), *Merismopedia* (0,00574 %) et *Coelomorion* (0,00195 %), chacun représentant moins de 0,01 % des densités totales de cyanobactéries. La somme exacte des douze genres listés est de 2,095699048 %, ce qui correspond rigoureusement à la valeur attribuée à la catégorie « Autres genres » dans la figure d'ensemble

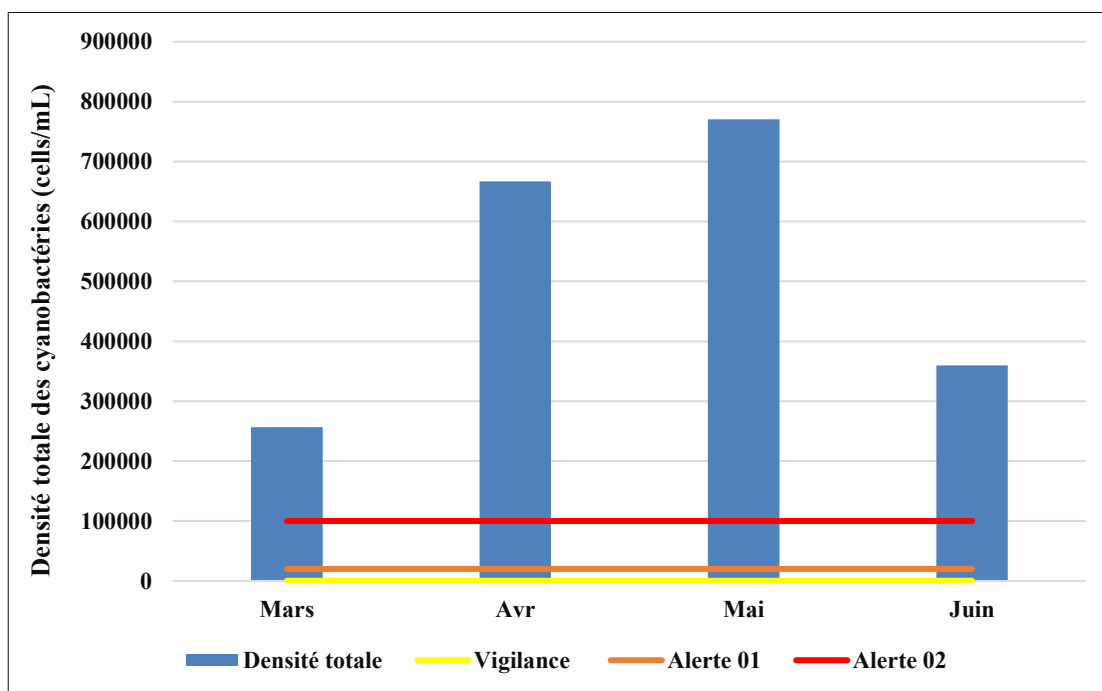


Figure 22. Variation spatiotemporelle des densités totales (cellules/mL) des cyanobactéries dans le marais de Boussestra (mars 2026-juin 2026).

La densité totale des cyanobactéries augmente fortement entre mars (256 799 cellules/mL) et avril (666 657 cellules/mL), soit une multiplication par 2,6. Elle atteint son maximum en mai avec 770 756 cellules/mL, soit une hausse modérée de 15,6 % par rapport à avril. En juin, la densité totale diminue nettement pour s'établir à 359 876 cellules/mL, soit une baisse de 53,3 % par rapport au pic de mai et une valeur encore supérieure de 40 % à celle de mars. La dynamique est unimodale avec un pic printanier en mai.

Selon les seuils recommandés par l'OMS (vigilance à 200 cellules/mL, niveau d'alerte 01 à 20 000 cellules/mL, niveau d'alerte 02 à 100 000 cellules/mL), le seuil de vigilance est dépassé sur toute la période de mars à juin, toutes les densités totales étant supérieures à 200 cellules/mL. Le niveau d'alerte 1 (20 000 cellules/mL) est franchi dès le mois de mars (256 799 cellules/mL) et reste très largement dépassé en avril (666 657), mai (770 756) et juin (359 876). Par ailleurs, le seuil d'alerte 2 (100 000 cellules/mL) est également dépassé chaque mois, avec des valeurs allant de 2,6 fois (mars) à 7,7 fois (mai) ce seuil. Ainsi,

les densités totales de cyanobactéries dans le marais de Boussedra correspondent au niveau d'alerte 2 sur l'ensemble de la période étudiée, indiquant une situation sanitaire critique justifiant des mesures de gestion renforcées.

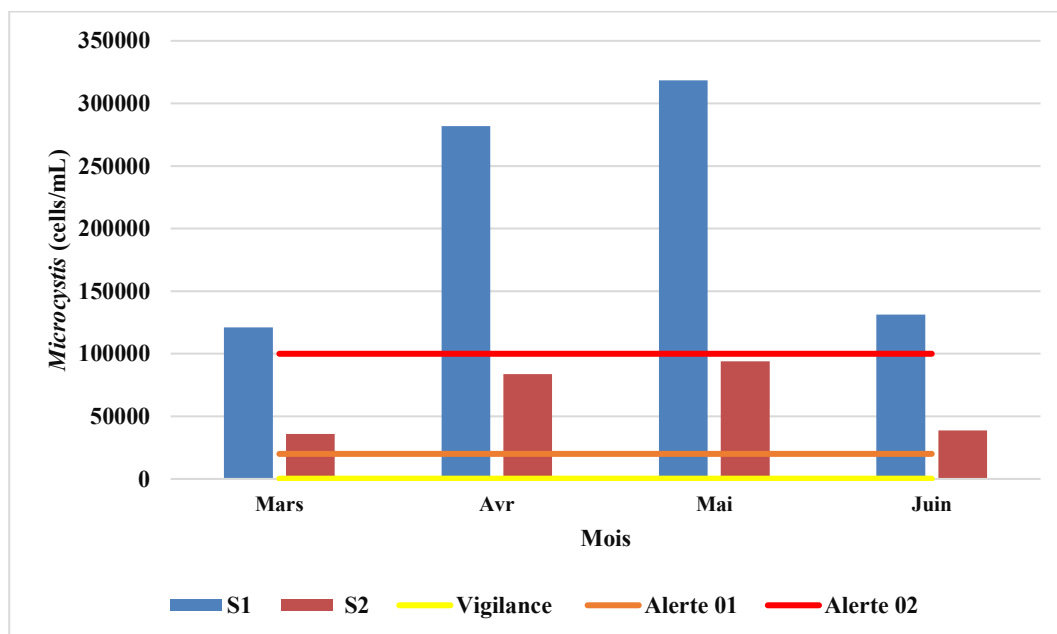


Figure 23. Variation spatiotemporelle des densités (cellules/mL) du genre *Microcystis* dans le marais de Boussedra (mars 2026 - juin 2026).

À la station S1, la densité mensuelle de *Microcystis* atteint 120 958 cellules/mL en mars (14,2 % du cumul de 852 470 cellules/mL sur les quatre mois), 281 832 cellules/mL en avril (33,1 %), 318 470 cellules/mL en mai (37,4 %) et 131 210 cellules/mL en juin (15,4 %). À la station S2, les valeurs sont respectivement de 35 986 (14,3 % d'un total de 252 433 cellules/mL), 83 847 (33,2 %), 93 909 (37,2 %) et 38 691 cellules/mL (15,3 %). Les deux stations présentent une distribution mensuelle quasi identique, avec un pic en mai représentant environ 37 % de la densité cumulée de chaque station.

Pour chaque mois, la densité à S1 est supérieure à celle de S2. Le rapport S1/S2 varie entre 3,36 (mars et avril) et 3,39 (mai et juin), indiquant un facteur multiplicatif stable d'environ 3,4 tout au long de la période. L'écart absolu maximal entre les deux stations est observé en mai, avec une différence de 224 561 cellules/mL (318 470 – 93 909). L'écart absolu minimal a lieu en mars, avec 84 972 cellules/mL (120 958 – 35 986).

La densité maximale toutes stations confondues est de 318 470 cellules/mL (S1, mai) ; la densité minimale est de 35 986 cellules/mL (S2, mars).

Le seuil de vigilance est systématiquement dépassé sur les deux stations et sur toute la période d'avril à juin par les densités du genre *Microcystis*. Le niveau d'alerte 1 est franchi sur les deux stations entre avril et juin, toutes les valeurs de S1 et S2 étant supérieures à 20 000 cellules/mL, avec à S1 des niveaux très

largement supérieurs (jusqu'à 320 000 cellules/mL en mai). En revanche, le seuil d'alerte 2 n'est jamais atteint à la station S2 (densités restant inférieures à 100 000 cellules/mL), alors qu'à S1 il est très largement dépassé durant toute la période (de 120 000 cellules/mL en mars à 320 000 cellules/mL en mai) ; ainsi, les densités de *Microcystis* à S1 correspondent au niveau d'alerte 2 tandis que la situation à S2 est moins critique, ne dépassant pas le niveau d'alerte 1.

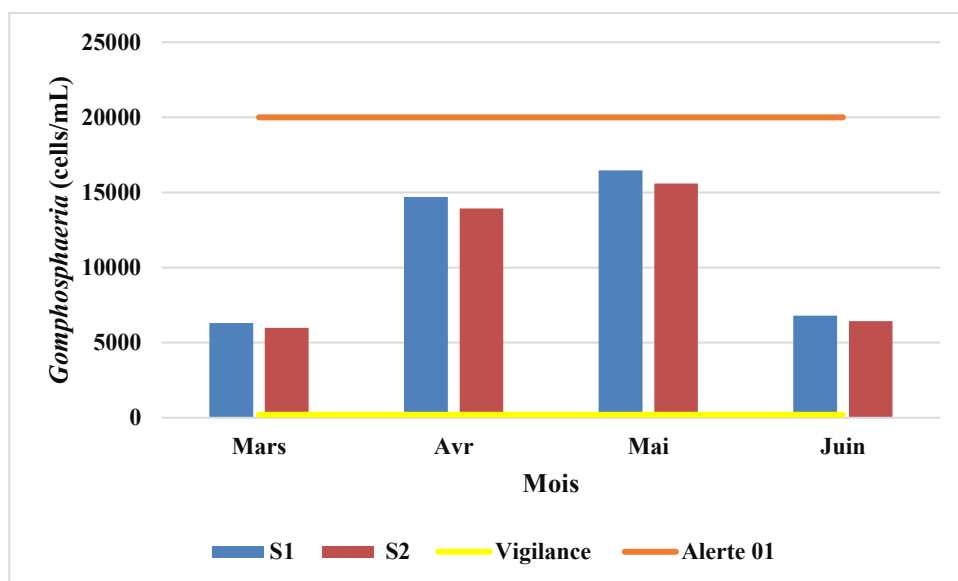


Figure 24. Variation spatiotemporelle des densités du genre *Gomphosphaeria* dans le marais de Boussedra (mars 2026-juin 2026).

Au niveau de la station S1, la densité mensuelle de *Gomphosphaeria* atteint 6 312 cellules/mL en mars (14,4 % du cumul de 44 273 cellules/mL sur les quatre mois), 14 706 cellules/mL en avril (33,2 %), 16 471 cellules/mL en mai (37,2 %) et 6 786 cellules/mL en juin (15,3 %). À la station S2, les valeurs sont respectivement de 5 979 (14,5 % d'un total de 41 941 cellules/mL), 13 931 (33,2 %), 15 603 (37,2 %) et 6 428 cellules/mL (15,3 %). Les deux stations présentent une distribution mensuelle quasi identique, avec un pic en mai représentant environ 37 % de la densité cumulée de chaque station.

Pour chaque mois, la densité à S1 est légèrement supérieure à celle de S2. Le rapport S1/S2 est de 1,056 en mars, 1,056 en avril, 1,056 en mai et 1,056 en juin, indiquant un facteur multiplicatif constant de 1,056 (soit une différence d'environ 5,6 %). L'écart absolu maximal est observé en mai, où S1 dépasse S2 de 868 cellules/mL. L'écart absolu minimal a lieu en mars, avec une différence de 333 cellules/mL.

La densité maximale toutes stations confondues est de 16 471 cellules/mL (S1, mai) ; la densité minimale est de 5 979 cellules/mL (S2, mars).

Le seuil de vigilance est systématiquement dépassé sur les deux stations et sur toute la période de mars à juin, toutes les valeurs étant supérieures à 200 cellules/mL. En revanche, le niveau d'alerte 1 (20 000 cellules/mL) n'est franchi par aucune station à aucun mois, les densités maximales n'atteignant que 16 500

cellules/mL (S1 en mai). Par conséquent, le seuil d'alerte 2 (100 000 cellules/mL) n'est pas non plus atteint. Ainsi, la situation dans le marais de Boussedra pour *Gomphosphaeria* se maintient en dessous du premier niveau d'alerte, ne dépassant que le simple seuil de vigilance.

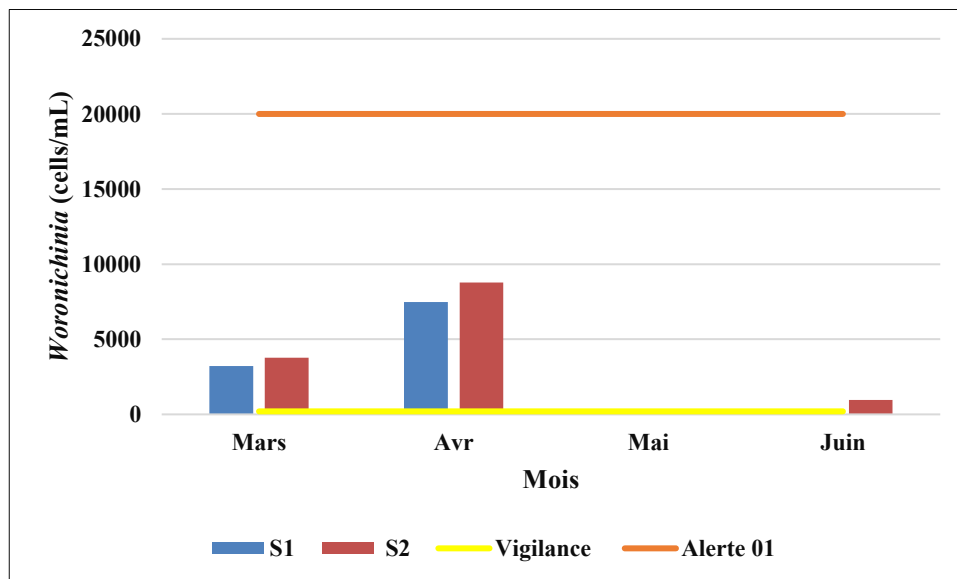


Figure 25. Variation spatiotemporelle des densités du genre *Woronichinia* dans le marais de Boussedra (mars 2026-juin 2026).

À la station S1, la densité mensuelle de *Woronichinia* atteint 3 212 cellules/mL en mars (30,0 % du cumul de 10 696 cellules/mL sur les quatre mois), 7 484 cellules/mL en avril (70,0 %), puis 0 cellules/mL en mai et en juin (0 % chacun). À la station S2, les valeurs sont de 3 772 cellules/mL en mars (27,9 % d'un total de 13 525 cellules/mL), 8 789 cellules/mL en avril (65,0 %), 0 cellules/mL en mai et 964 cellules/mL en juin (7,1 %). Les deux stations montrent une présence exclusive ou quasi exclusive en mars et avril, avec un pic en avril représentant 70,0 % (S1) et 65,0 % (S2) de leur densité cumulée.

En mars, la densité à S2 (3 772) est supérieure à celle de S1 (3 212) d'un facteur 1,17. En avril, S2 (8 789) dépasse S1 (7 484) d'un facteur 1,17 également. En juin, seule S2 présente une densité de 964 cellules/mL, tandis que S1 est à 0. En mai, les deux stations sont nulles. L'écart absolu maximal est observé en avril, où S2 dépasse S1 de 1 305 cellules/mL. L'écart absolu minimal (hors mois nuls) a lieu en mars, avec une différence de 560 cellules/mL.

La densité maximale toutes stations confondues est de 8 789 cellules/mL (S2, avril) ; la densité minimale non nulle est de 964 cellules/mL (S2, juin).

Le seuil de vigilance est dépassé sur les deux stations en mars et avril (valeurs comprises entre 3 000 et 9 000 cellules/mL), mais il n'est pas atteint en mai et juin du fait des densités nulles. Le niveau d'alerte 1 (20 000 cellules/mL) n'est franchi par aucune station à aucun mois, les densités maximales n'atteignant que 8788 cellules/mL (S2 en avril). Par conséquent, le seuil d'alerte 2 (100 000 cellules/mL) n'est pas non

plus atteint. Ainsi, pour *Woronichinia* dans le marais de Boussedra, la situation ne dépasse jamais le premier niveau d'alerte, avec un dépassement du simple seuil de vigilance uniquement en mars et avril.

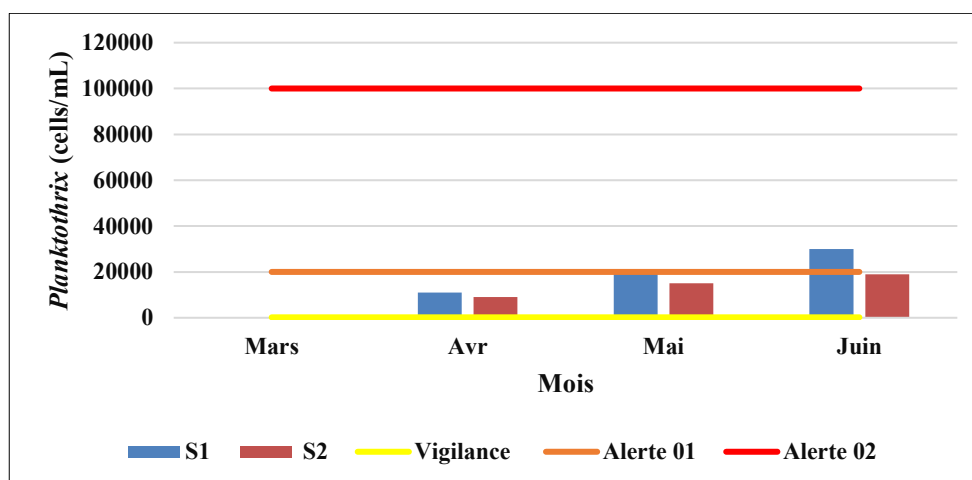


Figure 26. Variation spatiotemporelle des densités (cellules/mL) du genre *Planktothrix* dans le marais de Boussedra (mars 2026-juin 2026).

La densité mensuelle de *Planktothrix* à la station S1, est nulle en mars (0 %), atteint 11 016 cellules/mL en avril (18,0 % du cumul de 61 184 cellules/mL sur les quatre mois), 20 156 cellules/mL en mai (32,9 %) et 30 012 cellules/mL en juin (49,1 %). À la station S2, les valeurs sont de 0 en mars (0 %), 9 017 cellules/mL en avril (20,6 % d'un total de 43 020 cellules/mL), 15 023 cellules/mL en mai (34,9 %) et 18 981 cellules/mL en juin (44,1 %). Les deux stations montrent une augmentation progressive de mars à juin, avec une absence totale en mars et un pic en juin représentant respectivement 49,1 % (S1) et 44,1 % (S2) de leur densité cumulée.

Pour chaque mois où la densité est non nulle, S1 est supérieure à S2. En avril, le rapport S1/S2 est de 1,22 (11 016 / 9 017) ; en mai, de 1,34 (20 156 / 15 023) ; en juin, de 1,58 (30 012 / 18 981). L'écart absolu entre les deux stations augmente au fil des mois : 1 999 cellules/mL en avril, 5 133 cellules/mL en mai, et 11 031 cellules/mL en juin. L'écart absolu minimal (hors mars nul) est observé en avril.

La densité maximale toutes stations confondues est de 30 012 cellules/mL (S1, juin) ; la densité minimale non nulle est de 9 017 cellules/mL (S2, avril).

Le seuil de vigilance est systématiquement dépassé sur les deux stations et sur toute la période de mars à juin, toutes les valeurs étant supérieures à 200 cellules/mL. Le niveau d'alerte 1 (20 000 cellules/mL) est franchi à la station S1 en mai (20 156) et en juin (30 012), ainsi qu'à la station S2 en juin (18 980, valeur atteignant presque le seuil). En revanche, le seuil d'alerte 2 (100 000 cellules/mL) n'est jamais atteint sur aucune station. Ainsi, la situation pour *Planktothrix* dans le marais de Boussedra montre un dépassement modéré du premier niveau d'alerte en fin de période (mai-juin), principalement à S1, tandis que S2 reste sous le seuil d'alerte 1 sauf au mois de juin où elle l'atteint.

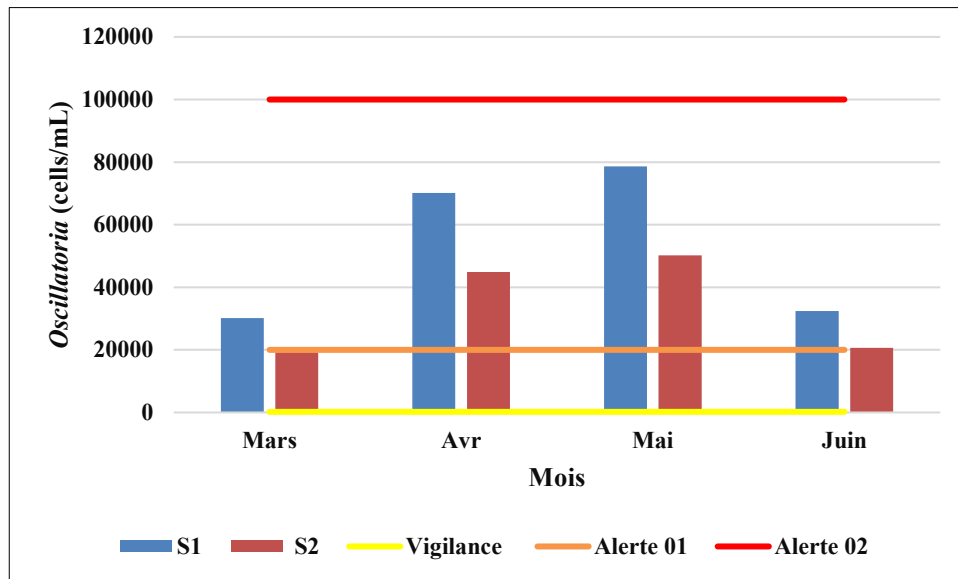


Figure 27. Variation spatiotemporelle des densités du genre *Oscillatoria* dans le marais de Boussedra (mars 2026- juin 2026).

Dans la station S1, la densité mensuelle d'*Oscillatoria* atteint 30 125 cellules/mL en mars (13,7 % du cumul de 211 320 cellules/mL sur les quatre mois), 70 191 cellules/mL en avril (33,2 %), 78 614 cellules/mL en mai (37,2 %) et 32 389 cellules/mL en juin (15,3 %). À la station S2, les valeurs sont respectivement de 19 245 (14,1 % d'un total de 136 999 cellules/mL), 44 841 (32,7 %), 50 222 (36,7 %) et 20 691 cellules/mL (15,1 %). Les deux stations présentent une distribution mensuelle comparable, avec un pic en mai représentant 37,2 % (S1) et 36,7 % (S2) de leur densité cumulée.

Pour chaque mois, la densité à S1 est supérieure à celle de S2. Le rapport S1/S2 est de 1,57 en mars (30 125 / 19 245), 1,57 en avril (70 191 / 44 841), 1,57 en mai (78 614 / 50 222) et 1,57 en juin (32 389 / 20 691) un facteur constant de 1,57 (soit une différence d'environ 57 %). L'écart absolu maximal est observé en mai, où S1 dépasse S2 de 28 392 cellules/mL. L'écart absolu minimal a lieu en mars, avec une différence de 10 880 cellules/mL.

La densité maximale toutes stations confondues est de 78 614 cellules/mL (S1, mai) ; la densité minimale est de 19 245 cellules/mL (S2, mars).

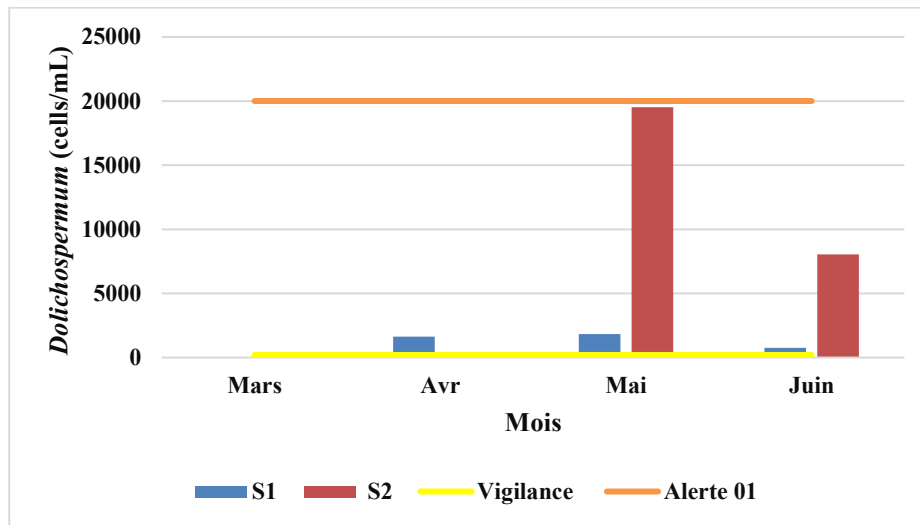


Figure 28. Variation spatiotemporelle des densités du genre *Dolichospermum* dans le marais de Boussedra (mars 2026-juin 2026).

La densité mensuelle de *Dolichospermum* à la station S1, est nulle en mars (0 %), atteint 1 626 cellules/mL en avril (38,8 % du cumul de 4 197 cellules/mL sur les quatre mois), 1 821 cellules/mL en mai (43,4 %) et 750 cellules/mL en juin (17,9 %). À la station S2, les valeurs sont nulles en mars et en avril (0 %), puis 19 509 cellules/mL en mai (70,8 % d'un total de 27 547 cellules/mL) et 8 038 cellules/mL en juin (29,2 %). Les deux stations montrent une présence uniquement d'avril à juin pour S1, et seulement en mai-juin pour S2, avec un pic en mai représentant 43,4 % (S1) et 70,8 % (S2) de leur densité cumulée.

En avril, seule S1 présente une densité non nulle (1 626 cellules/mL). En mai, S2 (19 509) est très supérieure à S1 (1 821), avec un rapport S1/S2 de 0,093 (soit S2 10,7 fois plus dense que S1). En juin, S2 (8 038) est également supérieure à S1 (750), avec un rapport S1/S2 de 0,093 également. L'écart absolu maximal est observé en mai, où S2 dépasse S1 de 17 688 cellules/mL. L'écart absolu minimal (hors mois nuls) a lieu en juin, avec une différence de 7 288 cellules/mL.

La densité maximale toutes stations confondues est de 19 509 cellules/mL (S2, mai) ; la densité minimale non nulle est de 750 cellules/mL (S1, juin).

Le seuil de vigilance est dépassé sur la station S2 pour tous les mois (mars : 2 000, avril : 2 000, mai : 19 500, juin : 8037 cellules/mL). À la station S1, le seuil de vigilance est dépassé en mars (1 000), avril (1 800) et mai (2 200), mais il n'est pas atteint en juin (300 cellules/mL, inférieur à 500). Le niveau d'alerte 01 (20 000 cellules/mL) n'est franchi par aucune station à aucun mois, la valeur maximale étant de 19 500 cellules/mL (S2 en mai, reste inférieure au seuil). Ainsi, pour *Dolichospermum* dans le marais de Boussedra, la situation se caractérise par un dépassement fréquent du seuil de vigilance (sauf S1 en juin) sans jamais atteindre le premier niveau d'alerte.

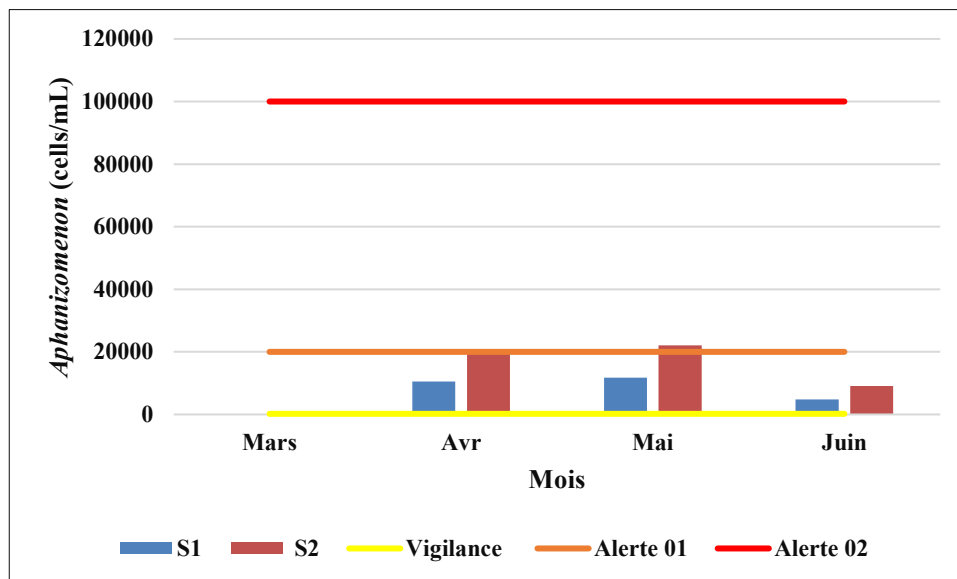


Figure 29. Variation spatiotemporelle des densités (cellules/mL) du genre *Aphanizomenon* dans le marais de Boussedra (mars 2026 - juin 2026).

La densité mensuelle d'*Aphanizomenon* à la station S1, est nulle en mars (0 %), atteint 10 513 cellules/mL en avril (38,8 % du cumul de 27 139 cellules/mL sur les quatre mois), 11 775 cellules/mL en mai (43,4 %) et 4 851 cellules/mL en juin (17,9 %). À la station S2, les valeurs sont nulles en mars (0 %), puis 19 689 cellules/mL en avril (38,7 % d'un total de 50 825 cellules/mL), 22 051 cellules/mL en mai (43,4 %) et 9 085 cellules/mL en juin (17,9 %). Les deux stations présentent une distribution mensuelle quasi identique, avec un pic en mai représentant 43,4 % de la densité cumulée de chaque station.

Pour chaque mois où la densité est non nulle, S2 est supérieure à S1. Le rapport S2/S1 est de 1,87 en avril (19 689 / 10 513), 1,87 en mai (22 051 / 11 775) et 1,87 en juin (9 085 / 4 851) – un facteur constant de 1,87 (soit S2 environ 87 % plus dense que S1). L'écart absolu maximal est observé en mai, où S2 dépasse S1 de 10 276 cellules/mL. L'écart absolu minimal a lieu en juin, avec une différence de 4 234 cellules/mL.

La densité maximale toutes stations confondues est de 22 051 cellules/mL (S2, mai) ; la densité minimale non nulle est de 4 851 cellules/mL (S1, juin).

Le seuil de vigilance (200 cellules/mL) est dépassé sur les deux stations pour tous les mois, toutes les valeurs étant supérieures à 200 (de 2 000 à 13 000 cellules/mL). Le niveau d'alerte 01 (20 000 cellules/mL) n'est franchi par aucune station à aucun mois, la valeur maximale enregistrée étant de 22 051 cellules/mL (S1 en mai), bien inférieure au seuil. Ainsi, pour *Aphanizomenon* dans le marais de Boussedra, la situation se caractérise par un dépassement systématique du seuil de vigilance sans jamais atteindre le premier niveau d'alerte.

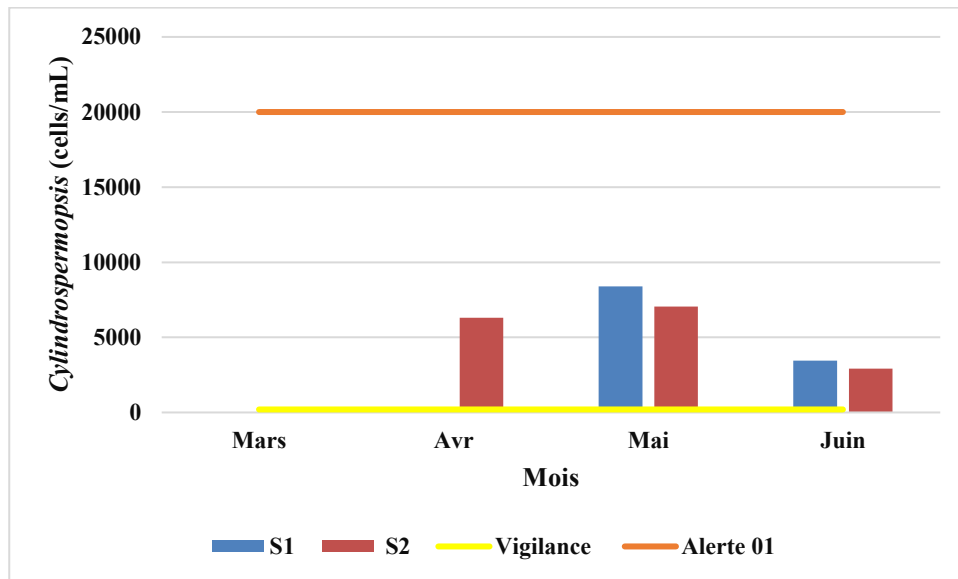


Figure 30. Variation spatiotemporelle des densités (cellules/mL) du genre *Cylindrospermopsis* dans le marais de Boussedra (mars 2026-juin 2026).

Dans la station S1, la densité cumulée de *Cylindrospermopsis* sur les quatre mois (mars à juin) est de 11 850 cellules/mL. Les mois de mars et d'avril présentent des densités nulles (0 % chacun). En mai, la densité atteint 8 392 cellules/mL, ce qui représente 70,8 % du total, tandis qu'en juin elle s'élève à 3 458 cellules/mL, soit 29,2 % du cumul. À la station S2, les valeurs sont nulles en mars (0 %), puis 6 300 cellules/mL en avril (38,7 % d'un total de 16 264 cellules/mL), 7 056 cellules/mL en mai (43,4 %) et 2 907 cellules/mL en juin (17,9 %). La station S1 présente une présence uniquement en mai et juin, avec un pic en mai (70,8 %). La station S2 montre une présence d'avril à juin, avec un pic également en mai (43,4 %).

En avril, seule S2 présente une densité non nulle (6 300 cellules/mL). En mai, S1 (8 392) est supérieure à S2 (7 056) avec un rapport S1/S2 de 1,19. En juin, S1 (3 458) est supérieure à S2 (2 907) avec un rapport S1/S2 de 1,19 également. L'écart absolu maximal est observé en mai, où S1 dépasse S2 de 1 336 cellules/mL. L'écart absolu minimal (hors avril) a lieu en juin, avec une différence de 551 cellules/mL.

La densité maximale toutes stations confondues est de 8 392 cellules/mL (S1, mai) ; la densité minimale non nulle est de 2 907 cellules/mL (S2, juin).

Le seuil de vigilance (200 cellules/mL) est dépassé à la station S1 en mai (8 392) et en juin (3 457), mais il n'est pas atteint en mars et avril (0). À la station S2, le seuil de vigilance est dépassé en avril (6 300), mai (7 056) et juin (2 907), mais il n'est pas atteint en mars (0). Le niveau d'alerte 01 (20 000 cellules/mL) n'est franchi par aucune station à aucun mois, la valeur maximale étant de 8 392 cellules/mL (S1 en mai), bien inférieure au seuil. Ainsi, pour *Cylindrospermopsis* dans le marais de Boussedra, la situation se caractérise par un dépassement du seuil de vigilance uniquement pendant les mois de présence (avril à juin pour S2, mai-juin pour S1) sans jamais atteindre le premier niveau d'alerte.

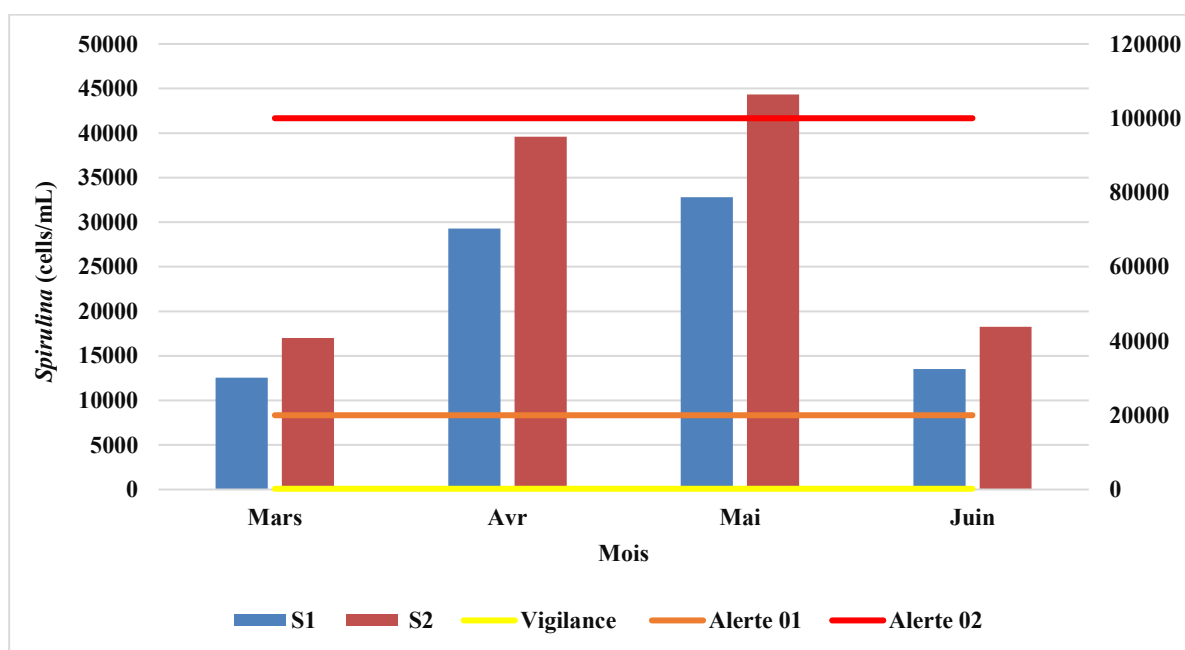


Figure 31. Variation spatiotemporelle des densités (cellules/mL) du genre *Spirulina* dans le marais de Boussedra (mars 2026 - juin 2026).

Au niveau de la station S1, la densité cumulée de *Spirulina* sur les quatre mois (mars à juin) est de 88 161 cellules/mL. Les valeurs mensuelles se répartissent comme suit : 12 568 cellules/mL en mars (14,3 % du total), 29 283 cellules/mL en avril (33,2 %), 32 797 cellules/mL en mai (37,2 %) et 13 513 cellules/mL en juin (15,3 %). À la station S2, les valeurs sont respectivement de 16 992 (14,3 % d'un total de 119 195 cellules/mL), 39 591 (33,2 %), 44 342 (37,2 %) et 18 269 cellules/mL (15,3 %). Les deux stations présentent une distribution mensuelle strictement identique en pourcentages, avec un pic en mai représentant 37,2 % de la densité cumulée de chaque station.

Pour chaque mois, la densité à S2 est supérieure à celle de S1. Le rapport S2/S1 est constant de 1,352 en mars (16 992 / 12 568), avril (39 591 / 29 283), mai (44 342 / 32 797) et juin (18 269 / 13 513). L'écart absolu maximal est observé en mai, où S2 dépasse S1 de 11 545 cellules/mL. L'écart absolu minimal a lieu en mars, avec une différence de 4 424 cellules/mL.

La densité maximale toutes stations confondues est de 44 342 cellules/mL (S2, mai) ; la densité minimale est de 12 568 cellules/mL (S1, mars).

Le seuil de vigilance est systématiquement dépassé sur les deux stations et sur toute la période de mars à juin, toutes les valeurs étant supérieures à 200 cellules/mL. Le niveau d'alerte 1 (20 000 cellules/mL) n'est franchi que sur certains mois : en mars, aucune station ne l'atteint ; en avril et mai, les deux stations le dépassent (S1 = 29 283 et 32 797 ; S2 = 39 591 et 44 342) ; en juin, les deux stations repassent en dessous (S1 = 13 512, S2 = 18 269). Le seuil d'alerte 2 (100 000 cellules/mL) n'est jamais atteint sur aucune

station, la valeur maximale étant de 44 342 cellules/mL (S2 en mai). Ainsi, pour *Spirulina* dans le marais de Boussedra, la situation se caractérise par un dépassement systématique du seuil de vigilance, avec un franchissement temporaire du niveau d'alerte 1 en avril et mai sur les deux stations, et aucun dépassement du niveau d'alerte 2.

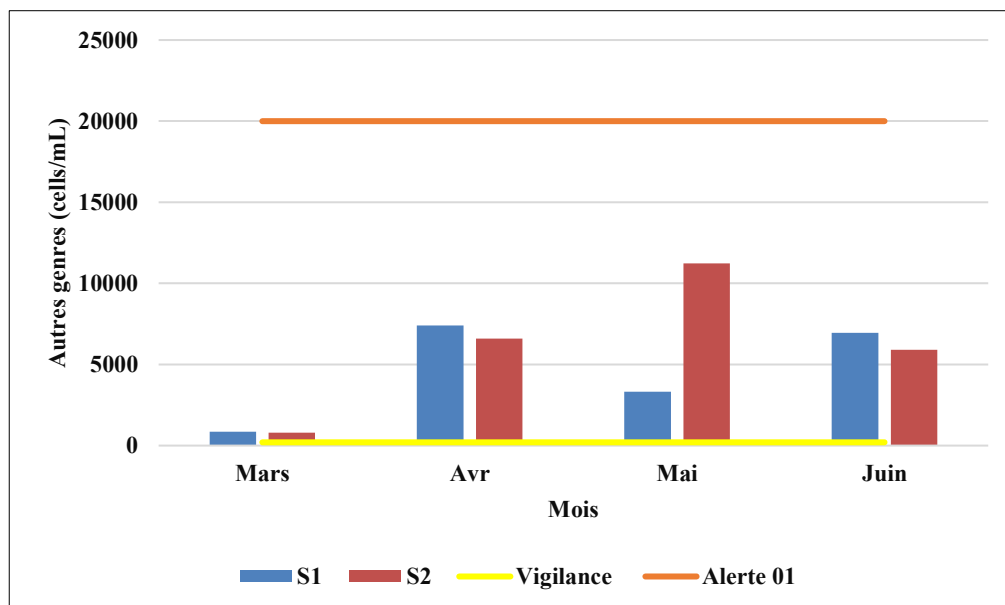


Figure 32. Variation spatiotemporelle des densités du groupe « Autres genres » dans le marais de Boussedra (mars 2026 - juin 2026).

Dans la station S1, sur l'ensemble des quatre mois (mars à juin), la densité cumulée des « Autres genres » s'élève à 18 525 cellules/mL. La répartition mensuelle est la suivante : 864 cellules/mL en mars, soit 4,7 % du total ; 7 395 cellules/mL en avril, correspondant à 39,9 % ; 3 317 cellules/mL en mai, représentant 17,9 % ; et 6 950 cellules/mL en juin, soit 37,5 % du cumul.

À la station S2, les valeurs sont respectivement de 786 (3,3 % d'un total de 24 522 cellules/mL), 6 604 (26,9 %), 11 227 (45,8 %) et 5 904 cellules/mL (24,1 %). Les deux stations présentent des profils temporels distincts : S1 a un pic en avril (39,9 %) suivi d'un second pic en juin (37,5 %) ; S2 a un pic net en mai (45,8 %).

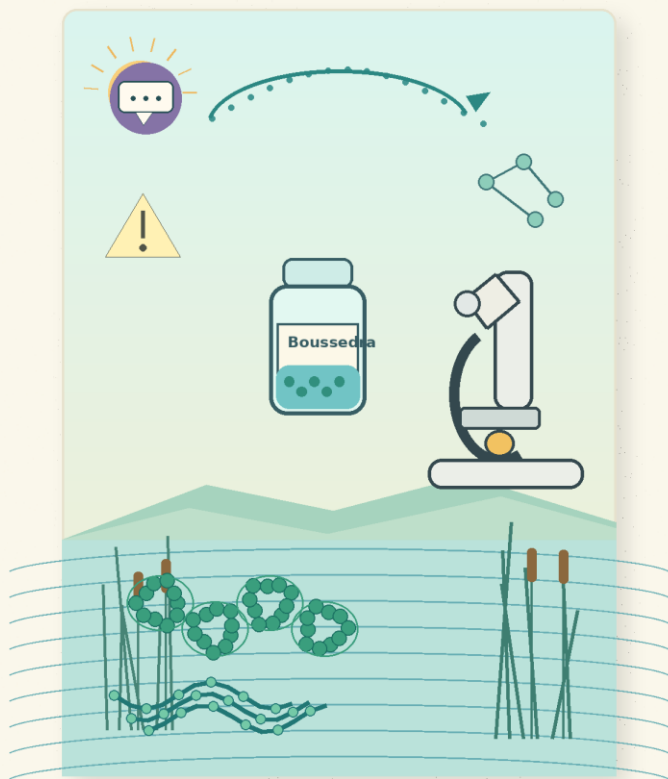
En mars, S1 (864) est légèrement supérieure à S2 (786) avec un rapport S1/S2 de 1,10. En avril, S1 (7 395) est supérieure à S2 (6 604) avec un rapport de 1,12. En mai, S2 (11 227) est très supérieure à S1 (3 317) avec un rapport S2/S1 de 3,39. En juin, S1 (6 950) est supérieure à S2 (5 904) avec un rapport de 1,18. L'écart absolu maximal est observé en mai, où S2 dépasse S1 de 7 910 cellules/mL. L'écart absolu minimal a lieu en mars, avec une différence de 78 cellules/mL.

La densité maximale toutes stations confondues est de 11 227 cellules/mL (S2, mai) ; la densité minimale est de 786 cellules/mL (S2, mars). Aucune donnée n'est disponible pour les mois de janvier et février.

Le seuil de vigilance est systématiquement dépassé sur les deux stations pour tous les mois, toutes les valeurs étant supérieures à 200 cellules/mL (de 500 à 11 500). Le niveau d'alerte 01 (20 000 cellules/mL) n'est franchi par aucune station à aucun mois, la valeur maximale enregistrée étant de 11 227 cellules/mL (S2 en mai, reste inférieure au seuil). Ainsi, pour la catégorie « Autres genres » dans le marais de Boussedra, la situation se caractérise par un dépassement systématique du seuil de vigilance sans jamais atteindre le premier niveau d'alerte.

DISCUSSION

○ ○ ○ ○



IV. Discussion

IV.1. État écologique du marais de Boussedra et intérêt de l'étude

Avant d'être un simple site d'échantillonnage, le marais de Boussedra constitue une zone humide d'un grand intérêt écologique dans le Nord-Est algérien. Son importance est à la fois régionale et internationale, car il joue un rôle essentiel dans l'accueil, l'alimentation, la reproduction et le repos de nombreuses espèces animales, en particulier l'avifaune aquatique et migratrice. Le site a été classé Zone Importante pour la Conservation des Oiseaux (ZICO/IBA) par BirdLife International en 2023, puis aire protégée au niveau régional en janvier 2026, dans la catégorie « Réserve de gestion des habitats et des espèces » (CRE, 2026). La présence régulière d'espèces patrimoniales, dont l'érismature à tête blanche *Oxyura leucocephala*, espèce mondialement menacée, renforce encore la valeur écologique du marais (BirdLife International, 2021 ; Boudraa, 2016 ; Draïdi et al., 2023).

Cependant, ce milieu humide périurbain, est soumis à des pressions anthropiques croissantes favorisant sa dégradation et l'enrichissement du milieu en nutriments, le fragilisant de jour en jour. Ces pressions modifient le fonctionnement naturel du site, enrichissent le milieu en matière organique et en nutriments, et favorisent l'installation de conditions propices à l'eutrophisation (Boudraa, 2016 ; Talbi et al., 2021 ; Draïdi et al., 2023). Ainsi, l'importance écologique du marais contraste fortement avec son état de vulnérabilité, ce qui rend son suivi scientifique particulièrement nécessaire.

Dans ce contexte, L'étude des des paramètres physico-chimiques et des cyanobactéries sont des outils indispensables pour évaluer l'état écologique du marais, suivre l'évolution de sa qualité d'eau et identifier les risques environnementaux et sanitaires associés. Ainsi, cette étude permet de mieux comprendre les facteurs responsables de la dégradation du marais de Boussedra.

Les cyanobactéries sont en effet reconnues comme de bons bioindicateurs de l'état trophique des écosystèmes aquatiques. aquatiques (Huisman et al., 2018 ; Chorus et al., 2021). Leur prolifération traduit souvent une dégradation de la qualité de l'eau, notamment dans les milieux riches en nutriments, peu profonds et soumis à une faible circulation hydrique.

IV.2. État physico-chimique du marais et signes d'eutrophisation

Les résultats physico-chimiques obtenus mettent en évidence une dégradation importante de la qualité des eaux du marais de Boussedra. La majorité des paramètres mesurés présentent des valeurs élevées traduisant un enrichissement du milieu en matière organique et en nutriments. Cette situation est généralement liée aux phénomènes d'eutrophisation ainsi qu'aux différentes formes de pollution qui touchent les milieux aquatiques (Ramade, 2002 ; Chibani, 2009). Les concentrations élevées en azote et

en phosphore constituent les principaux facteurs responsables de l'eutrophisation des écosystèmes aquatiques continentaux (Smith et Schindler, 2009 ; Wurtsbaugh et al., 2019).

La température de l'eau augmente progressivement entre mars et juin dans les deux stations étudiées. À la station S1, elle passe de 16 °C en mars à 28,5 °C en juin, tandis qu'à la station S2 elle évolue de 17 °C à 29 °C. Cette élévation thermique est proche des situations observées dans d'autres milieux eutrophes, comme au barrage Zit-Emba et au lac Oubeira, où les fortes températures stimulent le développement des cyanobactéries (Ghaloum & Saidi, 2024 ; Arif et al., 2023). Cette tendance est comparable avec d'autres observations, selon lesquels l'augmentation de la température favorise l'activité biologique et accélère la croissance du phytoplancton (Ngô et Régent, 2004). Elle constitue aussi un facteur important dans l'expansion des proliférations cyanobactériennes, surtout lorsque les eaux sont riches en nutriments et peu renouvelées (Paerl & Paul, 2012 ; Huisman et al., 2018).

Les valeurs du pH enregistrées dans le marais sont comprises entre 7,6 et 8,5 pour la station S1, alors qu'il est de 7,7 à 8,5 à la station S2. Ces résultats traduisent des eaux légèrement alcalines à alcalines. Plusieurs études ont montré que les cyanobactéries se développent préférentiellement dans des eaux légèrement alcalines, ce qui leur confère un avantage compétitif par rapport à d'autres groupes phytoplanctoniques (Huisman et al., 2018). L'alcalinisation peut d'après Paerl & Paul (2012), résulter de la consommation du dioxyde de carbone dissous par le phytoplancton et les cyanobactéries, entraînant une augmentation du pH de l'eau.

Quant à la conductivité électrique dans le marais, elle présente des valeurs élevées dans les deux stations. Elle varie de 1135 µS/cm à 1715 µS/cm à S1 et de 1236 µS/cm à 1776 µS/cm à S2. Les valeurs les plus élevées sont observées à S2. Cette forte minéralisation des eaux peut être liée aux apports de matières dissoutes provenant des rejets domestiques, industriels et agricoles, ainsi qu'au phénomène d'évaporation pendant la saison chaude (Gaujous, 1995 ; Chaguer, 2013).

Les teneurs en orthophosphates mesurées dans le marais dépassent largement les seuils généralement admis pour les eaux non polluées, et ce dans les deux stations. Elles varient de 2,3 mg/L à 5,2 mg/L à S1 et de 2,5 mg/L à 5,4 mg/L à S2. Ces concentrations dépassent largement les seuils habituels des milieux eutrophes et témoignent d'un enrichissement important en phosphore. Plusieurs auteurs considèrent qu'une concentration supérieure à 0,1 mg/L de phosphore est déjà suffisante pour stimuler le développement excessif du phytoplancton et des cyanobactéries (Wetzel, 2001 ; Paerl & Otten, 2013). Des résultats comparables ont été rapportés dans le barrage de Zit-Emba, où les fortes teneurs en phosphore favorisent les blooms cyanobactériens (Tabet-Helal et Ghellal, 2004).

L'évolution de l'oxygène dissous constitue également un indicateur important de la dégradation du milieu. Ce dernier diminue progressivement au cours de la période d'étude dans les deux stations. Les valeurs passent de 8,8 mg/L à 6,3 mg/L à S1 et de 8,4 mg/L à 5,7 mg/L à S2. Cette diminution peut être expliquée

par l'augmentation de la température, qui réduit naturellement la solubilité de l'oxygène, mais aussi par la consommation de l'oxygène lors de la dégradation de la matière organique produite par les proliférations cyanobactériennes (Duvignaud, 1980 ; Wetzel, 2001 ; Chorus & Welker, 2021). Des résultats similaires ont été observés dans le lac Oubeira et dans plusieurs réservoirs algériens affectés par l'eutrophisation (Nasri & Bouaïcha, 2017).

Les matières en suspension enregistrent également des concentrations importantes dans le marais de Boussedra. À S1, les valeurs augmentent de 184 mg/L à 354 mg/L avant de diminuer à 294 mg/L en juin. À S2, elles passent de 221 mg/L à 391 mg/L puis diminuent à 331 mg/L. Les valeurs maximales observées au mois de mai peuvent être dues à la prolifération des cyanobactéries ainsi qu'à la remise en suspension des particules présentes dans l'eau (Gaujous, 1995).

Les teneurs en ammonium montrent aussi des valeurs importantes. À S1, elles augmentent de 3,6 mg/L à 6,5 mg/L avant de diminuer à 4,6 mg/L. À S2, elles évoluent de 4,3 mg/L à 7,3 mg/L puis redescendent à 5,4 mg/L. Ces fortes concentrations indiquent une pollution azotée importante, probablement liée aux rejets domestiques et agricoles (Eckenfeld, 1982 ; Chaguer, 2013).

De même, Les nitrites présentent une augmentation marquée entre mars et mai. À S1, ils passent de 1,2 mg/L à 4,1 mg/L, tandis qu'à S2 ils évoluent de 1,3 mg/L à 4,3 mg/L avant de diminuer en juin. Les nitrates restent relativement stables avec des concentrations comprises entre 8,3 et 8,8 mg/L à S1 et entre 9,4 et 9,9 mg/L à S2. Ces fortes teneurs traduisent un état eutrophe à hypertrophe des eaux étudiées (Tabet-Helal et Ghellal, 2004).

Dans l'ensemble, les résultats obtenus dans le marais de Boussedra montrent que l'augmentation de la température, l'enrichissement des eaux en nutriments et la diminution de l'oxygène dissous favorisent fortement la prolifération des cyanobactéries. De plus, le marais semble présenter un état de dégradation avancé à cause des fortes concentrations en nutriments et de la grande diversité cyanobactérienne observée. Cette situation peut être liée aux différentes sources de pollution domestique, industrielle et agricole qui affectent ce milieu aquatique (Ramade, 2002 ; Gaujous, 1995 ; Eckenfeld, 1982).

A ceci, l'analyse spatiale montre que plusieurs paramètres physico-chimiques présentent des valeurs plus élevées à la station S2, suggérant une pression anthropique plus importante dans cette zone. Cependant, les densités les plus élevées de *Microcystis* et d'*Oscillatoria* ont été enregistrées à la station S1. Cette observation indique que la pollution constitue un facteur essentiel dans l'apparition des proliférations cyanobactériennes, mais qu'elle n'est pas le seul facteur explicatif. Les fortes densités observées à S1 démontrent que la réponse des cyanobactéries dépend de l'interaction entre plusieurs paramètres physico-chimiques et biologiques. Cette complexité a également été rapportée dans de nombreuses études menées sur les lacs eutrophes méditerranéens et tempérés (Paerl & Otten, 2013 ; Huisman et al., 2018).

IV.3. Richesse et composition des cyanobactéries

L'inventaire cyanobactérien réalisé dans le marais de Boussedra a permis d'identifier 21 genres appartenant principalement aux ordres *Chroococcales*, *Oscillatoriales*, *Synechococcales*, *Spirulinales* et *Nostocales*. Cette richesse spécifique est relativement élevée pour un écosystème humide de faible superficie soumis à de fortes pressions anthropiques. Elle témoigne d'une forte diversité cyanobactérienne et d'un état favorable à leur développement.

Cette diversité générique est remarquable si l'on tient compte de la superficie relativement réduite du marais de Boussedra. En effet, malgré son volume hydrique limité et son caractère périurbain, le site présente une richesse cyanobactérienne proche de celle de grands complexes humides du Nord-Est algérien. Par comparaison, le lac Oubeira, d'environ 2 200 hectares, et le lac Tonga, d'environ 2 700 hectares, bien que beaucoup plus vastes et inscrits dans le même contexte biogéographique régional, présentent une diversité générique comparable, avec 23 à 26 recensés, dominés notamment par *Microcystis*, *Pseudanabaena*, *Chroococcus*, *Dolichospermum*, *Planktothrix*, *Synechococcus*, *Aphanizomenon* et *Aphanocapsa* (Arif et al., 2023 ; Belhaoues et al., 2023).

Cette tendance est également retrouvée dans d'autres milieux aquatiques régionaux, tels que le réservoir de Zit-Emba, où les communautés cyanobactériennes sont principalement dominées par les *Chroococcales* et les *Oscillatoriales*, avec la présence de genres potentiellement toxiques comme *Microcystis*, *Oscillatoria*, *Planktothrix* et *Dolichospermum* (Hassen et al., 2019 ; Nasri & Bouaïcha, 2017 ; Ghaloum & Saidi, 2024). Le lac Tonga connaît également des proliférations estivales et automnales fortement corrélées à l'azote ammoniacal et à la chlorophylle a (Djabourabi et al., 2024 ; Foysal et al., 2023).

Toutefois, certains sites comme le barrage d'Aïn Zada, d'environ 1 200 hectares, ainsi que Zit-Emba ou le lac des Oiseaux, montrent une diversité plus faible et une dominance saisonnière de *Microcystis* et *Dolichospermum* (Touati et al., 2019). Cette différence peut être liée aux caractéristiques propres de chaque milieu, notamment le volume d'eau, la profondeur, la stabilité hydrologique, la charge nutritive et l'intensité des pressions anthropiques. Ces comparaisons montrent que la richesse observée à Boussedra n'est pas seulement liée à la taille du plan d'eau, mais plutôt à l'intensité des pressions trophiques, à la faible profondeur, au renouvellement limité de l'eau et aux apports continus en nutriments.

À l'échelle internationale, les milieux fortement enrichis en nutriments présentent généralement une dominance des *Chroococcales* et des *Oscillatoriales*, notamment les genres *Microcystis*, *Planktothrix* et *Oscillatoria* (Chorus et Bartram, 1999). Plusieurs études réalisées dans des zones humides urbaines et périurbaines ont montré une composition similaire. Dans les lagunes côtières méditerranéennes espagnoles et italiennes, les genres appartenant aux *Chroococcales*, *Oscillatoriales* et *Nostocales* dominent généralement les communautés phytoplanctoniques lorsque les eaux présentent des niveaux élevés

d'eutrophisation (Mantzouki et al., 2018). En revanche, dans les zones humides naturelles moins impactées par les activités humaines, la diversité cyanobactérienne est souvent plus faible et la dominance des genres toxiques moins marquée (Wetzel, 2001). Ainsi, le marais de Boussedra apparaît comme un petit système humide fortement réactif, où les conditions locales favorisent une diversité cyanobactérienne importante malgré une superficie réduite. Cette diversité traduit des conditions écologiques particulièrement favorables au développement de ces microorganismes, y compris des genres à potentiel toxique.

IV.4. Dominance des genres potentiellement toxiques et risque sanitaire

L'analyse bioindicatrice des communautés cyanobactériennes révèle que la plupart des genres identifiés à Boussedra sont communs dans les complexes humides de la région, avec toutefois des différences marquées de proportions et d'abondance relative. *Microcystis*, très documenté pour ses potentialités toxiques et sa dominance en milieu eutrophe, est commun à plusieurs écosystèmes, mais son occurrence est particulièrement marquée à Boussedra, Oubeira et Aïn Zada.

Au marais de Boussedra, l'analyse quantitative révèle une nette dominance de *Microcystis*, qui représente 54 % des densités totales, suivie par *Oscillatoria* (17 %), *Spirulina* (10 %), *Planktothrix* (5 %), puis *Gomphosphaeria* et *Aphanizomenon* (4 % chacun). Cette composition est caractéristique des milieux eutrophes enrichis en azote et en phosphore (Paerl & Otten, 2013 ; Huisman et al., 2018). Elle traduit une pression trophique importante, une forte disponibilité en nutriments et une dynamique écologique favorable aux proliférations cyanobactériennes.

La coexistence des formes coloniales, comme *Microcystis* et *Gomphosphaeria*, et des formes filamenteuses, comme *Oscillatoria*, *Planktothrix*, *Dolichospermum*, *Aphanizomenon* et *Cylindrospermopsis*, montre également la capacité d'adaptation des cyanobactéries aux conditions environnementales du marais. Ainsi, l'inventaire taxonomique de Boussedra inclut une cohorte de genres potentiellement toxiques, dont *Microcystis*, *Planktothrix*, *Dolichospermum*, *Cylindrospermopsis*, *Aphanizomenon*, *Nostoc*, *Anabaenopsis* et *Lyngbya*. Ces taxons sont connus pour synthétiser respectivement des microcystines, de la cylindrospermopsine, des saxitoxines et de l'anatoxine-a, des métabolites secondaires hautement bioactifs responsables d'intoxications aiguës et chroniques chez le biote aquatique et les vertébrés, y compris l'Homme.

La prédominance de *Microcystis* est particulièrement préoccupante, car ce genre, notamment *Microcystis aeruginosa*, est reconnu comme l'un des principaux producteurs de microcystines, des hépatotoxines. Ces toxines figurent parmi les cyanotoxines les plus dangereuses, pouvant provoquer des lésions hépatiques, des troubles gastro-intestinaux et des effets chroniques chez l'Homme et les animaux après une exposition répétée (Carmichael, 1992 ; Chorus & Welker, 2021 ; Melaram et al., 2024 ; WHO, 2020). De même, *Planktothrix*, *Dolichospermum*, *Cylindrospermopsis* et *Aphanizomenon* sont des genres reconnus pour

leur capacité à produire des cyanotoxines lors des efflorescences. *Planktothrix* et *Aphanizomenon* sont fréquemment associés à la production de microcystines, d'anatoxines et de saxitoxines, responsables d'effets neurotoxiques pouvant entraîner des troubles neurologiques, voire la mort chez les animaux fortement exposés (Sivonen & Jones, 1999 ; Merel et al., 2013). Le genre *Oscillatoria* est également connu pour produire différents métabolites toxiques pouvant altérer la qualité des eaux et affecter les organismes aquatiques. Bien que certaines espèces de *Spirulina* soient utilisées dans l'alimentation humaine, leur présence abondante dans les milieux eutrophes traduit généralement des conditions environnementales favorables aux proliférations cyanobactériennes. Quant à *Gomphosphaeria*, sa présence est souvent signalée dans les eaux riches en nutriments et constitue un indicateur supplémentaire de l'état eutrophe du milieu.

Il convient toutefois de parler de genres potentiellement toxiques et de risque toxigénique, car la présence de genres connus comme producteurs de toxines ne signifie pas nécessairement que toutes les souches observées produisent effectivement des toxines. Néanmoins, leur dominance et leur coexistence dans le marais constituent un signal d'alerte écologique et sanitaire. À court terme, l'exposition aux cyanotoxines peut provoquer des irritations cutanées, des troubles digestifs et des réactions allergiques. À long terme, l'exposition répétée à certaines toxines est associée à des atteintes hépatiques chroniques et à des risques accrus pour la santé humaine. Chez les animaux domestiques et la faune sauvage, plusieurs cas d'intoxication et de mortalité ont été rapportés dans la littérature (Ferrão-Filho et Kozlowsky-Suzuki, 2011).

Les données internationales confirment que les petits plans d'eau peu profonds, fortement enrichis en azote et en phosphore et caractérisés par un faible renouvellement hydrique, favorisent la coexistence de nombreux genres cyanobactériens toxiques et concentrent un risque sanitaire élevé (Jankowiak et al., 2019 ; Lefler et al., 2023 ; Grogan et al., 2023 ; Kuczyńska-Kippen et al., 2024 ; Wang et al., 2021 ; Nelson et al., 2018 ; Gunawardana et al., 2022 ; Huisman et al., 2018). Dans une méta-analyse de cinquante-et-un petits plans d'eau, les étangs eutrophes présentaient la plus forte diversité de cyanobactéries, alors que seuls quelques genres, notamment *Aphanizomenon*, *Dolichospermum* et *Planktothrix*, caractérisaient les sites hypertrophes extrêmes (Kalra et al., 2025).

Les efflorescences mixtes observées dans des réservoirs et étangs urbains produisent fréquemment plusieurs classes de toxines simultanément, avec des épisodes de mortalité animale et des dépassements des seuils de l'Organisation mondiale de la santé pour l'eau potable (Diez-Chiappe et al., 2025 ; Grogan et al., 2023 ; Claudia & Jesus, 2023 ; Saleem et al., 2024 ; Kuczyńska-Kippen et al., 2024 ; Swe et al., 2021 ; Wang et al., 2021 ; Nelson et al., 2018 ; Li et al., 2020 ; Gunawardana et al., 2022). Dans le cas de Boussedra, la faible dilution et l'exposition directe des usagers, notamment l'abreuvement, l'irrigation et

les loisirs, amplifient le risque d'ingestion ou de contact cutané avec des concentrations de toxines peu atténuées.

IV.5. Rôle de la fixation de l'azote et maintien de certains genres

Les nitrates (NO_3^-) et l'ammoniac (NH_4^+) sont considérés comme les sources d'azote préférées des cyanobactéries. Ces formes d'azote sont directement assimilables par les cyanobactéries, contrairement à l'azote atmosphérique qui doit être transformé pour être assimilable (Böhme, 1998). Lorsque les nitrates et l'ammoniac deviennent limitants dans leur milieu, certaines cyanobactéries se tournent vers l'azote atmosphérique comme source d'azote.

Certaines cyanobactéries filamenteuses peuvent transformer entre 5 et 10 % de leurs cellules végétatives en hétérocystes afin de fixer l'azote atmosphérique (Tamagnini et al., 2002). Lors d'une carence en azote, cette adaptation morphologique leur procure un avantage substantiel par rapport aux autres espèces, car aucune cellule eucaryote ne peut fixer l'azote atmosphérique (Kneip et al., 2007). Cette caractéristique est particulièrement intéressante dans les milieux eutrophes déséquilibrés, où les rapports entre azote et phosphore peuvent varier fortement au cours du temps. Elle explique en partie la présence et le maintien de genres filamenteux hétérocystés dans certains plans d'eau soumis à des apports organiques ou agricoles.

Cette caractéristique est particulièrement intéressante dans les milieux eutrophes déséquilibrés, où les rapports entre azote et phosphore peuvent varier fortement au cours du temps. Elle explique en partie la présence et le maintien de genres filamenteux hétérocystés dans certains plans d'eau soumis à des apports organiques ou agricoles

IV.6. Bloom cyanobactérien observé au mois de mai

Les densités totales des cyanobactéries ont fortement varié au cours de la période d'étude, passant de 256 799 cellules/mL au mois de mars à 666 657 cellules/mL en avril, puis atteignant un maximum de 770 756 cellules/mL au mois de mai avant de diminuer à 359 876 cellules/mL en juin.

Le maximum enregistré en mai correspond à une véritable efflorescence cyanobactérienne (bloom). Cette période coïncide généralement avec l'augmentation des températures, la disponibilité élevée des nutriments et la stabilité hydrologique du milieu, facteurs reconnus pour favoriser le développement massif des cyanobactéries Carmichael, 2001 ; Chorus & Bartram, 1999 ; Huisman *et al.*, 2018 ; Paerl et al., 2011 ; Paerl & Paul, 2012 ; Paerl & Otten, 2013). En Algérie, des proliférations similaires ont été observées dans plusieurs écosystèmes aquatiques. Nasri et Bouaïcha (2017) ont rapporté des blooms importants dans plusieurs réservoirs algériens pendant les périodes chaudes. À l'échelle internationale, (Mantzouki et al., 2018) ont montré que les blooms cyanobactériens des lacs méditerranéens apparaissent principalement entre la fin du printemps et l'été sous l'effet combiné de l'eutrophisation et du réchauffement climatique.

Par ailleurs, la diminution observée en juin pourrait être liée à l'épuisement progressif de certains nutriments, à la compétition biologique ou encore à l'action du zooplancton qui consomme une partie de la biomasse phytoplanctonique (Reynolds, 2006). Cette baisse ne traduit donc pas nécessairement une amélioration durable de l'état du marais, mais plutôt une fluctuation saisonnière de la communauté cyanobactérienne.

Selon l'Organisation Mondiale de la Santé, les concentrations supérieures à 100 000 cellules/mL correspondent déjà à un niveau élevé de risque lié aux proliférations cyanobactériennes (WHO, 2020). Les densités enregistrées dans le marais de Boussedra dépassent largement les seuils de vigilance recommandés par l'Organisation Mondiale de la Santé pour les eaux exposées aux proliférations cyanobactériennes. Cette situation traduit un risque écologique élevé et confirme que les conditions environnementales du marais favorisent le développement de blooms potentiellement toxiques. Un suivi régulier des communautés cyanobactériennes et des paramètres physico-chimiques apparaît ainsi indispensable afin de prévenir les impacts écologiques et sanitaires associés à ces proliférations.

IV.7. Vulnérabilité écologique et effets des blooms

Les blooms de cyanobactéries dégradent profondément les écosystèmes aquatiques, compromettent la production d'eau potable et perturbent les usages récréatifs et agricoles, avec des impacts importants sur la faune sauvage et la santé humaine (Aguilera et al., 2023 ; Handler et al., 2023 ; Qin et al., 2023 ; Gao et al., 2024). De nombreux lacs eutrophes atteignent ou dépassent les seuils de risque de l'OMS pour les microcystines, impliquant des risques modérés à élevés pour l'Homme et les organismes aquatiques (Handler et al., 2023 ; Saleem et al., 2023 ; Qiu et al., 2024). Une analyse globale récente montre qu'environ la moitié des lacs étudiés dans le monde présentent un risque sanitaire moyen à élevé lié au potentiel de production de cyanotoxines (Qiu et al., 2024), ce qui place Boussedra dans une catégorie de vulnérabilité préoccupante.

Les petits systèmes peu profonds sont plus vulnérables aux blooms toxiques. La profondeur réduite et la forte charge nutritive favorisent l'accumulation de la biomasse cyanobactérienne et limitent mécaniquement la dilution des toxines (Dalu & Wasserman, 2018 ; Lürling & Mucci, 2020 ; Gao et al., 2024). Dans les petits plans d'eau urbains et périurbains, la coexistence de nombreux genres potentiellement toxiques, comme observée à Boussedra, renforce un risque écotoxicologique comparable, voire supérieur, à celui des grands lacs, mais concentré dans un volume d'eau beaucoup plus limité (Grogan et al., 2023 ; Saleem et al., 2024 ; Song et al., 2023).

Les changements climatiques et l'eutrophisation favorisent des blooms plus fréquents et plus durables, ce qui augmente le risque d'accumulation de cyanotoxines à des niveaux préoccupants pour la santé publique, dépassent les valeurs guides de l'OMS (Chorus et al., 2021 ; Dalu & Wasserman, 2018 ; Kuczyńska-Kippen et al., 2024 ; Handler et al., 2023 ; Sharp et al., 2021). En effet, la hausse des

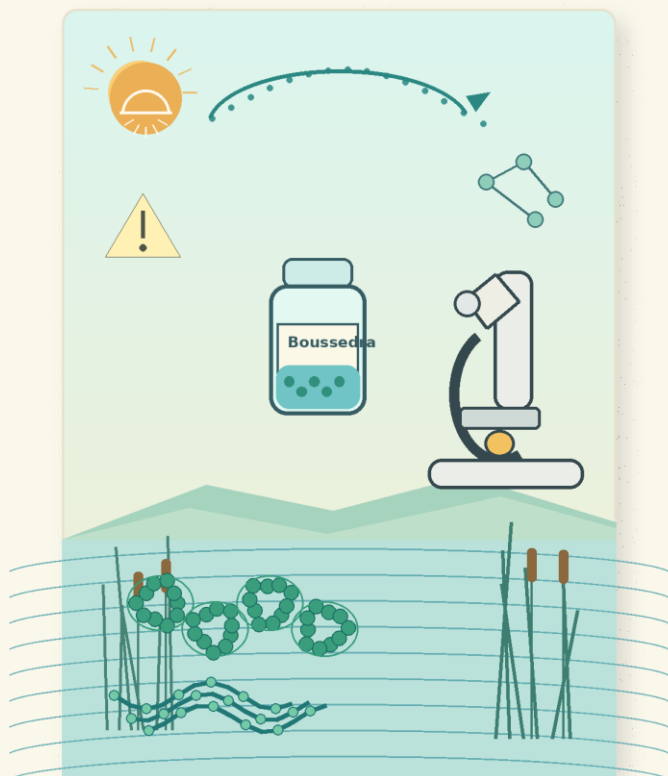
températures estivales, la diminution des précipitations, la stagnation des eaux et la forte disponibilité des nutriments créent des conditions favorables au développement des cyanobactéries.

Dans le cas du marais de Boussedra, la vulnérabilité est renforcée par plusieurs caractéristiques propres au site : faible profondeur, faible volume d'eau, stagnation estivale, proximité des zones urbanisées et agricoles, apports réguliers de nutriments, réduction progressive de la superficie et faible capacité d'autoépuration. Contrairement aux grands lacs hétérogènes, où la diversité spatiale peut offrir certaines zones de refuge pour la biodiversité aquatique, les pressions environnementales se concentrent dans un espace réduit, ce qui rend le marais particulièrement vulnérable. Les pressions environnementales s'exercent donc sur l'ensemble du système, ce qui rend la surveillance et la gestion d'autant plus stratégiques.

À Boussedra, la coexistence de plusieurs genres, notamment *Microcystis*, *Dolichospermum*, *Aphanizomenon*, *Planktothrix*, *Raphidiopsis/Cylindrospermopsis* et *Lyngbya*, ressemble à ce qui est observé dans d'autres réservoirs eutrophes, lacs et étangs urbains dans le monde (Jankowiak et al., 2019 ; Lefler et al., 2023 ; Diez-Chiappe et al., 2025). Ces communautés peuvent produire différents types de toxines, comme les microcystines, la cylindrospermopsine, les saxitoxines et l'anatoxine-a. La nature et la quantité de ces toxines peuvent varier selon la période, la station étudiée et les conditions du milieu (Saleem et al., 2023 ; Qin et al., 2023).

Dans l'ensemble, les résultats obtenus montrent que le marais de Boussedra présente un état d'eutrophisation avancé, marqué par une forte charge nutritive, une diversité cyanobactérienne importante et la présence de plusieurs genres potentiellement toxiques. Ces constats soulignent la nécessité d'un suivi régulier du site et justifient la mise en place de mesures de gestion adaptées.

CONCLUSION ET PERSPECTIVES



V. Conclusion et perspectives

Les résultats obtenus dans cette étude montrent que le marais de Boussedra est soumis à une forte pression anthropique et présente des signes nets d'eutrophisation. Les valeurs élevées en nutriments, notamment en orthophosphates, ammonium, nitrites et nitrates, associées à la hausse progressive de la température, à l'alcalinité des eaux, à la forte minéralisation et à la baisse de l'oxygène dissous, confirment la dégradation de la qualité du milieu. Ces conditions physico-chimiques créent un environnement favorable au développement des cyanobactéries et expliquent en grande partie les fortes densités observées au cours de la période d'étude.

L'inventaire cyanobactérien réalisé dans le marais révèle une richesse générique importante, avec 21 genres identifiés, dominés principalement par *Microcystis*, *Oscillatoria*, *Spirulina*, *Planktothrix*, *Gomphosphaeria* et *Aphanizomenon*. La dominance de *Microcystis*, associée à la présence d'autres genres potentiellement toxiques comme *Planktothrix*, *Dolichospermum*, *Aphanizomenon* et *Cylindrospermopsis*, constitue un signal d'alerte écologique et sanitaire.

La configuration du marais de Boussedra, marquée par une diversité générique élevée de cyanobactéries potentiellement productrices de toxines, une eutrophisation avancée, une faible dilution et une exposition directe des usagers, en fait un exemple important de la vulnérabilité des petits écosystèmes périurbains fortement anthropisés. Les pressions trophiques se concentrent dans un volume d'eau réduit, ce qui rend le site très réactif aux apports polluants et aux changements environnementaux. Sans intervention corrective, la poursuite de l'eutrophisation pourrait entraîner une perte progressive des fonctions écologiques et sociales de ce milieu humide.

Ces constats montrent la nécessité d'une surveillance régulière du marais de Boussedra. L'état actuel du site traduit une pression trophique importante et un risque sanitaire accru, où le maintien d'une diversité générique élevée incluant de nombreux genres potentiellement producteurs de toxines fonctionne comme un indicateur avancé d'eutrophisation. Le diagnostic de ce site pourrait s'appuyer sur un cadre intégré tel que le DPSIR, permettant d'articuler l'analyse des pressions, l'état écologique du milieu, les impacts possibles et la hiérarchisation des réponses à mettre en place (Alikhani et al., 2021 ; Wang et al., 2024 ; Singh et al., 2021 ; Duan et al., 2021).

La gestion du risque cyanobactérien à Boussedra nécessite une surveillance continue de la biomasse cyanobactérienne et, si possible, des toxines. Cette surveillance devrait inclure les paramètres essentiels tels que la température, le pH, la conductivité, l'oxygène dissous, les matières en suspension, les orthophosphates, l'ammonium, les nitrites et les nitrates. Elle devrait également intégrer le suivi des genres

dominants, en particulier *Microcystis*, *Oscillatoria*, *Planktothrix*, *Aphanizomenon*, *Dolichospermum* et *Cylindrospermopsis*. La détection des toxines, notamment les microcystines, constituerait une étape importante pour confirmer le niveau réel du risque sanitaire. À plus long terme, ce suivi pourrait être renforcé par des outils moléculaires de détection des gènes de synthèse des toxines (Yang et al., 2025).

Le contrôle durable des efflorescences cyanobactériennes repose d'abord sur la réduction des apports externes en phosphore et en azote. Les actions les plus efficaces doivent cibler les principales sources de pollution, notamment les eaux usées, les ruissellements agricoles et les rejets urbains diffus (Chorus et al., 2021 ; Dalu & Wasserman, 2018 ; Zou et al., 2020). Pour Boussedra, cela implique un contrôle strict des rejets polluants en amont, la limitation des prélèvements d'eau qui concentrent les nutriments résiduels, ainsi que la lutte contre les remblaiements illégaux qui réduisent encore le volume de dilution. La préservation de l'intégrité physique du marais constitue donc une condition essentielle pour maintenir ses fonctions écologiques.

La restauration des berges et la création de zones tampons végétalisées représentent également des mesures prioritaires. Ces zones peuvent filtrer une partie des nutriments et des polluants diffus, stabiliser les rives et former une barrière écologique face à l'urbanisation périphérique (Cammerino et al., 2023 ; Roy-Basu et al., 2020 ; Wantzen et al., 2019 ; Fu et al., 2021 ; Majumdar & Avishek, 2023 ; Feld et al., 2018 ; Paarlberg et al., 2025). L'installation de bandes végétalisées suffisamment larges, associant des strates herbacées et ligneuses, peut améliorer la rétention de l'azote et du phosphore tout en favorisant la biodiversité, particulièrement dans les petits bassins versants urbains (Graziano et al., 2022).

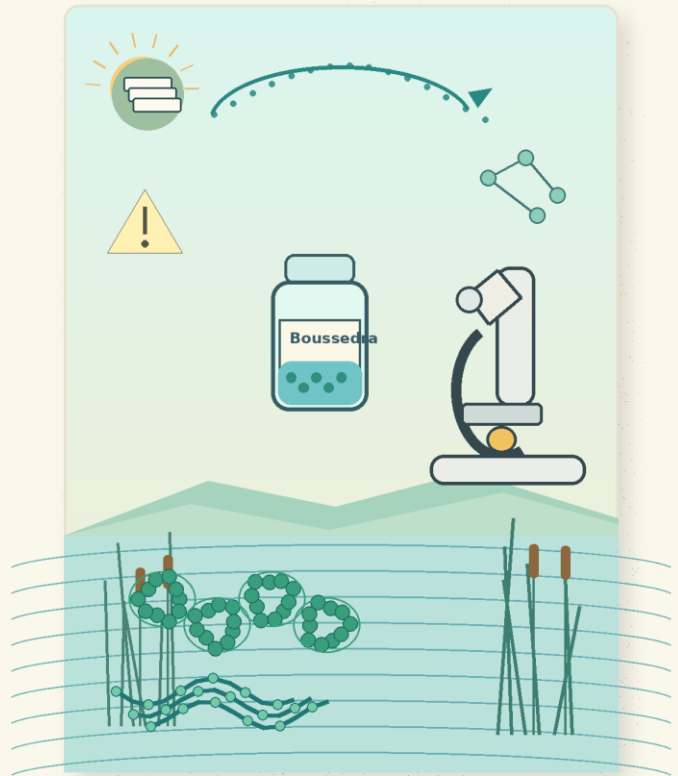
Dans les petits plans d'eau urbains fortement eutrophes, certaines mesures internes peuvent aussi être envisagées après un diagnostic détaillé du bilan des nutriments et des usages du site. Il peut s'agir de l'inactivation du phosphore, du curage ciblé des sédiments contaminés, de la gestion des populations piscicoles ou de traitements ponctuels contre certaines proliférations cyanobactériennes, comme l'utilisation contrôlée du peroxyde d'hydrogène (Beverdorf et al., 2017 ; Schürmann et al., 2024 ; Sharp et al., 2021). Cependant, ces interventions doivent rester complémentaires et ne peuvent pas remplacer la réduction des apports polluants à la source. Des programmes intégrés à l'échelle du bassin, combinant traitement des eaux, zones humides construites, curage de sédiments et restauration des berges, ont montré leur intérêt pour améliorer les bilans de nutriments et restaurer la biodiversité dans des contextes fortement urbanisés (Cai et al., 2021 ; Soto-Montes-De-Oca et al., 2025).

La réussite de ces mesures dépend aussi de l'engagement des acteurs locaux et de leur appropriation sociale. La pérennité des actions de restauration nécessite une implication réelle des institutions, des chercheurs, des associations, des collectivités locales et des riverains (Alikhani et al., 2021 ; Teurlincx et al., 2019 ; Wang et al., 2024 ; Fu et al., 2021 ; Cole et al., 2020 ; Zak et al., 2019). Dans un paysage

périurbain soumis à une urbanisation rapide, des modèles de co-gestion adaptative peuvent constituer une voie durable pour freiner l'urbanisation illégale, gérer les pollutions et restaurer les fonctions écologiques du marais (Wu et al., 2023).

Enfin, la sensibilisation des populations locales aux risques liés à l'eutrophisation, aux déchets et aux blooms cyanobactériens est indispensable pour assurer une protection durable du site. Les démarches d'éducation environnementale, la valorisation des services écosystémiques et la reconnaissance de la valeur culturelle et écologique du marais sont essentielles pour sortir de la logique de terrain à urbaniser. Il est donc nécessaire de hisser la préservation de Boussedra au rang de priorité régionale, voire nationale, en impliquant tous les acteurs institutionnels, associatifs et locaux dans une démarche globale de sauvegarde, d'aménagement durable et de restauration active. Sans une mobilisation rapide et coordonnée, le marais risque de perdre définitivement ses fonctions écologiques et sociales, alors qu'il constitue un patrimoine naturel irremplaçable pour la région.

SYNTHÈSE BIBLIOGRAPHIQUE



VI. Références bibliographiques

- Aberkane (2013).** Approche qualitative du phytoplancton du marais de Boussedra (El-Bouni, Annaba) Mémoire de Master; Université 8 Mai 1945 Guelma 2016.
- AFSSA & 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 d'expertise collective.
- Alikhani, S., Nummi, P., & Ojala, A. (2021).** Urban wetlands: A review on ecological and cultural values. *Water*, 13(22), 3301. <https://doi.org/10.3390/w13223301>.
- Allem, M. (2022).** Ecologie des zones humides de la wilaya d'Annaba Nord-Est algérien. Thèse de Doctorat, spécialité Biodiversité, évolution et écologie de la Santé, Faculté des Sciences, Département de Biologie, Université Badji Mokhtar – Annaba.
- Allout, I. (2013).** Étude de la biodiversité floristique de la zone humide de Boukhmira, Sidi Salem – El Bouni – Annaba. Mémoire de Magister en Biologie, option Écologie et Biologie Végétale, École doctorale Biologie environnementale, Faculté des Sciences, Département de Biologie, Université Badji Mokhtar – Annaba.
- Aminot, A., & Chaussepied, M. (1983).** Manuel des analyses chimiques en milieu marin. Centre National pour l'Exploitation des Océans (CNEXO).
- Aminot, A., & Kérouel, R. (2004).** Hydrologie des écosystèmes marins : paramètres et analyses. IFREMER.
- Aouadi, A. (2022).** *Cartographie et évaluation du marais de Boussedra Nord-Est algérien.* Thèse de Doctorat, Université 8 Mai 1945 – Guelma.
- Arif, S., Djebbari, N., Belhaoues, S., Touati, H., & Bensouilah, M. (2023).** Spatio-temporal dynamics of cyanobacterial abundance and toxicity in a Mediterranean hypereutrophic lake. *Journal of Oceanology and Limnology*, 41, 1834 - 1848. <https://doi.org/10.1007/s00343-022-1313-0>.
- Barnaud, G. (1991).** Qu'est-ce qu'une zone humide ? *Bulletin d'Écologie*, 22, 127–134..
- Battisti et al. (2008).** Paracuellos (2008); Approche qualitative du phytoplancton du marais de Boussedra (El-Bouni, Annaba); Mémoire de Master, Université 8 Mai 1945 Guelma, 2019/2020.
- Belhaoues, S., Arif, S., & Bensouilah, M. (2024).** Changes in the abundance and community composition of bloom-forming cyanobacteria in Lake Oubeira (El-Kala National Park, Algeria). *Limnology*, 25, 39–50. <https://doi.org/10.1007/s10201-023-00728-3>.
- Benchabane, R., & Merzoug, N. (2015).** Contribution à l'étude de la qualité bactériologique et phytoplanctonique de l'eau du marais de Boussedra El Bouni (Annaba). Mémoire de Master, spécialité Santé, Eau, Environnement : Microbiologie de l'environnement. Université 8 Mai 1945 – Guelma, Algérie.

Bernard, C. (2014). Les cyanobactéries et leurs toxines. *Revue Francophone des Laboratoires*, 2014(460), 53–68. [https://doi.org/10.1016/S1773-035X\(14\)72405-0](https://doi.org/10.1016/S1773-035X(14)72405-0).

BirdLife International. (2021). *Oxyura leucocephala*. The IUCN Red List of Threatened

Blank, C. E. (2004). Evolutionary timing of the origins of mesophilic sulphate reduction and oxygenic photosynthesis: A phylogenomic dating approach. *Geobiology*, 2(1), 1–20. <https://doi.org/10.1111/j.1472-4677.2004.00018.x>.

Blank, C. E., & Sánchez-Baracaldo, P. (2010). Timing of morphological and ecological innovations in the cyanobacteria: A key to understanding the rise in atmospheric oxygen. *Molecular Biology and Evolution*, 27(2), 413–427. <https://doi.org/10.1093/molbev/msp259>.

Boudraa (2015). Dynamique et inventaire de la population de Foulque macroule (*Fulica atra*) et de la Poule d'eau (*Gallinula chloropus*): Cas du marais de Boussedra Nord-Est algérien. Thèse; Université 8 Mai 1945 Guelma 2020/2021.

Boudraa, W., Djamaa, F. & Bengati, S. (2011) – Contribution à l'étude de la qualité bactériologique et physicochimique de l'eau des plages de la ville d'Annaba. Mémoire de Master. Univ. 8 mai 1945 Guelma. 88p.

Bourrelly, P. (1985). Les algues d'eau douce. Tome III : Les algues bleues et rouges. N. Boubée & Cie.

Briand, J. F., Jacquet, S., Bernard, C., & Humbert, J. F. (2003). Health hazards for terrestrial vertebrates from toxic cyanobacteria in surface water ecosystems. *Veterinary Research*, 34(4), 361–377. <https://doi.org/10.1051/vetres:2003019>.

Brient, L., Lengronne, M., Bertrand, E., Rolland, D., Sipel, A., Steinmann, D., Baudin, I., Legeas, M., Le Rouzic, B., & Bormans, M. (2008). A phycocyanin probe as a tool for monitoring cyanobacteria in freshwater bodies. *Journal of Environmental Monitoring*, 10(2), 248–255. <https://doi.org/10.1039/B714238B>.

Carmichael, W. W. (1992). Cyanobacteria secondary metabolites: The cyanotoxins. *Journal of Applied Bacteriology*, 72(6), 445–459. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2672.1992.tb01858.x>.

Carmichael, W. W. (1993). The cyanotoxins. *Advances in Botanical Research*, 27, 211–256.

Catherine A. 2009. Déterminisme des efflorescences et de la toxicité des cyanobactéries en milieu périurbain (Ile-de-France). Thèse de Doctorat du Muséum National d'Histoire Naturelle.

Chaguer, N. (2013). Étude de la qualité des eaux et de la pollution des milieux aquatiques. Mémoire de Master, Université d'Annaba, Algérie.

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. <https://doi.org/10.12911/22998993/105335>.

Charpy, L., Langlade, M. J., & Alliod, R. (2004). La spiruline peut-elle être un atout pour la santé et le développement en Afrique ? Institut de Recherche pour le Développement (IRD).

Chettibi (2014). Dynamique et inventaire de la population de Foulque macroule (*Fulica atra*) et de la Poule d'eau (*Gallinula chloropus*): Cas du marais de Boussedra Nord-Est algérien. Thèse; Université 8 Mai 1945 Guelma 2020/2021.

Chorus, I. (Ed.). (2001). Cyanotoxins: Occurrence, Causes, Consequences. Springer.

Chorus, I., & Bartram, J. (Eds.). (1999). Toxic Cyanobacteria in Water: A Guide to Their Public Health Consequences, Monitoring and Management. E & FN Spon / World Health Organization.

Chorus, I., & Welker, M. (Eds.). (2021). Toxic Cyanobacteria in Water: A Guide to Their Public Health Consequences, Monitoring and Management (2nd ed.). CRC Press / World Health Organization.

Codd, G. A., Morrison, L. F., & Metcalf, J. S. (2005). Cyanobacterial toxins: Risk management for health protection. *Toxicology and Applied Pharmacology*, 203(3), 264–272. <https://doi.org/10.1016/j.taap.2004.02.016>.

Costa, L. T., Farinha, J. C., Hecker, N., & Tomàs Vives, P. (1996). Mediterranean Wetland Inventory: A Reference Manual. MedWet / ICN / Wetlands International.

Cristóbal-Muñoz, I., Cristóbal-Muñoz, Y., Prado-Hernández, J., Cristóbal-Acevedo, D., Quintana-Molina, E., & Rodríguez-Rosas, S. (2025). Evaluation of the Phytoremediation Capacity of a Natural Wetland Adjacent to Fluvial and Vehicular Infrastructure for Domestic Wastewater Treatment: A Case Study in Central Mexico. *Water*. <https://doi.org/10.3390/w17111560>.

Dalu, T., & Wasserman, R. J. (2018). Cyanobacteria dynamics in a small tropical reservoir: Understanding spatio-temporal variability and influence of environmental variables. *Science of the Total Environment*, 643, 835–841. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2018.06.256>.

Dauta, A., & Feuillade, J. (1995). Croissance et dynamique des algues d'eau douce.

Djabourabi, A., Abdallah, W., Touati, H., Boumezzine, K., & Bensouilah, M. (2024). Variability of phytoplankton and zooplankton in relation to the environmental variables in Tonga Lake, Algeria (Ramsar site of the SW Mediterranean). *Applied Ecology and Environmental Research*, 22(5), 4877–4894.

Draïdi, K., Djemadi, I., Bakhouch, B., Narsis S., Bouslama Z., Moussouni A., Tiar G. (2023) A multi-year survey on aquatic avifauna consolidates the eligibility of a small significant peri-urban wetland in northeast Algeria (Boussedra marsh) to be included on the Important Bird Areas network. *Wetlands Ecol Manage* 31, 629–648 (2023). <https://doi.org/10.1007/s11273-023-09938-z>.

Duvigneaud, P. (1980). La synthèse écologique : populations, communautés, écosystèmes, biosphère. Doin.

Eckenfelder, W. W. (1982). Industrial Water Pollution Control. McGraw-Hill.

Falconer, I. R. (1996). Potential impact on human health of toxic cyanobacteria. *Phycologia*, 35(6S), 6–11. <https://doi.org/10.2216/i0031-8884-35-6S-6.1>.

- Falconer, I. R. (Ed.). (1993).** Algal Toxins in Seafood and Drinking Water. Academic Press.
- Ferrão-Filho, A. S., & Kozłowsky-Suzuki, B. (2011).** Cyanotoxins: Bioaccumulation and effects on aquatic animals. *Marine Drugs*, 9(12), 2729–2772. <https://doi.org/10.3390/md9122729>.
- Ferrão-Filho, A. S., Soares, M. C. S., Magalhães, V. F., & Azevedo, S. M. F. O. (2009).** Biomonitoring of cyanotoxins in two tropical reservoirs by cladoceran toxicity bioassays. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 72(2), 479–489.
- Frémy, J. M., & Lassus, P. (Eds.). (2001).** Toxines d’algues dans l’alimentation. IFREMER.
- Gaujous, D. (1995).** La pollution des milieux aquatiques : aide-mémoire. Lavoisier Tec & Doc.
- Gerbeaux, P., Finlayson, C., & Dam, A. (2018).** Wetland Classification: Overview, 1461-1468. https://doi.org/10.1007/978-90-481-9659-3_329.
- Ghai 2025.** Resilience de Mauremys leprosa dans des habitats contrastes. Mémoire de master II. Univ Chadli Bendjedid.
- Ghaloum, I. Y., & Saidi, A. (2024).** Étude qualitative des cyanobactéries récoltées dans le barrage de Zit-Emba. Mémoire de Master, Université 8 Mai 1945 Guelma.
- Gokce, D. (2018).** Introductory Chapter: Wetland Importance and Management. *Wetlands Management - Assessing Risk and Sustainable Solutions*. <https://doi.org/10.5772/intechopen.82456>.
- Google Earth. (2026).** Image satellitaire / localisation du marais de Boussedra, Annaba, Algérie. Google Earth Pro. Date de consultation à préciser.
- Grogan, A. E., Alves-de-Souza, C., Cahoon, L. B., & Mallin, M. A. (2023).** Harmful algal blooms: A prolific issue in urban stormwater ponds. *Water*, 15(13), 2436. <https://doi.org/10.3390/w15132436>.
- Hassen, T., Zohra, G., Salah, A., & Mourad, B. (2019).** Cyanobacteria Dynamics in a Mediterranean Reservoir of the North East of Algeria: Vertical and Seasonal Variability. *Journal of Ecological Engineering*. <https://doi.org/10.12911/22998993/94606>.
- Hennouni, M. A. (2024).** Valeur ornithologique du marais de Boussedra (Annaba, Nord-est de l’Algérie) et évaluation du degré de pollution. Thèse de Doctorat 3ème Cycle, spécialité Biodiversités et conservation, Université d’Oum El Bouaghi, Algérie.
- Hoiczky, E. (2000).** Gliding motility in cyanobacteria: Observations and possible explanations. *Archives of Microbiology*, 174, 11–17. <https://doi.org/10.1007/s002030000187>.
- Huisman, J., Codd, G. A., Paerl, H. W., Ibelings, B. W., Verspagen, J. M. H., & Visser, P. M. (2018).** Cyanobacterial blooms. *Nature Reviews Microbiology*, 16, 471–483. <https://doi.org/10.1038/s41579-018-0040-1>.
- Jacoby, J. M., & Kann, J. (2007).** The occurrence and response to toxic cyanobacteria in the Pacific Northwest, North America. *Lake and Reservoir Management*, 23(2), 123–143. <https://doi.org/10.1080/07438140709353916>.

Kingsford, R., Basset, A., & Jackson, L. (2016). Wetlands: conservation's poor cousins. *Aquatic Conservation-marine and Freshwater Ecosystems*, 26, 892-916. <https://doi.org/10.1002/aqc.2709>.

Kneip, C., Lockhart, P., Voß, C., & Maier, U.-G. (2007). Nitrogen fixation in eukaryotes: New models for symbiosis. *BMC Evolutionary Biology*, 7, 55. <https://doi.org/10.1186/1471-2148-7-55>.

Komárek, J., & Anagnostidis, K. (1986). Modern approach to the classification system of cyanophytes. 2. Chroococcales. *Archiv für Hydrobiologie, Supplement*, 73(2), 157–226.

Komárek, J., & Anagnostidis, K. (1989). Modern approach to the classification system of cyanophytes. 4. Nostocales. *Archiv für Hydrobiologie, Supplement*, 82(3), 247–345.

Komárek, J., & Anagnostidis, K. (1999). Cyanoprokaryota. 1. Teil: Chroococcales. In H. Ettl, G. Gärtner, H. Heynig & D. Mollenhauer (Eds.), *Süßwasserflora von Mitteleuropa*, Band 19/1. Gustav Fischer.

Komárek, J., & Anagnostidis, K. (2005). Cyanoprokaryota. 2. Teil: Oscillatoriales. In B. Büdel, L. Krienitz, G. Gärtner & M. Schagerl (Eds.), *Süßwasserflora von Mitteleuropa*, Band 19/2. Elsevier/Spektrum.

Komárek, J., Anagnostidis, K., & related authors. (2003). Classification and taxonomy of cyanobacteria/Cyanoprokaryota.

Komárek, J., Kaštovský, J., Mareš, J., & Johansen, J. R. (2014). Taxonomic classification of cyanoprokaryotes (cyanobacterial genera) 2014, using a polyphasic approach. *Preslia*, 86, 295–335.

Lahlah (2011). Approche qualitative du phytoplancton du marais de Boussedra (El-Bouni, Annaba) Mémoire de Master; Université 8 Mai 1945 Guelma 2016.

Lapage, S. P., Sneath, P. H. A., Lessel, E. F., Skerman, V. B. D., Seeliger, H. P. R., & Clark, W. A. (Eds.). (1992). International Code of Nomenclature of Bacteria: Bacteriological Code, 1990 Revision. American Society for Microbiology.

Lee, R. E. (2008). *Phycology* (4th ed.). Cambridge University Press.

Leitão M, A Couté. Avril 2005. Guide pratique des Cyanobactéries planctoniques du Grand Ouest de la France. Ed AESN. Honfleur. 64p.

Li, Y., Shi, C., Wei, D., Ding, J., Xu, N., Jin, L., & Wang, L. (2023). Associations of soil bacterial diversity and function with plant diversity in *Carex tussock* wetland. *Frontiers in Microbiology*, 14. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2023.1142052>.

Lévi, Y., et al. (2006). Cyanobactéries et cyanotoxines dans les eaux douces.

Lürling, M., & Mucci, M. (2020). Mitigating eutrophication nuisance: In-lake measures are becoming inevitable in eutrophic waters in the Netherlands. *Hydrobiologia*, 847, 4447–4467. <https://doi.org/10.1007/s10750-020-04297-9>.

Maltby, E. (1991). Wetland management goals: wise use and conservation.

Mantzouki, E., Campbell, J., Van Loon, E., Visser, P. M., Konstantinou, I., Antoniou, M. G., .. & Ibelings, B. W. (2018). A European Multi Lake Survey dataset of environmental variables, phytoplankton pigments and cyanotoxins. *Scientific Data*, 5, 180226. <https://doi.org/10.1038/sdata.2018.226>.

Mejelekh et El Ganaoui (2012). Approche qualitative du phytoplancton du marais de Boussedra (El-Bouni, Annaba) Mémoire de Master; Université 8 Mai 1945 Guelma 2016.

Melaram, R., Newton, A. R., Lee, A., Herber, S., El-Khoury, A., & Chafin, J. (2024). A review of microcystin and nodularin toxins derived from freshwater cyanobacterial harmful algal blooms and their impact on human health. *Toxicology and Environmental Health Sciences*, 16(3), 233–241. <https://doi.org/10.1007/s13530-024-00239-3>.

Merel, S., Walker, D., Chicana, R., Snyder, S., Baurès, E., & Thomas, O. (2013). State of knowledge and concerns on cyanobacterial blooms and cyanotoxins. *Environment International*, 59, 303–327. <https://doi.org/10.1016/j.envint.2013.06.013>.

Mez, K., Beattie, K. A., Codd, G. A., Hanselmann, K., Hauser, B., Naegeli, H., & Preisig, H. R. (1997). Identification of a microcystin in benthic cyanobacteria linked to cattle deaths on alpine pastures in Switzerland. *European Journal of Phycology*, 32(2), 111–117.

Mitsch, W. J., & Gosselink, J. G. (2015). *Wetlands* (5th ed.).

Mur, L. R., Skulberg, O. M., & Utkilen, H. (1999). Cyanobacteria in the environment. In I. Chorus & J. Bartram (Eds.), *Toxic Cyanobacteria in Water* (pp. 15–40). E & FN Spon / WHO.

Nalewajko, C., & Murphy, T. P. (2001). Effects of temperature, light and nutrients on growth of cyanobacteria. Référence exacte à compléter.

Nasri, H., & Bouaïcha, N. (2017). BLOOMS OF TOXIC CYANOBACTERIA IN FRESHWATER IN ALGERIA, 1, 05-06. <https://doi.org/10.26480/wcm.02.2017.05.06>.

Nasri, H., Bouaïcha, N., & Fastner, J. (2008). First report of a microcystin-containing bloom of the cyanobacterium *Microcystis* spp. in Lake Oubeira, eastern Algeria. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology*, 54, 389–395.

Nelson, N. G., et al. (2018). Référence sur les efflorescences cyanobactériennes et/ou les cyanotoxines.

Ngô, C., & Régent, A. (2004). Déchets et pollution : impacts sur l’environnement et la santé. Dunod.

Paerl, H. W., & Huisman, J. (2008). Blooms like it hot. *Science*, 320(5872), 57–58. <https://doi.org/10.1126/science.1155398>.

Paerl, H. W., & Otten, T. G. (2013). Harmful cyanobacterial blooms: Causes, consequences, and controls. *Microbial Ecology*, 65(4), 995–1010. <https://doi.org/10.1007/s00248-012-0159-y>.

Paerl, H. W., & Paul, V. J. (2012). Climate change: Links to global expansion of harmful cyanobacteria. *Water Research*, 46(5), 1349–1363. <https://doi.org/10.1016/j.watres.2011.08.002>.

Paerl, H. W., Tucker, J., & Bland, P. T. (1983). Carotenoid enhancement and photoprotection in the blue-green alga *Oscillatoria agardhii*. *Applied and Environmental Microbiology*, 45(3), 772–777.

Pittera, J. (2015). Évolution, diversité et adaptation des cyanobactéries. Thèse/rapport universitaire. Référence exacte à compléter.

Prescott, L. M., Harley, J. P., & Klein, D. A. (2003). Microbiologie (2e éd. française). De Boeck.

Qin, B., et al. (2023). Référence sur la variabilité temporelle et spatiale des cyanotoxines. Référence exacte à compléter.

Rabouille, S., Salençon, M. J., & Thébault, J. M. (2003). Functional analysis of Microcystis vertical migration: A dynamic model as a prospecting tool. *Ecological Modelling*, 169(2–3), 339–357.

Ramachandra, T., Asulabha, K., & Jaishanker, R. (2024). Editorial Wetlands for human well-being. *Journal of Environmental Biology*. <https://doi.org/10.22438/jeb/45/2/editorial>.

Ramade, F. (2002). Dictionnaire encyclopédique de l'écologie et des sciences de l'environnement (2e éd.). Dunod.

Raven, P. H., Evert, R. F., & Eichhorn, S. E. (2000). Biology of Plants (6th ed.). W. H. Freeman.

Reynolds, C. S. (1984). The Ecology of Freshwater Phytoplankton. Cambridge University Press.

Reynolds, C. S. (2006). The Ecology of Phytoplankton. Cambridge University Press.

Rippka, R. (1988). Isolation and purification of cyanobacteria. *Methods in Enzymology*, 167, 3–27. [https://doi.org/10.1016/0076-6879\(88\)67004-2](https://doi.org/10.1016/0076-6879(88)67004-2).

Robarts, R. D., & Zohary, T. (1987). Temperature effects on photosynthetic capacity, respiration, and growth rates of bloom-forming cyanobacteria. *New Zealand Journal of Marine and Freshwater Research*, 21(3), 391–399. <https://doi.org/10.1080/00288330.1987.9516235>.

Rolland, D. (2009). Dynamique des cyanobactéries et facteurs environnementaux en milieux aquatiques. Thèse/rapport universitaire. Référence exacte à compléter.

Sabart, M. (2009). Étude des communautés cyanobactériennes et de leurs toxines. Thèse de doctorat. Référence complète à vérifier.

Saleem, M., et al. (2023). Référence sur les cyanotoxines et/ou les communautés cyanobactériennes mixtes. Référence exacte à compléter.

Saleem, M., et al. (2024). Référence sur les cyanotoxines et/ou les efflorescences cyanobactériennes. Référence exacte à compléter.

Samraoui et al. (2012). Dynamique et inventaire de la population de Foulque macroule (*Fulica atra*) et de la Poule d'eau (*Gallinula chloropus*): Cas du marais de Boussedra Nord-Est algérien. Thèse; Université 8 Mai 1945 Guelma 2020/2021.

Samraoui et Samraoui (2008). Dynamique et inventaire de la population de Foulque macroule (*Fulica atra*) et de la Poule d'eau (*Gallinula chloropus*): Cas du marais de Boussedra Nord-Est algérien. Thèse; Université 8 Mai 1945 Guelma 2020/2021.

Schürmann, J., et al. (2024). Harmful cyanobacterial bloom control with hydrogen peroxide. *Current Pollution Reports*. <https://doi.org/10.1007/s40726-024-00328-4>.

Seybouse Times. (2026). “ANNABA / Environnement: Le marais de Boussedra classé aire protégée: une avancée majeure pour la biodiversité.” *Seybouse Times*, February 3, 2026. <https://seybousetimes.dz/actualite/region/2026/02/03/annaba-environnement-le-marais-de-boussedra-classe-aire-protegee-une-avancee-majeure-pour-la-biodiversite/>.

Sharp, S. L., et al. (2021). Référence sur climat, eutrophisation et réponses des écosystèmes aquatiques.

Sivonen, K. (1996). Cyanobacterial toxins and toxin production. *Phycologia*, 35(6S), 12–24. <https://doi.org/10.2216/i0031-8884-35-6S-12.1>.

Sivonen, K., & Jones, G. (1999). Cyanobacterial toxins. In I. Chorus & J. Bartram (Eds.), *Toxic Cyanobacteria in Water* (pp. 41–111). E & FN Spon / WHO.

Smith, V. (2003). Eutrophication of freshwater and coastal marine ecosystems a global problem. *Environmental Science and Pollution Research*, 10, 126-139. <https://doi.org/10.1065/espr2002.12.142>.

Smith, V. H., & Schindler, D. W. (2009). Eutrophication science: Where do we go from here? *Trends in Ecology & Evolution*, 24(4), 201–207. <https://doi.org/10.1016/j.tree.2008.11.009>.

Song, A., Liang, S., Li, H., & Yan, B. (2024). Effects of biodiversity on functional stability of freshwater wetlands: a systematic review. *Frontiers in Microbiology*, 15. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2024.1397683>.

Sotton, B. (2012). Étude des cyanobactéries et cyanotoxines en milieux aquatiques. Thèse/rapport universitaire. Référence exacte à compléter.

Stanier, R. Y., & Cohen-Bazire, G. (1977). Phototrophic prokaryotes: The cyanobacteria. *Annual Review of Microbiology*, 31, 225–274. <https://doi.org/10.1146/annurev.mi.31.100177.001301>.

Stomp, M., Huisman, J., de Jongh, F., Veraart, A. J., Gerla, D., Rijkeboer, M., Ibelings, B. W., Wollenzien, U. I. A., & Stal, L. J. (2004). Adaptive divergence in pigment composition promotes phytoplankton biodiversity. *Nature*, 432, 104–107. <https://doi.org/10.1038/nature03044>.

Swe, T., et al. (2021). Référence sur blooms/cyanotoxines.

Sánchez-Carrillo, S., Angeler, D. G., Sánchez-Andrés, R., Alvarez-Cobelas, M., & Garatuza-Payán, J. (2007). Evapotranspiration in semi-arid wetlands: Relationships between

inundation and the macrophyte-cover/open-water ratio. *Advances in Water Resources*, 30(1), 102–112.

Talbi, A., Touati, L., Athamnia, M., Samraoui, F., Battisti, C., & Samraoui, B. (2021). The synanthropic Common Moorhen (*Gallinula chloropus*) in North Africa: The Impact of habitat degradation on breeding performances. *Zoology and Ecology*. <https://doi.org/10.35513/21658005.2021.1.4>.

Tamagnini, P., Axelsson, R., Lindberg, P., Oxelfelt, F., Wünschiers, R., & Lindblad, P. (2002). Hydrogenases and hydrogen metabolism of cyanobacteria. *Microbiology and Molecular Biology Reviews*, 66(1), 1–20. <https://doi.org/10.1128/MMBR.66.1.1-20.2002>.

Teurlincx, S., et al. (2019). A perspective on water quality management of small shallow lakes.

Tsujimura, S., Tsukada, H., Nakahara, H., Nakajima, T., & Nishino, M. (2001). Seasonal variations of *Microcystis* populations in sediments of Lake Biwa, Japan. *Hydrobiologia*, 434, 183–192.

Turner, P. C., Gammie, A. J., Hollinrake, K., & Codd, G. A. (1990). Pneumonia associated with contact with cyanobacteria. *British Medical Journal*, 300, 1440–1441. <https://doi.org/10.1136/bmj.300.6737.1440>.

Van Baalen, C. (1987). The cyanobacteria. In P. Fay & C. Van Baalen (Eds.), *The Cyanobacteria* (pp. 1–15). Elsevier.

Van den Hoek, C., Mann, D. G., & Jahns, H. M. (1995). *Algae: An Introduction to Phycology*. Cambridge University Press.

Vasumathi, V., Kalpana, R., Pazhanivelan, S., Priya, M., & Arasan, A. (2022). Classification, Distribution, Features, Biodiversity and Functions of Wetlands: A Review. *Agricultural Reviews*. <https://doi.org/10.18805/ag.r-2559>.

Vinçon-Leite, B., & Casenave, C. (2019). Modelling eutrophication in lake ecosystems: A review. *The Science of the total environment*, 651 Pt 2, 2985–3001. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2018.09.320>.

Wang J. and Chen C. (2009). Biosorbents for heavy metals removal and their future, *Biotechnol. Adv.*

Wetzel, R. G. (2001). *Limnology: Lake and River Ecosystems* (3rd ed.). Academic Press.

Whitton, B. A. (Ed.). (2012). *Ecology of Cyanobacteria II: Their Diversity in Space and Time*. Springer.

Whitton, B. A., & Potts, M. (Eds.). (2000). *The Ecology of Cyanobacteria: Their Diversity in Time and Space*. Kluwer Academic Publishers.

Wilmotte, A., & Herdman, M. (2001). Phylogenetic relationships among the cyanobacteria based on 16S rRNA sequences. In D. R. Boone & R. W. Castenholz (Eds.), *Bergey's Manual of Systematic Bacteriology* (2nd ed., Vol. 1). Springer.

Woese, C. R. (1987). Bacterial evolution. *Microbiological Reviews*, 51(2), 221–271. <https://doi.org/10.1128/mr.51.2.221-271.1987>.

World Health Organization. (1998). Guidelines for Drinking-water Quality. Volume 2: Health Criteria and Other Supporting Information (2nd ed.). World Health Organization.

World Health Organization. (2020). Toxic Cyanobacteria in Water: A Guide to Their Public Health Consequences, Monitoring and Management (2nd ed.). CRC Press / WHO.

Wu, Y., et al. (2023). Adaptive co-management and restoration of peri-urban wetlands. Référence exacte à compléter.

Wurtsbaugh, W., Paerl, H., & Dodds, W. (2019). Nutrients, eutrophication and harmful algal blooms along the freshwater to marine continuum. *Wiley Interdisciplinary Reviews: Water*, 6. <https://doi.org/10.1002/wat2.1373>.

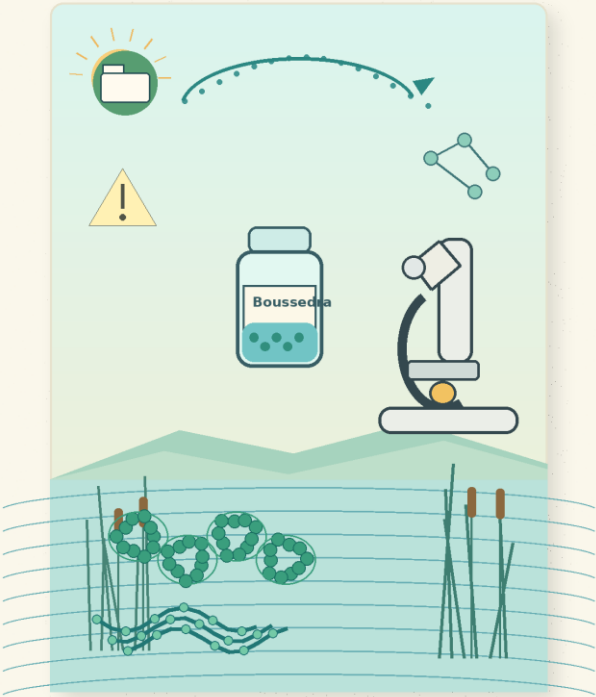
Yin K., Q. Wang, M. Lv and L. Chen. 2019. Microorganism remediation strategies towards heavy metals, *Chem. Eng. J.*

Zilinskas, B. A., Zimmerman, B. K., & Gantt, E. (1978). Light-harvesting phycobilisomes of cyanobacteria and red algae. *Photochemistry and Photobiology*, 27, 587–595.

Zou, W., Zhu, G., Cai, Y., Vilmi, A., Xu, H., Zhu, M., Gong, Z., Zhang, Y., Qin, B., & Kairesalo, T. (2020). Relationships between nutrient, chlorophyll a and cyanobacterial bloom risk in eutrophic lakes. Référence exacte à compléter.

ANNEXES

○ ○ ○ ○



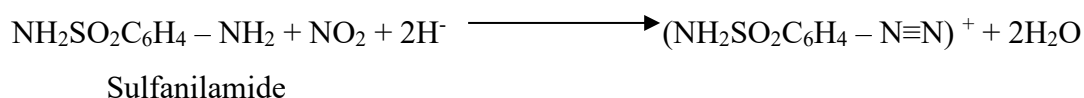
Annexe

❖ Dosage des sels nutritifs : (Méthode colorimétrique, d'après Aminot et al, 1983)

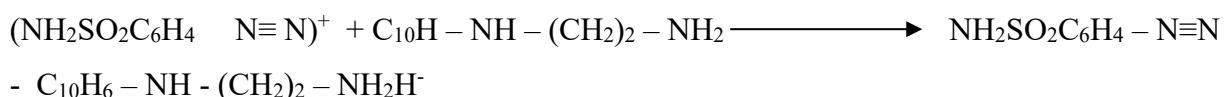
-Les Nitrites :

• Principes de la méthode :

Elle est basée sur la formation d'un diazoïque après réaction des ions nitrites avec la sulfanilamide en milieu acide ($\text{pH} < 2$) selon la réaction suivante :



Le diazoïque obtenu, réagit avec le N – naphthyle – éthylène diamine pour formé le colorant



• Mode opératoire :

1-Rincer une éprouvette de 50ml avec l'eau à analyser.

3-Ajouter, d'abord, 1ml de réactif 1 puis mélanger et laisser 2 à 8 mn.

4-Ajouté, ensuite 1ml de réactif 2 et mélanger à nouveau puis attendre 10 mn.

5-Lire l'absorbance à l'aide d'un spectrophotomètre à la longueur d'onde $\lambda = 543\text{nm}$.

La formule des réactifs R (1) et R (2) est en annexe.

-Les Nitrates

• Principes de la méthode :

Cette méthode est basée sur le dosage des ions NO_2 obtenus par réduction quantitative ($>95\%$) des ions NO_3^-

La réduction est effectuée par le passage de l'échantillon sur une colonne de cadmium traité au cuivre (WOOD et al., 1967).

• Mode opératoire

1-ajouter, à 100ml d'eau de l'échantillon, 2ml de NH_4Cl concentrée.

2-verser 50ml d'eau de l'échantillon, dans la colonne, pour éliminer le risque d'interférence entre les échantillons.

3- Verser, ensuite, le reste de l'eau de l'échantillon dans la colonne et rejeter les 30 premiers ml

4- Rincer une éprouvette graduée avec quelques ml de la solution passée par la colonne puis récupérer 50ml de l'éluant.

4- Procéder ensuite selon le même mode opératoire comme le dosage des NO_2^- .

5- Lire l'absorbance à la longueur d'onde $\lambda=543\text{nm}$.

- L 'Ammonium (NH_4)

La méthode décrite mesure la mesure la totalité de l'azote ammoniacal, soit N- NH_3

-Orthophosphates (Po^{4-})⁻³

• Principes De La Méthode :

Cette technique est basée sur la réaction des ions phosphate avec le molybdate d'ammonium, en présence d'antimoine III ; cette réaction aboutit à la formation d'un complexe que l'on réduit par l'acide ascorbique ; cette réduction mène à la formation d'une solution coloration bleue dont le maximum d'absorbance a lieu à une longueur d'onde égale à 885nm.

Les poly-phosphates et le phosphore organique ne sont pas dosés par cette méthode.

• Mode opératoire :

1- Prendre 100ml d'échantillon.

2- Ajouter à cela 10ml du mélange réactif (Formule en annexe).

3- Attendre 5m et lire l'absorbance à la longueur d'onde

2. Préparation des réactifs de dosage :

➤ Nitrites (NO^{2-}) :

1-Préparation des réactifs :

Réactif 1 : Solution de Sulfanilamide.

- Diluer 50ml d'Hcl dans 300ml d'eau distillé.
- Dissoudre 5g de Sulfanilamide dans cette solution et compléter à 500ml avec l'eau distillé.

Réactif 2 : Solution de N- (1 Naphtyle) – Ethylènediamine.

- Dans 500ml d'eau distillé on dissout 0.5g de Di chlorhydrate de N – (1 naphtyle) – Ethylènediamine.
- Conservé cette solution au froid et à l'abri de la lumière.

$$\text{NO}_2 = (\text{Do} - 0.0065)/0.086 \text{ (}\mu\text{.mol.l}^{-1}\text{)}.$$

➤ **Nitrates (NO₃) :**

1-Préparation de réactifs :

- 250g de Chlorure d'ammonium (NH₄cl) compléter à 1 litre d'eau distillé.
- Dilution de NH₄cl (40 fois) avec l'eau distillée (25ml pour 1 litre de solution).
- 10gramme de Sulfate de Cuivre dans 500ml d'eau distillé.

➤ **L'ammonium :**

Préparation des réactifs suivants :

Réactif 1 : Solution de phénol –Nitroprussiate

Réactif 2 : Solution alcaline d'hypochlorite :

➤ **Les Orthophosphates (PO₄)⁻³ :**

Les Ortho phosphates (PO₄)⁻³

Les Orthophosphates sont rencontrés sous deux formes minérales :

Phosphate libre et poly –phosphate, les phosphates libres sont dosés directement par la méthode calorimétrique

1-réactifs

- 15 de Molybdate d'Ammonium [(NH₄)₆. Mo₇O₂₄.4H₂O] dans 500g d'eau distillée.
- 140ml de l'Acide Sulfurique (H₂SO₄) dans 900ml d'eau distillée.
- 27g de l'Acide Ascorbique dans 500ml d'eau distillée.
- 0.34g d'oxytartrate de Potassium et d'antimoine dans 250ml d'eau distillée.

2--Mélange des réactifs :

- 100 ml de solution de Molybdate d'Ammonium.
- 250 ml d'Acide Sulfurique 2.5mol/l.
- 100 ml de solution d'Acide Ascorbique.
- 500 ml de solution d'oxytartrate de Potassium d'antimoine.

La préparation ne se conserve pas plus de 6 heures.

Les poly-phosphates : on ne peut pas doser cette forme minérale par la méthode colorimétrique, pour se faire il faut :

-Acidifiée le prélèvement, en utilisant 50ml d'eau à analyser avec 1.5ml de HNO₃ (Acide nitrique) pur, et porter à ébullition pendant deux heures.

-Neutraliser avec l'NaOH en présence de phénolphtaline.

-Ajuster le volume à 50ml de l'échantillon.

-Doser les phosphates par la méthode directe (colorimétrique).

$$PO_4^- = (Do - 0.018)/0.098 (\mu.mol.l^{-1}).$$

Do: Absorbance

Tableau 2 : Méthodes de dosage des sels nutritifs :

Eléments analysés	Méthodes des dosages	Méthodes mise au point par	Références
Nitriles (NO ₂)	Dosage par spectromètre Photomètre, $\lambda = 543$ nm	Bendschneider et robinson 1952	AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983
Nitrates (NO ₃)	Dosage par spectromètre Photomètre, $\lambda = 543$ nm	Réduction des nitrates sur une colonne de cadmium par wood et al 1967 Dosage : Bendchneider et Robinson 1952	AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983
Ammonium (NH ₄)	Dosage par spectromètre Photomètre, $\lambda = 630$ nm	Koroleff 1969	AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983

Phosphate (PO ³⁻)	Dosage par spectromètre photomètre, $\lambda = 885 \text{ nm}$	Murphy et Riley 1962	AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983
----------------------------------	---	----------------------	-----------------------------------