

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
وزارة التعليم العالي و البحث 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



Mémoire de Master

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Microbiologie-Ecologie

Spécialité/Option : Santé, Eau et Environnement/ Microbiologie de l'environnement.

Thème : La recherche des cyanobactéries dans les retenues collinaires de la Wilaya de Guelma

Présenté par :

- Alioui Amira
- Rebaï Boutheyna
- Rebahi Ghania

Devant le jury composé de :

Présidente	: Mme. Messiad R.	M.A.A	Université de Guelma
Examineur	: Mr. Atoussi S.	M.C.B	Université de Guelma
Encadreur	: Mme. Boussadia M.I.	M.A.A	Université de Guelma

Juin 2015

Remerciements

Louange à Dieu le Miséricordieux qui nous a éclairé la voix de la science et de la connaissance et par sa grâce on a réussi à achever ce travail.

Nos reconnaissances, nos vives gratitude et nos sincères remerciements vont à Madame. Messied R. Maître assistant au département des Sciences de la Nature et de la Vie à l'Université de Guelma d'avoir accepté de présider ce jury.

Nous tenons à remercier Monsieur Atoussi S. Maître de conférences B au Département d'écologie et génie de l'environnement à l'Université de Guelma pour avoir exprimé son entière disponibilité à participer à ce jury et examiner ce mémoire.

Nos vifs remerciements s'adressent à madame Boussadia M.I. Maître assistant au département de Biologie à l'Université de Guelma, qui nous a fait l'honneur de nous diriger et nous guider avec patience et gentillesse tout au long de la réalisation de ce travail. Ses encouragements, sa disponibilité constante et surtout ses conseils nous ont été d'une précieuse aide.

On remercie également Monsieur Amraoui Salah, responsable de laboratoire SPI de Hammam Debagh-Guelma-, Madame Mebarka., pour leur aide afin de réaliser ce travail.

Nos sincères remerciements vont à tous les enseignants du Département de SNV, de biologie et de l'écologie de l'Université de Guelma, et les responsables de laboratoire du Département surtout Melle. Houda.

Enfin, nous exprimons tous le bonheur du monde à nos collègues de la promotion 2015 du Master Eau, Santé et Environnement.



Dédicaces

Quelque soit l'objet qu'on essayera de leur offrir, il n'atteindra jamais ce que j'ai envie de leur dire et exprimer, j'espère bien que ce travail sera le début d'une infinité de fruits issue de leur affection et soutien.

Je dédie ce modeste travail

A mes très chers parents, mes sources de constance :

Ma mère, qui n'a jamais cessé de me soutenir et de m'encourager.

Mon père, voici le fruit de tes efforts. Ton soutien inconditionnel et sans faille m'a permis d'accomplir cette mission.

Longue vie à vous deux.

A mes chers frères et ma petite sœur.

A mes amies sans exception.

A mes collègues et enseignants qui m'ont orienté durant toute ma carrière d'étude.

A tous ceux qui me connue de près ou de loin.

Amira



Dédicaces

Je dédie ce modeste travail

A mes très chers parents, mes bijoux ; ma mère Fatima, et Mon père Salah, qui m'ont entouré de tout leurs amour et leurs affection, J'espère qu'il trouveront dans ce travail tout mon amour à qui je ne saurais décrire toute ma reconnaissance.

Merci d'avoir fait de moi ce que je suis et pour tous vos sacrifices.

Qu'Allah me donne toute la force pour que je puisse toujours les honorer.

A mon frère "Abderrahmane " et mes sœurs "Hanen et Djoumana" et à mon mari "Hicham" qui étaient toujours là pour me soutenir et m'aider dans les moments difficiles.

A mes très chères amis: bouchehdan Soumia.

A tous mes collègues de promotion avec qui j'ai passé des moments inoubliables, merci pour tous les souvenirs que je garderai à jamais.



Boutheyyna
Boutheyyna



Dédicaces

Je dédie ce modeste travail

A mes chers parents ma mère et mon père

Pour leur patience, leur amour, leur soutien et leur encouragement.

A mes sœurs : Noura, Malika, Fatiha ;

A mes frères : housseem , Abd el hak et sa femme souad ;

A mes tantes : Houria, Aziza ;

A les anges de notre famille : Aroua, Ahmed, Sadjida, Taha, Mouhamed, Chahd , Abdo.

A mes amies et mes camarades

Sans oublier tous les professeurs ; du primaire, du moyen, du secondaire ou de l'enseignement supérieur.

Ghania



Liste des Figures

Numéro	Titre	Page
1	La morphologie des cyanobactéries.	04
2	Ultrastructure d'une cyanobactérie.	05
3	Trichome de cyanobactérie (genre <i>Anabaena</i>) présentant une hétérocyste (H), une akinète (A) et une cellule végétative (V).	06
4	Efflorescence à cyanobactéries.	10
5	Structure chimique générale des microcystines (a) et de la microcystine-LR (b).	15
6	Structure chimique de la cylindrospermopsine	15
7	Structure chimique de l'anatoxine-a (a.), de l'homo-anatoxine (b.) et de l'anatoxinea(S) (c.).	16
8	Structure chimique générale des saxitoxines.	17
9	Structure chimique de la β -N-méthylamino-L-alanine.	18
10	Structure chimique des lipopolysaccharides.	18
11	Une retenue collinaire.	23
12	Les types des retenues collinaires.	24
13	Situation géographique de Nechmaya et de Ain Ben Beida.	26
14	Photo satellite des 2 retenues collinaires de la commune de Nechmaya	26
15	Photo satellite des 2 retenues collinaires de la commune de Ain Ben Beida.	27
16	Stations de prélèvement de Nechmaya et Ain Ben Beida	29
17	Photographie du filet à plancton.	30
18	Photographie du multi paramètre de terrain de marque WTW (Multi 1970i).	32
19	Photographie d'une thermobalance.	36
20	Photographie du dispositif de filtration sous vide.	38
21	Variations mensuelles de la température de l'eau dans les stations de prélèvement (mars – avril, 2015).	39

22	Variations mensuelles du pH de l'eau dans les stations de prélèvement (mars – avril, 2015).	40
23	Variations mensuelles de la conductivité de l'eau dans les stations de prélèvement (mars – avril, 2015).	41
24	Variations mensuelles des teneurs en oxygène dissous de l'eau dans les stations de prélèvement (mars – avril, 2015).	42
25	Variations mensuelles des nitrates de l'eau dans les stations de prélèvement (mars – avril, 2015).	43
26	Variations mensuelles de l'ammonium de l'eau dans les stations de prélèvement (mars – avril, 2015).	44
27	Variations mensuelles des orthophosphates de l'eau dans les stations de prélèvement (mars – avril, 2015).	45
28	Variations mensuelles de fer de l'eau dans les stations de prélèvement (mars – avril, 2015).	46
29	Variations mensuelles des teneurs en MES de l'eau dans les stations de prélèvement (mars – avril, 2015).	47
30	Variations mensuelles des teneurs en chlorophylle a de l'eau dans les stations de prélèvement (mars – avril, 2015).	49
31	Variation mensuelle de la densité de l'espèce <i>Chroococcus minutus</i> (Bir Chougran : mars – avril, 2015).	51

Liste des tableaux

Numéro	Titre	page
1	Classification des cyanobactéries selon les systèmes bactériologiques (I.C.N.B, Lapage et <i>al.</i> , 1992) et botaniques (I.C.B.N, McNeil et <i>al.</i> , 2006).	07
2	Principales cyanotoxines et genres producteurs associés.	19
3	Les impacts des retenues collinaires.	25
4	Caractéristiques techniques des sites d'étude.	28
5	Présentation des stations de prélèvement.	28
6	Classe de qualité des eaux de surfaces (ANRH, 2012).	48
7	stades trophiques des plans d'eau (OECD, 1982).	49
8	Les Caractères morphologiques de l'espèce <i>Chroococcus minutus</i> .	50

Liste des abréviations

ADN : Acide désoxyribonucléique.

AFSSA : Agence française de sécurité sanitaire des aliments.

AFSSET : Agence française de sécurité sanitaire de l'environnement et des transports.

ANRH : Agence Nationale des Ressources Hydraulique.

BMAA : β -N-méthylamino-L-alamine.

°C : Degré Celsius.

CE : Conductivité.

Cell/ml : Cellule par millimètre.

Chl-*a* : Chlorophylle *a*.

cm : Centimètre.

CO₂ : Dioxyde de carbone.

Da : Dalton.

GTX: Gonyautoxines.

h : Heure.

ha : Hectare.

hm³ : Hectomètre cube.

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

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

ISO: International Organization for Standardization.

l : Litre.

LPS : Lipopolysaccharides.

m : Mètre.

MC(s): Microcystine(s).

MES : Matière en suspension.

mg/l : Milligramme par litre.

µl : Microlitre.

µm : Micromètre.

µS/cm : Micro-siemens par centimètre.

min. : Minute.

ml : Millilitre.

mm : Millimètre.

NOD: Nodularine.

nm: Nanomètre.

OD: Oxygène dissous.

OECD: Organization for Economic Cooperation and Development.

pH : Potentielle Hydrogène.

Qsp : Quantité suffisante pour.

λ : longueur d'onde.

Liste des abréviations	
Liste des figures	
Liste des tableaux	
Introduction générale.....	1

Chapitre I : synthèse bibliographique

I. Les cyanobactéries.....	3
1. Diversité morphologique.....	3
2. Diversité cytologique.....	4
3. La reproduction.....	6
4. Classification.....	7
5. La prolifération des cyanobactéries.....	8
5.1.Température de l'eau.....	9
5.2.Les teneurs en sels nutritifs (phosphore et azote).....	9
5.3.La lumière.....	9
5.4.Le pH.....	10
6. Ecologies des cyanobactéries.....	10
7. Capacité d'adaptation.....	11
7.1.Pigments photosynthétiques.....	11
7.2.Mobilité verticale et horizontale.....	12
7.3.Nutriments et exploitation.....	12
7.4.Prédation.....	13
7.5.Dormance.....	13
8. Toxines de cyanobactéries ou cyanotoxines.....	14
8.1.Hépatotoxines.....	14
8.1.1. Microcystines et nodularines.....	14
8.1.2. Cylindrospermopsine.....	15
8.2.Neurotoxines.....	15
8.2.1. Anatoxines.....	16
8.2.2. Saxitoxines.....	17

8.2.3. β -N-méthylamino-L-alanine ou BMAA.....	17
8.3.Dermatotoxines.....	18
9. Effets bénéfiques des cyanobactéries.....	19
10. Effets néfastes des cyanobactéries.....	20
II. Les retenues collinaires.....	22
1. Définition des retenues collinaires.....	22
2. Objectifs des retenues collinaires.....	23
3. Les différents types des retenues collinaires.....	24
4. Les impacts des retenues collinaires.....	24
5. Les cyanobactéries et les retenues collinaires.....	25

Chapitre II : matériel et méthodes

1. Description du site d'étude.....	26
2. Stations de prélèvement.....	28
3. Echantillonnage.....	30
4. Etude des cyanobactéries.....	31
4.1.Identification.....	31
4.2.Dénombrement.....	31
5. Analyse des paramètres physico-chimiques.....	31
5.1.In situ.....	31
5.2.Au laboratoire.....	32
5.2.1. Dosage des sels nutritifs.....	32
5.2.1.1.Dosage des nitrates (NO_3^-).....	32
5.2.1.2.Dosage de l'ammonium (NH_4^+).....	33
5.2.1.3.Dosage des orthophosphates (PO_4^{3-}).....	34
5.2.1.4.Dosage de fer (Fe^{+2}).....	34
5.2.2. Mesure des matières en suspension (MES).....	35
5.2.3. Dosage de la chlorophylle a.....	36

Chapitre III : Résultats et discussion

1. Résultats des analyses physico-chimiques.....	39
1.1.La température.....	39

1.2.Le pH.....	40
1.3.La conductivité électrique.....	41
1.4.L'oxygène dissous.....	42
1.5.Les sels nutritifs.....	43
1.5.1. Les nitrates (NO_3^-).....	43
1.5.2. L'ammonium (NH_4^+).....	44
1.5.3. Les orthophosphates (PO_4^{3-}).....	45
1.5.4. Le fer (Fe^{+2}).....	46
1.6.Les matières en suspension (MES).....	47
1.7.La chlorophylle a.....	48
2. Résultats de la recherche des cyanobactéries.....	50
2.1.Identification des cyanobactéries.....	50
2.2.Dénombrement des cyanobactéries.....	51
Conclusion et perspectives.....	54
Résumé	
summary	
ملخص	
Références bibliographiques	
Annexes	

Introduction générale

L'eau est essentielle à la vie: il s'agit d'une ressource vitale pour l'humanité et le reste du monde vivant (CE, 2011). Cette ressource qui répond aux besoins fondamentaux de l'homme est un facteur de développement pour générer et entretenir la prospérité par le biais de l'agriculture, la pêche, la production d'énergie, l'industrie, des transports et du tourisme (Ghedadbia, 2012).

De toutes les ressources renouvelables de la terre, l'eau douce est celle dont le manque est le plus implacable pour l'humanité. Impossible à remplacer, elle est essentielle à la production des aliments, au développement économique et à la vie elle-même. L'eau douce représente moins de 3% du volume global de la planète, mais n'en exerce pas moins un rôle vital pour les écosystèmes et les sociétés humaines (Gadelle, 1995).

En Algérie, plusieurs retenues d'eau et de lacs naturels évoluent rapidement vers l'eutrophisation, qui est le processus d'enrichissement d'une masse d'eau en sels minéraux et en matière organique. C'est un processus naturel très lent, par lequel les plans d'eau reçoivent une grande quantité d'éléments nutritifs (notamment du phosphore et de l'azote), ce qui stimule la croissance des algues et des plantes aquatiques.

Cependant, les activités humaines l'ont accéléré dans de nombreux lacs en augmentant la quantité d'éléments nutritifs qui leur proviennent, provoquant des changements dans l'équilibre de ces écosystèmes aquatiques (Ghedadbia, 2012).

L'eutrophisation 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 (Sabart, 2009). Ces proliférations représentent un problème environnemental majeur car elles perturbent le fonctionnement des écosystèmes aquatiques (Landsberg, 2002 ; Rondel *et al.*, 2008) à travers leur impact sur les réseaux trophiques, la diversité des communautés planctoniques, la mortalité de poissons et d'autres organismes...etc. L'intérêt pour les cyanobactéries (micro-organismes procaryotes de type Gram négatif, appelée aussi algue bleu ou cyanophycées) s'est accru ces dernières années, avec l'augmentation des incidents domestiques sur tous les continents, en particulier dans des pays d'Europe du

Nord, qui n'étaient pas autant touchés par les proliférations de cyanobactéries il y a quelques années (Silvano, 2005).

Les proliférations de cyanobactéries occasionnent également des nuisances pour les différents usages de l'eau (production d'eau potable, activités récréatives...), en plus que de nombreuses espèces de cyanobactéries sont capables de synthétiser des métabolites secondaires toxiques pour les êtres humains et les animaux (Funari et Testai, 2008).

Ces cyanotoxines (hépatotoxines, neurotoxines, dermatotoxines), qui ont différentes natures chimiques, ont pour organes-cible le foie, le système nerveux ou la peau et les muqueuses respectivement (Carmichael, 1992). L'intoxication de l'homme et des animaux par des cyanobactéries toxiques se fait soit, directement par l'ingestion des cyanobactéries, soit de manière indirecte par l'intermédiaire de la chaîne alimentaire contaminée (Skulberg *et al.*, 1993).

A l'égard de cette problématique nous sommes fixés les objectifs suivants:

- Rechercher (identifier et dénombrer) les Cyanobactéries dans 4 retenues collinaires de la wilaya de Guelma;
- Suivre l'évolution des paramètres physico-chimiques de l'eau des retenues sélectionnées ;
- Enfin, évaluer l'état trophique de ces retenues.

Ce travail est scindé en 3 parties :

- La première regroupe des informations sur les cyanobactéries et leurs toxines dans les plans d'eau, ainsi que sur les retenues collinaires ;
- La seconde est consacrée à la présentation des sites de prélèvement, aux méthodes d'étude des cyanobactéries ainsi qu'à l'analyse des paramètres physico-chimiques de l'eau ;
- La dernière présente les résultats obtenus avec leur discussion et enfin, nous terminerons par une conclusion et des perspectives.

Chapitre I :

Synthèse bibliographique

I. Les cyanobactéries

Les cyanobactéries, appelées aussi cyanophycées, cyanophytes ou algues bleues (Briand, 2008), se comptent parmi les organismes les plus primitifs de la Terre. On estime leur âge à quelques 3500 millions d'années (Boulanger, 2004), Elles sont qualifiées de thallophytes, c'est-à-dire dépourvus de tige, racine et de vaisseaux conducteurs (Dauta et Feuillade, 1995).

Ce sont des micro-organismes procaryotes possédant une paroi cellulaire rigide apparentée à celle des bactéries de type Gram-négative. Elles utilisent la photosynthèse comme processus de formation d'énergie métabolique à l'aide des pigments photosynthétiques : la chlorophylle *a* (chl-*a*), et d'autre tels que la phycocyanine et la phycoérythrine. Chacun de ces pigments donnent une coloration aux algues : bleu-vert dans le cas de la phycocyanine et rougeâtre dans le cas de la phycoérythrine (Levi et *al.*, 2006).

Elles sont de petite taille, variant de quelques micromètres à quelques millimètres, et peuvent être unicellulaires ou pluricellulaires, (Boulanger et *al.*, 2004).

Ces micro-organismes présentent des propriétés communes à la fois aux algues et/ou aux bactéries. Comme les algues, les cyanobactéries possèdent de la chlorophylle *a*, et non de la bactériochlorophylle, ainsi que deux photosystèmes ; elles utilisent l'eau comme donneur d'électrons et font une photosynthèse productrice d'oxygène. Elles renferment aussi des phycobiliprotéines comme les algues rouges, les dinophycées et les cryptophytes.

Les caractéristiques communes des cyanobactéries et des bactéries sont l'absence de membranes nucléaire et plastidiale, de mitochondries, de réticulum endoplasmique et de dyciosome, et la présence d'une paroi cellulaire avec de la muréine (Van, 1995 ; fay, 1997).

1. Diversité morphologique

Les cyanobactéries présentent une grande diversité morphologique (fig.1) (Ghislain, 2008 ; Delarras, 2010) ; et elles sont :

- soit unicellulaires, vivant solitaires ou en colonies (A) ;

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

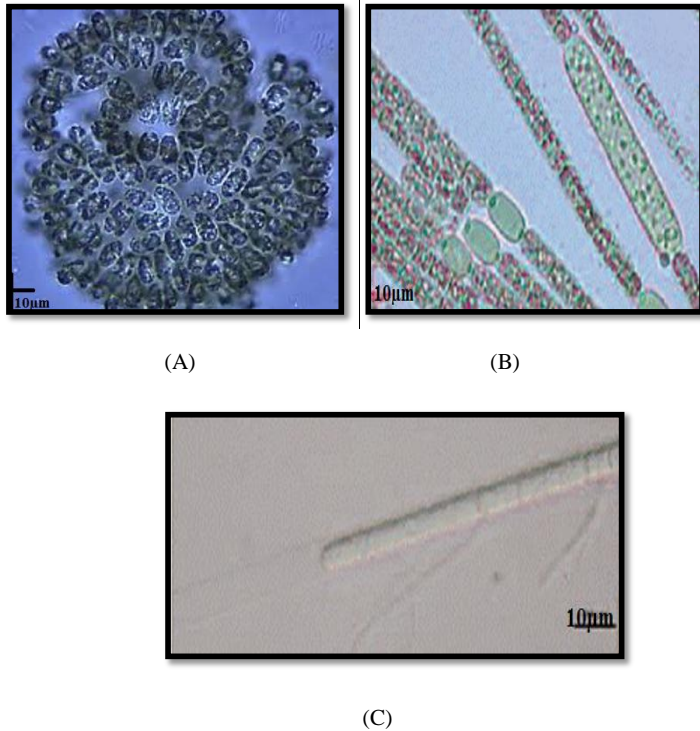


Figure 1 : La morphologie des cyanobactéries, A, B (Brient et *al.*, 2001), C (Berger, 1986).

2. Diversité cytologique

L'ultrastructure des cyanobactéries (fig.2) confirme l'absence de noyau et d'organites cellulaires.

La paroi cellulaire de ces micro-organismes est composée de sacculs de muréine ou du peptidoglycane, c'est cette paroi muréique, caractéristique des bactéries Gram- qui a permis d'appeler les cyanophyta : cyanobactéries (Amirouche et al., 2010).

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

-Dans le chromatoplasme ; on distingue essentiellement des sacculs de thylakoïdes isolés granuleux. Dans la lumière des thylakoïdes sont positionnés de petites granules correspondant à la chlorophylle a. A l'extérieur des thylakoïdes, on trouve de gros granules correspondant aux phycobilisomes composés de phycoérythrine et de phycocyanine.

La respiration se fait dans les plasmalemmes au niveau cellulaire des thylakoïdes.

-Dans le centroplasma, 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 de l'amidon et de gouttelettes lipidiques, ainsi que des granules de polyphosphates de carboxysomes (Amirouche et al., 2010).

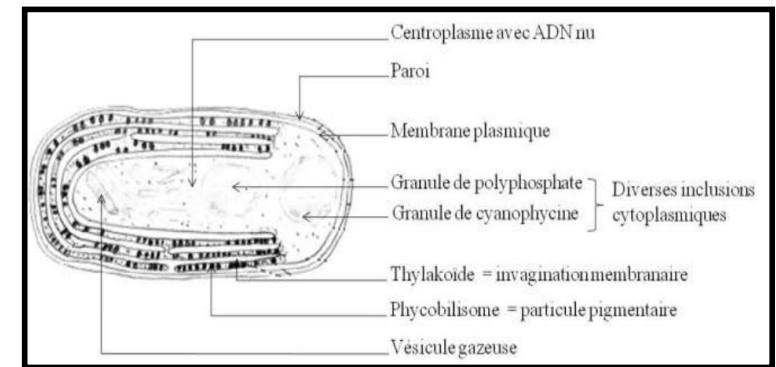


Figure 2 : Ultrastructure d'une cyanobactérie (Ourari, 2013).

Les formes les plus complexes chez les cyanobactéries possèdent trois types de cellules (fig. 3) (Frémy et Lassus, 2001)

✓ Les cellules végétatives

Les cellules végétatives renferment des vacuoles à gaz (aérotape) très réfringentes (responsables de la flottabilité des thalles qui en possèdent) et de couleur très diverse, conséquence des teneurs respectives en pigments photosynthétiques tels que, la chlorophylle a (vert), la phycocyanines (bleu), la phycoérythrine (rouge) (Frémy et Lassus, 2001).

✓ Les hétérocystes (H)

Cellules différentes des autres, faciles à reconnaître grâce à leur paroi épaisse et à leur contenu semblant vide (Leitão et couté, 2005). Leur forme est variable, elle peut être cylindrique, sphérique, voire conique (Frémy et Lassus, 2001).

Le principale rôle des hétérocystes est d'assurer la fixation de l'azote atmosphérique, grâce à une enzyme (nitrogénase) (Leitão et couté, 2005).

✓ Les akinètes (A)

Les akinètes sont des cellules généralement plus grandes. Leur paroi est très épaissie et peut être colorée et ornementée, (Frémy et Lassus, 2001). Leur contenu très riche en granules de réserves, les rendent faciles à distinguer (Leitão et couté, 2005).

Les akinètes sont résistantes à la chaleur et à la sécheresse, et elles permettent donc à la cyanobactérie de survivre pendant les périodes défavorables (Baker et al., 2000).

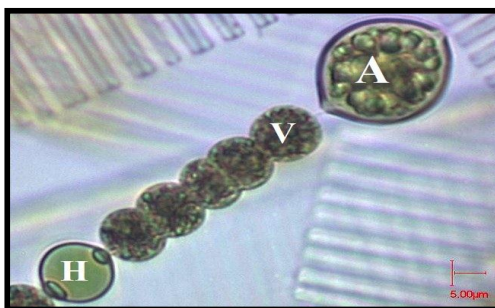


Figure 3 : Trichome de cyanobactérie (genre *Anabaena*) présentant une hétérocyste (H), une akinète (A) et une cellule végétative (V). (Brient et al., 2001).

3. La reproduction

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

- soit par division binaire comme chez les bactéries pour les formes unicellulaires ;
- soit par fragmentation au hasard ou par bourgeonnement pour les formes filamenteuses ;

- soit encore par les spores ou akinètes (Delarras, 2010).

Selon les espèces et les conditions environnementales, le temps de dédoublement des populations varient de quelques heures à plusieurs jours (Briand, 2008).

4. Classification

A ce jour, la classification des cyanobactéries dépend à la fois du Code International de Nomenclature Botanique (I.C.B.N) (McNeil et al., 2006) et du Code International de Nomenclature des Bactéries (I.C.N.B) (Lapage et al., 1992) (tab.1).

La classification selon le code de nomenclature botanique repose sur des critères morphologiques (dimensions cellulaires) 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 (hétérocystes et/ou akinètes) et le mode de multiplication.

En revanche, le code de nomenclature bactériologique est basé sur des études comparatives entre souches axéniques en culture. Cette classification prend en compte la morphologie mais aussi les caractéristiques physiologiques, biochimiques et génétiques (Rippka et Herdman, 1992).

Tableau 1 : Classification des cyanobactéries selon les systèmes bactériologiques (I.C.N.B, Lapage et al., 1992) et botaniques (I.C.B.N, McNeil et al., 2006).

Classification bactériologique	Classification botanique
Sous-section I unicellulaires ou coloniales, multiplication par fission binaire et/ou formation d'exospores	Chroococcales unicellulaires ou coloniales
Sous-section II unicellulaires ou coloniales, multiplication par fissions multiples (baecocytes) ou en combinaison par fission binaire.	

Suite tableau 1 : Classification des cyanobactéries selon les systèmes bactériologiques (I.C.N.B, Lapage *et al.*, 1992) et botaniques (I.C.B.N, McNeil *et al.*, 2006).

Classification bactériologique	Classification botanique
Sous-section III filamenteuses unisériées, non hétérocystées, sans ramification, à division cellulaire perpendiculaire à l'axe du trichome	Oscillatoriales Filamenteuses unisériées, non hétérocystées
Sous-section IV Filamenteuse, différenciation cellulaire (hétérocystes et akinètes), à division cellulaire dans un seul plan	Nostocales Filamenteuses, pas de ramification vraie, différenciation cellulaire (hétérocystes et akinètes).
Sous-section V filamenteuses, différenciation cellulaire (hétérocystes et akinètes), présentant des ramifications, à division cellulaire dans plusieurs plans	Stigonematales filamenteuses, différenciation cellulaire (hétérocystes et akinètes), présentant des ramifications

5. La prolifération des cyanobactéries

Dans les conditions environnementales qui leur sont favorables, les cyanobactéries connaissent des phases de prolifération massive qualifiée d'efflorescence ou de bloom (fig.4). Ces proliférations se traduisent par la production, sur une courte période de temps (quelques jours), d'une biomasse importante et par une forte diminution de la diversité spécifique dans le compartiment phytoplanctonique puisqu'une ou deux espèces deviennent alors très largement dominantes.

Les proliférations de cyanobactéries entraînent un changement de la coloration d'eau qui dépendra des pigments majoritairement présents dans l'espèce dominante, elles sont le plus souvent observées à la surface sous forme de « fleurs d'eau », « écumes » ou « mousses ». Ou moins fréquemment, surviennent en profondeur (entre 10 et 15 mètres) en fonction de la disponibilité en nutriments et en énergie lumineuse (Ghedadbia, 2012).

Plusieurs facteurs favorisent la prolifération de cyanobactéries :

5.1. Température de l'eau

Les cyanobactéries possèdent un optimum de croissance à des températures typiquement élevées (25°C) bien qu'elles soient capables de tolérer de faibles températures et de survivre dans les régions polaires. Mais celles-ci, lorsqu'elles sont soumises à de températures plus élevées, connaissent une croissance plus rapide (Robarts et Zohary, 1987 ; Tang *et al.*, 1997).

5.2. Les teneurs en sels nutritifs (phosphore et azote)

Les teneurs en sels nutritifs, en particulier l'azote et le phosphore, sont des éléments essentiels de croissance mais sont généralement limitées dans l'eau (Wetzel et Likens, 2000). Fréquemment, les efflorescences de cyanobactéries sont liées à de fortes concentrations ponctuelles en phosphore et en azote.

Les cyanobactéries peuvent se reproduire en abondance dans les plans d'eau, notamment s'ils sont surchargés de phosphore, sa présence sera déterminante quant à l'apparition de fleurs d'eau (Carmichael *et al.*, 1990 ; Mur *et al.*, 1999 ; Kaebernick et Neilan, 2001).

De plus, la présence de phosphore est essentielle pour la croissance et la prolifération des cyanobactéries, ils l'utilisent sous forme d'orthophosphates. Les réserves internes en phosphore sont caractéristiques des cyanobactéries sous forme de polyphosphates (Kromkamp, 1987). Ainsi les cellules stockent du phosphore en conditions non limitantes (près des sédiments) et l'utilisent quand les conditions de lumière deviennent favorables.

La fixation d'azote atmosphérique moléculaire est l'apanage des cyanobactéries hétérocystées. La capacité de fixer l'azote atmosphérique leur confère un avantage lorsque l'azote inorganique devient l'élément limitant dans la colonne d'eau (Chorus, 1995).

5.3. La Lumière :

Un autre paramètre important est la lumière, les cellules sont capables d'ajuster le fonctionnement de leur appareil photosynthétique en fonction de l'éclairement.

Les cyanobactéries croissent mieux en présence d'une lumière d'intensité modérée bien qu'ils puissent tolérer des niveaux faibles de lumière en raison de plus faibles exigences

énergétiques des cellules (Carmichael *et al.*, 1990 ; Mur *et al.*, 1999), la forte luminosité d'été est habituellement photo-inhibitrice (Ghedadbia, 2012).

5.4. Le pH

Le pH et le carbone inorganique dissous évoluent lors des efflorescences de cyanobactéries, avec généralement de fortes valeurs de pH lors de leur croissance et donc des diminutions importantes en carbone inorganique dissous, généralement défavorables pour les autres communautés phytoplanctoniques (Shapiro, 1997).

L'augmentation de la biomasse relative des cyanophytes est favorisée par un pH entre 6 et 9 avec des concentrations assez importantes en azote, une bonne oxygénation et une intensité lumineuse pas très forte et une faible profondeur favorisent le développement des cyanobactéries (Bote, 1984).



Figure 4: Efflorescence à cyanobactéries (Scott, 2002).

6. Ecologie des cyanobactéries

Les cyanobactéries sont des organismes ubiquistes qui présentent des caractéristiques écologiques très variées qui leur ont permis de coloniser tous les milieux (Whitton, 2012): les lacs, rivières, estuaires et océans mais aussi les environnements extrêmes tels que les sources géothermales, les déserts, les environnements polaires et alpins, et elles colonisent aussi les surfaces de sols humides, la partie interne des sols arides, la partie superficielle des roches (organisme épilithiques), ou leur partie profonde (organisme endolithique) (Rolland, 2009).

Les cyanobactéries supportant de large variation de : salinité (lac hypersalés), température (sources thermales ; la température dépassant 56 °C, glacié) de pH ; à l'exception des pH<4 car la chlorophylle est sensible à l'acidité de l'eau. Elles préfèrent aussi les concentrations élevées en nutriments, principalement l'azote et le

phosphore c'est à dire des milieux eutrophes quoique certaines prolifèrent en milieu mésotrophe voire oligotrophe l'exemple de lacs d'Alpes (Mez *et al.*, 1997).

Lorsqu'elles sont strictement aquatiques, elles peuvent être planctoniques vivants alors dans la colonne d'eau, ou benthique, étant dans ce cas fixées ou très proches des divers substrats (roche, coraux, algues, animaux...) ou se développent même à l'intérieur des sédiments (Frémy et Lassus, 2001).

Par ailleurs, beaucoup vivent aussi en association avec d'autres êtres vivants étant alors endozoïques (avec des animaux comme des protozoaires, des éponge, des ascidies...), endophytique (avec des végétaux comme des fougères aquatiques, des angiospermes...) ou encore symbiotiques (avec des champignons, constituant les phycobiontes des lichens) (Frémy et Lassus, 2001).

7. capacité d'adaptation

Les cyanobactéries sont adaptées à de conditions environnementales diverses (Ghedadbia, 2012) ; en utilisant un ensemble de stratégies qui leur a permis de coloniser la plupart des écosystèmes terrestres (sols humides ou arides, glaciers, grottes, rochers) et aquatiques d'eaux douce, marins ou saumâtres (Bourrelly, 1985).

7.1. Pigments photosynthétiques

Les cyanobactéries présentent une pigmentation diversifiée (outre des caroténoïdes également observés chez les micro-algues, elles présentent des phycobiliprotéines comme la phycocyanine, l'allophycocyanine et la phycoérythrine) 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 (Oberhaus *et al.*, 2007). D'autres espèces sont capables d'exploiter les faibles niveaux d'énergie lumineuse des eaux très turbides l'exemple des picocyanobactéries (Katano *et al.*, 2008).

Les cyanobactéries sont aussi capables de synthétiser des composés photo-protecteurs contre les rayons ultraviolets ; mycosporine-likeaminoacids (Sinha *et al.*, 2001) et des caroténoïdes (Allen, 1984) en leur permettant d'occuper des écosystèmes où

l'exposition aux ultraviolets est très forte. De même, certains genres comme *Nostoc* possèdent également des mécanismes efficaces de réparation des composantes cellulaires endommagées par les fortes radiations solaires par exemple l'ADN (Vincent et Quesada, 1993).

7.2. Mobilité verticale et horizontale

Certaines cyanobactéries sont capables de se déplacer dans la colonne d'eau par glissement et par rotation hélicoïdales des filaments tournant sur eux-mêmes (Bourrelly, 1985). D'autres régulent leur flottabilité en modulant le taux de formation de vésicules à gaz, (Walsby et al., 1997) ou en utilisant comme ballast les hydrates de carbone et de protéines résultant de la photosynthèse (Oliver et Gant, 2000 ; Rabouille et al., 2003). 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 du fait du relargage de phosphore par les sédiments par exemple. C'est le cas du genre *Microcystis*, qui présente un cycle annuel comprenant une phase benthique en hiver et une phase pélagique en été (Reynolds et al., 1981 ; Takamura et al., 1984 ; Tsujimura et al., 2000).

Lorsque la colonne d'eau est bien stratifiée, les cellules de cyanobactéries s'accumulent en surface pour former une écume (Bonnet et Poulin, 2002), cette stratégie permet alors à ces espèces d'éliminer leurs compétitrices en leur interdisant l'accès à la lumière.

D'autres espèces peuvent aussi occuper, pendant plusieurs mois, une couche bien précise dans la colonne d'eau, à l'exemple de *Planktothrix rubescens* qui occupe préférentiellement le métalimnion (Jacquet et al., 2005).

7.3. Nutriments et exploitation

Les cyanobactéries possèdent un large éventail d'inclusions cellulaires leur permettant de faire face aux faibles concentrations en nutriments dans les milieux. Elles ont la capacité de stocker sous forme de granule de polyphosphates, le phosphore, et sous forme de cyanophycine, l'azote (Allen, 1984). En ce qui concerne l'utilisation de l'azote, certaines espèces de cyanobactéries, principalement filamenteuses, possèdent des hétérocystes capables de fixer le diazote atmosphérique et de le transformer en azote minéral assimilable grâce à la nitrogénase (Sotton, 2012).

7.4. Prédation

Les cyanobactéries sont considérées comme peu soumises à la prédation par le zooplancton et les poissons en raison de leur organisation cellulaire et de leur capacité à synthétiser des toxines.

De nombreux genres de cyanobactéries sont organisés sous forme de filaments ou de trichomes (exemple : *Anabaena*, *Planktothrix*, *Oscillatoria*, *Aphanizomenon*...) qui peuvent être assemblés en faisceaux, ou sous forme de colonies (exemple : *Microcystis*, *Aphanothece*...) (Couté et Bernard, 2001). Cette organisation les rend plus difficiles à être consommé par la plupart des organismes brouteurs du zooplancton par rapport à des cellules isolées (Oberhaus et al., 2007).

En outre, la capacité à synthétiser des toxines pourrait aussi conférer un avantage sélectif aux cyanobactéries par rapport aux autres microorganismes autotrophes. Bien que le rôle exact des cyanotoxines ne soit pas encore clairement établi, il a été montré que ces métabolites, notamment les microcystines, peuvent avoir un impact direct (mortalité, baisse de fécondité...) sur le zooplancton (Babica et al., 2006). En plus de la production de toxines, les cyanobactéries peuvent aussi synthétiser des substances allélopathiques qui tendent à cibler directement les brouteurs et qui peuvent altérer leur physiologie, induire des réactions d'évitement ou causer leur mortalité (Leflaive et Ten-Hage, 2007).

7.5. Dormance

Lorsque les conditions du milieu ne sont plus favorables à leur prolifération, les cyanobactéries ont la capacité d'entrer en dormance en attendant un environnement meilleur. Cet état de dormance est possible grâce à la formation des spores ou akinètes ou à une modification des cellules végétatives (Mur et al., 1999).

Les akinètes 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 (Ghedadbia, 2012). Lorsque les conditions environnementales redeviennent propices au développement du phytoplancton, des cellules végétatives sont générées à partir de ces cellules (Latour et al., 2004 ; Kim et al., 2005).

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 (Latour, 2002 ; Brunberg et Blomqvist, 2003).

8. Toxines de cyanobactéries ou cyanotoxines

Les cyanotoxines sont des substances toxiques naturelles produites par de nombreuses espèces de cyanobactéries (Coudert et *al.*, 2014) qui présentent une grande diversité de structures chimiques et de mécanismes toxiques (Sivonen et Jones, 1999).

À ce jour, environ 40 espèces de cyanobactéries productrices de cyanotoxines ont été répertoriées (Coudert et *al.*, 2014). Quelques exemples de genre de cyanobactéries producteurs de cyanotoxine sont représentés dans le tableau 2.

Ces substances toxiques sont classées en trois grandes catégories en fonction de leur organe cible: les hépatotoxines dont l'organe cible est le foie, les neurotoxines qui agissent sur le système nerveux et les dermatotoxines qui sont responsables d'allergies et d'irritations (Coudert et *al.*, 2014).

8.1. Hépatotoxines

Les hépatotoxines sont les toxines les plus fréquemment rencontrées Dans les proliférations de cyanobactéries. Elles sont responsables de lésions hépatiques chez les vertébrés, par l'inactivation des protéines phosphatases (PP) 1, 2A et 3 (Honkanen et *al.*, 1994). De plus, des modifications fonctionnelles et structurales des reins et des intestins ainsi que des effets génotoxiques et carcinogènes ont également été discutés (Van Apeldoorn et *al.*, 2007).

Les hépatotoxines sont groupées en deux familles: microcystines et nodularines, la cylindrospermopsine et ses analogues (Coudert et *al.*, 2014).

8.1.1. Microcystines et nodularines

Les microcystines (MCs) et les nodularines (NODs) (fig.5) sont des peptides cycliques hydrophobes composés de sept acides aminés et cinq acides aminés respectivement. La masse moléculaire de ces molécules varie de 800 à 1100 Da.

Ainsi, plus de 80 variantes de microcystines et 9 variantes de nodularines ont été répertoriées à travers le monde (Coudert et *al.*, 2014).

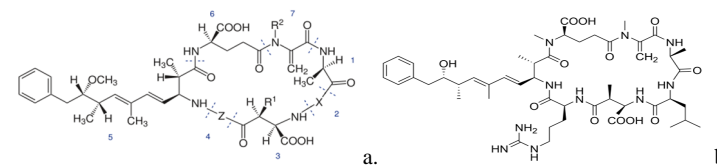


Figure 5: Structure chimique générale des microcystines (a) et de la microcystine-LR (b) (Svrcek et Smith, 2004; Afssa et Afsset, 2006).

8.1.2. Cylindrospermopsine

La cylindrospermopsine est un alcaloïde hydrophile cytotoxique, de masse moléculaire de 415 Da, cette hépatotoxine possède une structure chimique (fig.6) différente de celle des microcystines et des nodularines. Elle est composée d'un groupement guanidine tricyclique associé à un groupement hydroxyméthyl-uracile.

La cylindrospermopsine peut produire des effets néfastes sur le foie mais aussi sur les reins, le thymus et le cœur (Antoine 2009; Sotton, 2012).

La cylindrospermopsine est une molécule peu photosensible et relativement stable qui se décompose très lentement dans l'eau à pH neutre, et à températures allant de 4 à 50°C (Svrcek et Smith, 2004).

Deux variants de cylindrospermopsine ont été identifiés à ce jour, la 7-épicylindrospermopsine possédant une toxicité équivalente à la molécule mère et la 7-desoxycylindrospermopsine dont la toxicité fait encore débat (Looper et *al.*, 2005; Falconer et Humpage, 2006).

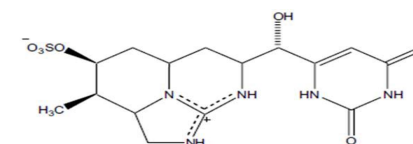


Figure 6 : Structure chimique de la cylindrospermopsine (Svrcek et Smith, 2004).

8.2. Neurotoxines

La cible principale des neurotoxines est le système neuromusculaire, provoquant des paralysies du système musculaire, notamment du système respiratoire, entraînant la mort des organismes touchés en l'espace de quelques minutes ou quelques heures (Sotton, 2012).

Les neurotoxines sont groupées en trois familles: Anatoxines (alcaloïdes produits uniquement par les cyanobactéries); Saxitoxines; et la β -N-méthylamino-L-alanine (BMAA) (Coudert *et al.*, 2014).

8.2.1 Anatoxines

Les anatoxines sont des alcaloïdes produits uniquement par les cyanobactéries, comprenant l'anatoxine-a et son homologue l'homo-anatoxine ainsi que l'anatoxine-a (S).

L'anatoxine-a (fig.7a) est une amine secondaire bi-cyclique possédant un groupement cétone, de formule chimique $C_{10}H_{15}NO$, de masse moléculaire 165 Da (Afssa et Afsset, 2006).

L'homo-anatoxine (fig.7b), un homologue de l'anatoxine-a, est un composé aminé bi-cyclique de formule chimique $C_{11}H_{17}NO$ et de masse moléculaire 179 Da. Ces molécules sont très solubles dans l'eau, cependant, elles sont peu stables et se décomposent rapidement dans le milieu naturel (temps de demi-vie: 1 à 2 h) (Chorus et Bartram, 1999; Svrcek et Smith, 2004 ; Afssa et Afsset, 2006).

L'anatoxine-a(S) (fig.7c) est un ester phosphate d'une N-hydroxyguanidine de masse moléculaire 252 Da, dont aucune variante n'a été découverte à ce jour. Cette molécule se décompose rapidement en milieu basique, mais elle s'avère relativement stable dans des conditions neutres ou acides (Chorus et Bartram, 1999; Afssa et Afsset, 2006).

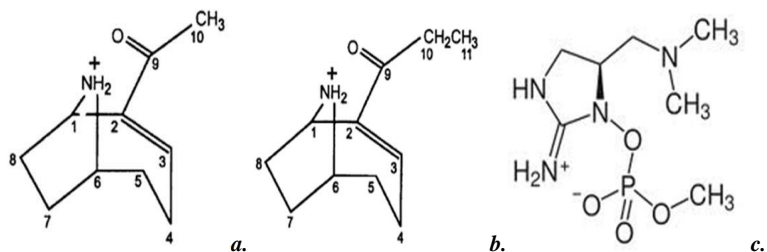


Figure 7: Structure chimique de l'anatoxine-a (a.), de l'homo-anatoxine (b.) et de l'anatoxine-a(S) (c.) (Sotton, 2012).

8.2.2 Saxitoxines

Les saxitoxines (fig.8) sont des alcaloïdes à un noyau tétrahydropurique regroupant la saxitoxine et la neosaxitoxine, les gonyautoxines (GTXs) et les C-toxines (Apeldoorn *et al.*, 2007).

Ces toxines peuvent être produites aussi bien par des cyanobactéries que par certaines espèces de dinoflagellés marins. Les saxitoxines sont responsables d'intoxications neurologiques après ingestion d'eau ou de fruits de mer contaminés connues sous le nom d'intoxications paralysantes par les fruits de mer (Coudert *et al.*, 2014).

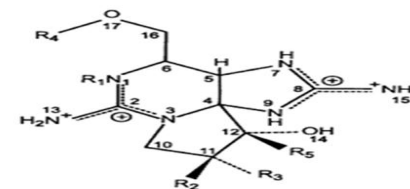


Figure 8: Structure chimique générale des saxitoxines (Afssa et Afsset, 2006).

Ce groupe de toxine comporte vingt-cinq variantes moléculaires dont les masses moléculaires varient de 241 à 391 Da, les saxitoxines sont des molécules très stables qui peuvent persister plusieurs mois dans la nature. La durée de demi-vie des saxitoxines en milieu naturel varie de 9 à 28 jours. La toxicité des saxitoxines est plus importante que celle des anatoxines. (Coudert *et al.*, 2014)

8.2.3 β -N-méthylamino-L-alanine ou BMAA

La β -N-méthylamino-L-alanine, ou BMAA, (fig.9) est un acide aminé qui n'est pas inclus dans la synthèse des protéines. Cette petite molécule hydrosoluble a une masse moléculaire de 118,13 Da. Elle existe sous deux formes différentes; soit libre ou liée à une protéine (Ince et Codd, 2005).

Cette acide aminé est produit par un très grand nombre de cyanobactéries qu'elles soient symbiotiques, planctoniques ou benthiques, issues des milieux terrestres ou aquatiques (Cox *et al.*, 2005).

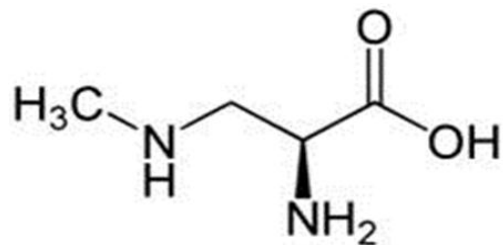


Figure 9: Structure chimique de la β-N-méthylamino-L-alanine (Sotton, 2012).

8.3. Dermatotoxines

Parmi les dermatotoxines les mieux connues, les lipopolysaccharides (LPS) (fig.10) sont des endotoxines constitutives de la paroi cellulaire des bactéries Gram-, et notamment des cyanobactéries, ou ils forment des complexes avec les protéines et les phospholipides (Chorus et Bartram, 1999).

Ce sont des produits condensés de sucres et d'acides gras dont la composition peut varier en fonction des espèces de cyanobactéries.

D'autres toxines moins connues, telles que la lyngbyatoxine A, la debromoaplysiatoxine et les aplysiatoxines, toutes de nature alcaloïdique, sont également responsables de fortes irritations cutanées et d'inflammations gastro-intestinales (Chorus et Bartram, 1999).

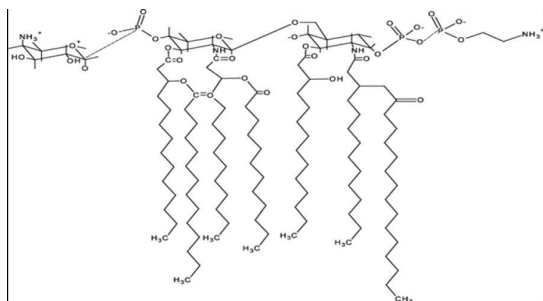


Figure 10 : Structure chimique des lipopolysaccharides (Funari et Testai, 2008)

Tableau 2 : Principales cyanotoxines et genres producteurs associés (Ouellette et Wilhelm, 2003).

	Toxines	Genres cyanobactériennes producteurs connus
Hépatotoxines	Microcystine	- <i>Microcystis</i> , <i>Oscillatoria</i> , <i>Nostoc</i> , <i>Anabaena</i> , <i>Anabaenopsis</i> , <i>Planktothrix</i>
	Nodularine	- <i>Nodularia</i>
	Cylindrospermopsine	- <i>Cylindrospermopsis</i> , <i>Aphanizomenon</i> , <i>Umezakia</i> , <i>Raphidiopsis</i>
Neurotoxines	Anatoxine-a	- <i>Anabaena</i> , <i>Planktothrix</i> , <i>Aphanizomenon</i> , <i>Planktothrix</i>
	Anatoxine-a(s)	- <i>Anabaena</i>
	Saxitoxines	- <i>Anabaena</i> , <i>Aphanizomenon</i> , <i>Lyngbya</i> , <i>Cylindrospermopsis</i> , <i>Planktothrix</i>
Dermatotoxines	Aplysiatoxines	- <i>Lyngbya</i> , <i>Schizothrix</i> , <i>Planktothrix</i>
	Lyngbyatoxine-a	<i>Lyngbya</i>

9. Effets bénéfiques des cyanobactéries

Hormis leurs effets néfastes, les cyanobactéries ont des avantages :

-Elles ont contribué à modeler la biosphère terrestre naissante par fixation du CO₂ et dégagement d'O₂ (Sabart, 2009). Outre, la photosynthèse ; ils assurent chez certaines espèces, la fixation de l'azote atmosphérique, propriété qui a fait utiliser certaines Cyanophycées (*Anabaena*, *Nostoc*) comme engrais verts au même titre que les Légumineuses; elles sont donc utilisées comme source d'azote en riziculture (Charpy et al., 2004).

-Les cyanobactéries participent aussi au fonctionnement du milieu et en particulier à l'autoépuration des cours d'eau, au même titre que les sédiments et les autres êtres vivants (animaux et plantes aquatiques, ripisylve...).

-Elles peuvent produire de nombreuses molécules chimiques, dont certaines sont très utiles (antibiotiques, antiviraux, antitumoraux...) (Brun, 2012).

-Le genre *Spirulina* (cyanobactéries filamenteuses) est riche en protéines, en micronutriments, en bêta-carotène (à partir duquel est formée la vitamine A), en vitamine B12, en acides gras, en calcium, potassium qui sont importants pour la formation des os, et aident à maintenir l'équilibre acide-base. Ces effets contre l'anémie ont été démontrés grâce à sa haute teneur en fer. Compte tenu de ses caractéristiques, la culture de la spiruline pourrait être une solution pour améliorer la santé humaine, et aider à diminuer l'excès de cholestérol (Charpy et al., 2004).

-Les effets de la spiruline sur les maladies diabétiques et hépatiques ainsi que sur l'acné sont intéressants. Au plus elle a un effet préventif contre le cancer grâce à sa haute teneur en antioxydants comme la phycocyanine (Charpy et al., 2004).

10. Effets néfastes des cyanobactéries

Les cyanobactéries sont des micro-algues qui peuvent se développer massivement dans certains plans d'eau. Certaines d'entre elles peuvent synthétiser des toxines à l'origine d'effets néfastes pour :

➤ l'environnement et le cadre de vie

- Modification de l'aspect de la ressource par une coloration inhabituelle (bleue, rouge ou verte), des irisations en surface et/ou des masses d'écume se déplaçant au gré des vents ;

- Nuisance olfactive lors de la décomposition de la prolifération ;

- L'eutrophisation des rivières et des lacs qui se traduit par une modification de la transparence et de la coloration des eaux due à la prolifération d'algues est de plus en plus préoccupante du fait de multiples problèmes liés à la toxicité potentielle de certaines espèces phytoplanctoniques (Carmichael, 1993).

➤ les organismes vivants

- Perturbation de la biodiversité de l'écosystème aquatique, car les cyanobactéries sont peu ou pas consommées par le zooplancton et leur prolifération s'effectue le plus souvent au détriment du développement des autres microorganismes photosynthétiques (compétition pour les nutriments et la lumière) ;

- Mortalités de poissons, par intoxication ou diminution de la teneur en oxygène de l'eau ;

- Mortalités d'oiseaux, par intoxication directe ou via leur alimentation (mollusques, poissons,...) ;

- intoxication d'animaux domestiques ou sauvages par abreuvement à proximité d'écumes toxiques (Briand et al., 2003).

➤ la santé humaine

Les effets des cyanotoxines sur la santé humaine sont nombreux et comprennent : des gastro-entérites, des nausées et vomissements, de la fièvre, des symptômes comparable à la grippe, des irritations des yeux et des oreilles, des éruptions cutanées, une myalgie, une hépatomégalie (augmentation du volume des foies) des troubles visuels, des dommages aux reins et au foie (Codd et al., 2005).

Etant donné que ces affections sont le plus souvent bénignes et difficiles à diagnostiquer, ces maladies peuvent être plus communes qu'il n'apparaît ; une action cancérigène est suspectée (cancer du foie) les seuls décès humains connus sont liés à une exposition durant une dialyse.

Les lipopolysaccharides produits par les cyanobactéries peuvent également être des irritants cutanés et peuvent provoquer des réactions allergiques (Sivonen et Jones, 1999).

II. les retenues collinaires

Les aménagements faisant appel à la construction de retenues sont depuis longtemps une tradition en Algérie. De grands travaux ont ainsi été réalisés dès une époque très ancienne et les notions modernes de stockage de l'eau ont été mises en pratique de bonne heure. Une telle tradition s'explique par la grande irrégularité spatio-temporelle des ressources en eau en zone aride. Une exploitation correcte des ressources locales demande la construction de grands barrages mais également de nombreuses retenues collinaires de petite et moyenne capacité (Zerrouk et Zsuffa, 1988).

Jusqu'à son indépendance en 1962, l'Algérie n'a connu que la priorité absolue accordée par les colons la grande hydraulique (14 barrages construits entre 1830 et 1962).

Le Gouvernement Algérien a envisagé un grand programme d'édification de lacs collinaires. Mais les études technico-économiques lancées à ce sujet ont très vite fait ressortir les difficultés inhérentes au contexte algérien : une plus forte irrégularité des pluies, des pentes 17 accentuées, et la possibilité d'envasement rapide font que les petits barrages en terre, au lieu d'avoir en moyenne 7 mètres de hauteur, doivent au moins atteindre 15 mètres pour une efficacité comparable; il s'agit déjà de barrages collinaires assez coûteux (Anonyme, 1985).

La réalisation de la première retenue collinaire suivie rapidement par plusieurs autres dates seulement de 1976 à Béni-Slimane (Bouira). Les résultats de l'entreprise se sont vite avérés décevants : envasement rapide, eau mal utilisée et coût relativement élevé.

Malgré ces conclusions et les particularités du climat et du relief algérien, l'Etat a relancé en 1985 un grand programme comprenant 700 retenues et 300 barrages collinaires. Dans la pratique, il s'agit d'ouvrages collinaires de taille très variable (Selmi et Nasri, 1997).

1. Définition des retenues collinaires

Une retenue collinaire est une réserve artificielle d'eau, en fond de terrains vallonnés, fermée par une ou plusieurs digues (ou barrage), et alimentée soit en période de pluies par ruissellement des eaux soit par un cours d'eau permanent ou non

permanent. Suivant la perméabilité des terrains et le risque de fuite d'eau, le fond peut être rendu étanche par un voile artificiel ou une couche d'argile.

Une retenue collinaire prélève et stocke de l'eau. Cette eau est enlevée au milieu naturel pour alimenter des milieux artificialisés, comme souvent des zones d'agricultures intensives. Pour les retenues alimentées par un cours d'eau, le volume prélevé est généralement de l'ordre de 10 à 25 % du volume annuel débité par le cours d'eau, mais peut-être nettement plus important, la limite légale étant de 90% du volume annuel.

Les retenues collinaires (fig.11) présentent en général une grande surface par rapport au volume contenu. De plus, l'absence de courant favorise le réchauffement des eaux. Il en résulte un accroissement de l'évaporation (Frapna, 2007).



Figure 11 : Une retenue collinaire (Prise personnelle).

2. Objectifs des retenues collinaires

Les retenues collinaires sont, selon les besoins, destinés à l'un ou à plusieurs des buts suivants:

- l'irrigation ;
- l'abreuvement du cheptel ;
- la protection contre les crues ;
- la protection d'infrastructures aval (barrage, route, périmètre aménagé, etc.) ;

- la récupération des eaux qui se perdent annuellement dans la mer et les sebkhas ;
- un développement de petits périmètres irrigués ;
- la recharge artificielle de nappes ;
- la production d'énergie électrique locale ;
- la lutte contre la pollution ;
- la plaisance (Selmi et Nasri, 1997).

3. Les différents types des retenues collinaires

Il existe 3 types principaux de retenues collinaires :

- Les retenues réalisées « en parallèle » au cours d'eau : hors du lit mineur avec dérivation. (fig.12a).
- Les retenues « au fil du cours d'eau » : dans le lit mineur d'un cours d'eau pérenne ou temporaire. (fig.12b).
- Les retenues en tête de bassin versant : souvent alimentées par des sources ou par ruissellement, elles sont assimilables à celles « au fil de l'eau » (fig.12c) (Frapna, 2007).

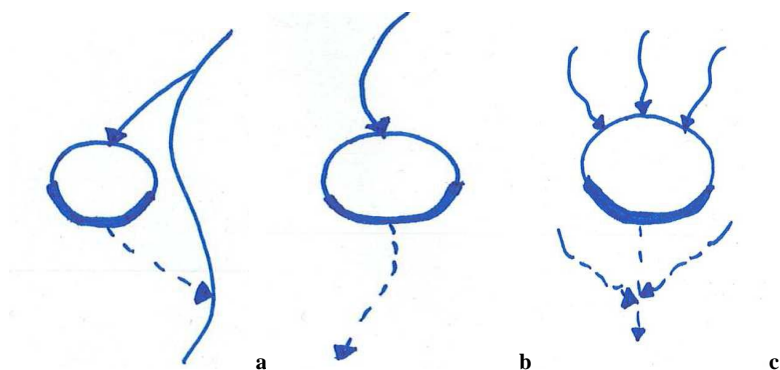


Figure 12: Les types des retenues collinaires (Frapna, 2007).

4. Les impacts des retenues collinaires

Les impacts des retenues sur l'état des masses d'eau sont bien nombreux et connus, certains sont présentés dans le tableau 3.

Tableau 3 : Les impacts des retenues collinaires (Charpy et al., 2000).

	positifs	Négatifs
Impacts hydrologiques	<ul style="list-style-type: none"> - Constitution d'une ressource supplémentaire par stockage en période hivernale. - Diminution des volumes de crue si multiplication importante des ouvrages. - Limitation des prélèvements directs 	<ul style="list-style-type: none"> - Diminution des débits. - Renforcement des étiages si multiplication importante des ouvrages.
Impacts qualitatifs	<ul style="list-style-type: none"> - Rôle de filtre / décantation : Phosphates - Epuration naturelle : nitrates 	<ul style="list-style-type: none"> - Réchauffement de l'eau en aval : inférieur à 1°C. - Tendance à l'eutrophisation : risque de pollution aval modéré
Impacts écologiques	<ul style="list-style-type: none"> - Création de nouveaux Habitats refuges : alimentation, nidification, reproduction, ... - Apparition de nouveaux cortèges floristiques 	<ul style="list-style-type: none"> - Dégradation ou disparition d'habitats humides sensibles et d'écosystèmes d'intérêt. - Perturbations ou disparition d'espèces végétales ou animales sensibles des milieux humides - risque de pollution aval modéré

5. les cyanobactéries et les retenues collinaires

Les retenues d'eau sont des réacteurs particulièrement efficaces dans la production de cyanobactéries depuis que l'eutrophisation s'est quasiment généralisée. Les différents canaux, les grands réservoirs, qu'ils soient destinés à amortir les crues, à soutenir les étiages ou à assurer une réserve d'eau alimentaire conséquente, sont évidemment des sites de prédilection. Il en est de même pour les retenues collinaires, de quelques dimensions qu'elles soient.

Donc en présence d'une autre «plaie» généralisée, résultant d'une mauvaise qualité d'eau. Grandement sur la santé humaine et animale, ainsi qu'à l'économie des loisirs nautiques (Sévigé et al, 2003).

Chapitre II : Matériel et méthodes

1. Description du site d'étude

Les retenues collinaires de la wilaya de Guelma (fig.13) sont essentiellement destinées à l'irrigation et à l'abreuvement des animaux, et elles sont au nombre de 17 retenues, parmi ces retenues 4 ont été choisis pour notre étude.



Figure 13 : Situation géographique de Nechmaya et de Ain Ben Beida.

Deux retenues se situent dans les environs de la commune de Nechmaya (fig.14), et les deux autres se situent dans les environs de la commune de Ain Ben Beida (fig.15), ces deux communes se trouvent au Nord de la ville de Guelma.

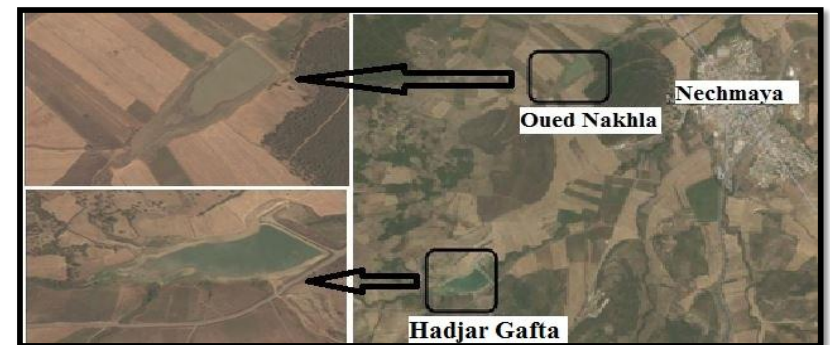


Figure 14 : Photo satellite des 2 retenues collinaires de la commune de Nechmaya (Google earth, 2015).

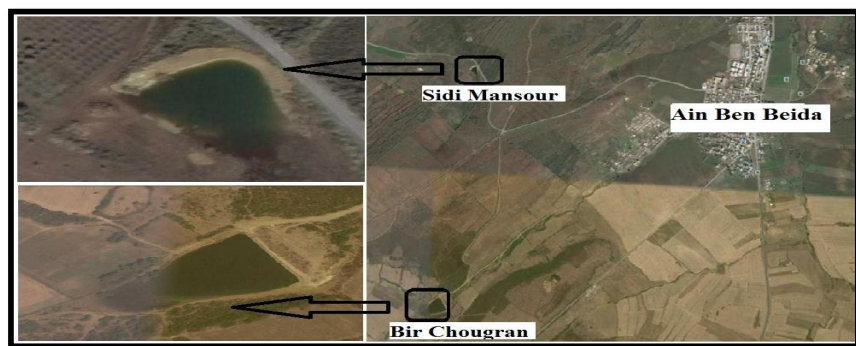


Figure 15 : Photo satellite des 2 retenues collinaires de la commune de Ain Ben Beida (Google earth, 2015).

Au niveau de chaque site 2 stations de prélèvement ont été sélectionnées ; Oued Nakhla et Hadjar Gafta qui sont situées à l'ouest de la commune de Nechmaya et elles sont limitées par :

- Ain Berda Au Nord.
- Héliopolis et Guellat Bou Sbaa Au Sud.
- A l'est par Nechmaya.
- A l'ouest par Bouati Mahmoud.

Sidi Mansour et Bir Chougran sont situées à l'ouest de la commune de Ain Ben Beida et elles sont limitées par:

- Drean Au Nord.
- Djebella Khemissi Au sud.
- A l'est par Ain Ben Beida.
- A l'ouest par Nechmaya.

Les renseignements propre aux caractéristiques et la date de la mise en service de ces retenues collinaires sont représentés dans le tableau 4, notons que ces données sont tirées des documents techniques de la direction des ressources en eau service d'hydraulique agricole de la wilaya de Guelma.

Tableau 4 : Caractéristiques techniques des sites d'étude (direction des ressources en eau, 2012).

Commun	Nechmaya		Ain Ben Beida	
	Oued Nakhla	Hadjar Gafta	Bir Chougran	Sidi Mansour
Nom de l'ouvrage				
Capacité actuelle (hm³)	0.04	0.04	0.025	0.025
Superficie Irriguée (ha)	55	60	50	40
Volume Utilisé (hm³)	0.035	0.225	0	0.015
Utilisation Irrig/Abre	Irrigation	Irrigation	Irrigation	Irrigation
Année de réalisation	1987	1992	1990	1990
Année de réhabilitât	2007	/	2007	2007
Hauteur de la digue (m)	8	15	7	5

2. Stations de prélèvement

Notre étude a fait l'objet d'un échantillonnage mensuel durant une période s'étalant du mois de mars jusqu'au mois avril 2015.

Deux stations d'échantillonnage ont été sélectionnées pour chaque retenue collinaire (fig.16) et (tab.5).

Tableau 5 : Présentation des stations de prélèvement.

sites	Stations	Coordonnées géographiques	Localisation des stations de prélèvement
Oued Nakhla	S1	N 36°36.889' E 007°29.870'	Est de la retenue
	S2	N 36°36.923 E 007°29.850'	Ouest de la retenue
Hadjar Gafta	S1	N 36°36.006' E 007°29.261'	Nord de la retenue
	S2	N 36°35.983' E 007°29.317'	Est de la retenue

Suite tableau 5 : Présentation des stations de prélèvement.

sites	Stations	Coordonnées géographiques	Localisation des stations de prélèvement
Bir Chougran	S1	N 36°36.240' E 007°40.457'	Sud-ouest de la retenue
	S2	N 36°36.221' E 007°40.475'	Nord de la retenue
Sidi Mansour	S1	N 36°35.066' E 007°39.535'	Ouest de la retenue
	S2	N 36°35.055' E 007°39.584'	Nord-est de la retenue

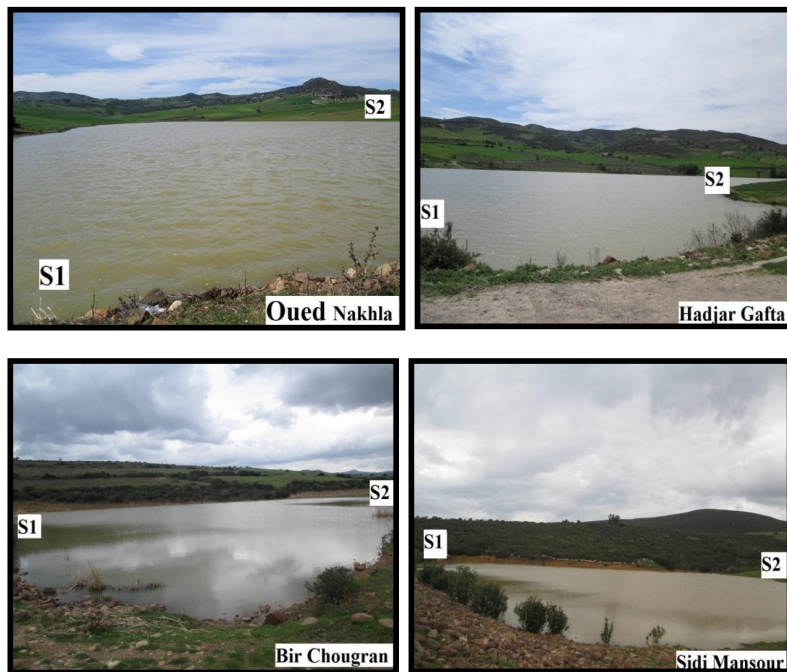


Figure 15 : Stations de prélèvement de Nechmaya et de Ain Ben Beida (Prise personnelle).

3. Echantillonnage

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, au nombre d'échantillon, de la profondeur du prélèvement permettant ainsi une estimation satisfaisante (Boussadia, 2008).

- **Echantillon destiné à l'étude des cyanobactéries:** pour la réalisation de l'étude qualitative et quantitative des cyanobactéries, le prélèvement a été effectué à l'aide d'un filet à plancton de 20 μ m de vide de maille muni d'un collecteur (fig.17). l'opération consiste à filtrer 50l de l'eau de surface (Mez et al., 1997), puis à transférer le contenu collecté dans un flacon en verre ombré contenant 5 ml de formaldéhyde à 13% ce qui permet de fixer les structures contenues dans le filtrat (Chaibi, 2004), le flacon muni d'étiquette sur laquelle sont notés : la date, le temps, le site et la station de prélèvement.
- **Echantillon destiné l'analyse des paramètres physico- chimiques et la chlorophylle a :** pour le dosage des sels nutritifs, MES et la chlorophylle *a*, on prélève 1.5 litre d'eau de surface à l'aide d'une bouteille en plastique, la couvrir par la suite avec du papier en aluminium et l'étiqueter (Agouni, 2012).



Figure 17: Photographie du filet à plancton (Fabrication personnelle).

Pour chaque site d'étude nous avons préparé une fiche signalétique (voir annexe 2) rassemblant les renseignements utiles au laboratoire ainsi que les observations relevées au cours de notre échantillonnage (observations météorologiques, paramètres physico-chimiques de l'eau, surveillance des fleurs d'eau,... etc.).

Les échantillons sont transportés jusqu'au laboratoire dans une glacière dont laquelle leur température est maintenue à 4°C (ce qui permet une conservation satisfaisante).

4. Etude des cyanobactéries

4.1. Identification

La détermination des genres de chaque récolte a été réalisée dans le laboratoire de microbiologie de l'université de Guelma, à partir de l'observation, sous microscope optique au grossissement x40, des caractères morpho-anatomiques représentant les clés d'identification proposées par Bourrelly (1985), dont les principaux critères retenus sont :

- La structure et la couleur des micro-algues (cellulaire ou filamenteuse).
- La taille des cellules.
- La présence ou l'absence de: gaine gélatineuse, akinètes, hétérocystes et vacuoles à gaz (Agouni, 2012).

4.2. Dénombrement

La numération des cyanobactéries a été réalisée après observation au microscopique d'un volume précis (50 µl) d'échantillon homogénéisé monté entre lame et lamelle.

Le comptage est réalisé grâce à des parcours horizontaux sur toute la largeur de la lamelle; cette opération est répétée 3 fois; toutefois pour éviter les chevauchements nous décalons nettement sur la hauteur de la lame d'environ un champ microscopique.

Les cyanobactéries présentes, indépendamment de leurs genres, sont comptées sous l'objectif (x40) (Champiat et Larpent, 1998).

5. Analyse des paramètres physico-chimiques

5.1. In situ

Les mesures des paramètres *in situ*: la température (°C), pH, conductivité électrique (µS/cm), et oxygène dissous (mg/l) ont été effectuées au niveau de chaque

station au moment du prélèvement à l'aide d'un multi paramètre (WTW Multi 1970i) (fig.18).

L'opération consiste à faire plonger la sonde dans l'eau puis attendre quelques secondes avant de lire le résultat après la stabilisation de l'affichage de la valeur sur l'écran.



Figure 18 : Photographie du multi paramètre de terrain de marque WTW (Multi 1970i).

5.2. Au laboratoire

La mesure de matière en suspension et le dosage de la chlorophylle a ont été effectués au niveau du laboratoire de microbiologie de l'université de Guelma. En revanche le dosage des sels nutritifs (nitrates, ammonium, le fer et les orthophosphates) a été réalisé au niveau du laboratoire de la station de pompage (SP1) de Hammam Debagh-Wilaya de Guelma.

5.2.1. Dosage des sels nutritifs

Les sels nutritifs ont été dosés selon des méthodes spectrophotométriques.

5.2.1.1. Dosage des nitrates (NO₃⁻) (ISO 7890-3, 1998)

➤ Principe

En présence de salicylate de sodium, les nitrates donnent du paranitrosylate de sodium coloré en jaune et susceptible d'un dosage colorimétrique (Rodier, 1978).

➤ Mode opératoire

- Introduire 10 ml d'eau dans une capsule de 60 ml ;

- Alcaliniser faiblement avec la solution d'hydroxyde de sodium ;
- Ajouter 1ml de solution de salicylate de sodium ;
- Evaporer à sec au bain marie ou à l'étuve 75 - 88° C. (ne pas surcharger ni surchauffer très longtemps) laisser refroidir ;
- Reprendre le résidu par 2ml d'acide sulfurique concentré ayant soin de l'humecter complètement ;
- Attendre 10 minutes, ajouter 15 ml d'eau distillée puis 15 ml de solution d'hydroxyde de sodium et de tartrate double qui développe la couleur jaune ;
- Effectuer la lecture au spectromètre à la longueur d'onde $\lambda = 415$ nm.

➤ **Expression des résultats**

La concentration de nitrate a été déterminée à partir de la courbe d'étalonnage établie (Rodier, 2009).

5.2.1.2. Dosage de l'ammonium (NH_4^+) (ISO 7150/1, 1984)

➤ **Principe**

La mesure spectrophotométrique du composé bleu formé par réaction de l'ammonium avec les ions salicylate et hypochlorite en présence de nitrosopentacyanoferrate(III) de sodium (nitroprussiate de sodium).

➤ **Mode Opérateur**

- Mettre 40 ml du filtrat dans un bécher de 50 ml ;
- Ajouter 4 ml (réactif I) puis ajouter 4 ml du réactif II ;
- Compléter le volume avec l'eau distillée ;
- Attendre 1h30min, l'apparition de la couleur vert indique la présence de l'ammonium ;
- Effectuer la lecture au spectromètre à la longueur d'onde $\lambda = 655$ nm.

➤ **Expression des résultats**

La concentration de l'ammonium est déterminée à partir de la courbe d'étalonnage établie (Rodier, 2009).

5.2.1.3. Dosage des orthophosphates (PO_4^{3-}) (ISO 6878, 2005)

➤ **Principe**

En milieu acide et en présence de molybdate d'ammonium, les ortho-phosphates donnent un complexe phosphomolybdique qui, réduit par l'acide ascorbique, développe une coloration bleue susceptible d'un dosage spectrométrique. Certaines formes organiques pouvant être hydrolysées au cours de l'établissement de la coloration et donner des ortho-phosphates, le développement de la coloration est accélérée par l'utilisation d'un catalyseur, le tartrate double d'antimoine et de potassium.

➤ **Mode opératoire**

- Introduire 40 ml d'eau à analyser dans une fiole jaugée de 60 ml, ajouter 1 ml de solution d'acide ascorbique, agiter, puis ajouter 2 ml de réactif, mélanger soigneusement ;
- Attendre 10 minutes la stabilisation de la coloration et effectuer les mesures au spectromètre à la longueur d'onde $\lambda = 800$ nm en cuve de 1 cm.

➤ **Expression des résultats**

La concentration d'orthophosphate a été déterminée à partir de la courbe d'étalonnage établie (Rodier, 2009).

5.2.1.4. Dosage de fer (Fe^{+2}) (ISO 6332,2005)

➤ **Principe**

Après oxydation en milieu acide, le fer est réduit à l'état ferreux et dosé par spectrométrie en utilisant la coloration rouge donnée par les sels ferreux avec la phénanthroline 1,10.

➤ **Mode opératoire**

- Introduire 50 ml d'échantillon dans une fiole conique ;
- Ajouter 1ml de solution de chlorhydrate d'hydroxylamine et mélanger soigneusement ;
- Ajouter 2 ml de solution d'acétate d'ammonium ;
- Mélanger, vérifier que le pH est voisin de 4,5 (compris entre 3,5 et 5,5) ;

- Ajouter 2 ml de solution de phénanthroline 1,10 ;
- Préparer un témoin avec 50 ml d'eau distillé traitée dans les mêmes conditions ; Laisser à l'obscurité pendant 15 min ;
- Effectuer les lectures au spectromètre à $\lambda = 510$ nm.

➤ Expression des résultats

La concentration de fer a été déterminée à partir de la courbe d'étalonnage établie (Rodier, 2009).

NB : la préparation des réactifs des sels minéraux dosés est présentée dans l'annexe 1

5.2.2. Mesure des Matières en suspension (MES)

La connaissance de la quantité de matières en suspension (MES) est importante pour l'étude des milieux aquatiques. Les particules réduisent la transparence de l'eau et de ce fait la production primaire photosynthétique. Selon leur nature, elles sont également une source nutritive non négligeable pour la faune (Agouni, 2012).

➤ Principe et méthode

La détermination des matières en suspension dans l'eau a été réalisée par l'application de la méthode de pesée différentielle après filtration sur un filtre de fibre de verre WHATMAN GF/C 47 μm . Le filtre est séché à 105 °C dans une thermobalance (fig.19) et pesé avant et après la filtration. La différence de poids permet de connaître le poids sec total de matière en suspension dans le volume filtré correspondant (Aminot et chaussepied, 1983).

➤ Expression des résultats

La teneur de l'eau en matières en suspension (mg/l) est donnée par l'expression suivante :

$$\text{MES (mg/l)} = \frac{P_1 - P_0}{V}$$

P_0 = Poids du filtre avant filtration (mg).

P_1 = Poids du filtre après filtration (mg).

V = Volume d'eau filtrée (l) (Rodier, 2009).



Figure 19: Photographie d'une thermobalance.

5.2.3. Dosage de la chlorophylle a (Aminot et kérouel, 2004)

La chlorophylle a est un pigment utilisé comme indicateur de la biomasse phytoplanctonique dans les eaux naturelles, le dosage de ce paramètre se fait selon le principe suivant :

➤ Principe

Le dosage des pigments phytoplanctoniques repose sur leurs caractéristiques spectroscopiques : absorption de la lumière (spectrophotomètre) ou fluorescence (fluorimètre), contenue dans les cellules.

La chlorophylle a est un paramètre « particulaire » qui pour une mesure précise au laboratoire nécessite la récolte du matériel en suspension par filtration, suivie d'une extraction du filtre par un solvant et finalement la mesure de l'absorbance de l'extrait.

➤ **Mode opératoire****- Filtration**

- Filtrer l'échantillon d'eau brute à travers un filet ou un tamis de 200 à 250µm de vide de maille ce qui permet l'élimination grossière du zooplancton.

- Filtrer un volume connu d'échantillon (100 ml à 1 litre) à l'aide d'un dispositif de filtration sous vide (fig.20), sur membrane en fibre de verre (WHATMAN GF/C 47µm) recouverte au préalable d'une fine couche de carbonate de magnésium pour éviter l'altération de la chlorophylle.

- 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 baquette en verre à embout coupant.

- Boucher et agiter vigoureusement pour disperser les fibres.

- Laisser l'extraction acétonique se poursuit une nuit au réfrigérateur.

- Centrifugation et transfert de l'extrait préalable à la mesure spectroscopique

- Contrôler le volume du solvant, le noter ou l'ajuster. Les tubes doivent être bouchés jusqu'à la mesure.

- Centrifuger les tubes durant une minute à 3000-4000 tours, faire tomber les fibres de verre qui adhèrent la paroi.

- Centrifuger à nouveau 5 à 10 mn à 3000-4000 tours.

- Transférer le surnageant de centrifugation dans la cuve de mesure (par aspiration).

- Mesure des absorbances selon la méthode trichromatique

- Laisser revenir à température ambiante les extraits s'ils sont froids.

- Rincer 2 fois la cuve avec un peu d'extrait à analyser.

- Transférer dans la cuve assez de volume pour faire la mesure. Veiller à ne pas entrainer des fibres.

- Vérifier la propreté des faces de la cuve et la positionner sur le portoir.

- Mesurer les absorbances brutes de l'extrait à 630, 647, 664 et 750 nm : $A_{630 \text{ brut}}$, $A_{647 \text{ brut}}$, $A_{664 \text{ brut}}$ et $B_{\text{ brut}}$.

- Calculs des concentrations de pigments selon la méthode trichromatique

$$\text{➤ } A_{630} = (A_{630 \text{ brut}} - bc_{630}) - (B_{\text{ brut}} - bc_{750})$$

$$\text{➤ } A_{647} = (A_{647 \text{ brut}} - bc_{647}) - (B_{\text{ brut}} - bc_{750})$$

$$\text{➤ } A_{664} = (A_{664 \text{ brut}} - bc_{664}) - (B_{\text{ brut}} - bc_{750})$$

Calculer la chlorophylle a selon :

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



Figure 20 : Photographie du dispositif de filtration sous vide.

Chapitre III :

Résultats et discussion

1. Résultats des analyses physico-chimiques

1.1. La température

La température est un facteur écologique très important qui a une grande influence sur les propriétés physico-chimiques des écosystèmes aquatiques (Aberkan *et al.*, 2011). Elle joue un rôle dans la solubilité des sels et des gaz, en particulier dans la conductivité électrique et dans la variation du pH (Leclerc, 1996).

La température varie généralement de manière similaire dans l'ensemble des stations de prélèvement. La température maximale (22,7°C) est enregistrée en avril et la minimale (16,3°C) le mois de mars (fig.21).

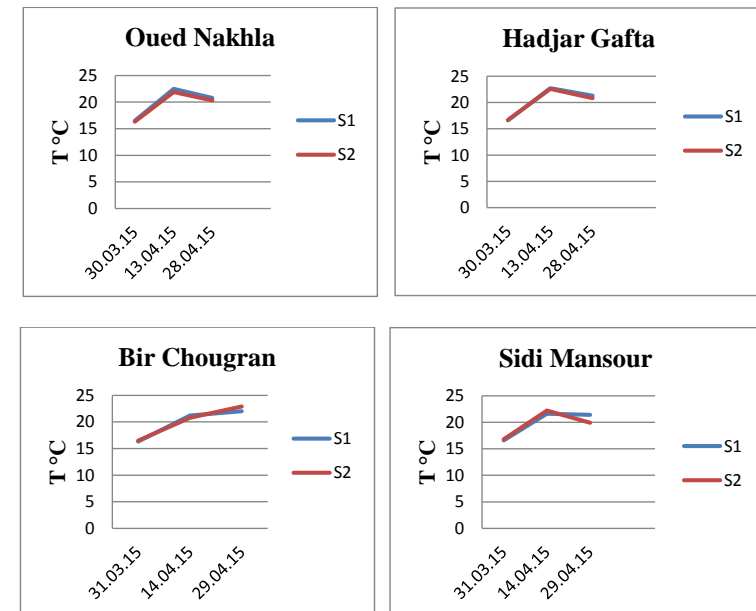


Figure 21 : Variations mensuelles de la température de l'eau dans les stations de prélèvement (mars – avril, 2015).

Les relevés de la température concordent avec ceux qui rapportent que le maxima enregistré en période printanière, est fonction des conditions climatiques locales, notamment la température de l'air qui détermine de façon directe les fluctuations de la température de l'eau (Baba Ahmed, 2005).

1.2. Le pH

Le potentiel hydrogène, plus connu sous le nom de pH est la valeur qui détermine si une substance est acide neutre ou basique, il est calculé à partir du nombre d'ions hydrogène présent (Rodier, 1996).

Pour ce paramètre on n'a pas remarqué une grande variation entre les stations de prélèvement où les valeurs oscillent entre 8,25 et 8,72 pendant les 2 mois (fig.22).

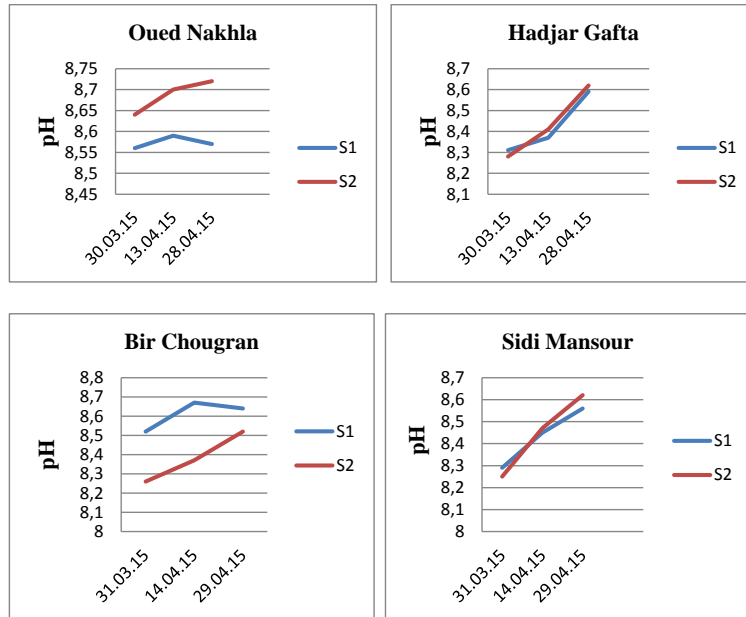


Figure 22 : Variations mensuelles du pH de l'eau dans les stations de prélèvement (mars – avril, 2015).

Les valeurs du pH enregistrées durant la période d'étude sont généralement alcalines. Cette alcalinité est probablement due à l'activité photosynthétique des plantes et à l'augmentation de la production primaire du phytoplancton (Dupont, 2004).

1.3. La conductivité électrique

Ce paramètre est proportionnel à la quantité de sels minéraux dissous dans l'eau ; donc la mesure de la conductivité électrique permet d'évaluer rapidement la minéralisation globale de l'eau (Rodier, 2009).

Les mesures de la conductivité montrent des variations spatio-temporelles, cependant les valeurs les plus faibles (ne dépassent pas 500 μ s/cm) sont enregistrées à Nechmaya et les plus fortes à Ain Ben Beida (fig.23).

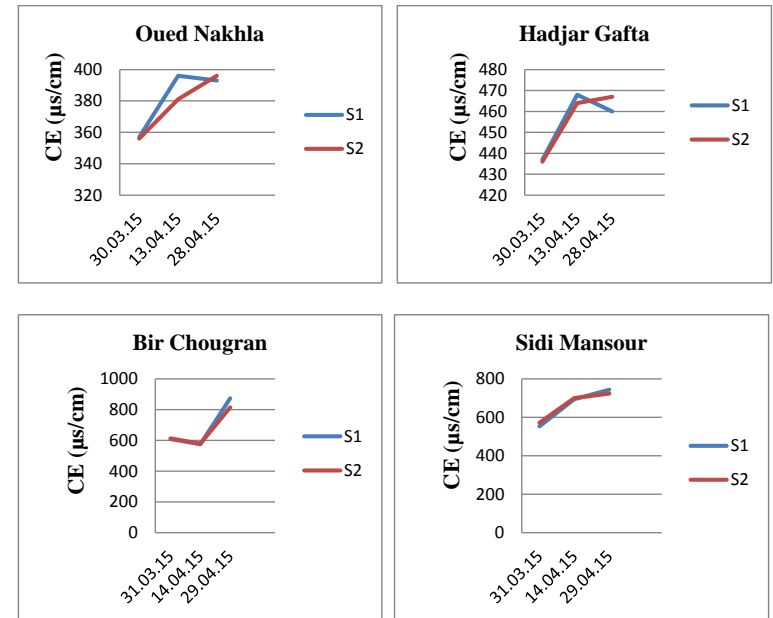


Figure 23 : Variations mensuelles de la conductivité de l'eau dans les stations de prélèvement (mars – avril, 2015).

La conductivité la plus élevée dans les retenues de l'Ain Ben Beida ne peut être expliquée que par le drainage de leur bassin versant probablement riche en sels minéraux dissous (Tremblay et al., 2002).

D'après la grille de la qualité des eaux naturelles appliquée par l'Agence Nationale des Ressources Hydrauliques (ANRH) ; l'eau de ces retenues est classée comme une eau d'excellente à bonne qualité (tab.6).

1.4. L'oxygène dissous

L'oxygène constitue un excellent indicateur du fonctionnement du plan d'eau à différents titre : sur le plan physique comme indicateur de pollution ; et biologique comme vital aux organismes vivants (Sayad, 2008).

Les teneurs d'oxygène dissous enregistrées pendant la période d'étude montrent des variations similaires dans les quatre retenues. On note, toutefois des valeurs supérieurs à 10 mg/l le mois de mars tandis que, des teneurs inférieures sont relevées le mois d'avril (fig.24).

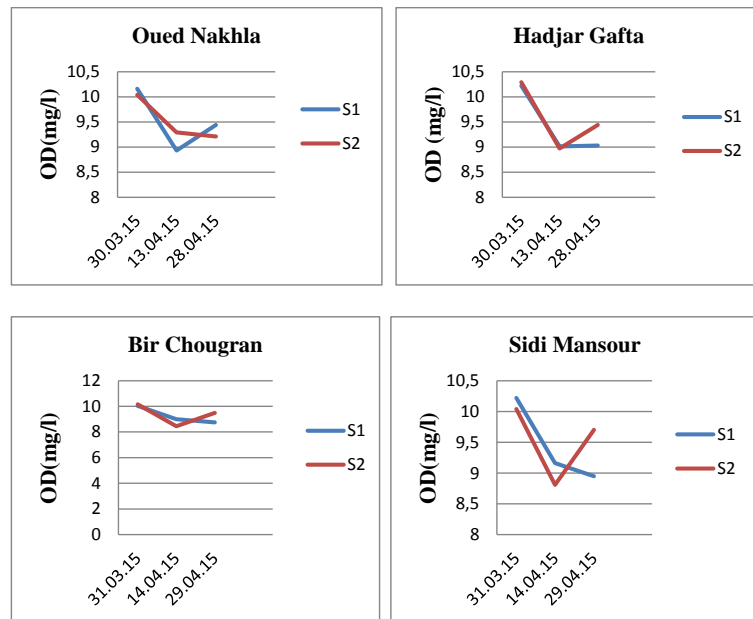


Figure 24 : Variations mensuelles des teneurs en oxygène dissous de l'eau dans les stations de prélèvement (mars – avril, 2015).

Les fluctuations de la teneur en O₂ dissous de l'eau des retenues sont liées aux variations mensuelles de la T°C dont son augmentation limite la solubilité de l'oxygène dans l'eau et aux précipitations et brassage des eaux par l'action des vents et l'activité photosynthétique (Bensafia, 2005).

D'après les valeurs seuils fixées par l'ANRH, la qualité de l'eau des retenues est qualifiée d'excellente (tab.6).

1.5. Les sels nutritifs

1.5.1. Les nitrates (NO₃⁻)

Selon le graphe ci-dessous, la forte concentration relevée est enregistrée le mois de mars (1.941 mg/l). En revanche la concentration la plus faible est notée le mois d'avril (0.031 mg/l) (fig.25).

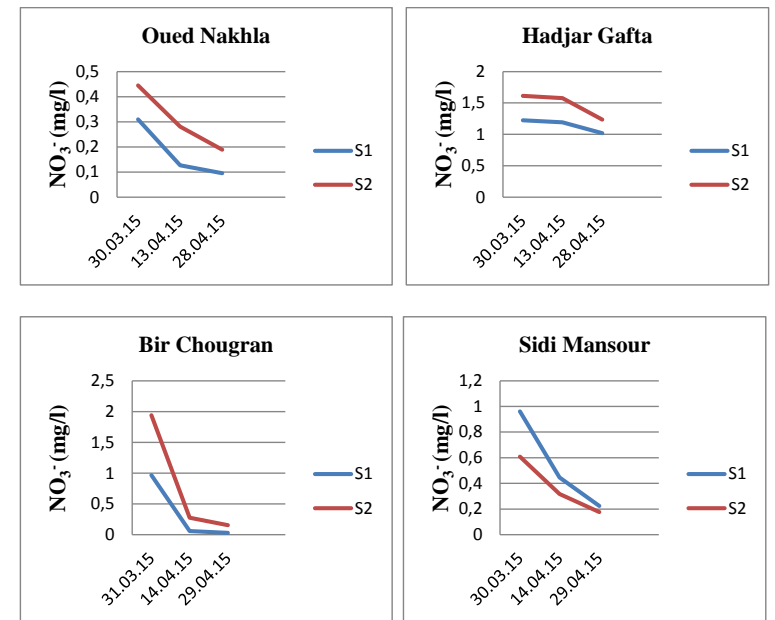


Figure 25 : Variations mensuelles des nitrates de l'eau dans les stations de prélèvement (mars – avril, 2015).

Les fortes teneurs en nitrate relevées en mars sont dues probablement à la pluviométrie associée à ce mois, et par conséquent le lessivage des terres agricoles (engrais azotés). Par contre la diminution de la teneur en cet élément le mois d'avril est due principalement à sa consommation par les organismes vivants et par sa réduction en nitrites sous l'influence d'une action dénitrifiante (Lacaze, 1991).

Les teneurs maximales en nitrate relevées dans les retenues sont nettement inférieures à la valeur guide fixée à 5 mg/l par la grille de l'ANRH ; ceci indique l'excellente qualité des eaux des retenues (tab.6).

1.5.2. L'ammonium (NH₄⁺)

D'après la présentation graphique ci-dessous, nous observons que la plus forte concentration d'ammonium est enregistrée en mars (0.2 mg/l) alors que la faible concentration voire nulle est relevée le mois d'avril (fig.26).

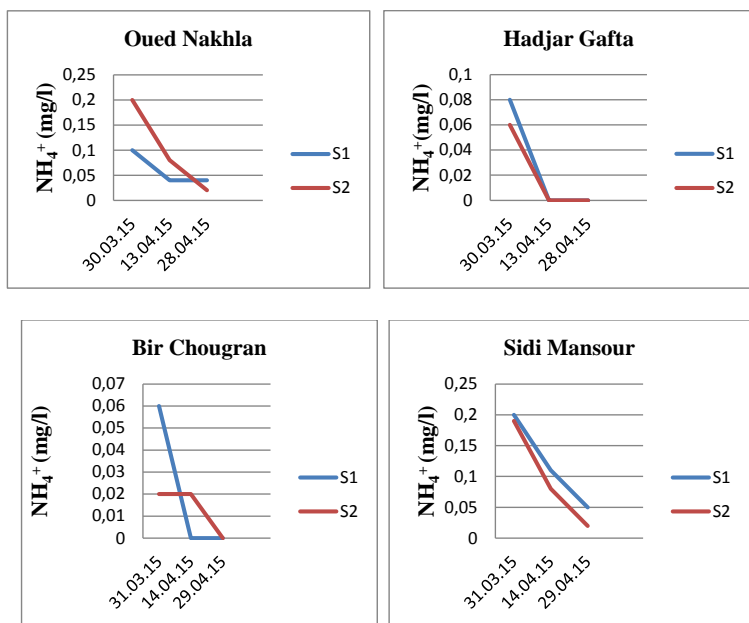


Figure 26 : Variations mensuelles de l'ammonium de l'eau dans les stations de prélèvement (mars – avril, 2015).

Les fortes teneurs d'ammonium relevées en mars dans les eaux des retenues peuvent être expliquées par la précipitation et le lessivage des bassins versants. En revanche, les faibles teneurs relevées en avril sont liées d'une part à une réaction de nitrification, 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 (Boussadia, 2008).

Les teneurs en NH₄⁺ relevées dans les retenues sont peu importantes et ne dépassent pas les normes de la grille de l'ANRH, et permettent de dire que les eaux des retenues sont d'excellente à bonne qualité (tab.6).

1.5.3. Les orthophosphates (PO₄³⁻)

Les variations des teneurs en orthophosphates montrent une évolution spatio-temporelle semblable dans les stations (Oued Nakhla, Hadjar Gafta, Sidi Mansour et la S2 de Bir Cougran), où on note la présence de ces éléments uniquement le mois de mars. En revanche, à Bir Chougran dans la S1, une diminution progressive est remarquée durant la période d'étude (fig.27).

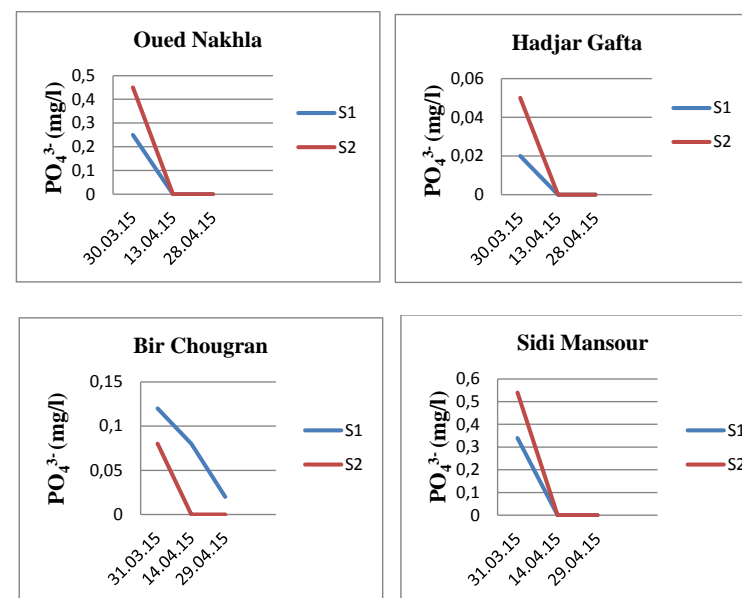


Figure 27 : Variations mensuelles des orthophosphates de l'eau dans les stations de prélèvement (mars – avril, 2015).

Les teneurs élevées en orthophosphates enregistrées le mois de mars sont dues au lessivage de terres cultivées renfermant des engrais phosphatés ou traités par certains pesticides (Rejsek, 2002). Par contre la diminution où même l'absence de cet élément est associée à son assimilation par les microorganismes autotrophe ou à son utilisation par les végétaux pour leur activité (Dehbi Zebboudj, 2013).

Selon la grille de l'ANRH, les eaux des retenues sont d'excellente qualité vis-à-vis de cet élément (tab.6).

1.5.4. Le fer (Fe⁺²)

Dans l'ensemble des stations, une valeur maximale est relevée le mois de mars, en revanche aucune trace du fer n'a pu être enregistrée le mois d'avril (fig.28).

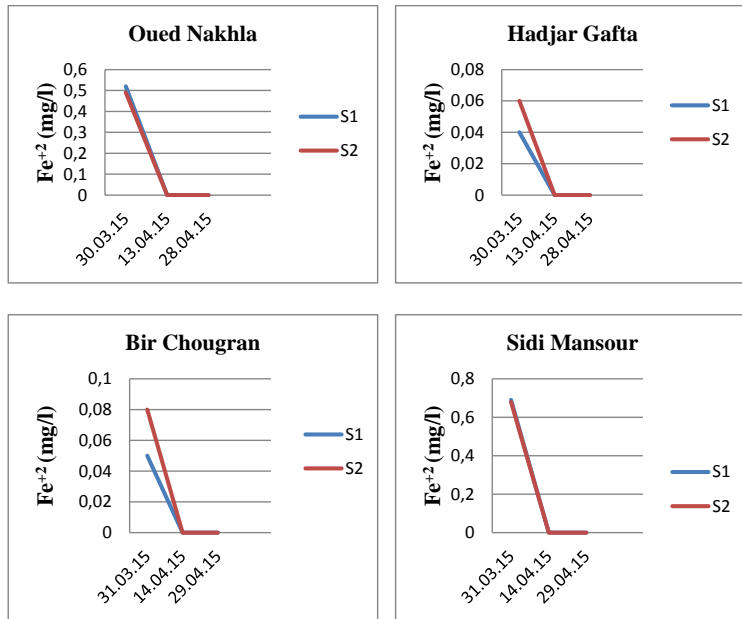


Figure 28: Variations mensuelles de fer de l'eau dans les stations de prélèvement (mars – avril, 2015).

Les fortes teneurs des eaux en fer sont probablement dues à son apport par le biais des pluies à partir des bassins versants entourant les retenues d'eau par contre, la baisse des teneurs ne peut être expliquée que par l'utilisation de ce dernier par les micro-organismes sachant que le fer est un élément indispensable à la photosynthèse (Gaujous, 1995).

D'après la grille de l'ANRH, la qualité des eaux des 4 retenues est considérée comme étant bonne (tab.6).

1.6. Les matières en suspension (MES)

Les teneurs en MES des eaux des retenues collinaires au cours de la période d'étude montrent une diminution progressive de ces éléments d'un mois à l'autre. Notons toutefois, un maximum de 30,4 mg/l à Sidi Mansour (S1) le mois de mars et un minimum de 0,8 mg/l à Oued Nakhla (S2) lors du dernier prélèvement (fig.29).

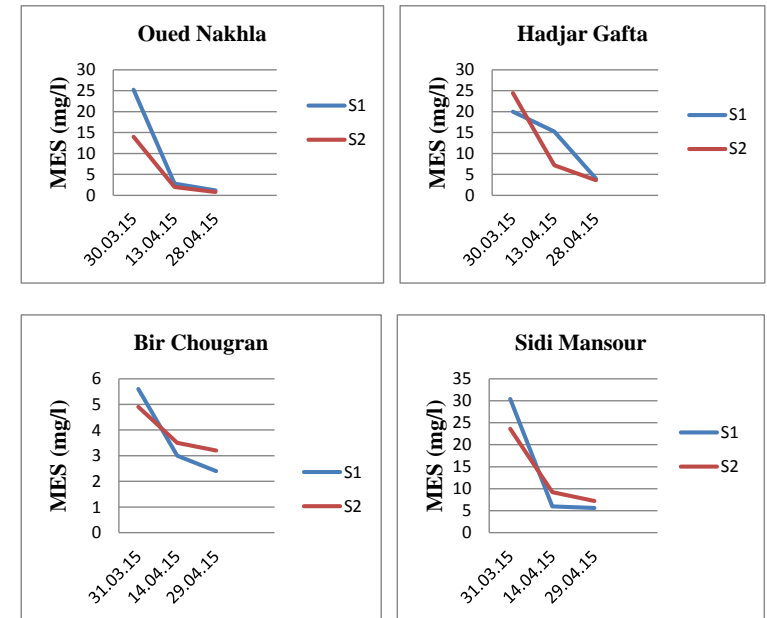


Figure 29 : Variations mensuelles des teneurs en MES de l'eau dans les stations de prélèvement (mars – avril, 2015).

Les fortes teneurs en MES relevés le mois de mars sont liées à une pluviométrie intense entraînant le ruissellement des bassins versants en plus de l'action des vents.

Selon la grille de l'ANRH les teneurs en MES au cours de la période d'étude montrent que les eaux des retenues sont d'excellente qualité (tab.6).

Tableau 6 : Classe de qualité des eaux de surfaces (A.N.R.H, 2012).

Paramètre	Unités	Excellente	Bonne	Passable	Médiocre	Pollution excessive
Conductivité	μS/cm	< 400	400 à 750	750 à 1500	1500 à 3000	3000
M.E.S	mg/l	< 30	-	-	30 à 70	70
Oxygène dissous	mg/l	7	5 à 7	3 à 5	< 3	-
NH ₄ ⁺	mg/l	< 0.1	0.1 à 0.5	0.5 à 2	2 à 8	8
NO ₃ ⁻	mg/l	< 5	5 à 25	25 à 50	50 à 100	100
PO ₄ ³⁻	mg/l	< 0.2	0.2 à 0.5	0.5 à 1	1 à 5	5
Fe ⁺²	mg/l	-	0 - 0.5	0.5 - 1	1 - 2	> 2

1.7. La chlorophylle a

Les teneurs en ce pigment montrent des variations spatio-temporelles similaires dans l'ensemble des stations de prélèvement (fig.30). Les fortes teneurs sont relevées le mois d'avril (> à 20μg/l) et les faibles teneurs en mars, on note aussi que la teneur de la chl-a est plus importante dans les eaux de l'Oued Nakhla, Bir Chougran et Sidi Mansour par rapport à celles de Hadjar Gefa.

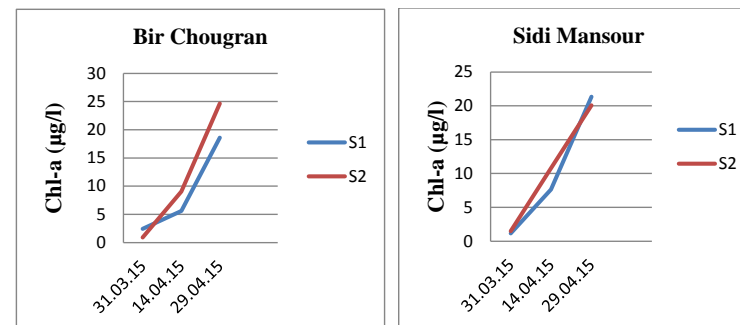
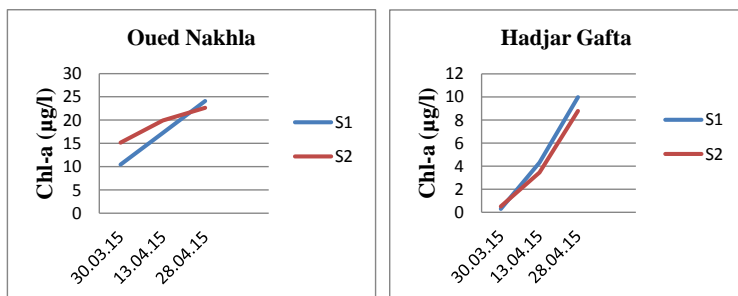


Figure 30 : Variations mensuelles des teneurs en chlorophylle a de l'eau dans les stations de prélèvement (mars – avril, 2015).

Les fortes teneurs en chlorophylle a enregistrées peuvent être probablement associées à une poussée phytoplanctonique qui est, selon Izaguirre (2001), influencée par la température ainsi que les fortes intensités lumineuses.

La faible teneur enregistrée était en relation avec les basses températures et le phénomène de dilution qui affecte les communautés phytoplanctoniques (Zalocare de Domitrovie, 1992 ; Engle et Melack, 1993 ; Garcia de Emilliani, 1997 ; Huszar et Reynolds, 1997).

En se basant sur les valeurs seuil de l'état trophique des plans d'eau, on peut placer les eaux des retenues dans la catégorie oligotrophe à mésotrophe (tab.7).

Tableau 7 : Stades trophiques des plans d'eau (OECD, 1982).

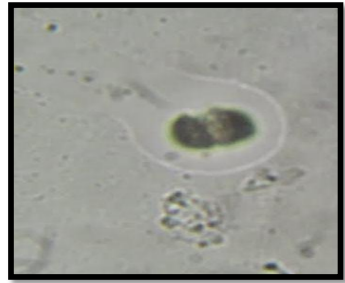
Niveau trophique	Chlorophylle a moyenne annuelle (μg/l)	Chlorophylle a max (μg/l)	Total P (μg/l)
Ultra-oligotrophique	< 1	< 2.5	< 4
Oligotrophique	< 2.5	< 8	< 10
Mésotrophique	2.5 – 8	8 - 25	10 – 35
Eutrophique	8 – 25	25 - 75	35 - 100
Hypertrophique	> 25	>75	> 100

2. Résultat de la recherche des cyanobactéries

2.1. Identification des cyanobactéries

L'observation microscopique des caractères morpho-anatomiques des cyanobactéries récoltées dans les retenues au cours de notre période d'étude, nous a permis d'identifier une seule espèce non toxique " *Chroococcus minutus* " (tab.8). Outre que cette présence d'autres espèces phytoplanctoniques particulièrement des diatomées ont pu être signalés.

Tableau 8 : Les caractères morphologiques de l'espèce *Chroococcus minutus*.

L'espèce	Caractéristiques	Image microscopique (X40)
<i>Chroococcus minutus</i>	<ul style="list-style-type: none"> -Forme : Sphérique ; -Diamètre : entre 3 et 15 µm ; -Gaine : Présente ; -Nombre de cellule : entre 2 et 16 ; -Couleur : Bleu-vert. 	

2.2. Dénombrement des cyanobactéries

Le suivi de la variation de la densité de l'espèce *Chroococcus minutus* montre son absence nette dans la station 1 de la retenue de Bir Chougran, tandis qu'au niveau de station 2 on note une densité de 80 cellule/ml uniquement le mois d'avril (fig.31).

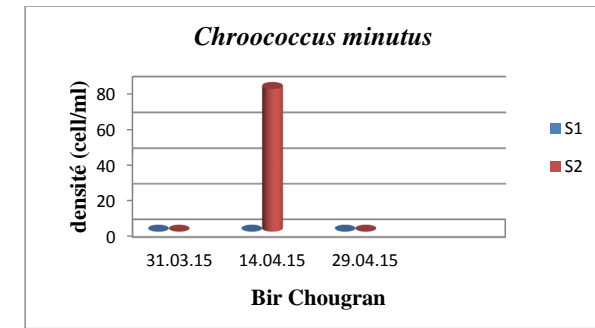


Figure 31 : Variation mensuelle de la densité de l'espèce *Chroococcus minutus* (Bir Chougran : mars – avril, 2015)

La présence unique de l'espèce *Chroococcus minutus* par rapport aux autres genres de cyanobactéries est liée probablement à ses différentes capacités d'adaptation en rapport avec les conditions environnementales dans lesquelles elle se trouve (Bourrelly, 1985). Nos données sont confortées par les résultats de Sewgil et Parween (2014) qui rapportent que ce genre prolifère dans une eau dont les températures sont comprises entre 12,5 et 25°C, un pH de 6,38 et 9,03. De plus l'étude de bensafia (2005) qui porte sur le suivi des cyanobactéries dans les lacs Oubeira et Tonga signale la pousse de ce genre généralement le long de l'année au niveau des eaux du lac Oubeira.

L'absence d'autres espèces de cyanobactéries est probablement expliquée par leurs incapacités de s'adapter à des conditions défavorables parmi lesquelles : les teneurs en sels minéraux qui sont trop faible dans les eaux; une colonne d'eau instable ; une faible luminosité (climat nuageux) ainsi qu'une forte précipitation, limite donc la croissance de beaucoup d'espèces de cyanobactéries non tolérantes.

Bien que les mécanismes exacts qui mènent à l'apparition des cyanobactéries à combinaisons aux conditions environnementales sont généralement reconnus comme étant des facteurs clés : une charge en nutriments élevée (nitrates et phosphates), une température relativement élevée, une intensité lumineuse favorable, une stabilité de la colonne d'eau (boulanger, 2004).

Les cyanobactéries préfèrent les hautes concentrations en nutriments, principalement l'azote et le phosphore c'est à dire les milieux eutrophe comme dans certains lacs

d'Alpes. Cependant un état oligotrophe ne met pas systématiquement à l'abri de proliférations de cyanobactéries, comme le montrent les travaux de (Mez *et al.*, 1997) en Suisse. De même, malgré une forte diminution amenant les concentrations en phosphore dans le lac du Bourget de 120 à 30 µg/l, celui-ci connaît depuis quelques années des perturbations importantes liées à une cyanobactérie toxique, *Planktothrix rubescens*.

Concernant la luminosité, les cyanobactéries croissent mieux en présence d'une lumière d'intensité modérée bien qu'ils puissent tolérer des niveaux faibles de lumière en raison de plus faibles exigences énergétiques des cellules (Richardson *et al.*, 1983).

Dans une étude de Tonk *et al.* (2005), une augmentation de l'intensité lumineuse a induit des changements dans la composition des microcystines produites par *Planktothrix agardhii*.

Ce résultat suggère que *P. agardhii* devient plus toxique sous de fortes intensités lumineuses. Cette conclusion est en accord avec les résultats de Kaebnick *et al.* (2000) qui avaient précédemment observé que la lumière avait un contrôle majeur sur la transcription du gène responsable de la production de toxines de *Microcystis*.

Des études antérieures suggèrent que la température joue également un rôle dans le développement des espèces cyanobactériennes. On observe une croissance cyanobactérienne importante avec des températures supérieures à 25°C (Robarts *et Zohary*, 1987). D'après Ghoram (1964), la température optimale pour la croissance cellulaire des cyanobactéries est 25°C. En réalité on estime que les fleurs d'eau potentiellement toxiques peuvent particulièrement se développer entre 15 et 35°C (Baker *et Bellifemine*, 2000). Ceci explique en partie que les efflorescences de cyanobactéries vont apparaître en priorité au cours de l'été et au début de l'automne dans les lacs tempérés.

D'autres études suggèrent que la stabilité de la colonne d'eau, la profondeur de mélange et la turbulence peuvent également influencer sur la présence de tel ou tel genre cyanobactérie. En effet, les brassages de la colonne d'eau affectent les interactions entre les espèces et peuvent modifier l'assemblage phytoplanctonique (Huisman *et al.*, 2004). Par exemple, les lacs qui présentent de faibles turbulences avec une colonne d'eau

relativement stable sont propices au développement des genres *Microcystis sp* et *Anabaena sp* (Ganf *et Olivier*, 1982).

Dans le cas où l'écosystème présente une forte turbulence de la colonne d'eau (en particulier pour les lacs peu profonds et généralement non stratifiés), les cyanobactéries seront fréquemment dominées par d'autres groupes phytoplanctoniques.

Un autre processus des changements globaux actuels est l'augmentation des concentrations en CO₂ atmosphérique qui pourraient favoriser les proliférations de cyanobactéries comme l'ont suggéré des travaux de modélisation (Elliott *et al.*, 2005).

Et enfin, selon Carpenter (2005) le facteur clé dans le déterminisme des proliférations de cyanobactéries reste les concentrations en nutriments, en particulier les concentrations en phosphore qui est considéré en eaux douces comme principal élément responsable de l'eutrophisation.

Conclusion et perspectives

Le présent travail constitue une contribution à la recherche des cyanobactéries et au suivi de la variation des paramètres physico-chimiques des eaux des retenues collinaires de la Wilaya de Guelma.

- L'étude qualitative et quantitative des cyanobactéries peuplant les retenues collinaires montre l'existence d'une seule espèce non toxique: *Chroococcus minutus* avec une faible densité cellulaire, outre que cette présence d'autres espèces phytoplanctoniques particulièrement les diatomées ont été signalés. Ce résultat ne peut être expliqué que par les différentes capacités d'adaptation de différentes espèces en rapport avec les conditions environnementales dans lesquelles elles se trouvent. Tout en sachant que les cyanobactéries tolèrent des températures comprises entre 15 et 30°C, un pH de 6 à 9, des concentrations élevées en nutriments et une stabilité élevée de la colonne d'eau.

- L'analyse des paramètres physico-chimiques montrent des fluctuations mensuelles ; influencées par les facteurs climatiques et les connexions des retenues (flux) sortie-entrée.

En se basant sur les normes Algériennes admises par l'ANRH, nous pouvons dire que nos retenues choisies sont considérées comme excellentes à bonne vis-à-vis des matières en suspension et des sels nutritifs.

- D'après les teneurs en chlorophylle a des eaux des retenues, et en se référant aux critères de classification de l'OECD nous pouvons classer ces plans d'eau dans la catégorie oligotrophe à mésotrophe.

Ce travail démontre sur une courte période que la qualité des eaux des retenues collinaires (Oued Nakhla, Hadjar Gafta, Bir Chougran et Sidi Mansour) de la Wilaya de Guelma sont chimiquement de bonne qualité (de point de vue cyanobactéries et paramètres physico-chimiques) à cet effet les agriculteurs peuvent l'utiliser pour l'irrigation et même pour l'abreuvement des animaux sans aucun danger.

En perspective, il serait utile de considérer le problème des Cyanobactéries (cyanotoxines) comme une situation à surveiller à long terme, on procédant au :

- Suivi des paramètres physico-chimiques de l'eau ;
- Etude des peuplements de cyanobactéries présents dans différentes retenues d'eau utilisées pour l'irrigation et l'abreuvement des animaux ;
- Faire des cultures de ces micro-organismes ;
- Faire des tests souris ou d'autres bioessais.

Résumé

Cette étude porte sur la recherche des cyanobactéries et l'analyse des paramètres physico-chimiques (température, pH, oxygène dissous, conductivité, nitrates, fer, azote ammoniacal, orthophosphates, matières en suspension) et la chlorophylle *a* des eaux de 4 retenues collinaires de la Wilaya de Guelma, durant une période s'étalant de mars à avril 2015.

L'observation des caractères morpho-anatomiques proposées pour l'identification des cyanobactéries montre l'existence d'une seule espèce non toxique « *Chroococcus minutus* ». D'autres genres phytoplanctoniques appartenant à la classe des diatomées ont également pu être signalés.

Les résultats relatifs aux variations des paramètres physico-chimiques de l'eau montrent des fluctuations spatio-temporelles. En se basant sur la grille de l'ANRH, les eaux des retenues collinaires sélectionnées sont de bonne à excellente qualité.

Et enfin, d'après les teneurs de la chl-*a* et en se référant aux valeurs guide de l'OECD, on peut classer les eaux des retenues dans la catégorie oligotrophe à mésotrophe.

Mots clés : Cyanobactéries ; *Chroococcus minutus* ; Retenues collinaires ; Paramètres physico-chimiques ; Chl-*a*.

المخلص

تتمحور دراستنا حول البحث عن البكتيريا الزرقاء و دراسة الخصائص الفيزيوكيميائية (درجة الحرارة، درجة الحموضة، الاكسجين المذاب، الناقلية، النترات، الحديد، الامونيوم، الفوسفات و المواد العالقة) بالإضافة الى الكلوروفيل-أ-لارباع سدود صغيرة لولاية قالمة و ذلك خلال الفترة الممتدة من مارس الى افريل 2015.

اثبتت ملاحظة الخصائص المرفواناتوميكية من اجل تحديد البكتيريا الزرقاء وجود نوع واحد غير سام *Chroococcus minutus* و طحالب اخرى تنتمي الى فئة *diatomées*.

النتائج المرتبطة بتغيرات العوامل الفيزيائية و الكيميائية للمياه تبرز تقلبات زمنية و مكانية. و استنادا الى المنظمة الوطنية للموارد المائية لتحديد نوعية مياه السدود فان هذه الأخيرة تعتبر ذا نوعية جيدة .

و في الاخير. وفقا لقيم الكلوروفيل-أ- و بالاستدلال الى معايير منظمة التعاون والتنمية في الميدان الاقتصادي (OECD) يمكن تصنيف هذه السدود ضمن الفئة الشحيحة الى متوسطة التغذية.

الكلمات المفتاحية : البكتيريا الزرقاء; *Chroococcus minutus*; السدود الصغيرة; الخصائص الفيزيوكيميائية. الكلوروفيل-أ-

Summary

This study focuses on the research of cyanobacteria and analysis of physico-chemical parameters (temperature, pH, dissolved oxygen, conductivity, iron ammonia, nitrogen, orthophosphate, suspended solids) and chlorophyll a des 4 impounding of water Wilaya Guelma, during a period extending from march to april 2015.

Observation of morphological and anatomical characteristics proposed for the identification of cyanobacteria shows the existence of a single non-toxic species "*Chroococcus minutus*". Other phytoplankton genera belonging to the class of diatoms have also been reported.

The results for the variations of the physicochemical parameters of the water show temporally en spatial fluctuations based on the grid ANRH Waters retained selected hill are of good to excellent quality.

And finally, according to the contents of chl-a and by guide values of the OECD, we can classify the water retained in the category oligotrophic to mesotrophic.

Keywords: Cyanobacteria; *Chroococcus minutus*; Hilly retained; Physico-chemical parameters; Chl-a.

*Références
bibliographiques*

*Références
bibliographiques*

Annexes

❖ Préparation des réactifs

➤ Dosage de l'ammonium NH_4^+ :

Utiliser pour la préparation des réactifs de l'eau fraîchement déionisée.

- Réactif I : Solution chlorée

hydroxyde de sodium en pastilles..... 20 g
 citrate trisodique ($\text{Na}_3\text{C}_6\text{H}_5\text{O}_7, 2 \text{H}_2\text{O}$)..... 380 g
 acide dichlorocyanurique ($\text{C}_3\text{HCl}_2\text{N}_3\text{O}_3$)..... 4 g
 eau déionisée..... q.s.p. 1 000 ml

Dissoudre l'hydroxyde de sodium et le citrate trisodique dans 800 ml d'eau environ.

Porter la solution à l'ébullition, maintenir celle-ci pendant 20 min.

Après refroidissement, ajouter l'acide dichlorocyanurique et ajuster le volume à 1 000 ml, Conserver cette solution au réfrigérateur.

- Réactif II : Solution de nitroprussiate de sodium et de phénol

phénol..... 35 g
 nitroprussiate de sodium ($\text{Na}_2\text{Fe}(\text{CN})_5 \text{NO}, 2 \text{H}_2\text{O}$)..... 0,4 g
 eau déionisée.....q.s.p. 1 000 ml

Transvaser cette solution dans un flacon en verre brun et la conserver au réfrigérateur.

- Solution mère étalon à 100 mg/l d'ions ammonium :

Chlorure d'ammonium..... 297 mg
 Eau déionisée..... q.s.p. 1 000 ml

- Solution fille étalon à 1 mg/L d'ions ammonium.

Diluer la solution mère au 1/100. Préparer cette solution au moment de l'emploi.

➤ Dosage des nitrates NO_3^- :

Solution de salicylate de sodium à 10 g/l à renouveler toutes les 24 heures.

Acide sulfurique concentré (d = 1,84).

- Solution d'hydroxyde de sodium :

Hydroxyde de sodium..... 200 g

Sel disodique de l'acide éthylène diamine tétracétique..... 50 g

Eau déionisée..... q.s.p. 1 l

Dissoudre avec précaution l'hydroxyde de sodium dans 800 mL d'eau déionisée ; ajouter le

sel sodique EDTA. Après dissolution et refroidissement, transvaser la solution dans une fiole

Jaugée, ajuster le volume à 1 litre.

Conserver cette solution dans un flacon de poly-éthylène.

- Solution d'azoture de sodium :

Azoture de sodium..... 50 mg

Eau déionisée..... q.s.p. 100 ml

- Solution mère étalon d'azote nitrique à 100 mg/L :

Nitrate de potassium anhydre..... 722 mg

Eau déionisée..... q.s.p. 1 000 ml

À renouveler tous les deux mois.

- Solution fille étalon d'azote nitrique à 5 mg/l :

Amener 50 ml de la solution mère à 1 000 ml avec de l'eau déionisée.

➤ **Dosage d'orthophosphate PO_4^{3-} :**

- Réactif- mélange :

A- 13 g d'heptamolybdate d'ammonium qsp 100 ml H_2O distillée

B- 0.35 g de tartrate d'antimoine..... qsp 100 ml H_2O distillée

C- 150 ml d'acide sulfurique concentré qsp 300 ml H_2O distillée

Mélanger (A + C) + B = 500 ml (Stable pendant deux mois).

- Acide ascorbique :

10g Acide ascorbique qsp 100 ml H_2O distillée

- Solution mère d'orthophosphate à 50mg/l PO_4^{3-} :

A partir de K_2HPO_4 dipotassium hydrogène phosphate préalablement séché pendant 2 heures à 105 °C

K_2HPO_4 0, 281 g

Eau Distillée..... 1000 ml

H_2SO_4 10 ml

A partir de solution d'acide sulfurique 9 mol/l (50% eau + 50% H_2SO_4)

Prélever un volume de cette solution et diluer à 50%

- Solution fille à 2 mg/l PO_4^{3-}

20 ml de la solution à 50 mg/l dans une fiole de 500 ml et compléter au volume, par l'eau distillée.

➤ **Dosage de fer Fe^{+2} :**

Préparer tous les réactifs à partir d'eau déionisée exempte de toute trace de fer.

-Acide chlorhydrique (d = 1,25).

- Solution d'acétate d'ammonium :

Acétate d'ammonium..... 40 g

Acide acétique cristallisable..... 50 ml

Eau déionisée..... q.s.p. 100 ml

- Solution de chlorhydrate d'hydroxylamine à 100 g/L.

À renouveler toutes les semaines.

- Solution de peroxydisulfate de potassium à 40 g/L.

À conserver dans un flacon en verre brun.

- Solution de chlorhydrate de phénanthroline 1,10 à 0,5 %.

Conserver cette solution au réfrigérateur, la renouveler dès l'apparition d'une coloration.

- Solution mère étalon de fer à 1 g/L.

Peser exactement 100 mg de fil de fer non oxydé, introduire dans une fiole conique, ajouter 5 ml d'acide chlorhydrique et environ 40 ml d'eau déionisée. Chauffer jusqu'à ébullition pour obtenir la dissolution complète. Laisser refroidir, transvaser dans une fiole jaugée de 100 ml. Ajouter les eaux de rinçage de la fiole conique, ajuster le volume.

- Solution fille étalon de fer à 10 mg/L (à préparer au moment de l'utilisation).

➤ **Préparation d'acétone à 90% :**

Dans un bécher, on met 90 ml d'acétone concentré plus, 10 ml d'eau distillé.

➤ **Préparation de formaldéhyde à 13% :**

On met 13ml de formol concentré dans un bécher et on l'ajoute 87 ml d'eau distillé.

NB: le conserver à l'abri de la lumière.

❖ **Une fiche signalétique rassemblant les renseignements terrain :**

Nom du plan d'eau :

Date du prélèvement : Heure : Commune :

N° du site :

usage :

OBSERVATION METEO LOGIQUE :

Météo du jour : Soleil – Couvert - Nuage - Averse - Pluies - tempête.

Météo de la veille : Soleil – Couvert - Nuage - Averse - Pluies - tempête.

- Direction du vent :
- Température de l'Air :
- Odeur inhabituelle :

PHYSICO-CHIMIE DE L'EAU :

- Température de l'eau : ...
- pH de l'eau : ...
- oxygène dissous :
- conductivité :

FLEUR D'EAU :

- Date d'apparition de la fleur d'eau : absente....
- Taille approximative :/.../..... mètre.
- Taille des particules :/.../..... millimètre.
- Couleur :/.../.....
- Présence d'écume en bordure du barrage :

OUI

NON.

REMARQUE PERSONNELLE :

.....

