

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

UNIVERSITE 8 MAI 1945 GUELMA
FACULTE DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE ET SCIENCES DE LA TERRE ET DE L'UNIVERS
DEPARTEMENT D'ECOLOGIE ET GENIE DE L'ENVIRONNEMENT



570 A13

Mémoire de Master

11332

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Biologie

Spécialité : Santé ; Eau et Environnement

Thème

*La recherche des Cyanobactéries dans le barrage
« Fom Elgueiss » Wilaya de Khenchela*

Présenté par : Bensari Amel

Chakhrif Dalila



Devant le jury composé de :

Président : Mme. Ibn Cherif H.

Examineur : Mr. Merzoug A.

Promoteur : M^{elle}. Boussadia M.I.

M.A. Univ de Guelma

M.A. Univ de Guelma

M.A. Univ de Guelma

Juin 2011

REMERCIEMENTS

Produced with ScanTOPDF

Remerciements

Remerciant tout d'abord le bon dieu le tout compatissant, le tout miséricordieux de nous avoir donné la force pour réaliser ce travail,

Nous remercions chaleureusement notre encadreur, M^{elle} Boussadia M.I, pour la confiance qu'elle nous a accordé, et son soutien scientifique tout au long de notre travail.

Nous remercions le Professeur Mourad BENSOUILAH, de nous avoir accueillis dans son laboratoire EMMAL de l'Université de Annaba.

Nos remerciements au Mme. Ibn Cherif H. pour l'immense privilège qu'elle nous fait en acceptant de présider ce travail.

Nos remerciements au Mr. Merzoug A. pour toute l'attention qu'il portera à notre travail.

Merci également aux agents des administrations des forêts et du barrage Foug Elgueiss de la wilaya de Khenchela pour toute la documentation propre au site d'étude, ainsi de nous avoir facilités les opérations de prélèvements.

Nos remerciements vont à toute l'équipe du laboratoire de microbiologie de l'Université de Guelma.

SOMMAIRE

Produced with ScantOPDF

Sommaire

Table des Matières

Liste des Figures

Liste des Tableaux

Liste des symboles

Introduction

Chapitre I : Synthèse Bibliographique

I. Les cyanobactéries.....	1
1. Caractéristiques générales.....	1
2. Diversité morphologique.....	2
3. Caractères cytologiques.....	3
4. Multiplication.....	5
5. Ecologie.....	5
6. Taxinomie.....	6
7. Capacités d'adaptation.....	7
7.1. Pigments photosynthétique.....	8
7.2. Mobilité verticale et horizontale.....	8
7.3. Nutriments.....	8
7.4. Prédation.....	9
8. Proliférations de cyanobactéries.....	10
8.1. Facteurs environnementaux favorisant la prolifération des cyanobactéries.....	10
8.2. Impact de prolifération des cyanobactéries.....	11
8.2.1. Impacts environnementaux.....	11
8.2.2. Impacts sanitaires des proliférations de cyanobactérie.....	12
8.2.2.1. Les principaux types de cyanotoxines.....	12

a- Les hépatotoxines	12
b- Les neurotoxines.....	13
c- Les dermatotoxines.....	15
d- Les lipopolysaccharides.....	15
8.2.2.2. Intoxications dues aux cyanotoxines	15

Chapitre II : Matériel et Méthodes

1. Description du site « barrage FOUM ELGUEISS ».....	18
2. Stratégie d'échantillonnage	21
2.1. Localisation des stations de prélèvement.....	21
2.2. Etude des cyanobactéries.....	23
2.2.1. Identification des cyanobactéries.....	24
2.2.2. Dénombrement des cyanobactéries	24
2.2.3. La fréquence d'apparition des genres identifiés.....	24
3. Analyse physico-chimique.....	25
3.1. La température	25
3.2. La matière en suspension.....	25
3.3. La chlorophylle a	26
3.4. Dosage des sels nutritifs.....	27
3.4.1. L'azote nitrique (nitrate NO_3^-).....	27
3.4.2. Les Ortho phosphates (PO_4^{3-}).....	29
3.4.3. L'azote nitreux (nitrite NO_2^-).....	29
3.4.4. L'azote ammoniacal (NH_4^+).....	30

Chapitre III : Résultats et Discussion

1. RESULTATS DES PARAMETRES PHYSICO-CHIMIQUES	32
1.1. La température.....	32
1.2. Les Nitrates (NO_3^-).....	33
1.3. Les nitrites (NO_2^-).....	34
1.4. L'azote ammoniacal (NH_4^+).....	34
1.5. Les Ortho-phosphates (PO_4^{3-}).....	35

1.6. La matière en suspension (MES)	37
1.7. La chlorophylle a	38
2. Etude des cyanobactéries.....	39
2.1. Etude qualitative des cyanobactéries récoltées dans le barrage Foun Elgueiss ...	39
2.1.1. Identification générique des cyanobactéries	39
2.1.2. Fréquence d'apparition des genres récoltés	40
2.2. Etude quantitative des cyanobactéries récoltées dans le barrage Foun Elgueiss ...	41
2.2.1. Distribution spatiale des cyanobactéries	41
2.2.2. Distribution temporelle des cyanobactéries	42
2.2.3. Densité moyenne des genres de cyanobactéries identifiés	43
2.2.4. La distribution spatio-temporelle des genres récoltés	44

Conclusion et Perspectives

Références Bibliographiques

Annexes

Résumé

Abstract

الملخص

Produced with Scantopdf

Liste des Figures

Titre des figures	Page
Figure 1 : La diversité morphologique des cyanobactéries.	2
Figure 2 : L'ultrastructure d'une cellule cyanobactérienne (microscope électronique à transmission).	4
Figure 3 : Carte de situation du barrage de FOUM EL GUEISS.	18
Figure 4 : Localisation des stations de prélèvement.	22
Figure 5 : Photographie d'un filet à plancton.	23
Figure 6 : Variations mensuelles de la température de l'eau dans les 4 stations (Barrage Foum Elgueiss : Juillet-Novembre 2010).	32
Figure 7 : Variations mensuelles de la température moyenne de l'eau (Barrage Foum Elgueiss : Juillet-Novembre 2010).	32
Figure 8 : Variations mensuelles des teneurs en nitrates de l'eau dans les 4 stations (Barrage Foum Elgueiss : Juillet-Novembre 2010).	33
Figure 9 : Variations mensuelles de la teneur moyenne en nitrates de l'eau (Barrage Foum Elgueiss : Juillet-Novembre 2010).	33
Figure 10 : Variations mensuelles des teneurs en nitrites de l'eau dans les 4 stations (Barrage Foum Elgueiss : Juillet-Novembre 2010).	34
Figure 11 : Variations mensuelles de la teneur moyenne en nitrites de l'eau (Barrage Foum Elgueiss : Juillet-Novembre 2010).	34
Figure 12 : Variations mensuelles des teneurs en azote ammoniacal de l'eau dans les 4 stations (Barrage Foum Elgueiss : Juillet-Novembre 2010).	35
Figure 13 : Variations mensuelles de la teneur moyenne en azote ammoniacal de l'eau (Barrage Foum Elgueiss : Juillet-Novembre 2010).	35
Figure 14 : Variations mensuelles des teneurs en ortho-phosphates de l'eau dans les 4 stations (Barrage Foum Elgueiss : Juillet-Novembre 2010).	36
Figure 15 : Variations mensuelles de la teneur moyenne en ortho phosphates de l'eau (Barrage Foum Elgueiss : Juillet-Novembre 2010).	36
Figure 16 : Variations mensuelles des teneurs en matière en suspension dans l'eau des 4 stations (Barrage Foum Elgueiss : Juillet-Novembre 2010).	37

Figure 17 : Variations mensuelles de la teneur moyenne en matière en suspension dans l'eau (Barrage Foum Elgueiss : Juillet-Novembre 2010).	37
Figure 18 : Variations mensuelles de la teneur en chlorophylle a dans l'eau des 4 stations (Barrage Foum Elgueiss : Juillet-Novembre 2010).	38
Figure 19 : Variations mensuelles de la teneur moyenne en chlorophylle a dans l'eau (Barrage Foum Elgueiss : Juillet-Novembre 2010).	38
Figure 20 : les genres de cyanobactéries identifiés dans le barrage « Foum Elgueiss » (Juillet –Novembre 2010).	40
Figure 21 : proportion des cyanobactéries dans les 4 stations (Barrage Foum Elgueiss : Juillet-Novembre 2010).	42
Figure 22 : La distribution temporelle des cyanobactéries récoltées (Barrage Foum Elgueiss : Juillet-Novembre 2010).	42
Figure 23 : Densité moyenne des différents genres de cyanobactéries récoltés (Barrage Foum Elgueiss : Juillet-Novembre 2010).	43
Figure 24 : Répartition spatio-temporelle de la densité du genre <i>Microcystis</i> (Barrage Foum Elgueiss : Juillet-Novembre 2010).	44
Figure 25 : Répartition spatio-temporelle de la densité du genre <i>Nostoc</i> (Barrage Foum Elgueiss : Juillet-Novembre 2010).	45
Figure 26 : Répartition spatio-temporelle de la densité du genre <i>Anabaena</i> (Barrage Foum Elgueiss : Juillet-Novembre 2010).	45
Figure 27 : Répartition spatio-temporelle de la densité du genre <i>Chroococcus</i> (Barrage Foum Elgueiss : Juillet-Novembre 2010).	46

Liste des Tableaux

Titre des tableaux	Page
Tableau 1 : Classification des cyanobactéries selon les systèmes bactériologiques (I.C.N.B) et botaniques (I.C.B.N).	7
Tableau 2 : Effets indésirables des proliférations de cyanobactéries dans les milieux aquatiques.	11
Tableau 3 : Exemples d'intoxications animales liées aux toxines de cyanobactéries.	16
Tableau 4 : Exemples d'intoxications humaines liées aux toxines de cyanobactéries.	17
Tableau 5 : Principales caractéristiques du barrage Foug Elgueiss.	20
Tableau 6 : Qualité des eaux de surface selon l'Agence Algérienne des bassins versants (1999).	37
Tableau 7 : Valeurs des seuils de l'état trophique des plans d'eau.	39
Tableau 8 : Diversité générique mensuelle des cyanobactéries récoltés dans le barrage Foug Elgueiss (Juillet –Novembre 2010).	39
Tableau 9 : Les fréquences d'apparition des genres de cyanobactéries dans le barrage « Foug Elgueiss ».	41

Liste des symboles

LC.N.B :	Code International de Nomenclature Botanique.
LC.B.N :	Code International de Nomenclature des Bactéries.
ADN :	Acide désoxyribonucléique
Da :	Dalton
DL50 :	Dose létale de 50% de la population
i. p :	Intrapéritonéale
mg :	Milligrammes
ml :	Millilitre
λ :	Longueur d'onde
nm :	Nanomètre
μg :	Microgramme
h :	Heure
kg :	Kilogramme
°C :	Degré Celsius
GTXs :	Les gonyautoxines
PSP :	Paralytic shellfish poisoning
BMAA :	β -N-méthylamino-L-alanine
LPS :	Les lipopolysaccharides
Km :	Kilomètre
F.D.B.O :	La forêt domaniale de Beni Ouedjana
F.D.Y.O :	La forêt domaniale d'Ouled Yacoub
M :	Mètre

CTH :	L'Organisation Nationale de Contrôle Technique de la Construction Hydrique
PHE :	Plus Hautes Eaux
ANB :	Agence nationale des barrages
HM³ :	Hectomètre cube
KM² :	Kilomètre carré
HA :	Hectare
µm :	Micromètre
L/l :	Litre
Cm :	Centimètre
min :	Minute

Produced with ScanTOPDF



INTRODUCTION



Produced with ScantOPDF

Introduction

Les écosystèmes aquatiques sont des milieux très productifs dans leur globalité, ces territoires ont été depuis les temps les plus lointains, investis par les hommes qui ont tiré profit de cueillettes, de la chasse, de la pêche et de l'élevage. Pourtant, il ya quelque années, il a fallu se rendre à l'évidence ; plus de la moitié des zones humides sur notre territoire comme sur l'ensemble de la planète avait disparu. Plusieurs raisons peuvent expliquer ce processus, continu l'élimination et la dégradation de ces milieux par l'enrichissement des plans en éléments nutritifs. [23]

La fertilisation excessive (hyperfertilisation) des eaux en sels nutritifs et en matières organiques encore appelée eutrophisation est une pollution en extension, qui atteint aujourd'hui toute la planète. Elle se traduit, dans les écosystèmes aquatiques, par le développement excessif des producteurs primaires et en particulier des cyanobactéries qui forment alors des *blooms*, encore appelés *fleurs d'eau* ou *efflorescences*. Ces proliférations représentent un problème environnemental majeur car elles perturbent le fonctionnement des écosystèmes aquatiques à travers leur impact sur les réseaux trophiques, la diversité des communautés planctoniques, la mortalité de poissons et d'autres organismes.., Ainsi de nombreuses espèces de cyanobactéries sont capables de synthétiser des métabolites secondaires toxiques pour les animaux et les hommes. [31]

Ce problème d'eutrophisation se pose depuis longtemps dans les eaux douces où elle représente une menace croissante les lacs, les principales rivières et les plans d'eau en général. Enfin, leur présence dans les plans d'eau destinés à la production de l'eau potable et l'abreuvement du bétail, qui sont également les barrages, constitue un danger potentiel et une menace sérieuse pour la santé humaine et animale. [26]

Les objectifs de notre travail sont :

- ✓ Suivre l'évolution des paramètres physico-chimiques de l'eau du barrage « FOUM ELGEUISS - KHENCHLA».
- ✓ Évaluer qualitativement et quantitativement les cyanobactéries peuplant ce plan d'eau
- ✓ Suivre l'évolution spatio-temporelle de ces micro-organismes.
- ✓ Evaluer l'état trophique du barrage.

Produced with ScantOPDF

CHAPITRE I
SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

I. Les cyanobactéries

Les cyanobactéries forment un des groupes bactériens les plus larges et les plus importants écologiquement, présent dans pratiquement tous les environnements et constituant un des acteurs majeurs de la biomasse et la production végétale sur terre. Ce sont également les seuls procaryotes à réaliser la photosynthèse oxygénique, similairement aux algues et aux plantes [32]. Ce sont des organismes dont certains sont capables de fixer l'azote atmosphérique. Une telle indépendance trophique vis-à-vis du carbone et de l'azote, combinée à une grande adaptabilité aux variations des facteurs édaphiques, confère à ces microorganismes une ubiquité remarquable et une aptitude élevée pour coloniser les milieux abiotiques ou caractérisés par des conditions édaphiques extrêmes. Cette capacité a été mise en évidence dès 1907 par FRITSCH; Les Cyanobactéries sont parmi les premiers organismes colonisant un volcan nouvellement émergé. [42]

1. Caractéristiques générales

Les cyanobactéries sont des procaryotes à Gram négatif, photosynthétiques qui ont été également appelées cyanophycées, cyanophytes ou algues bleues.

Les cyanobactéries sont classées du point de vue systématique dans le règne des *Eubactérie*. Ces microorganismes ont longtemps été rangés dans le règne végétal car ils présentent, outre des propriétés spécifiques des bactéries, des caractéristiques propres aux algues :

- la structure cellulaire est similaire à celle des bactéries et caractérisée en particulier par l'absence de noyau et d'organites intracellulaires.
- comme les algues, la plupart des cyanobactéries possède de la chlorophylle *a* et non de la bactériochlorophylle comme certaines bactéries. Ces pigments photosynthétiques sont localisés au niveau des thylacoïdes au lieu d'être enfermés dans les chloroplastes comme dans les systèmes photosynthétiques eucaryotes. Elles renferment aussi généralement des phycobiliprotéines (pigments accessoires) ont la capacité de faire la photosynthèse. Ces pigments accessoires sont responsables, en fonction de leur présence et de leurs concentrations relatives, de la couleur bleue (phycocyanine, allophycocyanine) ou rouge (phycocérythrine) de certaines espèces de cyanobactéries. [12]

2. Diversité morphologique

Ces microorganismes présentent une large gamme d'organisation morphologique : unicellulaires sphériques, ellipsoïdales, cylindriques, ovoïdes ou piriformes, isolées ou agrégées en colonies de formes irrégulière, sphérique, globuleuse, lobée, quadratique ou plane. [12] En effet on retrouve :

1. Soit sous forme unicellulaire isolée ou en colonies. (a-g)
2. Soit sous forme de trichome qui correspond à un enchaînement de cellules (thalle) sans gaine (h)
3. Soit sous forme de filament qui est un thalle avec gaine (i-p) [53]

Les cyanobactéries sont par ailleurs capables de différencier trois types cellulaires :

- les cellules végétatives, au contenu cellulaire assez homogène pouvant contenir des granules ou encore, chez certaines espèces planctoniques, des vésicules à gaz. [24]
- Les hétérocystes, ne sont présents que chez certaines formes filamenteuses et, ce seulement lorsque les conditions écologiques nécessaires à leur formation sont réunies. (fig. 1) [21]
- Les akinètes, n'existent que dans certaines structures filamenteuses, ils sont solitaires ou disposés en série dans le trichome, en position intercalaire ou subterminale, adjacente ou éloignée des hétérocystes. [21]

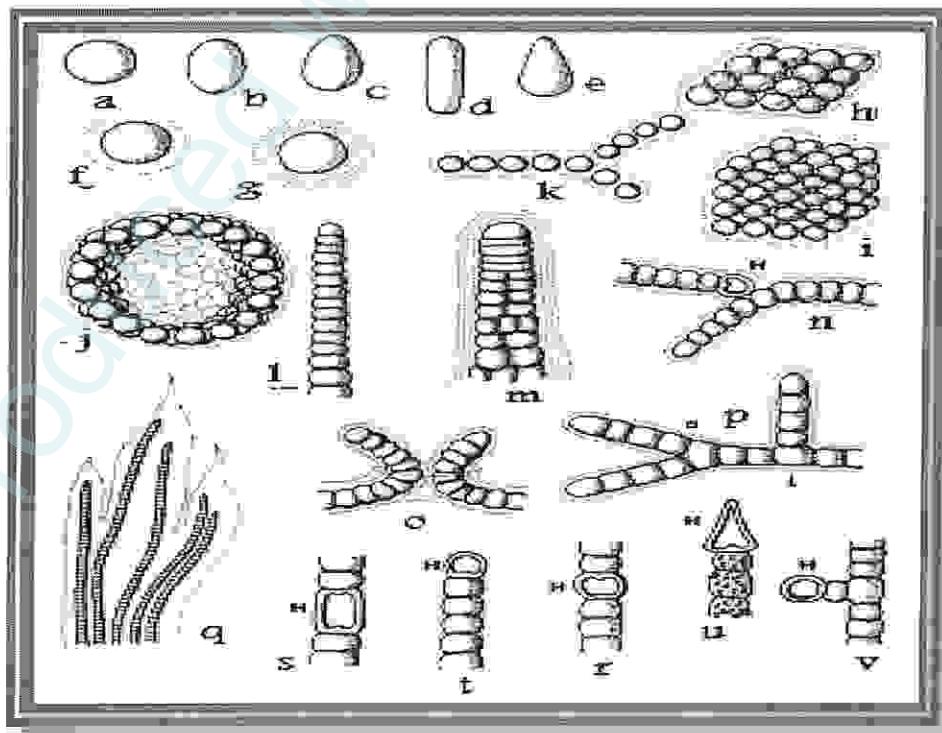


Figure 1 : la diversité morphologique des cyanobactéries [21]

a- g. Schémas montrant la diversité de la morphologie cellulaire des cyanobactéries :

a : sphérique ; **b :** ellipsoïde ; **c :** ovoïde ; **d :** cylindrique ; **e :** piriforme ; **f :** sphérique à gaine homogène ; **g :** sphérique à gaine stratifiée.

h-k. Schémas montrant la diversité morphologique des colonies de cyanobactéries :

h : colonie plane monostromatique ; **i :** colonie cubique ; **j :** colonie sphérique creuse (vue en coupe) ; **k :** colonie linéaire.

l-p. Schémas montrant la diversité d'organisation chez les cyanobactéries :

l : thalle filamenteux unisériel, non ramifié, sans gaine (=trichome) ; **m :** thalle filamenteux plurisériel, non ramifié, à gaine stratifiée ; **n :** thalle filamenteux unisériel, à gaine homogène et fausse ramification (H : hétérocyste) ; **o :** thalle filamenteux unisériel, à gaine homogène et fausse ramification gémée ; **p :** thalle filamenteux unisériel, à gaine homogène et vraie ramification (a : apicale ; L : latérale).

q. Schéma d'un thalle constitué de plusieurs trichomes unisériels, non ramifiés, inclus dans une gaine mucilagineuse homogène commune.

r- v. Schémas montrant la diversité de la forme et de la disposition des hétérocystes dans le trichome :

r-s : intercalaire (r : sphérique ; s : cylindrique) ; **t-u :** terminaux (t : sphérique ; u : conique) ; **v :** latérale terminal (pédicellé).

3. Caractères cytologiques :

L'ultrastructure des cyanobactéries (fig.2) confirme l'absence de noyau et d'organites cellulaires. La paroi cellulaire est une paroi feuilletée constituée de 4 couches. Les trois premières, sont composées de glucides, lipides et protéines et la couche interne, d'acide muranique correspondant à des saccules de muréine ou peptidoglycanes. C'est cette paroi muréique, caractéristique des bactéries Gram- qui a permis d'appeler les cyanophyta, cyanobactéries.

La micrographie montre deux parties : le chromatoplasme et le centroplasme.

- Dans le centroplasme, existe de l'ADN diffus, des plasmides circulaires, des réserves azotées sous forme de cyanophycine (polypeptide formé d'arginine et d'asparagine), des réserves carbonées formées par de l'amidon cyanophycéen et des gouttelettes lipidiques. De plus, il existe des granules de polyphosphates, de carboxysomes et des vacuoles gazeuses.
- Dans le chromatoplasme, on distingue essentiellement des saccules de thylacoïdes isolés granuleux. Dans la lumière des thylacoïdes sont positionnés des petites granules correspondant à la chlorophylle a (non visibles à cette échelle). A l'extérieur des

thylacoïdes, les gros granules correspondent aux phycobilisomes composées de phycoérythrine et de phycocyanine. La respiration se fait dans les plasmalemmes et dans les thylacoïdes. [3]

✓ Les cellules particulières

- Les hétérocystes, à paroi épaisse et au contenu homogène faiblement coloré, leur forme est sphérique, cylindrique, voire conique, leur position dans le trichome est soit intercalaire, soit terminale à l'une des extrémités seulement ou aux deux, ou encore latérale (pélicellée). La présence, dans les hétérocystes de la nitrogénase leur confère la capacité de fixer l'azote moléculaire dissous dans l'eau pour le transformer en azote assimilable par la cellule. [21]
- Les akinètes, ce sont des cellules généralement plus grandes que les cellules végétatives et les hétérocystes, leur paroi est très épaisse et peut être colorée et ornementée, sont des cellules de repos, capables de résister à des conditions écologiques très défavorables et qui après retour à une situation environnementale normale, peuvent germer et redonner à un thalle. [21]

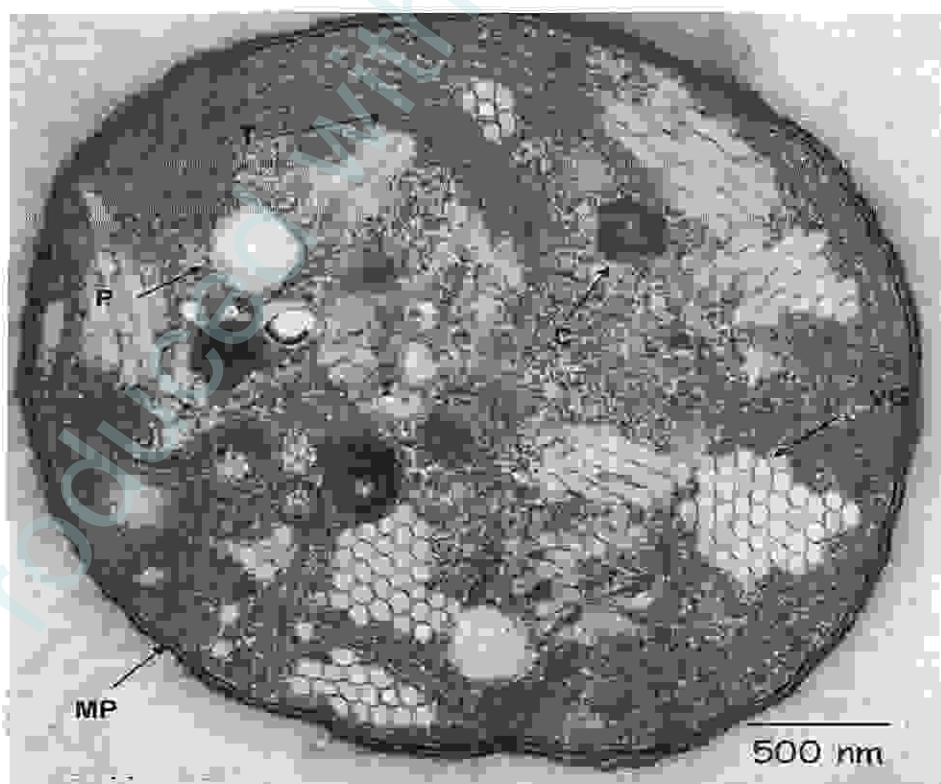


Figure 2 : L'ultrastructure d'une cellule cyanobactérienne (microscope électronique a transmission) [31]

T : membrane thylacoïdienne, **MP** : membrane plasmique, **C** : carboxysome, **VG** = vésicules à gaz, **P** = corps de polyphosphate

4. Multiplication

La multiplication des cyanobactéries est végétative, asexuée, elle s'effectue par :

- Division binaire d'une cellule mère, par bourgeonnement ou par divisions multiples. Selon les espèces et les conditions environnementales. Les temps de doublement des populations varient de quelques heures à plusieurs jours. Chez les formes unicellulaires la division successive de la cellule mère libère des nanocytes (ordre des Chroococcales) ou baeocytes (ordre des Pleurocapsales).

Ainsi, les formes filamenteuses se dispersent par fragmentation au niveau des nécriides (cellules dégénérantes) et des hétérocystes, libérant de courts trichomes ou filaments (les hormogonies). [18]

- Spores, il existe des **endospores**, qui se forment à l'intérieur d'une cellule végétative dont le cytoplasme se divise et dont la paroi devient l'enveloppe du sporocyste. Il existe aussi des **exospores** se formant par une succession de divisions transversales qui bourgeonnent en spores ou peuvent rester attachées en chapelet. Les **akinètes** sont des spores de résistance.

Il n'y a pas de reproduction sexuée, mais une parasexualité comme chez les autres Eubactéries. [3]

A côté des différents modes de multiplication décrits, il existe chez les cyanobactéries deux modes de transfert de matériel génétique : la transformation et la conjugaison. [21]

5. Ecologie

Les cyanobactéries sont installées sur terre depuis au moins trois milliards d'années [45]; grâce à leur grande capacité d'adaptation elles ont colonisé à peu près tous les milieux, qu'ils soient aquatiques ou terrestres, extrêmement variés: salins (halophiles), chauds (thermophiles), froids (cryophiles). Certaines cyanobactéries vivent même en association avec des organismes animaux ou végétaux. Les cyanobactéries sont photo-autotrophes; qu'elles tirent leur énergie de la lumière par photosynthèse. Par conséquent, la lumière est un des facteurs essentiels à leur développement et à leur distribution. Dans les eaux courantes comme stagnantes, leur mode de vie peut être *planctonique* ou encore *pélagique* (vivant dans la masse d'eau et se laissant transporter par ses mouvements) ou *benthique* (fixés aux substrats immergés). Elles ont contribué à l'augmentation de la concentration en oxygène dans l'océan primitif, puis dans l'atmosphère, permettant ainsi le développement de la vie aérobie. [3]

6. Taxinomie

A ce jour, la classification de ces organismes dépend à la fois du Code International de Nomenclature Botanique (**I.C.N.B**) et du Code International de Nomenclature des Bactéries(**I.C.B.N**) [12].

La classification selon **I.C.B.N** repose sur des critères morphologiques et physiologiques tels que la composition en pigments, la présence de vésicules à gaz, la composition en substances de réserve, la paroi cellulaire ou encore la présence de cellules différenciées (hétérocytes et/ou akinètes) et le mode de multiplication. Après de nombreuses modifications, la classe unique des Cyanophycées a été subdivisée en quatre ordres (voir Tableau I), eux-mêmes divisés en familles regroupant 124 genres pour 2500 espèces. Dans tous les cas, les noms de genres et d'espèces actuellement utilisés pour l'identification et la systématique sont ceux empruntés à la botanique.

La classification d'**I.C.N.B** est basée sur des études comparatives entre souches axéniques en culture. Cette classification prend en compte la morphologie mais aussi les caractéristiques physiologiques, biochimiques et génétiques [31].

Dans cette nomenclature, les cyanobactéries se répartissent dans 5 sous-sections (Tab.I).

Les apports de la biologie moléculaire à la systématique et à la phylogénie devraient permettre à terme la définition d'une taxinomie des cyanobactéries stable et universelle.

Tableau :1 Classification des cyanobactéries selon les systèmes bactériologiques (I.C.N.B) et botaniques (L.C.B.N) [31]

<i>CLASSIFICATION BACTERIOLOGIQUE</i>	<i>CLASSIFICATION BOTANIQUE</i>
<p>Sous-section I unicellulaires ou coloniales, multiplication par fission binaire et/ou formation d'exospores. (e.g. <i>Gloeobacter</i>, <i>Gloeocapsa</i>, <i>Gloeotheca</i>, <i>Synechococcus</i>, <i>Synechocystis</i>)</p>	<p>Chroococcales unicellulaires ou coloniales</p>
<p>Sous-section II unicellulaires ou coloniales, multiplication par fissions multiples (baecytes) ou en combinaison par fission binaire. (e.g. <i>Dermocarpa</i>, <i>Xenococcus</i>, <i>Dermocarpella</i>, <i>Myxosarcina</i>, <i>Chroococcidiopsis</i>).</p>	<p>Oscillatoriales filamenteuses unisériées, non hétérocystées</p>
<p>Sous-section III filamenteuses unisériées, non hétérocystées, sans ramification, à division cellulaire perpendiculaire à l'axe des trichomes. (e.g. <i>Spirulina</i>, <i>Oscillatoria</i>, <i>Pseudanabaena</i>)</p>	<p>Nostocales filamenteuses, pas de ramification vraie, différenciation cellulaire (hétérocystes et akinètes)</p>
<p>Sous-section IV filamenteuses, différenciation cellulaire (hétérocystes et akinètes), à division cellulaire dans un seul plan. (e.g. <i>Anabaena</i>, <i>Nodularia</i>, <i>Cylindrospermum</i>, <i>Scytonema</i>, <i>Calothrix</i>).</p>	<p>Stigonematales filamenteuses, différenciation cellulaire (hétérocystes et akinètes), présentant des ramifications</p>
<p>Sous-section V filamenteuses, différenciation cellulaire (hétérocystes et akinètes), présentant des ramifications, à division cellulaire dans plusieurs plans. (e.g. <i>Chlorogloeopsis</i>, <i>Fischerella</i>).</p>	

7. Capacités d'adaptation

Les cyanobactéries utilisent un ensemble de stratégies qui leur a permis de coloniser la plupart des écosystèmes terrestres et aquatiques. Leurs capacités d'adaptation leur permettent de survivre et de se développer dans une large gamme de températures (depuis les glaciers jusqu'aux sources thermales), de salinité (depuis les lacs hypersalés aux eaux oligohalines), de pH (depuis les eaux carbonatées aux tourbières acides) et de luminosité (depuis les grottes aux lacs tropicaux). [12]

7.1. Pigments photosynthétique

Les cyanobactéries présentent une pigmentation diversifiée qui assure une efficacité photosynthétique élevée et une capacité à soutenir la production photosynthétique même à une faible intensité lumineuse. Ceci permet notamment à certaines espèces comme *Planktothrix rubescens* d'utiliser les faibles quantités de lumière et les longueurs d'onde encore présentes en profondeur dans les lacs. Une caractéristique importante des cyanobactéries est leur capacité à modifier la composition des pigments-protéines dans leurs complexes photosynthétiques (*light-harvesting complexes*), ce qui leur donne une couleur différente selon les longueurs d'ondes auxquelles elles croissent. D'autres espèces sont capables d'exploiter les faibles niveaux d'énergie lumineuse des eaux très turbides (par exemple des picocyanobactéries). Les cyanobactéries sont aussi capables de synthétiser des composés qui agissent comme un écran solaire contre les ultraviolets (mycosporine-like amino acides) et d'autres pigments photoprotecteurs (caroténoïdes) leur permettant d'occuper des écosystèmes où l'exposition aux ultraviolets est très forte. [12]

7.2. Mobilité verticale et horizontale

Lorsque les conditions sont relativement calmes, certaines cyanobactéries sont capables de se déplacer dans la colonne d'eau par glissement et par rotation hélicoïdales des filaments tournant sur eux-mêmes. D'autres régulent leur flottabilité en modulant le taux de formation de vésicules à gaz, ou en utilisant comme ballast les hydrates de carbone et de protéines résultant de la photosynthèse. Ainsi, les cellules sont capables de se déplacer entre la surface des plans d'eau, où elles profitent au mieux de l'énergie lumineuse, vers les couches d'eau plus profondes, où les concentrations en nutriments minéraux peuvent être plus élevées. C'est le cas du genre *Microcystis*, qui présente un cycle annuel comprenant une phase benthique en hiver et une phase pélagique en été. Lorsque la colonne d'eau est bien stratifiée, elles s'accumulent en surface pour former une écume. Cette stratégie permet alors à ces espèces d'éliminer leurs compétitrices en leur interdisant l'accès à la lumière. [12]

7.3. Nutriments

Les cyanobactéries possèdent certaines capacités physiologiques leur conférant une bonne fitness dans le cadre des compétitions entre espèces phytoplanctoniques pour les ressources nutritives. C'est ainsi qu'elles ont des capacités importantes de stockage du

phosphore, principal élément limitant dans les écosystèmes aquatiques, sous forme de granules de polyphosphates ou d'azote, sous forme de cyanophycine et de phycocyanine. D'autres sont capables d'utiliser des formes très variées du carbone qui peut être aussi dans certains cas un élément limitant. Enfin, la différenciation des hétérocystes confère à certaines cyanobactéries filamenteuses (par exemple *Aphanizomenon*, *Anabaena* ou *Cylindrospermopsis*) la possibilité de se développer dans des milieux très appauvris en azote inorganique. [12]

7.4. Prédation

Les cyanobactéries ne sont pas la source de nourriture préférée du zooplancton et des poissons en raison de leur organisation cellulaire et de leur capacité à synthétiser des toxines.

De nombreux genres de cyanobactéries sont en effet organisés sous forme de filaments ou de trichomes (exemple : *Anabaena*, *Planktothrix*, *Oscillatoria*...) qui peuvent être assemblés en faisceaux (exemple : *Aphanizomenon*), ou sous forme de colonies (exemple : *Microcystis*, *Aphanothece*...). Cette organisation les rend plus difficiles à être consommé par la plupart des organismes brouteurs du zooplancton par rapport à des cellules isolées.

La capacité à synthétiser des toxines pourrait aussi conférer un avantage sélectif aux cyanobactéries par rapport aux autres microorganismes autotrophes. [29]

7.5. Résistance à des conditions environnementales défavorables

Certaines cyanobactéries (*Anabaena* et *Aphanizomenon*) sont capables de différencier des cellules de résistance, les akinètes, lorsque les conditions environnementales sont défavorables. Ces cellules peuvent ainsi survivre dans les sédiments durant l'hiver et même durant plusieurs années en consommant leurs réserves d'hydrates de carbone par respiration ou fermentation. Lorsque les conditions environnementales redeviennent propices au développement du phytoplancton, des cellules végétatives sont générées à partir de ces cellules.

Une autre stratégie permettant la survie des cyanobactéries consiste à s'installer dans les sédiments pendant l'hiver. Plusieurs études ont montré que le genre *Microcystis* avait un cycle de vie comportant une phase benthique de la fin de l'automne au printemps, puis une phase pélagique de l'été jusqu'à l'automne. [12]

8. Proliférations de cyanobactéries

8.1. Facteurs environnementaux favorisant la prolifération de cyanobactéries

Le développement des proliférations de cyanobactéries est le plus souvent associé à plusieurs facteurs:

- **Les éléments nutritifs** : Azote et/ou Phosphore, qui sont souvent les éléments nutritifs limitants dans les plans d'eau, ils sont associés à la lumière, ces éléments permettent un développement important de la biomasse et par conséquent des cyanobactéries.
- **La température de l'eau** : Les cyanobactéries sont capables de croître dans une gamme de température allant de 5 à 35 °C. La saison préférée de la prolifération commence au printemps lorsque l'eau dépasse 15°C. Elles restent présentes jusqu'à l'automne. Les températures optimales sont supérieures à celles des algues vertes et diatomées.
- **L'ensoleillement** : un fort ensoleillement favorise la prolifération des cyanobactéries
- **Les précipitations** : Bien que les précipitations peuvent refroidir les plans d'eau, celles-ci peuvent également apporter des éléments nutritifs (phosphore et azote) par lessivage des sols.
- **L'agitation du milieu** : Certaines espèces se développent lorsque le milieu est calme.
- **La turbidité** : Une turbidité élevée favorise le développement de certaines cyanobactéries par rapport aux autres algues.
- **Le manque de prédateurs** : Dans l'eau, les phytoplanctons sont consommés par les zooplanctons. Cependant, les cyanobactéries sont difficilement digérées par les zooplanctons. La population des cyanobactéries peut donc augmenter contrairement aux autres micro-algues. [47]

Ainsi, les proliférations de cyanobactéries apparaissent le plus souvent dans les milieux eutrophes (enrichis en nutriments) et lorsque les masses d'eau sont stratifiées, en période estivale. Ces conditions sont en fait favorables au développement de toutes les espèces du compartiment phytoplanctonique, les cyanobactéries sont souvent celles qui gagnent ces compétitions [12].

Un plan d'eau eutrophisée, calme, chaud et ensoleillé en plein été est un milieu idéal pour la prolifération des cyanobactéries [45].

8.2. Impact de prolifération des cyanobactéries

8.2.1. Impacts environnementaux

Les proliférations de cyanobactéries ont des conséquences multiples à la fois sur le fonctionnement des écosystèmes et sur leurs usages. Les effets négatifs de cette prolifération sont résumés dans le tableau suivant :

Tableau 2 : Effets indésirables des proliférations de cyanobactéries dans les milieux aquatiques. [31]

SUR L'ENVIRONNEMENT	Modification de l'aspect de la ressource (coloration inhabituelle, des irisations en surface, écumes) Nuisance olfactive lors de la décomposition des fortes biomasses
SUR LES ORGANISMES DU MILIEU	Diminution de la biodiversité Perturbation des réseaux trophiques (impasse trophique, forte compétition avec les autres espèces phytoplanctoniques) Mortalité de poissons (intoxication ou diminution de la teneur en oxygène) Mortalité d'oiseaux (intoxications) Intoxications d'animaux domestiques ou sauvages par abreuvement
SUR LES USAGES DE L'EAU	Coloration, odeur, texture décourageant la baignade Irritations de la peau et des muqueuses suite à des baignades Perturbations du fonctionnement des procédés de traitement des eaux d'alimentation Dégradation de la qualité organoleptique des eaux d'alimentation mal traitées Risques sanitaires (ingestion, inhalation ou exposition par dialyse si les toxines sont mal éliminées) Perturbation des appareillages de dialyse par colmatage accéléré, si le traitement en amont est insuffisant

8.2.2 Impacts sanitaires des proliférations de cyanobactéries

Un grand nombre d'espèces de cyanobactéries est capable de synthétiser des toxines de diverses natures qui peuvent avoir des impacts néfastes sur la faune et la flore aquatiques, la santé des animaux terrestres (tab.3), et de l'Homme (tab.4). [16]

• Les conditions influençant sur la production des cyanotoxines

Quelques espèces produisent leurs toxines durant toute la phase de croissance alors que d'autres le font à la fin de la phase logarithmique. La température optimale de production de toxines s'étend de 15 à 25°C, selon les espèces. Finalement, des concentrations de phosphore de 0,3 à 0,6 mg/L et d'azote de 1,0 à 6,0 mg/L semblent adéquates pour la synthèse de toxines. Il est donc raisonnable d'affirmer que les conditions environnementales estivales sont susceptibles de favoriser la croissance des cyanobactéries ainsi que la production de leurs toxines. Les conditions qui déclenchent la production de cyanotoxines sont encore mal connues. [46]

8.2.2.1 Les principaux types de cyanotoxines

Les toxines cyanobactériennes sont des poisons naturels qui sont emmagasinés dans certaines cyanobactéries, ces dernières peuvent produire plusieurs types de toxines, classées généralement selon leur mode d'action: les hépatotoxines (agissant sur le foie), les neurotoxines (agissant sur le système nerveux) et les dermatotoxines (agissant sur la peau). Ces toxines sont intracellulaires, synthétisées par les cellules en croissance et sont le plus souvent libérées dans le milieu à l'occasion de la sénescence, de la mort ou de la lyse cellulaire; même avec un faible taux de cyanobactéries, l'eau peut être fortement toxique. [3]

a- Les hépatotoxines

Ce sont les toxines de cyanobactéries qui sont le plus fréquemment rencontrées lors de proliférations [53], elles comprennent les microcystines, les nodularines et les cylindrospermines. Elles sont impliquées dans de nombreux épisodes d'intoxication. Chez les vertébrés, l'organe cible est essentiellement le foie, où elles provoquent d'importantes lésions induisant lors d'intoxications aiguës une dégénérescence du cytosquelette des hépatocytes, une lyse cellulaire et la mort des individus intoxiqués par hémorragie hépatique. D'autres

organes tels que les reins ou les intestins peuvent être également altérés. Les microcystines sont également des agents promoteurs de tumeurs hépatiques. [49]

Les hépatotoxines produites par *Microcystis*, *Anabaena*, *Oscillatoria*, *Nodularia*, *Nostoc*, *Cylindrospermopsis* et *Umezakia*. [53]

➤ Les microcystines et les nodularines

Ce sont des peptides cycliques constitués respectivement de sept à cinq acides aminés. Leur masse moléculaire est comprise entre 800 et 1100 daltons (Da). Il existe de nombreux variants structuraux de ces molécules et l'on compte à l'heure actuelle neuf variants de la nodularine et plus de 80 variants de microcystines. Ils diffèrent essentiellement par la nature de l'acide aminé en position 2 et 4 et par la méthylation des acides aminés en position 3 et 7. [17]

Les microcystines ont d'abord été détectées chez le genre unicellulaire colonial *Microcystis*, d'où leur nom, mais elles sont également synthétisées par des genres filamenteux comme *Anabaena*, *Planktothrix*, *Anabaenopsis* et *Nostoc*. Les nodularines sont synthétisées essentiellement par le genre *Nodularia*, rencontré en eau saumâtre et en milieu marin.

Leur toxicité sur souris exprimée en DL₅₀ à 24 h en injection intrapéritonéale (i. p.) est de 50 à plus de 1200 µg kg⁻¹. Seuls quelques variants non toxiques ont été identifiés. [25]

➤ La cylindrospermopsine et ses analogues

Les espèces actuellement connues comme productrices de cylindrospermopsine sont : *Cylindrospermopsis raciborskii*, *Aphanizomenon ovalisporum*, *Anabaena bergii*, *Umezakia natans* et *Raphidiopsis curvata*. La cylindrospermopsine est un alcaloïde de 415 Da agissant principalement sur la foie via l'inhibition de la synthèse protéique. D'autres organes sont également atteints tels que les reins, les poumons, les intestins et le thymus. Cette toxine est également un agent mutagène. La toxicité exprimée en DL₅₀ à 24 h en injection i. p. sur souris est de 2100 µg kg⁻¹. À ce jour, deux variants de la cylindrospermopsine sont répertoriés, un toxique, la 7-épicylindrospermopsine et un non toxique, la désoxycylindrospermopsine. [39]

b- Les neurotoxines

Les neurotoxines produites par les cyanobactéries sont regroupées en deux familles :

- les anatoxines
- la saxitoxine et ses dérivés

Leur cible est la jonction neuro-musculaire avec un mode d'action spécifique à chacune des familles de neurotoxines. Elles sont essentiellement produites par les genres planctoniques *Anabaena* et *Aphanizomenon*, mais également le genre benthique *Phormidium* [12].

➤ Les anatoxines

Les anatoxines sont des alcaloïdes synthétisés uniquement par des cyanobactéries.

L'anatoxine-a est une amine secondaire de 165 Da. C'est un agent dépolarisant post synaptique de la jonction neuromusculaire entraînant une paralysie musculaire menant à la mort par arrêt respiratoire chez les mammifères. Son homologue, l'homoanatoxine-a (179 Da), possède des propriétés physico-chimiques et toxicologiques très voisines. Leur toxicité sur souris exprimée en DL50 i. p. est de 200 à 250 µg kg⁻¹.

L'anatoxine-a(s) est un ester phosphate d'une N-hydroxyguanine cyclique de 252 Da.

C'est une toxine inhibitrice de l'acétylcholinestérase. Elle induit une hyperactivité des neurones post-synaptiques et donc une paralysie musculaire conduisant à la mort par arrêt respiratoire. Sa toxicité sur souris exprimée en DL50 à 24 h en i. p. est de 20 µg kg⁻¹ [42].

➤ Les saxitoxines

Outre les cyanobactéries, elles sont également produites par certaines espèces de dinoflagellés marins et sont responsables, en milieu marin, d'intoxications neurologiques parfois mortelles connues sous le nom d'intoxication paralysante par les fruits de mer (IPFM) ou par les poissons (« paralytic shellfish poisoning » des anglo-saxons, PSP). Ce sont des alcaloïdes à un noyau tétrahydropurique. Vingt-cinq variants moléculaires de 241 à 491 Da sont connus à ce jour. Certains de ces variants sont non sulfatés comme la saxitoxine et néo-saxitoxine, mono-sulfatés (en R2, R3 ou R4) comme les gonyautoxines (GTxs) ou doublement sulfatés comme les C-toxines (en R2, R3 et R4). Ces toxines sont des inhibiteurs des canaux sodium voltage dépendant qui bloquent la transmission nerveuse ce qui se traduit, chez les mammifères, par une paralysie musculaire entraînant la mort par arrêt respiratoire. La DL50 de la saxitoxine est de 10 µg kg⁻¹ après 24h en injection i. p. chez la souris [13].

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

La β-N-méthylamino-L-alanine est une molécule de type acide aminé non impliquée dans la synthèse ribosomale de protéine. La BMAA est une neurotoxine qui provoque une excitation des neurones et qui serait à l'origine de maladies neurodégénératives (sclérose

amyotrophique latérale, Alzheimer, Parkinson). Cox *et al.* (2005) ont détecté la BMAA chez 95 % des genres (20/21) et 97 % des souches (29/30) de cyanobactéries étudiées provenant des États-unis d'Amérique, d'Europe, d'Inde, d'Israël ou de différents océans ou mers. Selon ces auteurs, cette molécule serait produite par toutes les cyanobactéries symbiotiques, planctoniques ou benthiques, qu'elles soient terrestres ou aquatiques (eau douce, eau saumâtre ou milieu marin) [21].

c- Les dermatotoxines

La lyngbyatoxine A, les aplysiatoxines et la debromoaplysiatoxine sont des alcaloïdes, responsables de cas de fortes irritations cutanées et d'inflammations gastro-intestinales et dont la présence n'a été démontrée à ce jour que dans les eaux de mer. La lyngbyatoxine A a par ailleurs une structure similaire à la téléocidine A produite par un actinomycète (*Streptomyces*) qui est un agent potentiel de promotion tumorale.

Aplysiatoxines et debromoaplysiatoxine sont également de potentiels agents promoteurs de tumeurs et des activateurs de protéines kinase C [21].

d- Les lipopolysaccharides

Les lipopolysaccharides (LPS) sont des endotoxines constitutives de la paroi cellulaire de cyanobactéries ou d'autres bactéries Gram négatives. Elles sont constituées d'un sucre et d'un lipide. C'est ce dernier qui est responsable de réactions allergiques et toxiques chez les animaux et les humains et à l'origine d'irritations cutanées [21].

8.2.2.2. Intoxications dues aux cyanotoxines :

Les petits et grands mammifères sont susceptibles de se trouver en contact avec des cyanobactéries toxiques lorsqu'ils fréquentent des plans d'eau pour se désaltérer. Un nombre important de cas d'empoisonnement est maintenant rapporté dans la littérature concernant les ovins et surtout les bovins, le tableau suivant présente quelques intoxications animales par les cyanotoxines [19].

Tableau 3 : Exemples d'intoxications animales liées aux toxines de cyanobactéries [12].

Cyanobactéries	Animaux décédés	Toxicité/toxines	Pays
<i>Microcystis aeruginosa</i>	Bétail	Hépatotoxicité/MC	Argentine
	Bétail	Hépatotoxicité	Norvège
	Moutons	Hépatotoxicité	Australie
	Chiens	Hépatotoxicité/MC	Angleterre France
	Truites	Hépatotoxicité/MC	Ecosse
	Bétail, Rhinocéros blanc	Hépatotoxicité/MC	Afrique
	Canards	Hépatotoxicité/MC	Japon
<i>Anabaena circinalis</i> <i>Anabaena flos-aquae</i>	Bétail, Moutons Chiens, Cochons, Canards Bétail Oiseaux aquatiques	Neurotoxicité/SAX Neurotoxicité/ANTX-a Neurotoxicité/ANTX-a Neurotoxicité/ANTX-a	Australie Etas-Unis Canada Canada
<i>Oscillatoria</i> sp.	Chiens	Neurotoxicité/ANTX-a	Ecosse, Irlande
<i>Planktothrix agardhii</i>	Oiseaux aquatiques, Poissons et Rats musqués	Hépatotoxicité	Finlande
<i>Nodularia spumigena</i>	Chiens, Bétail Chiens Moutons, Bétail	Hépatotoxicité/Nodularines Hépatotoxicité Hépatotoxicité/Nodularines	Finlande, Norvège, Suède, Afrique, Allemagne Australie
<i>Phormidium favosum</i> <i>Cylindrospermopsis raciborskii</i>	Chiens Chiens Bétail, Moutons	Hépatotoxicité Neurotoxicité/ANTX-a Hépatotoxicité/CYL	Allemagne France Australie

MC : Microcystines, SAX : Saxitoxines, ANTX-a : Anatoxine-a, CYL : Cylindrospermopsines

De nombreuses études ont révélé chez les personnes intoxiquées accidentellement par des cyanobactéries et leurs toxines. Une consommation régulière de faibles doses de toxines favorise l'apparition de troubles chroniques du foie et du tube digestif avec une nécrose, une fibrose cellulaires progressive et une infiltration leucocytaire des tissus endommagés.

Le degré d'intoxication dépend de la concentration et de la nature des toxines, l'âge de la personne, de son sexe et de son état de santé [21],

Le tableau 4 présente quelques intoxications humaines par les cyanotoxines.

Tableau 4 : Exemples d'intoxications humaines liées aux toxines de cyanobactéries [12].

	Cyanobactéries /toxines	Effet	Pays
Par ingestion	<i>Microcystis</i> sp.	épidémie de gastro-entérite	Etats-Unis
	<i>Microcystis</i> sp. et <i>Anabaena Circinalis</i>	nausées, diarrhées	Canada
	<i>Microcystis aeruginosa</i>	épidémie de gastro-entérite	Zimbabwe
	<i>Phormidium</i> sp. <i>Lyngbia</i> sp.	épidémie de gastro-entérite	Etats-Unis
	<i>Cylindrospermopsis raciborskii</i>	hépatite, vomissements, diarrhées...	Australie
	<i>Microcystis aeruginosa</i>	maux de tête, diarrhées, vomissements	Grande Bretagne
	<i>Planktothrix agardhii</i>	épidémie de gastro-entérite	Suède
	<i>Planktothrix agardhii</i>	dermatite, asthme, vomissement	Grande Bretagne
Par hémodialyse	Microcystines	117 intoxications, 60 morts	Brésil
	<i>Microcystis aeruginosa</i> et <i>Aphanizomenon flos-aquae</i>	intoxications ?	Portugal

Produced with ScantOPDF



CHAPITRE II

MATERIEL ET METHODES



1. Description du site « barrage FOUM ELGUEISS »

➤ Situation

Le réseau du barrage de FOUM ELGUEISS, est situé à 19 Km à l'Ouest de Khenchela et au Sud –Est du chef lieu de la commune de Kais, distant de 1.5 Km de R.N 88. Il est destiné à l'irrigation de la haute plaine de REMILA [20].

Ses délimitations sont par l'Est la daïra d'Elhamma, côté Ouest par la forêt domaniale de Beni Ouedjana (F.D.B.O), le Nord par la ville de Kais et enfin la forêt domaniale d'Ouled Yacoub (F.D.Y.O) par le sud. Ses coordonnées géographiques sont $35^{\circ} 28' 28''$ N de latitude, $06^{\circ} 56' 09''$ E de longitude et 1013m d'altitude (fig.3) [19].

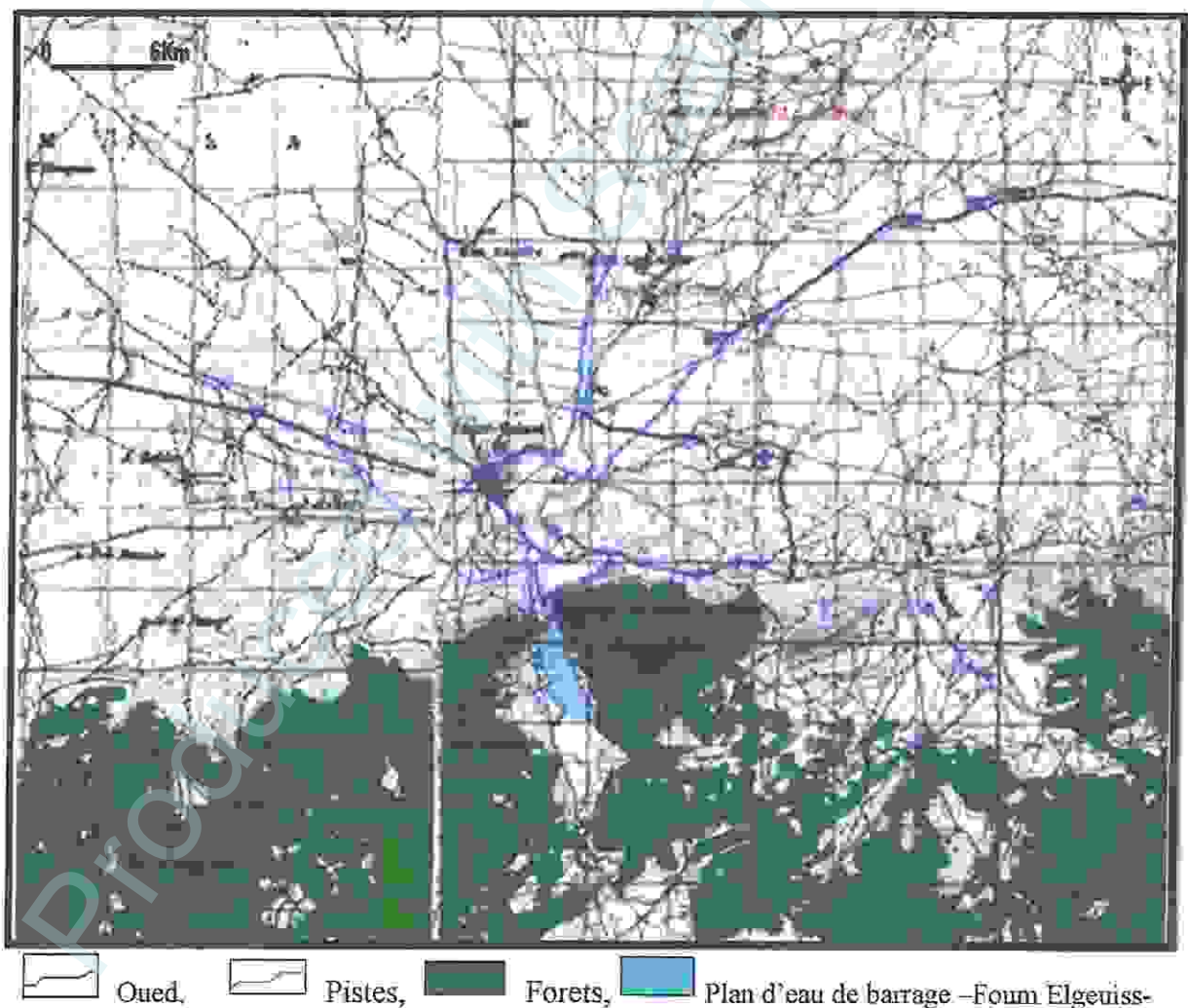


Figure 3 : Carte de situation du barrage de Foug Elgueiss [19].

➤ Historique

La construction du barrage proprement dit a débuté en 1931. Son achèvement et sa mise en eau ont eu lieu au cours des années 1938 et 1939.

Des campagnes de mesures topographiques et bathymétriques ont été réalisées en 1975 par la Compagnie Générale de Géophysique (France) et en 2001 par l'Organisation Nationale de Contrôle Technique de la Construction Hydrique (CTH).

D'après le rapport de CTH, la cote des Plus Hautes Eaux (PHE) est de 964.00 m et la cote de retenue normale (RN : seuil du déversoir) est de 961.90 m dans le système altimétrique du barrage [20].

➤ Caractéristiques

Le site est absolument magnifique, situé entre les communes d'El Hamma et de Kaïs, dans la wilaya de Khenchela, n'est plus exploité depuis six ans. Et ce n'est nullement à cause d'un déficit pluviométrique.

Envasé à 100%, ce barrage d'une capacité réelle de 2,5 millions de mètres cubes n'alimente plus en eau les foyers de la région. Pris en charge par l'Agence nationale des barrages (ANB) sur instruction du ministère des Ressources en eau, ce barrage bénéficie actuellement d'une étude spéciale dirigée par le bureau d'études français *Hydroplus* afin d'augmenter sa capacité d'emmagasinement [50].

Les principales caractéristiques de barrage Foug Elgeuiss sont représentées dans le tableau suivant :

Tableau 5 : Principales caractéristiques du barrage Foug Elgeuiss [20].

Affluents	Barrage Foug Elgeuiss
Type	Encrochements avec masque en béton
Déversoir	A seuil libre non vanne
Sources d'approvisionnement en eau	Oued Geuiss et ses affluents
Capacité après surélévation 2005	0,605 HM ³
Capacité dernière levée bathymétrique 2005	0,045 HM ³
Apport moyen annuelle	11,3 HM ³
Précipitation moyenne annuelle	409 M/M
Évasement annuelle	0,03 HM ³
Volume régularisé	3,2 HM ³
Cote retenu normal	961,90 M
Surface bassin versant	156 KM ²
Surface du plan d'eau à la RN	12,84 HA

➤ Réseau hydrographique

L'origine d'approvisionnement en eau de barrage de Foug Elgeuiss est d'origine pluviale véhiculé par ses affluents, principalement l'Oued d'Elgeuiss, passant par la localité de tamza daïra d'Elhamma [19].

➤ Cadre biotique

Selon l'administration des forêts de kais; il existe beaucoup d'espèces végétales et animales, on peut y citer quelques unes :

La faune : Chaque année le barrage de Foug Elgeuiss reçoit beaucoup d'oiseaux migrateurs provenant d'Italie et de sud d'Espagne (détroit de Gibraltar) dont les espèces dénombrées au cour de ces dernières années sont : La cigogne blanche (*Ciconia ciconia*), la poule d'eau (*Gallinula chloropus*), Foulque macroule (*Fulica*), Héron cendré (*Ardea cinerea*), Aigrette garzette (*Egretta garzetta*), Aigrette garde-bœuf, Busard des roseaux (*Circus aerugmosus*), Balbazard (*Pandion haliaetus*), Spatule blanche (*Platalea leucorodia*), Grue cendré (*Grus grus*).

En ce qui concerne la faune aquatique on peut rencontrer la carpe argentée (*Hypophthalmichthys molitrix*), la carpe royale, la carpe commune (*Cyprinus carpio*), le barbeau (*Barbus barbus*), ainsi que des tortues aquatiques (*Emydura subglobosa*),

La flore : La tiffa ou Roseau (*Phragmites*), Tamarix, les espèces accompagnatrices : le pin d'Alep (*Pinus halpensus*), Chêne vert (*Quercus ilex*), Olivier sauvage (*Olea sativa*) et l'eucalyptus (*Eucalyptus australis*) [19].

2. Stratégie d'échantillonnage

La stratégie d'échantillonnage doit être étroitement liée au thème et aux échelles d'observations tracées afin d'établir une représentation plus ou moins fidèle de la situation réelle des peuplements.

Toutefois, l'échantillonnage soulève un certain nombre de points dont le choix précis du site, des stations de prélèvement, du nombre d'échantillon, de la profondeur du prélèvement permettant ainsi une estimation satisfaisante [11].

2.1. Localisation des stations de prélèvement

Dans le cas d'une retenue d'eau, il y a lieu de choisir plusieurs points de prélèvements ; puisque les différents constituants du barrage ne sont pas homogènes pour toutes les régions de l'écosystème, pour cela, quatre stations d'échantillonnage ont été sélectionnées.

Dans les eaux du barrage **Foum Elgueiss**, le réseau de quatre stations d'échantillonnage (S_1, S_2, S_3, S_4) (fig.4), été retenu, tenant compte des critères suivants :

- Hétérogénéité des eaux ;
- L'accessibilité au site d'étude ;
- Direction des vents.

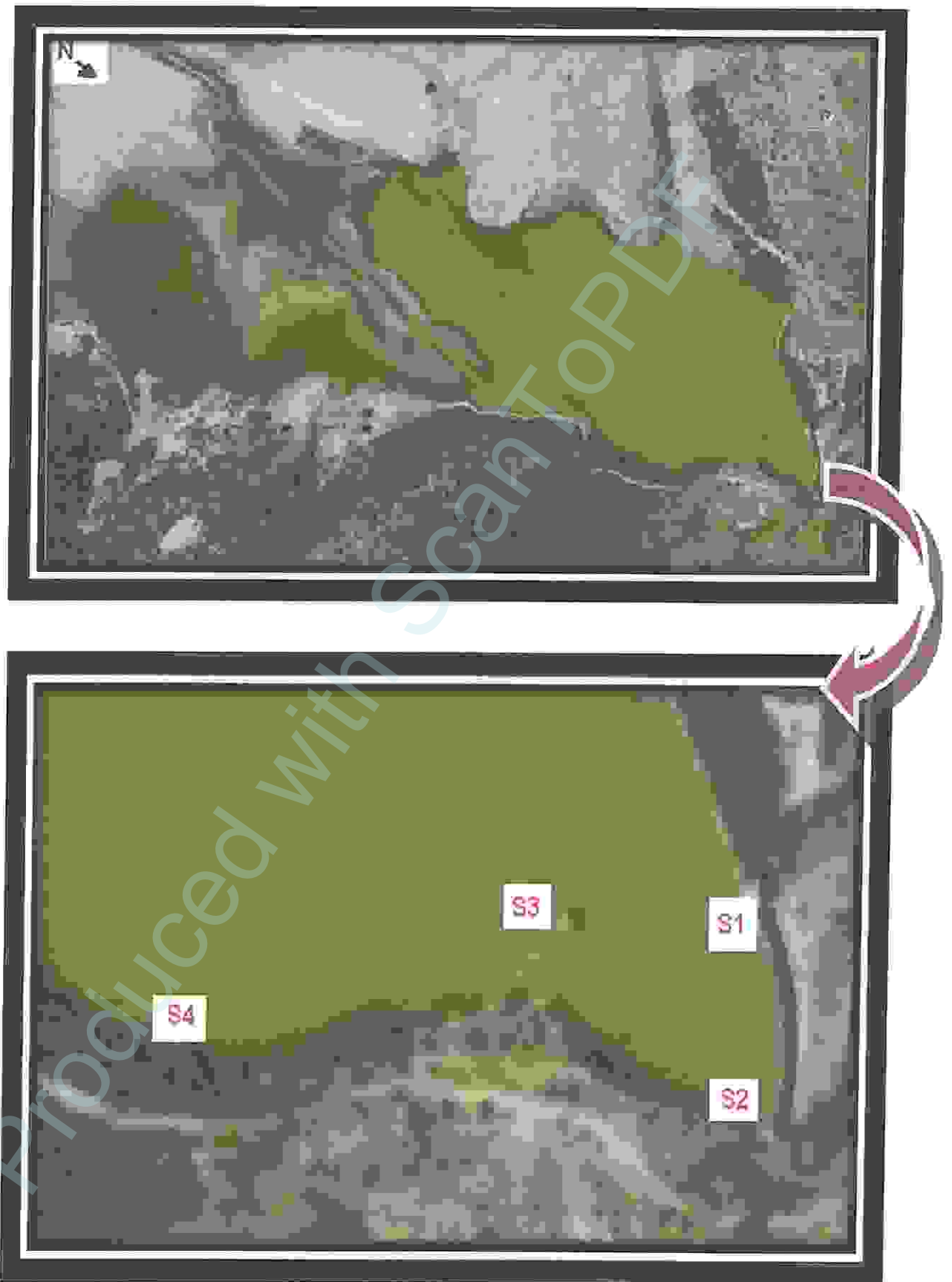


Figure 4 : Localisation des stations de prélèvement [50].

2.2. Etude des cyanobactéries

Dans le barrage FOUM ELGUEISS, la récolte des cyanobactéries a été réalisée mensuellement pendant la période de Juillet à Novembre 2010.

Pour la réalisation de l'étude qualitative et quantitative (le dénombrement) de ces micro-organismes, les prélèvements ont été effectués à l'aide d'un filet à plancton de 20 μ m de vide de maille muni d'un collecteur (fig.5). L'opération consiste à filtrer 50L d'eau de surface [36], à 20 cm en dessous [6], puis à transférer le contenu collecté dans un flacon en verre ombré contenant 5ml de formaldéhyde à 13% ce qui permet de fixer les structures contenues dans le filtrat [14]. Le flacon est muni d'étiquette sur laquelle sont notés : la date, le site et la station du prélèvement.

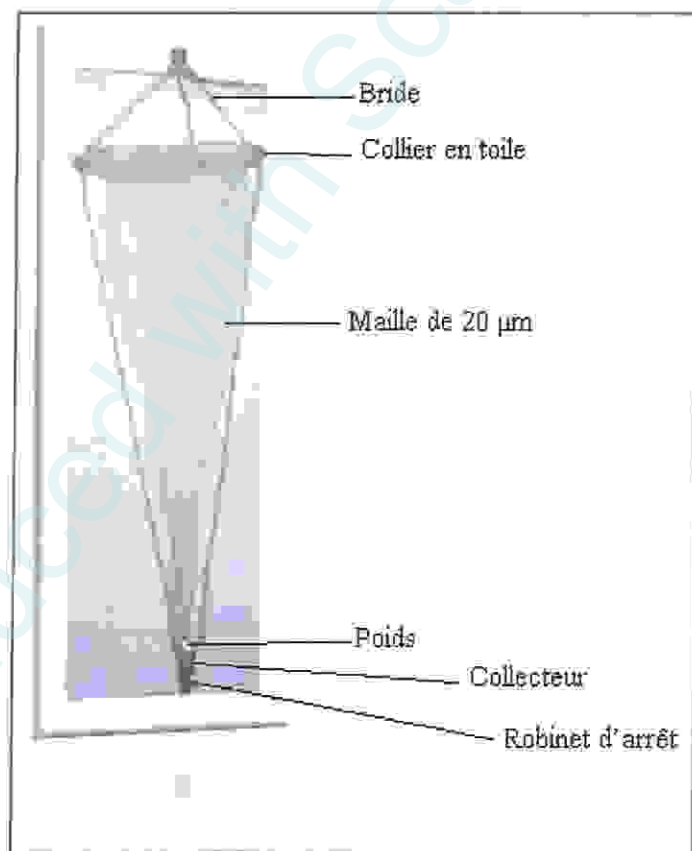


Figure 5 : Photographie d'un filet à plancton [11].

2.2.1. Identification des cyanobactéries

La détermination des genres récoltés a été réalisée dans le laboratoire de la microbiologie de l'université du Guelma, à partir de l'observation, sous microscope optique, des caractères morpho-anatomiques représentant les clés d'identification proposées par Bourrelly, (1985) [10].

Les principaux critères retenus sont :

- La structure de la micro-algue (unicellulaire ou filamenteuse) ;
- La présence ou non : d'une gaine gélatineuse, d'akinètes et d'hétérocystes.

2.2.2. Dénombrement des cyanobactéries

Chaque échantillon est soigneusement homogénéisé ; une goutte (volume précis) est prélevée puis mise entre lame et lamelle et observée au microscope photonique suivant un parcours horizontal sur toute la longueur de la lamelle ; cette opération est répétée 4 à 5 fois en se décalant nettement sur la hauteur de la lamelle, d'environ un champ de microscope, afin d'éviter tout chevauchement [28].

Les cyanobactéries présentes, indépendamment de leurs genres, sont comptées sous l'objectif (40x) [15].

2.2.3. La fréquence d'apparition des genres identifiés

Dans un peuplement considéré il est intéressant de connaître pour chaque espèce sa fréquence d'apparition : cette dernière est définie comme étant le rapport exprimé en pourcentage du nombre de prélèvements où se trouve cette espèce sur le nombre total des prélèvements effectués [7].

$$F\% = \frac{P_i}{P} \times 100$$

F : La fréquence de l'espèce i .

P_i : Le nombre de prélèvement dans lequel se trouve l'espèce i .

P : Le nombre total des prélèvements effectués.

3. Analyse physico-chimique

Les paramètres physico chimiques étudiés sont : la température, les nitrites, les nitrates, l'azote ammoniacal, les orthophosphates, la matière en suspension et la chlorophylle a . L'étude physicochimique des eaux se fait au niveau du laboratoire EMMAL de l'Université de Annaba.

3.1. La température

Il est très important de connaître la température de l'eau avec une bonne précision. En effet, celle-ci joue un rôle dans la solubilité des sels et surtout des gaz, dans la dissociation des sels dissous donc sur la conductivité électrique et dans la détermination de pH [35].

- La mesure de la température ($T^{\circ}\text{C}$), a été réalisée « *in situ* » à l'aide d'un thermomètre.

3.2. La matière en suspension

Les matières en suspension (MES) sont des matières fines minérales ou organiques insolubles visibles à l'œil nu qui contribuent à la turbidité de l'eau et de ce fait la production primaire photosynthétique. Elles peuvent être considérées comme des transporteurs importants de polluants [26].

La connaissance de la quantité de matière en suspension est importante pour l'étude des milieux aquatiques.

> Principe et méthode

La détermination de la matière en suspension dans l'eau a été réalisée par l'application de la méthode de pesée différentielle après filtration d'échantillon sur un filtre en fibre de verre WHATMAN GF/C 47 μm de porosité.

Le filtre a été pesé avant et après filtration. La différence de poids permet de connaître le poids sec total de la matière en suspension dans le volume filtré correspondant.

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

P1 = poids du filtre avant filtration (mg).

P2 = poids du filtre après filtration (mg).

V = volume d'eau filtrée (litre).

3.3. La chlorophylle a

La détermination quantitative de la fraction particulaire vivante dans les milieux aquatiques est importante pour l'étude et la compréhension des phénomènes écologiques. Pour cela, une estimation de la biomasse phytoplanctonique par voie chimique (par extraction et détermination des pigments photosynthétiques) s'avère satisfaisante, plus simple et plus rapide que des méthodes basées, par exemple, sur le comptage des cellules.

➤ Principe et méthode

La chlorophylle a est facilement et rapidement déterminée par extraction dans de l'acétone à 90%, selon la méthode trichromatique.

➤ Mode opératoire

a) Filtration

- Filtrer un volume connu d'échantillon (0.5 à 5 litres) sous vide, sur membrane en fibre de verre (WHATMAN GF/C 47 µm).

b) Extraction

- Introduire la membrane filtrante dans un tube à centrifuger contenant 10 ml d'acétone à 90%.
- Déchiqueter le filtre à l'aide d'une baguette ou d'un tube en verre à embout coupant agiter vigoureusement pour disperser les fibres.
- Placer le tube à l'obscurité et au frais pendant une vingtaine d'heures de façon à permettre l'extraction de la chlorophylle.
- Après extraction, centrifuger à 4000 tr/min pendant 5 minutes.
- Transférer le surnageant dans la cuve du spectrophotomètre.

c) Mesure

- Effectuer les mesures d'absorbance des extraits selon la méthode trichromatique.
- Mesurer les absorbances brutes des extraits à 664- 647 et 630 nm.

d) Expression des résultats

La teneur en chlorophylle a se calcule ainsi :

$$[\text{Chl } a] \mu\text{g/l} = (11.85 \times A_{664} - 1.54 \times A_{647} - 0.08 \times A_{630}) \times \nu / V \times L$$

V : volume d'eau filtrée (l).

ν : volume d'acétone (ml).

L : longueur du trajet optique de la cuve de mesure (cm).

3.4. Dosage des sels nutritifs

Les sels nutritifs ont été dosés selon la méthode d'Aminot et Kérouel (2004) [2], à l'exception des nitrates qui ont été dosés selon Aoac (2002) [4].

3.4.1. L'azote nitrique (nitrate NO_3^-)

L'ion nitrate est la forme oxydée stable de l'azote en solution aqueuse. Il entre dans le cycle de l'azote comme support principal de la croissance du phytoplancton. Il est ensuite régénéré à partir des formes organiques, par les bactéries. Lorsque la vitesse de régénération devient inférieure à la vitesse d'utilisation, les ions nitrates deviennent un facteur limitant de la croissance des algues.

➤ Principe

L'ion nitrate donne avec la brucine dans un milieu d'acide sulfurique une couleur jaunée. La vitesse de la réaction varie selon la température.

➤ Mode opératoire

- Dans un premier bécher : pipeter 5 ml d'échantillon à analyser clair, ajouter 1 ml de brucine sulfanilique.
- Dans un deuxième bécher, introduire 10 ml d'acide sulfurique.
- Mélanger le contenu des deux béchers (1- 2), en prenant soin d'ajouter le contenu du premier bécher dans l'acide sulfurique goutte à goutte.
- Verser d'un bécher à l'autre avec précaution 4 à 6 fois.
- Mettre à l'obscurité et laisser reposer pendant 10 mn.
- Introduire 10 ml d'eau distillée dans le bécher vide, après les 10 mn de pause, mélanger au premier bécher comme auparavant (4 à 6).
- Laisser refroidir à l'obscurité 20 à 30 mn, et compléter le volume jusqu'à 50 ml.
- Lire l'absorbance à l'aide d'un spectrophotomètre à la longueur d'onde $\lambda = 410 \text{ nm}$.

NB :

- La concentration des nitrates a été déterminée à partir de la courbe d'étalonnage.
- La préparation des réactifs est rapportée en annexe II.

3.4.2. Les Ortho phosphates (PO_4^{3-})

Cette méthode de dosage des orthophosphates reste jusqu'à présent une des méthodes les plus rapides et les plus simples pour le dosage des orthophosphates dans l'eau.

> Principe

Cette technique est basée sur la réaction des ions phosphates 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 de coloration bleue dont le maximum d'absorbance a lieu à une longueur d'onde égale à 885 nm.

> Mode opératoire

- Prendre 100ml de l'échantillon.
- Ajouter à cela 10ml du mélange réactifs.
- Attendre 5 mn et lire l'absorbance à $\lambda = 885 \text{ nm}$.

NB :

- La concentration des orthophosphates a été déterminée à partir de la courbe d'étalonnage.
- La préparation du mélange - réactifs est rapportée en annexe II.

3.4.3. L'azote nitreux (nitrite NO_2^-)

Dans le cycle de l'azote, les ions nitrites sont des intermédiaires entre l'azote ammoniacal et les ions nitrates. Les concentrations généralement trouvées dans les eaux : douces, saumâtres et marines vont de 0 à quelques micromoles d'azote nitreux par litre.

> Principe

Cette technique, est une des plus sensibles et des plus spécifiques pour l'analyse des eaux naturelles. Elle est basée sur la formation d'un diazoïque après réaction des ions nitrites avec la sulfanilamide en milieu acide ($\text{pH} < 2$)

➤ Mode opératoire

- Rincer d'abord une éprouvette de 50 ml avec l'eau à analyser.
- Introduire ensuite dans cette éprouvette 50ml (± 1) de l'échantillon.
- Ajouter, d'abord, 1ml de R(1) puis mélanger et laisser reposer 2 à 8 mn.
- Ajouter, ensuite, 1ml de R(2) et mélanger à nouveau puis attendre au moins 10 mn (mais pas plus de 2 heures).
- Lire l'absorbance à l'aide d'un spectrophotomètre à la longueur d'onde

$\lambda = 543$ nm.

R(1) : SOLUTION DE SULFANILAMIDE.

R(2) : SOLUTION DE N-NAPHTYL-ÉTHYLÉNEDIAMINE.

NB:

- La concentration des nitrites a été déterminée à partir de la courbe d'étalonnage.
- La préparation des réactifs est rapportée en annexe II.

3.4.4. L'azote ammoniacal (NH_4^+)

L'azote ammoniacal est présent sous deux formes en solution. L'ammoniac NH_3 et l'ammonium NH_4^+ .

L'azote ammoniacal provient des excréments animales et de la décomposition bactérienne des composés organiques azotés. Il est utilisé par le phytoplancton comme source d'azote.

➤ Principe

Le dosage de l'azote ammoniacal a été effectué après fixation immédiate sur terrain de l'échantillon par addition de deux réactifs [2].

➤ **Mode opératoire**

- Prendre 100 ml (plus au moins 5 ml) de l'échantillon.
- Ajouter 3 ml du R (1)'.
- Boucher et agiter pour bien homogénéiser.
- Ajouter sans attendre 3 ml du R (2)', boucher et agiter à nouveau.
- Placer immédiatement à l'abri de la lumière pendant 6 à 8 heures à température ambiante.
- Lire l'absorbance à $\lambda = 630$ nm.

R(1)' : SOLUTION DE PHÉNOL-NITROPRUSSIATE.

R(2)' : SOLUTION ALCALINE D'HYPOCHLORITE.

CHAPITRE III
RESULTATS ET DISCUSSION

Produced with ScantOPDF

1. RESULTATS DES PARAMETRES PHYSICO-CIMIQUES

Le style de vie photoautotrophe des cyanobactéries implique une dépendance vis-à-vis des facteurs physico-chimiques de l'environnement tels que la température, la matière en suspension et la concentration de nutriments dans l'eau (nitrite, nitrate, azote ammoniacal et l'orthophosphate) [32].

1.1. La température

La température de l'eau de barrage Fom Elgueiss varie entre 6 et 25°C, la température minimale étant relevée en Novembre et la maximale en Juillet (fig.6).

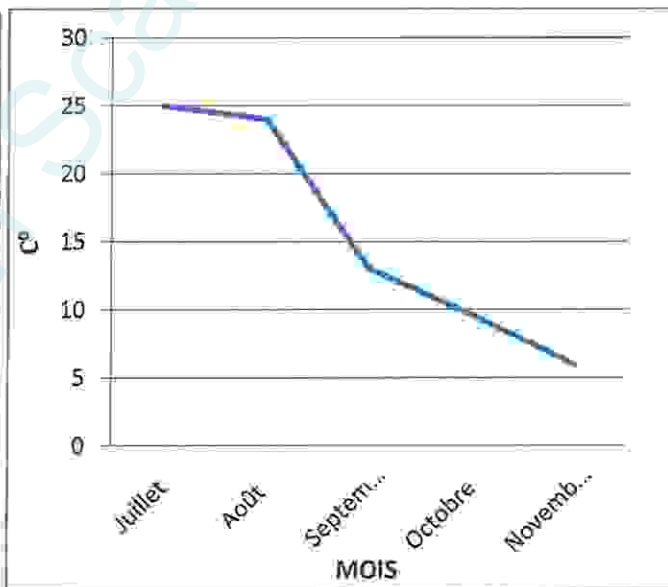
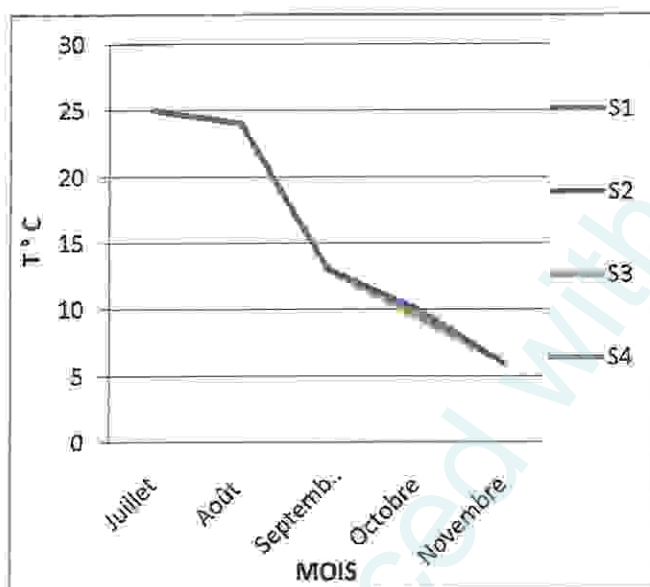


Figure 6 : Variations mensuelles de la température de l'eau dans les 4 stations
Figure 7 : Variations mensuelles de la température moyenne de l'eau
 (Barrage Fom Elgueiss : Juillet-Novembre 2010)

La température étant un facteur limitant, agit directement sur les activités enzymatiques en induisant une série de phénomènes physico-chimiques extrêmement importants au niveau cellulaire.

Nos relevés de la température concordent avec ceux de (Boussadia, 2008 [11] ; Mazbour, 2004 [33] ; Baba Ahmed, 2005 [6] et Bensafia, 2005 [8]) qui rapportent que les

maximums enregistrés en période estivale sont en réponse aux conditions climatiques locales notamment la température de l'air et le phénomène de l'évaporation.

1.2. Les Nitrates (NO_3^-)

Dans les eaux de barrage **Foum Elgueiss**, les teneurs en cet élément varient d'une station à une autre et d'un mois à l'autre, c'est au niveau de la station **S4** que la teneur maximale (proche de $1.5 \mu\text{g/l}$) est relevée en Octobre. Par ailleurs, dans la station **S2** un pic proche de $1.4 \mu\text{g/l}$ est relevé en Septembre. Dans les deux autres stations les valeurs en nitrate ne dépassent pas généralement $0.8 \mu\text{g/l}$ à l'exception du mois de Septembre où un pic proche de $1 \mu\text{g/l}$ est enregistré dans la station **S3** (fig.8).

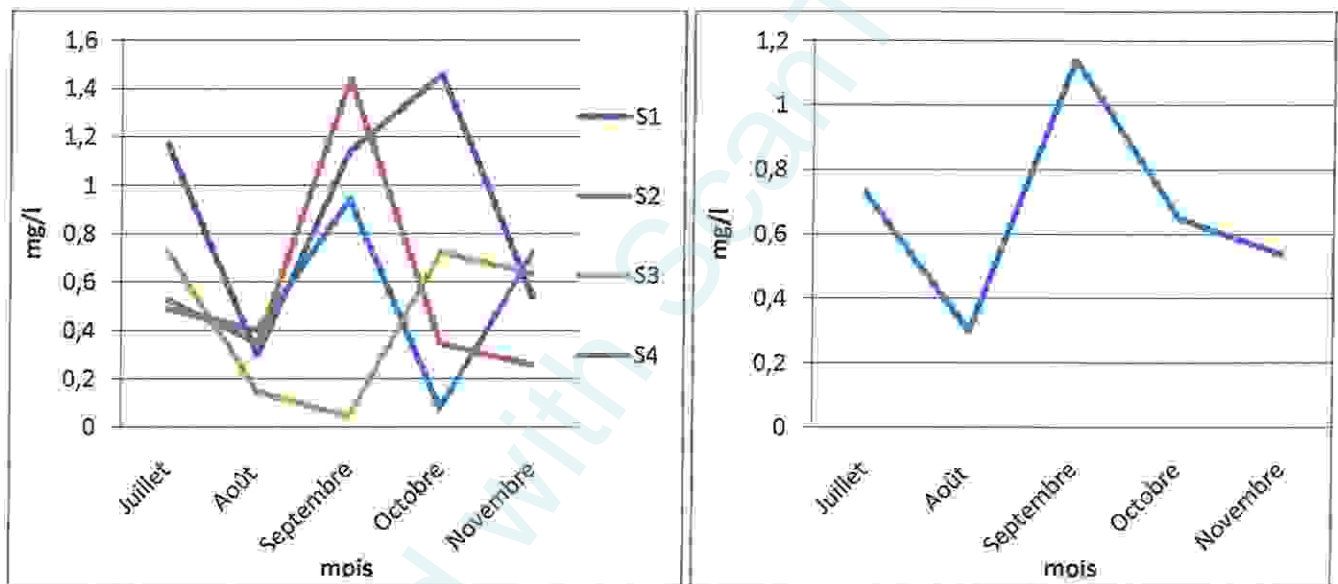


Figure 8 : Variations mensuelles des teneurs en nitrates de l'eau dans les 4 stations

Figure 9 : Variations mensuelles de la teneur moyenne en nitrates de l'eau

(Barrage Foum Elgueiss : Juillet-Novembre 2010)

La présence de fortes teneurs en nitrate relevées en Septembre s'expliquerait par la pluviométrie associée à cette période, basse température, les faibles conditions d'éclairement et le brassage par le vent [27] et donc moins de peuplements phytoplanctoniques consommateurs d'éléments azotés.

D'après les valeurs guide des ions nitrates contenus dans l'eau (admises par l'Agence Algérienne des bassins versants (tab.5)) nous pouvons confirmer que la qualité des eaux du barrage **Foum Elgueiss** est excellente.

1.3. Les nitrites (NO_2^-)

Les teneurs en nitrite montrent des variations similaires illustrées par l'apparition de pic en Septembre dans l'ensemble des stations d'échantillonnage (fig. 10).

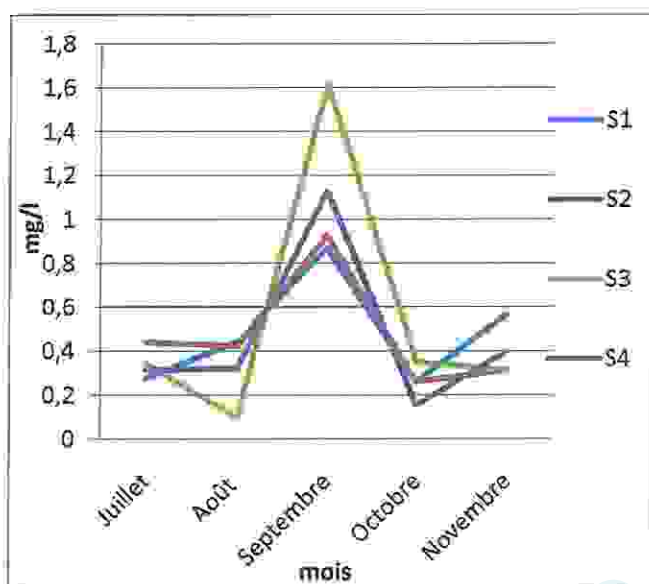


Figure 10 : Variations mensuelles des teneurs en nitrite de l'eau dans les 4 stations

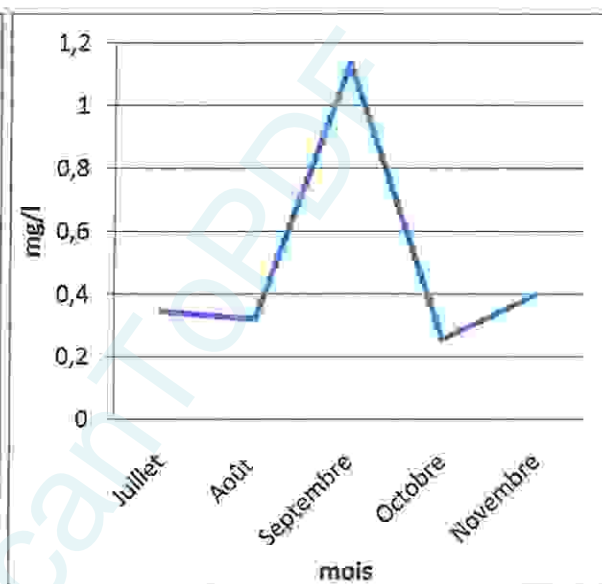


Figure 11: Variations mensuelles de la teneur moyenne en nitrite de l'eau

(Barrage Foum Elgueiss : Juillet-Novembre 2010)

Les teneurs maximales relevées en Septembre dans les eaux de Barrage **Foum Elgueiss** sont liées à la fois aux facteurs internes (les résidus de la vie animale, les rejets métaboliques, excréments des poissons, phénomène de la dégradation de la matière organique), et externes (précipitation et lessivage des terres).

En se référant aux valeurs guide de cet élément dans les eaux (admise par le Ministère Algérien de l'hydraulique) on peut conclure que les du barrage **Foum Elgueiss** sont de qualité médiocre.

1.4. L'azote ammoniacal (NH_4^+)

Les teneurs en azote ammoniacal dans les eaux du barrage **Foum Elgueiss** montrent des valeurs élevées en période estivale (dépassant 16 mg/l) à l'exception de la station **S3** où les teneurs en azote ammoniacal sont peu significatives (fig. 12).

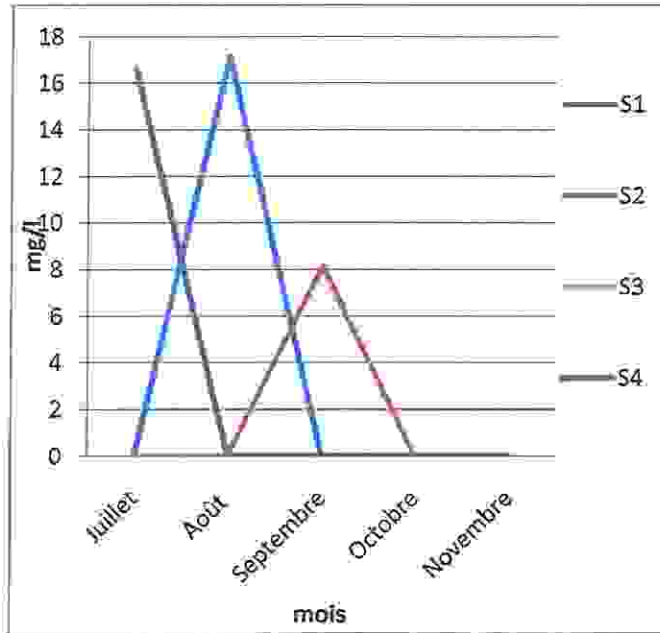


Figure 12 : Variations mensuelles des teneurs en azote ammoniacal de l'eau dans les 4 stations (Barrage Foug Elgueiss : Juillet-Novembre 2010)

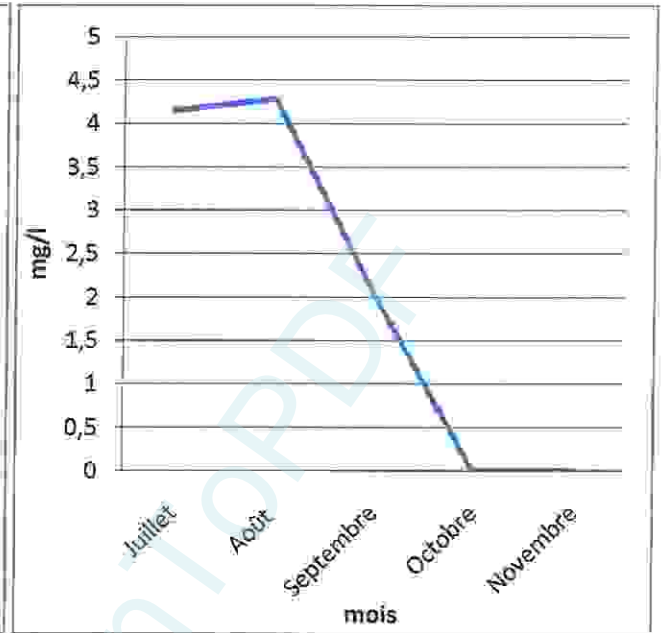


Figure 13 : Variations mensuelles de la teneur moyenne en azote ammoniacal de l'eau (Barrage Foug Elgueiss : Juillet-Novembre 2010)

L'absence ammoniacale dans les eaux du barrage Foug Elgueiss est vraisemblablement liée d'une part à une réaction de nitrification [18], tant que les produits de cette réaction sont présents dans le milieu et d'autre part à son assimilation algale durant leur période de croissance.

En ce qui concerne les fortes teneurs en azote ammoniacal relevées dans les eaux du barrage Foug Elgueiss en période estivale, elles s'expliquent par la libération subséquente de cet élément dans les conditions généralement anoxiques.

D'après les valeurs guide de l'azote ammoniacal contenu dans l'eau (admises par l'Agence Algérienne des bassins versants (tab.5)) nous confirmer que les eaux du barrage Foug Elgueiss sont de qualité médiocre.

1.5. Les Ortho-phosphates (PO_4^{3-})

Les teneurs moyennes, mensuelles ne dépassant pas 0,5 mg/l à l'exception des mois d'Août et Novembre où des pics de 0,66 et 0,57 mg/l sont respectivement relevés. (fig. 15)

C'est au niveau de la station S3 que la teneur la plus élevée est relevée en Août (0.66mg/l). Par ailleurs, dans les stations S1 c'est en mois de Novembre que la valeur maximale est relevée (proche de 0.6mg/l). En ce qui concerne la station S2 un pic estivale (0.45 mg/l) est notée.

En revanche c'est dans la station S4 que la faible teneur en cet élément est relevée en Octobre (>0.3 mg/l) (fig. 14 et 15).

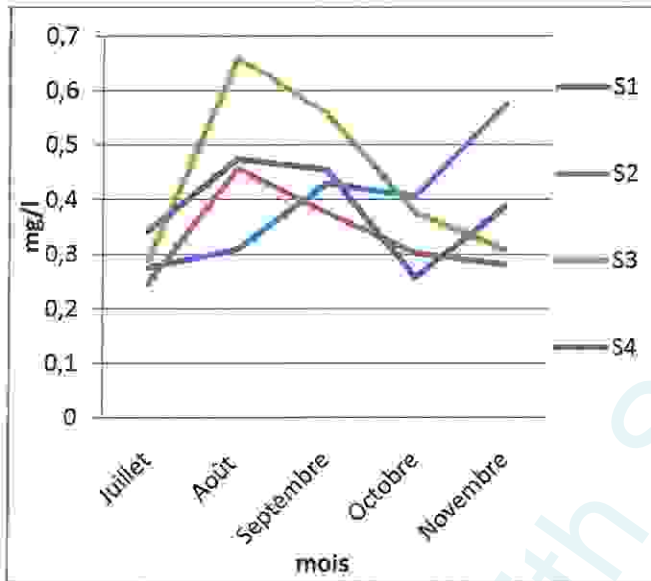


Figure 14 : Variations mensuelles des teneurs en orthophosphates de l'eau dans les 4 stations

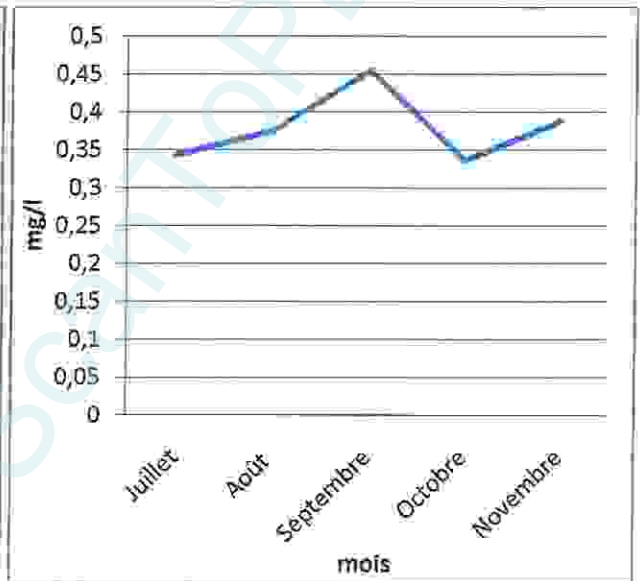


Figure 15 : Variations mensuelles de la teneur moyenne en orthophosphates de l'eau

(Barrage Foum Elgueiss : Juillet-Novembre 2010)

Les teneurs d'orthophosphate dans les eaux du barrage Foum Elgueiss sont généralement maximales en période estivale, ceci pouvait s'expliquer par le processus de relargage, phénomène par lequel le phosphore accumulé dans les sédiments est relâché dans la colonne d'eau.

Le pic automnal relevé en Novembre pouvait être lié aux apports externes et associé à la faible activité phytoplanctonique, consommateurs majeurs des éléments phosphorés. Comme étant l'élément constitutif de la matière vivante.

D'après les valeurs exprimées dans le tableau 6 La qualité des eaux de barrage Foum Elgueiss est bonne.

Tableau 6: Qualité des eaux de surface selon l'Agence Algérienne des bassins versants (1999) [11].

Classe de qualité	Excellente	Bonne	Passable	Médiocre	Pollution excessive
NH_4^+ (mg/l)	< 0.1	0.1 à 0.5	0.5 à 2	2 à 8	> 8
PO_4^{3-} (mg/l)	< 0.2	0.2 à 0.5	0.5 à 1	1 à 2	> 2
NO_3^- (mg/l)	< 5	5 à 25	25 à 50	50 à 80	> 80
NO_2^- (mg/l)	< 0.1	0.1 à 0.3	0.3 à 1	1 à 2	> 2

1.6. La matière en suspension (MES)

Les teneurs en matière en suspension dans les eaux de barrage **Foum Elguies** montrent des valeurs élevées en période estivale où elles varient de 27 à 46 µg/l dans les stations **S4, S1** respectivement, et des valeurs basses n'excédant pas 10 µg/l enregistrées en mois de Septembre dans l'ensemble des stations (fig. 16).

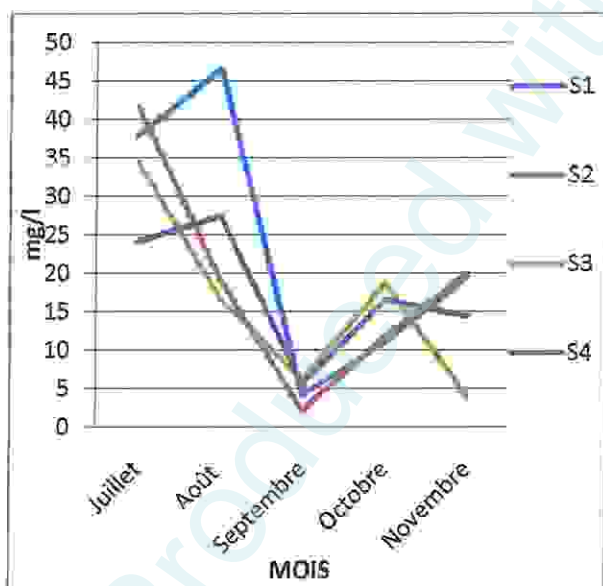


Figure 16: Variations mensuelles des teneurs en matière en suspension dans l'eau des 4 stations

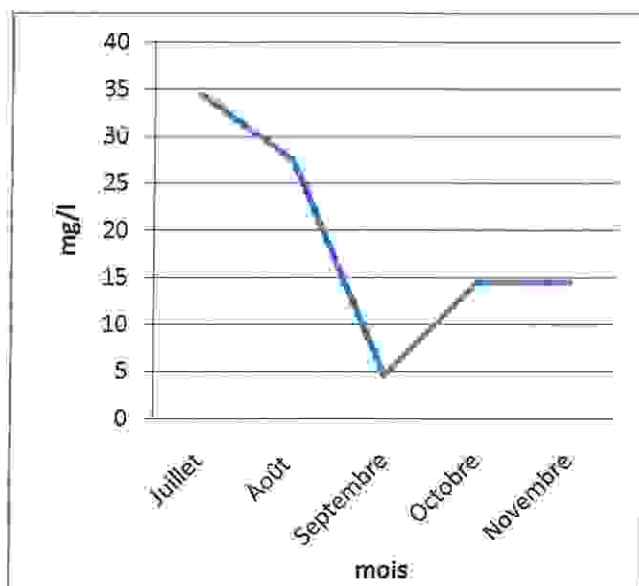


Figure 17: Variations mensuelles de la teneur moyenne en matière en suspension

(Barrage Foum Elguies : Juillet-Novembre 2010)

Les fortes teneurs en matière en suspension relevées en période estivale dans les eaux de barrage **Foum Elgueiss** sont liées à l'augmentation de la productivité primaire, à aussi à la dégradation de la matière animale ou végétale qui se trouvent dans la colonne d'eau.

1.7. La chlorophylle a

Nos données montrent que les teneurs en chlorophylle a présentent des variations spatio-temporelles dans les eaux du Barrage **Foum Elgueiss**.

Dans les stations **S4**, **S3** des pics respectivement (14 et 20 $\mu\text{g/l}$) sont relevés en Septembre, mais c'est en Juillet que les teneurs minimales (< 7 $\mu\text{g/l}$) sont enregistrées.

Dans la station **S2** les teneurs en ce pigment sont généralement inférieures à 10 $\mu\text{g/l}$ à l'exception de mois d'Août où une valeur maximale de 11 $\mu\text{g/l}$ est relevée. En revanche au niveau de la station **S1** les fortes teneurs sont enregistrées aux mois de Juillet et Octobre (fig.18).

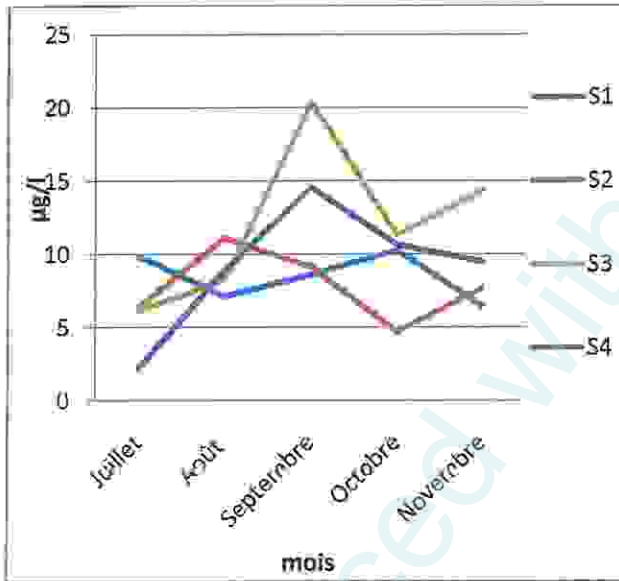


Figure 18 : Variations mensuelles de la teneur en chlorophylle a dans l'eau des 4 stations

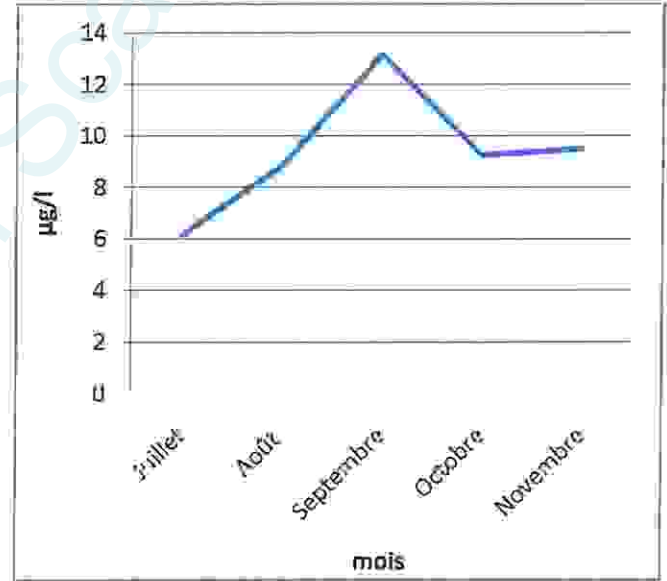


Figure 19 : Variations mensuelles de la teneur en chlorophylle a dans l'eau

(Barrage Foum Elgueiss : Juillet-Novembre 2010)

Les variations des teneurs en chlorophylle a fournissent une indication globale et intégratrice des réponses de la communauté phytoplanctonique aux fluctuations de son environnement [41] à savoir la température, l'intensité lumineuse, la dilution aussi que la disponibilité des nutriments.

En ce basant sur les valeurs des seuils de l'état trophique des plans d'eau [22] représentées dans le tableau 7, on peut placer les eaux de Barrage Fom Elgueiss dans la catégorie mésotrophe au cours de cette période d'étude.

Tableau 7: Valeurs des seuils de l'état trophique des plans d'eau [22].

Degré de trophie	P total µg/L	Chlorophylle a moyenne µg/L	Chlorophylle a maximum µg/L	Secchi moyenne m	Secchi minimum m
Ultra- oligotrophe	< 4	< 1	< 2.5	> 12	> 6
Oligotrophe	< 10	< 2.5	2.5 - 8	> 6	> 3
Mésotrophe	10 - 35	2.5 - 8	8 - 25	6 - 3	3 - 1.5
Eutrophe	35 - 100	8 - 25	25 - 75	3 - 1.5	1.5 - 0.7
Hypereutrophe	> 100	> 25	> 75	< 1.5	< 0.7

2. ETUDE DES CYANOBACTERIES

2.1. Etude qualitative des cyanobactéries récoltées dans le barrage Fom Elgueiss

2.1.1. Identification générique des cyanobactéries

L'observation des caractères morfo-anatomiques des cyanobactéries récoltées dans le barrage Fom Elgueiss nous a permis d'identifier 4 genres (fig.20), dont 2 se présentent sous forme filamenteuse (*Anabaena*, *Nostoc*) et 2 sous forme coloniale (*Microcystis*, *Chroococcus*) (tab.8)

Tableau 8 : diversité générique mensuelle des cyanobactéries récoltées dans le barrage Fom Elgueiss (Juillet – Novembre 2010)

Mois	Colonies	Filaments	Total
Juillet	<i>Microcystis</i>	<i>Nostoc</i>	2
Août	—	<i>Anabaena</i> , <i>Nostoc</i> .	2
Septembre	<i>Chroococcus</i> .	<i>Anabaena</i> .	2
Octobre	—	—	0
Novembre	—	—	0

Tous les genres récoltés dans les eaux de barrage sont reconnus comme potentiellement toxiques [24].

Il ressort de ces observations que nos genres identifiés sont rencontrés dans de nombreux travaux effectués dans divers plans d'eau citons Boussadia 2008 [11] ; Bensafia 2005 [8] ; Boulesnane et Chaibi 2002 [9] mais avec une diversité spécifique plus importante que la notre.

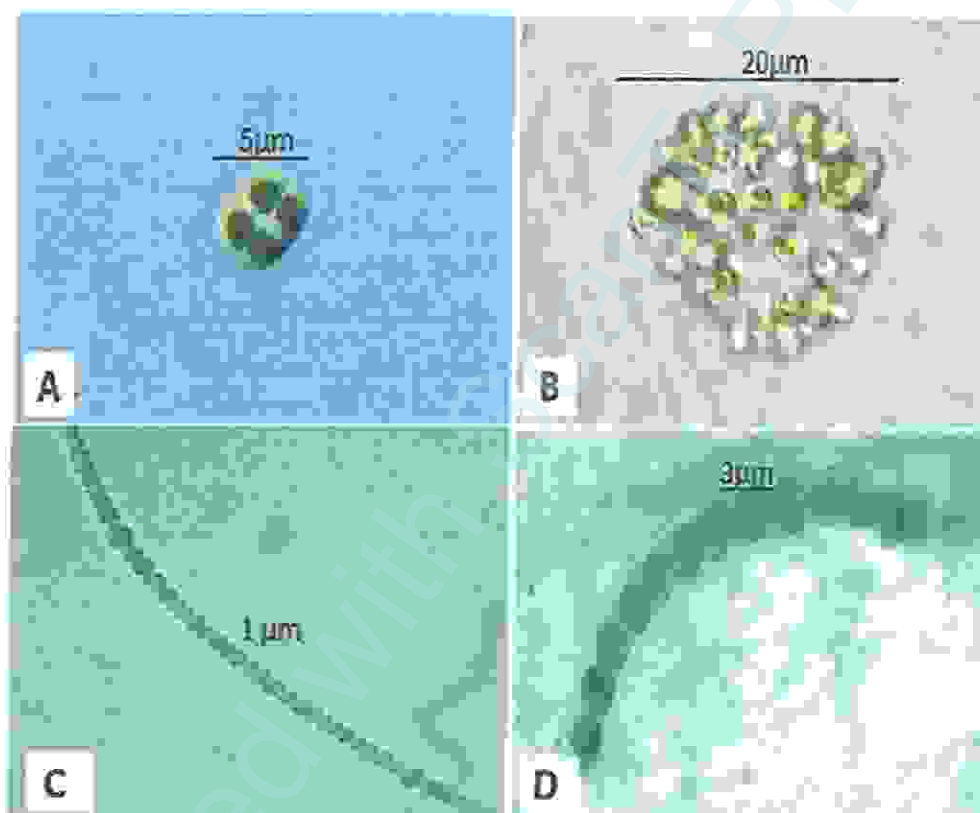


Figure 20 : Les genres de cyanobactéries identifiés dans le barrage « FoumElgeuiss » (Juillet–Novembre 2010)

- A** : *Chroococcus* (colonie), **B** : *Microcystis* (colonie).
C : *Anabaena* (filament), **D** : *Nostoc* (filament).

2.1.2. Fréquence d'apparition des genres récoltés

L'estimation de la fréquence d'apparition des genres recensés montre que les genres coloniales : (*Microcystis*, *Chroococcus*) sont rares. En revanche les formes filamenteuses : (*Anabaena*, *Nostoc*) sont accessoires (tab.9):

Tableau 9 : Fréquences d'apparition des genres de cyanobactéries recensés dans le barrage « Foun Elgueiss »

Genres	Fréquence d'apparition (F%)	Observation
<i>Microcystis</i>	20	Rares
<i>Chroococcus</i>	20	
<i>Anabaena</i>	40	Accessoires
<i>Nostoc</i>	40	

Omniprésent : $F\% = 100\%$, **Constant :** $75 \leq F\% \leq 100$,

Régulier : $50 \leq F\% \leq 75$, **Accessoire :** $25 \leq F\% \leq 50$,

Rare : $0 \leq F\% \leq 25$.

Selon Bourelly (1985) [9], cette diversité dans la fréquence d'apparition des genres identifiés est liée à leurs différentes capacités d'adaptation en rapport avec les conditions environnementales dans lesquelles ils se trouvent [15].

2.2. Etude quantitative des cyanobactéries récoltées dans le barrage Foun Elgueiss

2.2.1. Distribution spatiale des cyanobactéries

Les cyanobactéries présentes dans les eaux du barrage Foun Elgueiss montrent une distribution spatiale hétérogène. Ces micro-algues sont rencontrées à des taux de 51% dans la station S1, 20% au niveau de la station S3, 19% dans la station S4 et 10% au niveau de la station S2 (fig.21).

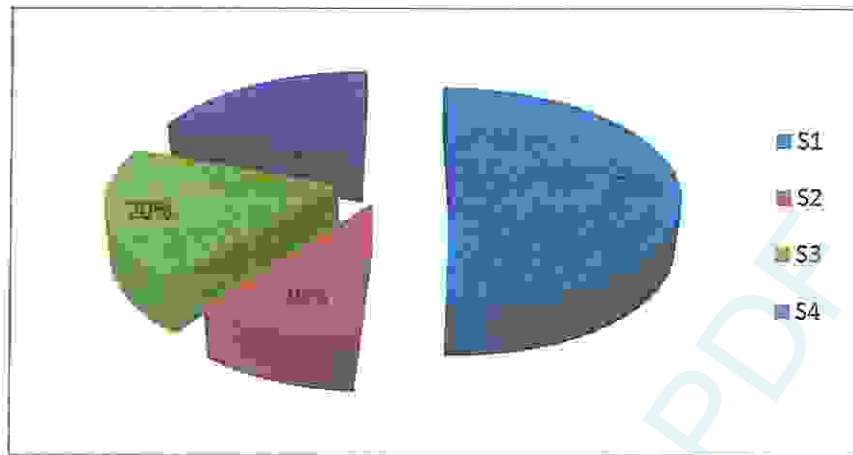


Figure 21 : Proportion des cyanobactéries dans les 4 stations
(Barrage Foum Elgueiss : Juillet-Novembre 2010)

La compétition pour la ressource en nutriments, en supplément à d'autres facteurs, pourrait ainsi influencer la distribution hétérogène des cyanobactéries.

2.2.2. Distribution temporelle des cyanobactéries

La densité moyenne mensuelle des cyanobactéries recensées montre des variations au cours de la période d'étude ; en effet, de fortes densités micro-algales (1400 cellule/ml) sont enregistrées en Juillet (fig.22).

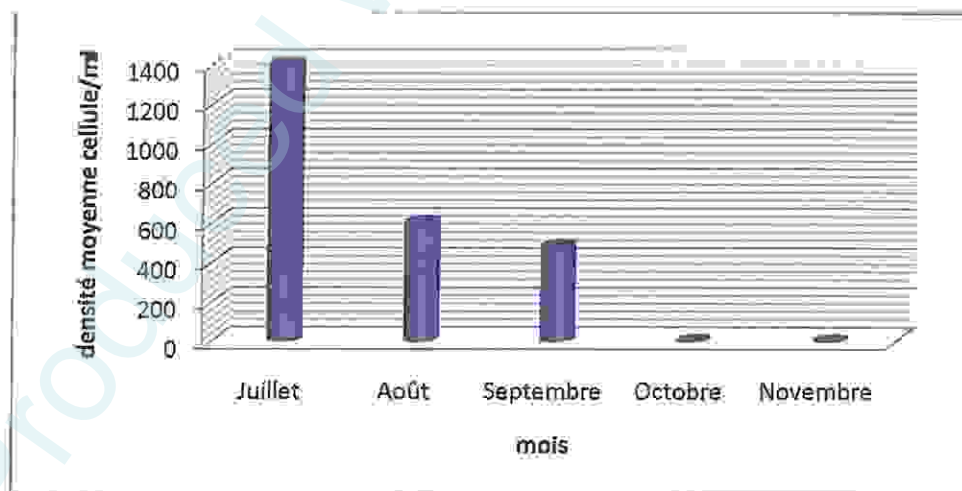


Figure 22 : La distribution temporelle des cyanobactéries récoltées
(Barrage Foum Elgueiss : Juillet-Novembre 2010)

Quéquiner (2007) [41] rapporte que la température agit sur la croissance du phytoplancton (y compris les cyanobactéries) de façon directe en influençant le métabolisme des organismes.

(action sur la vitesse des réactions enzymatiques) et indirectement, en agissant sur les conditions du milieu en particulier (colonne d'eau), ce qui conditionnera partiellement le déclenchement des blooms.

2.2.3. Densité moyenne des genres de cyanobactéries identifiés

Les résultats de la numération des genres de cyanobactéries identifiés font apparaître la prédominance nette du genre *Microcystis* (900 cellule/ml), suivi par les genres : *Anabaena* (760 cellule/ml), *Nostoc* (740 cellule/ml) et *Chroococcus* (80 cellule/ml).

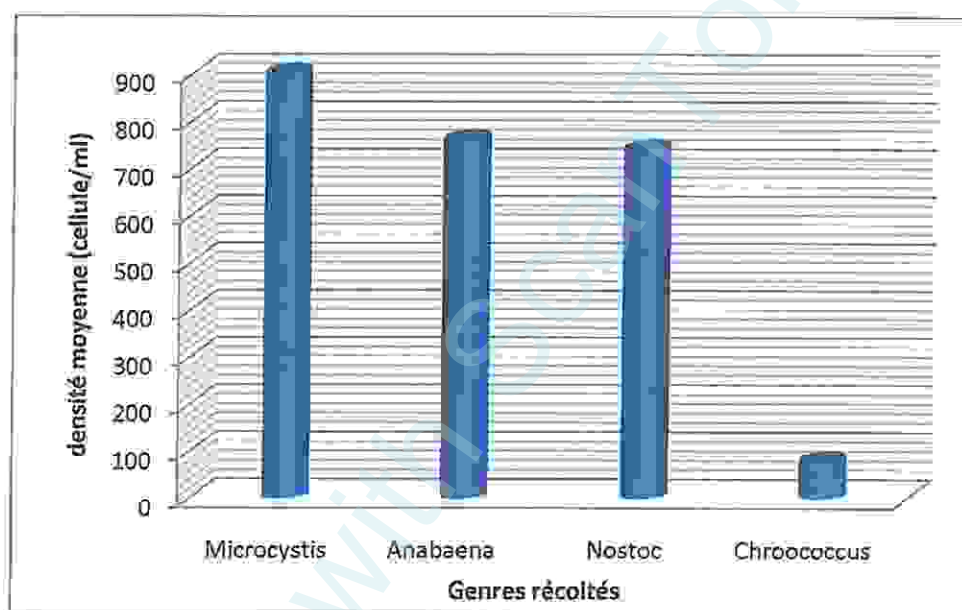


Figure 23 : Densité moyenne des différents genres de cyanobactéries récoltés (Barrage Fom Elgeiss : Juillet-Novembre 2010)

La prédominance nette du genre *Microcystis* s'expliquerait par le fait que ce genre est très peu consommé par le zooplancton. Par ailleurs, sa capacité à contrôler la flottaison grâce aux vacuoles à gaz lui permet de se déplacer entre les deux extrémités de la colonne d'eau (énergie lumineuse en surface et les nutriments au fond), tout en limitant sa sédimentation [42].

Ba (2006) [5] rapport que d'une manière générale la prédominance d'une espèce de cyanobactérie au sein d'une communauté dépend d'un grand nombre de facteurs, incluant des variables physiques (comme la stabilité hydrodynamique de la colonne d'eau), chimiques (comme les sels nutritifs) et biologiques (comme le broutage et la compétition).

2.2.4. La distribution spatio-temporelle des genres récoltés

➤ *Microcystis*

Durant la période Août-Novembre ce genre est absent à travers tous les points de prélèvement. En Juillet, une densité de 900 cellules/ml est relevée dans la station S1 (fig.23).

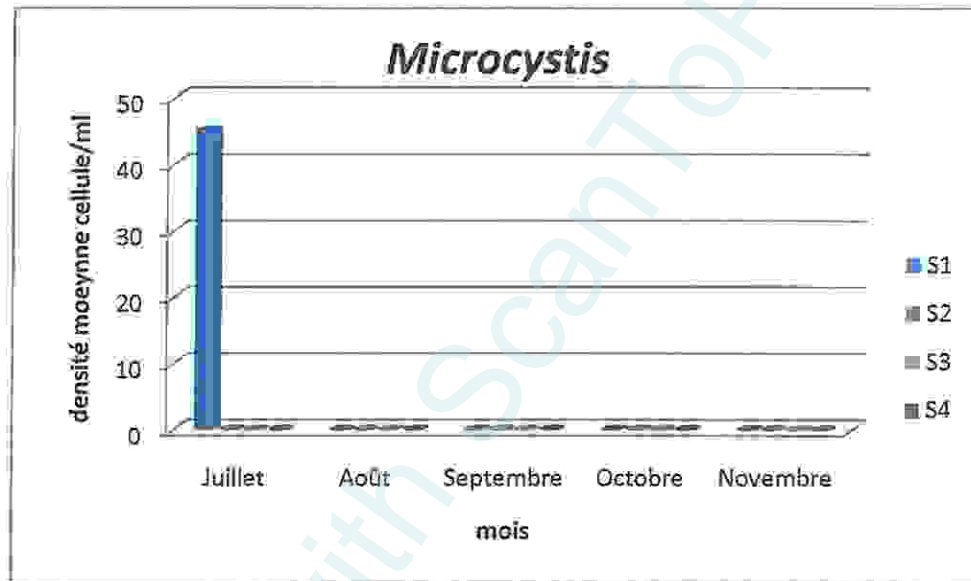


Figure 24 : Répartition spatio-temporelle de la densité du genre *Microcystis*
(Barrage FoumElguess : Juillet-Novembre 2010)

➤ *Nostoc*

Ce genre dont les densités ne dépassent pas 500 cellules/ml est présent en Juillet (dans la station 3) et en Août (dans la station 2) (fig. 23).

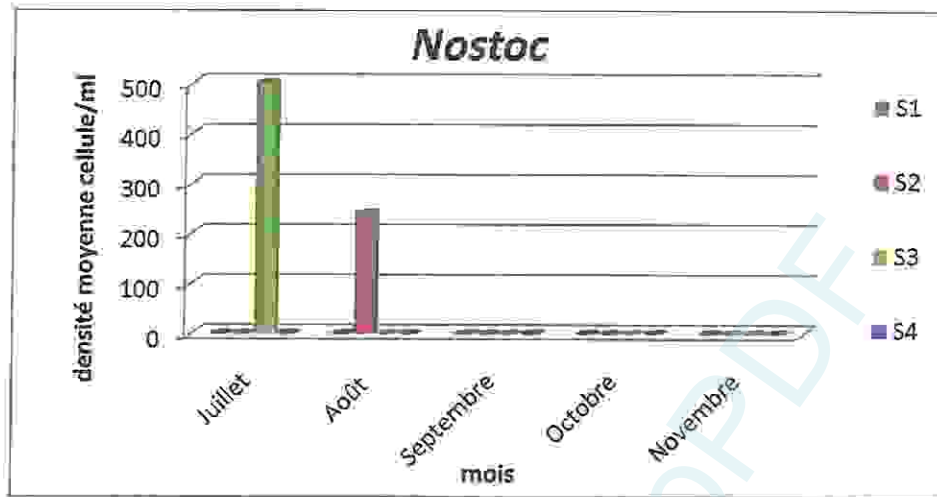


Figure 25 : Répartition spatio-temporelle de la densité du genre *Nostoc*
(Barrage Foum Elguiss : Juillet-Novembre 2010)

➤ *Anabaena*

Le genre *Anabaena* est absent durant toute la période d'étude et dans l'ensemble des stations, à l'exception des mois d'Août, Septembre où des densités de 360 et 400 cellules/ml sont relevées respectivement dans les stations S1 et 3 (fig.24).

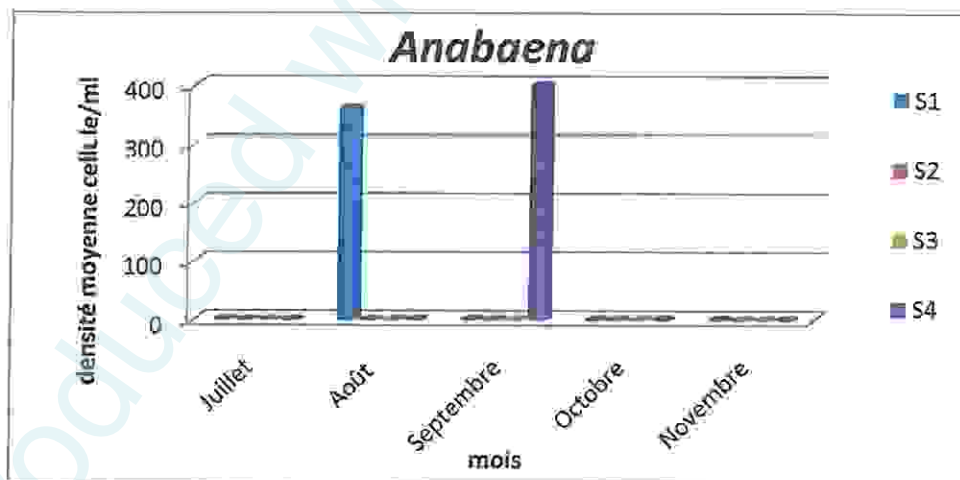


Figure 26 : Répartition spatio-temporelle de la densité du genre *Anabaena*.
(Barrage Foum Elguiss : Juillet-Novembre 2010)

➤ *Chroococcus*

La densité (80 cellules/ml) du genre *Chroococcus* a pu être signalée qu'au mois de Septembre au niveau de la station S3 (fig.25).

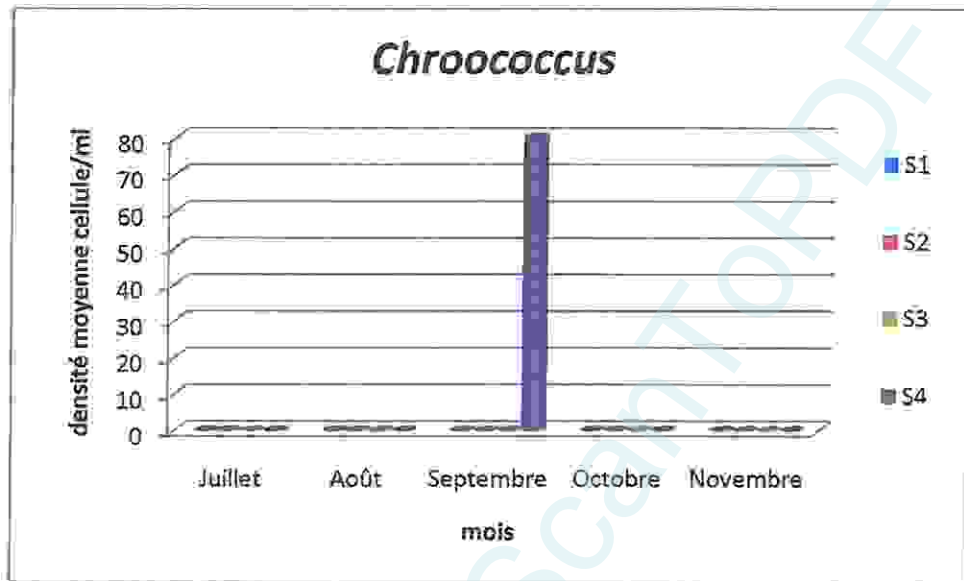


Figure 27 : Répartition spatio-temporelle de la densité du genre *Chroococcus*
(Barrage Foum Elgueiss : Juillet-Novembre 2010)

Nos données relatives à l'évolution spatio-temporelle des différents genres de cyanobactéries identifiés dans le barrage « FOUM ELGUEISS » montrent que les stratégies d'adaptation au milieu sont variables selon les espèces et les conditions environnementales et il apparaît également que la variabilité physiologique soit en cause, cette dernière dénommée aussi acclimatation constitue la première expression de la plasticité écologique des espèces. Elle résulte de l'existence des mécanismes de régulations, provoquant des modifications métaboliques qui permettent à ces espèces de maintenir constantes et à une valeur optimale leurs conditions internes face à des fluctuations du milieu ambiant.

CONCLUSION

Produced with ScanTOPDF

Conclusion

La présente étude nous a permis de conclure que la température est le facteur critique contrôlant la production primaire dans les milieux aquatiques, favorisant ainsi, l'accélération des processus métaboliques au niveau de la colonne d'eau et par conséquent influence la dégradation des matières organiques et le recyclage des sels nutritifs (nitrite, nitrate, azote ammoniacal et orthophosphates). Par ailleurs, la stabilité de la colonne d'eau serait le facteur principal contrôlant les teneurs de ces éléments.

L'étude qualitative des cyanobactéries peuplant le barrage Foum Elgueiss a montré l'existence de 4 genres : *Anabaena*, *Microcystis*, *Nostoc* et *Chroococcus*, reconnus comme potentiellement toxiques.

L'étude quantitative des cyanobactéries révèle des densités élevées durant la période estivale ; ceci serait favorisé par les réchauffements climatiques associés à la stabilité hydrodynamique de la colonne d'eau et à l'ensoleillement. C'est en période froide que la croissance de ces micro-algues se trouve ralentie en raison des basses températures, des faibles conditions d'éclairement, des précipitations et du brassage par le vent.

L'étude de la distribution spatio-temporelle montre que chaque espèce ayant des exigences nutritives particulières et n'assimilent pas nécessairement les nutriments au même rythme et en quantités égales.

On peut considérer que le développement excessif des cyanobactéries est le plus souvent associé à la conjonction de plusieurs facteurs complexes. Cependant, un facteur essentiel à leur croissance est l'enrichissement en éléments nutritifs et plus particulièrement l'azote et le phosphore.

En référence aux valeurs guides de la chlorophylle *a*, admise par l'O.E.D.D. nous pouvons placer les eaux du Barrage **Foum Elgueiss** dans la catégorie mésotrophe au cours de cette période d'étude.

Perspectives

A la suite de toutes ces observations, il serait utile d'élaborer un programme de surveillance des plans d'eau basé sur :

- Un suivi des paramètres physico-chimiques de l'eau,
- Un suivi de la structuration de la communauté en cyanobactéries peuplant le barrage Foum Elgueiss de la willaya de Khenchela.
- L'étude de la distribution spatio-temporelle des cyanobactéries afin de déterminer les espèces et les périodes à haut risque aussi bien pour l'animal que pour l'humain.
- L'extraction, l'identification et le dosage des toxines à partir de l'eau, des cyanobactéries et des organismes accumulateurs (bivalves).

Produced with Scantopdf



REFERENCES

BIBLIOGRAPHIQUES



Produced with ScantOPDF

Références bibliographiques

- [1] **Amino A. et Chausspied M., (1983).** Manuel des analyses chimiques en milieu marin. *C.N.E.X.O.FRANCE*. 395p.
- [2] **Aminot et Kerouel, (2004).** Manuel des analyses chimiques en milieu marin. *C.N.E.X.O.FRANCE*. 395p.
- [3] **Amirouche N., Bouguendoura N et Hadj-Arab H (1999).** Boutanique (Algues, Champignons, Lichens). 19-20p.
- [4] **Aoac (Association Des Chimistes Americains Officiels) (2002).** Méthodes d'analyse officielles, 17 th. Ed. Association des chimistes analytiques officiels, le Maryland, Etats-Unis.
- [5] **Ba N. (2006).** La communauté Phytoplanctonique du lac de Guiers (Sénégal) : Types d'associations fonctionnelles et approches expérimentales des facteurs de régulation. Thèse de Doctorat de 3^{ème} cycle. Université Cheikh Anta Diop de Dakar (Sénégal). pp : 144.
- [6] **Baba Ahmed F. (2005).** Evaluation de la contamination fécale de trois plans d'eau du complexe des zones humides d'El kala (Oubeira, Tonga, Mellah). Mémoire de magister en écologie animale. Université d'Annaba. pp : 185
- [7] **Benbattouche S. (1998).** Contribution à l'étude écologique du lac Mellah « qualité physico-chimique des eaux et macrofaune benthique. Mémoire d'ingénieur en écologie et environnement. Université d'Annaba. pp : 87.
- [8] **Bensafia N. (2005).** Les peuplements de cyanobactéries de deux plans d'eau douce (Lac Oubeira, lac Tonga) « Inventaire et dynamique spatio-temporelle ». Mémoire de magister en biologie marine. Université d'Annaba. pp : 111.
- [9] **Boulesnane N et Chaibi R. (2002).** Les Cyanophycées dans un plan d'eau douce : le lac Oubeira ; inventaire et dynamique. Mémoire d'ingénieur en aquaculture. Université d'Annaba. pp : 54.

- [10] **Bourelly P. (1985).** Les algues d'eau douce. Vol III. Les algues bleues et rouges. Boubée. Eds, Paris.
- [11] **BOUSSADIA M., (2008).** Les cyanobactéries peuplant les lacs Tonga et Oubeira« Parc National d'El Kala », Inventaire et distribution spatio-temporelle. Thèse de magistère. Université Badji Mokhtar-Annaba. P 105.
- [12] **Briande Enora. (2008).** Contribution à la compréhension du déterminisme de la mise en place des cyanobactéries et de leur production de toxines. Mémoire de Doctorat , Museum national d'histoire naturelle, 223p.
- [13] **Carmichael, W.W., Biggs, D.F. and Peterson, M.A. (1979)** Pharmacology of anatoxin-a produced by freshwater cyanophyte *Anabaena flos-aquae* NCR-44-1. *Toxicon* 17: 229-236.
- [14] **Chaibi R. (2004).** Caractéristique physico-chimique et évaluation du niveau trophique d'un écosystème lagunaire (la lagune El Mellah). Mémoire de magister en écologie animale. Université d'Annaba, pp : 145.
- [15] **Champiat D. & Larpent, J.P. (1998).** Biologie des eaux: Méthodes & Techniques, pp : 92.
- [16] **Chorus, I. and Mur, L. (1999).** Preventative measures, *In* I. Chorus and J.Bartram (ed.), Toxic Cyanobacteria in water: a guide to their public health consequences, monitoring and management. E & FN Spon, London, United Kingdom. p. 235-273.
- [17] **Codd, G.A., Chorus, I. and Burch, M. (1999)** Design of monitoring programmes, p. 313-328. *In* I. Chorus and J. Bartram (ed.), Toxic Cyanobacteria in water: a guide to their public-health consequences, monitoring and management. E & FN Spon, London, United Kingdom.
- [18] **Dajoz R. (1985).** Précis d'écologie. 5^{ème} édition, pp :7- 318.
- [19] Direction générale des forêts.

[20] Fiche technique; Agence Nationale Des Barrage : Barrage Fourn Elgueiss, 28p.

[21] **Fremy Jean-Marc et Patrick Lassus. (2001).** Les toxines d'algues dans l'alimentation. Edition Ifemmy, France. P 553.

[22] **Galvez-Cloutier R., Ize S. et Arsenault S. (2002).** La détérioration des plans d'eau : Manifestations et moyens de lutte contre l'eutrophisation. Vecteur environnement, Vol 35. N°6. pp : 18-37.

[23] **Gene viève Barnaud et Ehance Fustec. (2007).** Conserver les zones humides : pourquoi ? comment ? Educagri éditions, France. 237p.

[24] **Komárek J., S.M.O., Azevodo P., Domingos J. Komárková & Tich M. (2001).** Background of the Caryarutragey; a case taxonomic study of toxic cyanobacteria. Arch. Hydrobiol. Suppl. 140: 9-29.

[25] **Laamanen, M.J., Forsström, L. and Sivonen, K. (2002)** Diversity of *Aphanizomenon flosaquae* (Cyanobacterium) populations along a Baltic Sea salinity gradient. *Applied and Environmental Microbiology* 68: 5296-5303.

[26] **Lacaze J.C. (1991).** Eutrophisation des eaux marines et continentales. Ed. Ellipses, 191p.

[27] **Lacaze J.C. (1996).** L'eutrophisation des eaux marines et continentales. Ed. Ellipses, pp : 68.

[28] **Leitao M.D.P., Lassus P., Maggi P., Le Baut C., Chauvin J. et Truquet P. (1983).** Phytoplancton des zones mytilicoles de la baie de Vilaine et intoxication par les coquillages. Rev. Trav. Inst. Pêches marit., 46 (3) : 233-266.

[29] Lavoie, I., I. Laurion, A. Warren et W.F. Vincent. (2007). Les fleurs d'eau de cyanobactéries, revue de littérature. INRS rapport no 916, xiii, 124 p.

[30] Marbouty M. (2009). Analyse de la division cellulaire de la Cyanobactérie sphérique *Synechocystis* PCC6803. Thèse de Doctorat. UNIVERSITE PARIS XI. 205 p.

[31] Marion Sabart.(2009). Variations spatiotemporelles dans la dynamique, la diversité génétique et le potentiel toxique de populations de *Microcystis aeruginosa* (cyanobacteria) dans plusieurs écosystèmes aquatiques du centre de la France. Thèse de doctorat. Université de savoie. 162p.

[32] Mary I. (2003). Mécanismes moléculaires de la réponse aux stress environnementaux chez la cyanobactérie marine prochlorococcus. Thèse de Doctorat. Université de RENNES 1. 182p.

[33] Mazbour F. (2004). Bioécologie des cyanobactéries du lac Oubeira. Mémoire d'ingénieur d'état en aquaculture. Université d'Annaba. pp :59.

[34] Mebarki A., (1982). Le bassin du Kébir- Rhumel (Algérie). Hydrologie de surface et aménagement des ressources en eau. Thèse de Doctorat de 3^{ème} cycle. Nancy II. 304p.

[35] Merzoug S ; (2009). Etude de la qualité microbiologique et physicochimique de l'eau de l'écosystème lacustre Graet Hadj-Taher (Bennazzouz, wilaya de Skikda). 109p

[36] Mez, K., Beattie, K.A., Codd, G.A., Hanselmann, K., Hauser, B., Naegeli, H. and 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: 111-117.

[37] Nasri A.B. (1999). Etude de la biodiversité des Cyanoprocaryotes et leur toxine dans un milieu d'eau douce : lac Oubeira. Thèse de magister. Université d'Annaba. pp : 148.

[38] Nishiwaki-Matsushima, R., Ohta, T., Nishiwaki, S., Suganuman, M., Kohyama, K., Ishikawa, T., Carmichael, W.W. and Fujiki, H. (1992) Liver tumor promotion by the cyanobacterial cyclic peptid toxin microcystin-LR. *Journal of Cancer Research and Clinical Oncology* 118: 420-424.

- [39] Norris, R.L., Eaglesham, G.K., Pierens, G., Shaw, G.R., Smith, M.J., Chiswell, R.K., Seawright, A.A. and Moore, M.R. (1999) Deoxycylindrospermopsin, an analog of cylindrospermopsin from *Cylindrospermopsis raciborskii*. *Environmental Toxicology* **14**: 163-165
- [40] Oudra B, Loudiki M, Sabour B, Sbiyyaa B et Vasconcelos V. (2002). Etude des blooms toxiques à cyanobactéries dans trois lacs réservoirs du Maroc. *Revue des sciences de l'eau / journal of water science*, vol. 15, no 1, p. 301-313.
- [41] Quéguiner B. (2007). Structure et Fonctionnement des Écosystèmes Pélagiques Marins. Centre d'Océanologie de Marseille, Aix-Marseille Université ; CNRS ; LOBUMR 6535, Laboratoire d'Océanographie et de Biogéochimie, OSU/Centre d'Océanologie de Marseille, 103 pp.
- [42] Rabouille S. (2002). Modélisation de la dynamique des réserves carbonées chez *Microcystis* et de son influence sur la migration verticale - simulation d'une population sur un cycle annuel - .Thèse de doctorat. Université Paul Sabatier – Toulouse III. pp : 161.
- [43] Reynaud P et Roger A. (1981). Variation saisonnière de la flore algale et de l'activité fixatrice d'azote dans un sol engorgé de bas de dune. *Rev. Ecol. Biol. Sol*, vol 18, no 1, p 9-27.
- [44] Rodier J, Legube B, Merlet N et coll. (2009). L'analyse de l'eau, 9^{ème} édition. 1511p.
- [45] Sivonen, K. and Jones, G. (1999) Cyanobacterial toxins, p. 41-111. In I. Chorus and J. Bartram (ed.), *Toxic Cyanobacteria in water: a guide to their public health consequences, monitoring and management*. E & FN Spon, London, United Kingdom.
- [46] « les cyanobactéries ». In bio-medical. En ligne. (<http://bio-medical.forumactif.com/t223-les-cyanobacteries>). Consulté le 12-03-2010.
- [47] « les cyanotoxines ». In ars.sante. En ligne. (<http://www.ars.sante.fr/cyanobacteries.92401.0.html>). Consulté le 03-06-2010.

[48] « Eau ». In eau et rivières. En ligne. (<http://www.eau-et-rivieres.asso.fr/index.php?49/81>). Consulté le 12-03-2010.

[49] « Cyanobactéries ». In dtournassat. En ligne. (<http://dtournassat.free.fr/Maintenance/Cyanobacteries/Cyanobacteries.htm>). Consulté le 26-10-2010.

[50] « L'eau ». In terre actif. En ligne. (http://www.in-terre-actif.com/fr/fichier/EAU_fichepreparation.pdf). Consulté le 19-07-2011.

[51] « kais ». In aures. En ligne. (<http://aures.forumactif.com/t1096-barrage-de-kais-envaselaisse-a-l-abandon>). Consulté le 30-10-2010.

[52] « Chlorophylle a ». In rappel. En ligne. (http://www.rappel.qc.ca/IMG/pdf/Fiche_technique_4_-_chlorophylle_a.pdf). Consulté le 21-06-2011.

[53] « Orthophosphate ». In aquaportail. En ligne. (<http://www.aquaportail.com/definition-8304-orthophosphate.html>). Consulté le 03-10-2011.

[54] « Cyanophycées ». In snv.jussieu. En ligne. (<http://www.snv.jussieu.fr/vie/dossiers/cyano/cyanobacteries.html>). Consulté le 14-01-2011.

Annexe I

≡ **Les clés d'identification des cyanobactéries selon Bergey (1987) :**

CLÉ DES CINQ SOUS-GROUPES DES CYANOBACTÉRIES

- I.** Unicellulaires ou en agrégats. Pas de filaments.
- A.** Fission binaire en un, deux ou trois plans, symétriques ou non. Parfois bourgeonnement.

Sous-groupe 1 : Chroococcales

- B.** Reproduction par fission multiple interne, et fission binaire.

Sous-groupe 2 : Pleurocapsales

- II.** Filamenteux ; trichome ramifié ou non, unisérié ou multisérié.
- A.** Fission binaire se réalise dans un seul plan pour engendrer un trichome non ramifié, unisérié.
- 1.** Trichome sans différenciation cellulaire en akinètes ou hétérocystes.

Sous-groupe 3 : Oscillatoriales

- 2.** Trichome différencié en akinètes et hétérocystes.

Sous-groupe 4 : Nostocales

- A.** Fission binaire se réalise dans plusieurs plans donnant naissance soit à des trichomes multisériés, soit à des trichomes avec ramification.

Sous-groupe 5 : Stigonématales

SOUS-GROUPE I : CHROOCOCCALES

CLÉ DES GENRES

- I. Fission binaire
- A. Division en un plan
1. Présence de thylacoïdes, diamètre supérieur à 3 μm .
 - a. Bâtonnets engainés..... *Gloeotheca*
 - b. Bâtonnets non engainés..... *Cyanotheca*
 2. Cellules très allongée avec des extrémités pointues *Myxobaktron*
 3. Diamètre inférieur à 3 μm .
 - a. Bâtonnets ou coccoïdes, avec thylacoïdes.....*Synechococcus*
 - b. Bâtonnets engainés sans thylacoïdes..... *Gloeobacter*
- B. Division en deux, trois plans
1. Cellules coccoïdes avec gaine multilaminée.....*Gloeocapsa*
 2. Cellules coccoïdes ou sphériques, solitaires, dépourvues de gaines gélatineuses
..... *Syneocystis*
 3. Cellules ovoïdes ou sphériques, groupés en colonies grâce à une gaine
mucilagineuse amorphe..... *Microcystis*
- II. Bourgeonnement répété du pôle apical de la cellule ovoïde,
..... *Chamaesiphon*

SOUS-GROUPE 2 : PLEUROCAPSALES

(Requièrent microscope électronique)

CLÉ DES GENRES

I. Division uniquement par fission multiple.

- A. Baeocytes mobiles *Dermocapsa*
B. Baeocytes immobiles *Xenococcus*

II. Division par fission multiple et binaire.

A. La baeocyte donne une cellule végétative qui se divise par fission binaire une à trois fois pour engendrer une cellule apicale qui se divise par fission multiple et libère des baeocytes *Dermocarpella*

B. La formation des baeocytes est suivie de fissions binaires répétées formant des agrégats cellulaires complexes.

1. Fission binaire se fait dans trois plans et les cellules subissent des fissions multiples

a. Baeocytes mobiles *Myxosarcina*

b. Baeocytes immobiles *Chroococceidiopsis*

2. Fission binaire se réalise dans de nombreux plans formant des agrégats irréguliers, filamenteux avec parfois des fissions multiples *Pleurocapsa*

SOUS-GROUPE 3 : OSCILLATORIALES

CLÉ DES GENRES

- I. Trichomes ne sont pas cylindriques
- A. Trichomes aplatis, à section elliptique..... *Crinalium*
- II. Trichomes cylindriques
- A. Trichomes hélicoïdales
1. Cloisons invisibles au microscope photonique..... *Spirulina*
2. Cloisons visibles au microscope photonique..... *Arthrospira*
- B. Trichomes droits ou légèrement sinueux
1. Trichomes immobiles dans une gaine (les hormogonies peuvent migrer hors de la gaine):
- a. Présence de deux ou plus d'un trichome par gaine *Microcoleus*
- b. Présence d'un seul trichome par gaine..... *Lyngbya*
2. Trichomes mobiles, pas de gaine..... *Oscillatoria*
- a. Peu ou pas de constriction (dont le nombre ne dépasse pas 1/8 du diamètre du trichome)..... *Trichodesmium*
- b. Le nombre de constriction dépasse 1/8 du diamètre du trichome
..... *Pseudoanabaena*

SOUS-GROUPE 4 : NOSTOCALES

(Section A : Nostocaceae, Section B : Scytonemataceae, Section C: Rivulariaceae)

CLÉ DES GENRES

- I. Trichomes avec division diffuse et désarticulation sans hormogonies, mobiles par glissement.
 - A. Hétérocystes intercalaires, souvent terminales, position variable d'akinètes
 1. Cellules végétatives sphériques, ovoïdes ou cylindriques allongées
 - a. Cellules cylindriques et des cellules allongées et incolores au bout des trichomes..... *Aphanizomenon* (Section A)
 - b. Cellules cylindriques ovoïdes ou sphériques *Anabaena* (Section A)
 2. Cellules végétatives plus courtes que larges *Nodularia* (Section A)
 - B. Hétérocystes terminaux, akinètes adjacents aux hétérocystes
..... *Cylindrospermum* (Section A)
- II. Trichomes avec division diffuse ou localisée, immobiles sauf de courtes chaînes de cellules qui manquent d'hétérocystes (hormogonies).
 - A. Trichomes polarisés avec gaine, formation d'hétérocystes à la base élargie du trichome ; hormogonie produisant un hétérocyste basal lorsque la mobilité cesse
..... *Calothrix* (Section C)
 - B. Trichomes non polarisés, pas de fausses ramifications. Mucus commun autour un assemblage de trichomie ; hormogonie à hétérocyste terminal quand la mobilité cesse
..... *Nostoc* (Section A)
 - C. Trichomes non polarisés, avec gaine, fausses ramifications au site de l'hétérocyste intercalaire ; hormogonie forme une hétérocyste basal quand la mobilité cesse
..... *Scytonema* (Section B)

SOUS-GROUPE 5 : STIGONÉMATALES

CLÉ DES GENRES

- I. Ramifications vraies dichotomes ou subdichotomes (avec des dépôts calcaires entourant les filaments)
- A. Pas d'hétérocystes *Geitleria*
- B. Avec hétérocystes *Loriella*
- II. Ramifications vraies, latérales, irrégulières
- A. Hétérocystes latéraux ou terminaux sur des courtes ramifications, hétérocystes jamais intercalaire *Nostochopsis*, *Mastigocladopsis*, *Mastigoleus* (endolithe marin)
- B. Hétérocystes intercalaires, parfois terminaux
1. Hormogonies, trichomes unisériés *Westiella*
2. Hormogonies, trichomes unisériés ou multisériés
- a. Vraies ramifications
- i. Trichomes unisériés *Halosiphon*
- ii. Trichomes multisériés *Stigonema*
- iii. Trichomes multisériés avec des ramifications latérales libèrent des cellules isolées *Cyanobotrys*
- iv. Trichomes se divisant dans plus d'un plan avec fragmentation en agrégats *Chlorogloeopsis*
- b. Vraies ramifications avec cellules différenciées de l'axe principal *Fischerella*

Annexe II

▣ Les Nitrites:

REACTIF 1 : SOLUTION DE SULFANILAMIDE

Pour préparer 500 ml de réactif

- Diluer 50 ml d'acide chlorhydrique concentré ($d = 1,8$) dans environ 300 ml d'eau distillée.
- Dissoudre 5 g de sulfanilamide dans cette solution et compléter à 500 ml.

Cette solution est stable indéfiniment.

REACTIF 2 : SOLUTION DE N-NAPHTYL-ETHYLENEDIAMINE

- Dans 500 ml d'eau distillée, Dissoudre 0.5 g de dichlorhydrate de N-1-naphtyl-éthylènediamine.

Conservée cette solution au froid et à l'abri de la lumière. La renouveler tous les mois ou dès qu'il s'y développe une coloration brune.

▣ Les Nitrates:

REACTIFS :

- BRUCINE SULFANILIQUE : Dissoudre 1Gr de brucine et 0.1Gr d'acide sulfanilique dans 70 ml d' H_2O chaude. Ajouter 3ml HCL concentré, laisser refroidir et puis dilué à 100 ml.
- ACIDE SULFURIQUE : Ajouter 500ml H_2SO_4 concentré à 75 ml H_2O , laisser refroidir et le mettre dans un flacon fermé.

▣ Azote Ammoniacal :

REACTIF 1' : SOLUTION DE PHÉNOL-NITROPRUSSIA

Pour 1 litre :

- Dissoudre 35g de phénol et 400mg de nitroprussiate de Sodium dans l'eau distillée et compléter à 1000 ml.

Ce réactifs doit être conservé au réfrigérateur et à l'abri de la lumière : il n'est stable que quelques semaines et doit être renouvelé s'il prend une teinte verdâtre.

REACTIF 2^a : SOLUTION ALCALINE D'HYPOCHLORITE

Pour 1 litre de réactif :

- Dissoudre 280g de Citrate tri sodique ($\text{Na}_3\text{C}_6\text{H}_5\text{O}_7 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$) et 22g de soude dans environ 800ml d'eau distillée.
- Ajouter alors un volume de solution d'hydrochlorite de sodium correspondant à 1.4 ml d'une solution normale (le titre de ces solutions doit être contrôlé périodiquement).
- Compléter à 1000 ml.

‡ Les orthophosphates :

REACTIFS :

SOLUTION DE MOLYBDATE D'AMMONIUM

- Dissoudre 15 g de paramolybdate d'ammonium ($(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24} \cdot 4\text{H}_2\text{O}$), de préférence en poudre fine. Dans 500 ml d'eau distillée.

En flacon de plastique et à l'abri de la lumière, cette solution est stable indéfiniment.

SOLUTION D'ACIDE SULFURIQUE :

- Ajouter petit à petit, avec précaution, 140 ml d'acide sulfurique (densité = 1,84) dans 900 ml d'eau distillée. Laisser refroidir et conserver en bouteille de verre bien bouchée.

SOLUTION D'ACIDE ASCORBIQUE :

- Dissoudre 54 g d'acide ascorbique ($\text{C}_6\text{H}_{12}\text{O}_6$) dans 500 ml d'eau distillée. En flacon de plastique, cette solution se conserve plusieurs mois. Au congélateur : dégeler juste avant utilisation et recongeler aussitôt après. Au réfrigérateur, en flacon protéger de la lumière, on peut la conserver quelques semaines.

SOLUTION D'OXYTARTRATE DE POTASSIUM ET D'ANTIMOINE :

- Dissoudre 0.34 g d'oxotartrate de potassium et d'antimoine ($K(SbO) C_4H_4O_6$, dans 250 ml d'eau distillée en chauffant si nécessaire. Cette solution se conserve plusieurs mois au congélateur.

Mélange - réactifs :

Mélanger les réactifs ci-dessus dans les proportions suivantes :

- 100 ml de solution de molybdate d'ammonium.
- 250ml d'acide sulfurique.
- 100 ml de solution d'acide ascorbique.
- 50 ml d'oxotartrate de potassium et d'antimoine.

Ce mélange réactif qui ne se conserve pas plus de 6 heures doit être préparé immédiatement avant chaque série d'analyses.

Noter que l'on peut préparer un mélange réactif plus stable si l'on n'introduit pas l'acide ascorbique : sa conservation est alors de plusieurs mois toutefois le mélange complet doit être préparé au fur et à mesure des besoins en y ajoutant la solution d'acide ascorbique dans les proportions indiqués.

■ Extraction des pigments :

Suspension de carbonate de magnésium à 1% :

Dans 100 ml de l'eau, mettre en suspension 1g de carbonate de magnésium (hydroxycarbonate) de pureté analytique. Finement pulvérisé. Cette suspension sera agitée immédiatement avant l'emploi pour disperser la poudre.

Solvant d'extraction Acétone à 90% :

Dans une fiole jaugée de 500 ml. Introduire 50 ml d'eau distillée et compléter au trait de jauge avec l'acétone déshydratée.

Résumé

Le présent travail porte sur l'inventaire des cyanobactéries et le suivi de l'évolution des paramètres physico-chimiques d'un plan d'eau douce « barrage Foum Elgueiss - Khenchla »

L'analyse des paramètres physico-chimiques de l'eau montre des variations spatio-temporelles en relation avec les conditions locales de la région.

Les teneurs en chlorophylle a indiquent que ce barrage se situe dans la catégorie mésotrophe.

L'observation des caractères morpho-anatomiques des cyanobactéries récoltées dans le barrage **Foum Elgueiss** nous a permis d'identifier 4 genres : *Anabaena*, *Microcystis*, *Nostoc* et *Chroococcus*, tous ces genres récoltés sont reconnus comme potentiellement toxiques.

Le suivi de l'évolution des densités micro-algale montre la prédominance nette du genre *Microcystis* et les fortes densités (1400 cellules /ml) des cyanobactéries sont relevées en Juillet.

Mots clés : Cyanobactéries ; barrage FOUM ELGUISS ; physico-chimie; potentiellement toxiques ; eutrophisation.

Abstract

This study focuses on the inventory of cyanobacteria and monitoring the evolution of physicochemical parameters of a freshwater lake "dam Foum Elgueiss - Khenchla" Analysis of physico-chemical water shows spatio-temporal relationship with the local conditions of the region.

The chlorophyll a indicate that the dam is located in the mesotrophic category. The observation of morpho-anatomical cyanobacteria collected in the dam **Foum Elgueiss** we identified 4 genera: *Anabaena*, *Microcysti*, *Nostoc* and *Chroococcus*, all these types collected are recognized as potentially toxic.

Monitoring the evolution of micro-algal densities shows clear predominance of the genus *Microcystis* and high densities (1400 cells / ml) of cyanobacteria were recorded in July.

Keywords: Cyanobacteria; dam FOUM ELGUISS; physical chemistry; potentially toxic eutrophication.

المخلص

تركز هذه الدراسة على حصر البكتيريا الزرقاء ورصد تطور المعايير الفيزيوكيميائية لمياه "سد فم القيس- خنشلة" تحليل المعايير الفيزيوكيميائية يوضح العلاقة المكانية والزمانية مع الظروف المحلية للمنطقة. كميات الكلوروفيل "a" تشير إلى أن السد يقع في فئة *mésotrophe*. ملاحظة الخصائص المورفولوجية-تشريحية للبكتيريا الزرقاء التي تم جمعها في سد فم القيس مكنتنا من تحديد 4 أجناس: *Anabaena*, *Microcystis*, *Nostoc* و *Chroococcus*، كل هذه الأجناس معروفة بشدة سمومتها. رصد تطور كثافة الطحالب الدقيقة يظهر غلبة واضحة للجنس *Microcystis* والكثافة العالية (1400 خلية / مل) من البكتيريا الزرقاء سجلت في شهر جويلية.

كلمات البحث : البكتيريا الزرقاء؛ سد فم القيس؛ الكيمياء الفيزيائية؛ شدة السمومية؛ التخثث.

Produced with Scantopdf