



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
جامعة الجيلالي بونعاما خميس مليانة
Université Djilali Bounaama Khemis Miliana
كلية علوم الطبيعة و الحياة و علوم الأرض
Faculté des sciences de la nature et de la vie et des sciences de la terre

Département : Biologie

**Mémoire de fin d'études
En vue de l'obtention du diplôme de Master**

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Ecologie et Environnement

Spécialité : Protection des Ecosystèmes

Thème :

**Caractérisation physico-chimique et étude préliminaire
des populations phytoplanctoniques des eaux du barrage
Ghrib (Ain-Defla)**

Présenté par :

Mr Bradaia Abdelkader
M^{elle} Temam Fedwa

Soutenu le : 20 octobre 2020, Devant le jury :

Présidente : Mme. Touhari.F.	MCB	à UDB Khemis Miliana
Examinatrice : Mme. Ourefela.A.N.	MCB	à UDB Khemis Miliana
Encadreur : Mme. Benouaklil.F.	MCB	à UDB Khemis Miliana

Année universitaire : 2019 / 2020

Dédicace

Avec l'expression de ma reconnaissance, je dédie ce modeste travail à ceux qui, quels que soient les termes embrassés, je n'arriverais jamais à leur exprimer mon amour sincère.

- ♥ *A l'homme, mon précieux offre du dieu, qui doit ma vie, ma réussite et tout mon respect, mon prince : mon cher père **Hamou**.*

- ♥ *A la femme qui a souffert sans me laisser souffrir, qui n'a jamais dit non à mes exigences et qui n'a épargné aucun effort pour me rendre heureuse, ma princesse : mon adorable mère **Khledj Salima**.*

- ♥ *A mes meilleurs chères sœurs qui n'ont pas cessé de me conseiller, encourager et soutenir tout au long de mes études **Hadjer, Maroi** et **Maram**. Que dieu les protège et leurs offre la chance et le bonheur.*

- ♥ *À mon meilleur frère qui sait toujours comment procurer la joie et le bonheur pour toute la famille **Mohamed Newfel**.*

- ♥ *A mes grands-pères **Arbi** et **Aissa**, et la femme de mon oncle **Aicha** que dieu ait pitié d'eux.*

- ♥ *A mes grands-mères, mes oncles et mes tantes. Que dieu leur donne une longue et joyeuse vie.*

- ♥ *A tous mes cousins, mes amis, qui m'a donné la force, le courage et le soutien tout au long de mon travail et à toute la famille. Merci pour leurs amours et leurs encouragements.*

- ♥ *Sans oublier mon binôme **Bradaia Abdelkader** pour son soutien moral, sa patience et sa compréhension tout au long de ce projet.*

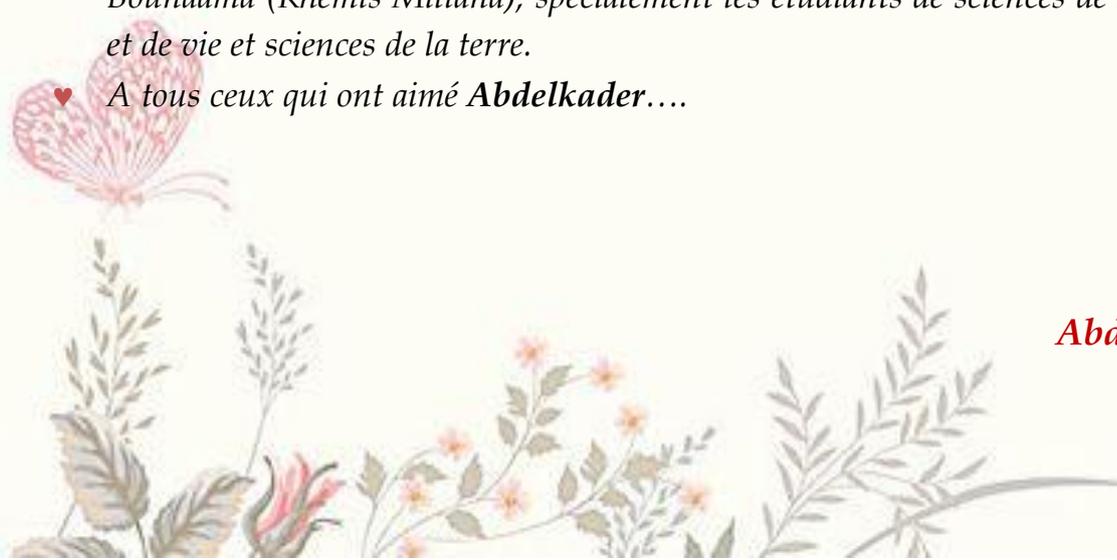
Fedwa



Dédicace

Grâce à dieu tout puissant, je dédie chaque lettre et chaque virgule de ce travail aux créatures les plus précieuses et aux deux plus précieuses de l'existence.

- ♥ *A qui m'a accablé de sa tendresse et de sa générosité, pour qu'il puisse me tenir dans la mer de ses bonnes choses sans compter, m'a enseigné que le principe de la responsabilité est lourd sur les épaules du propriétaire, a établi dans mon esprit les principes et les valeurs de respect, d'appréciation, de tolérance et m'a appris que l'humilité est l'avantage les poètes et les scientifiques. Et que la lumière des pauvres et des riches, **a mon père.***
- ♥ *A qui m'a porté et me couchais pendant des nuits, m'enseignais les règles de patience et de dévouement au travail et ne désespérais de la miséricorde de Dieu, je créais en moi l'amour du succès et de la persévérance pour **ma précieuse Mère.***
- ♥ *A ceux qui les aimaient vraiment et ressentaient la fraternité chaleureuse envers eux, partageant la douceur des jours et a ceux qui m'ont vécu avec eux et partagé ensemble les plus douces années ; mes frères : **Chahinez, Abdellah, Farouk, Imad, Nermine et kossai.***
- ♥ *A ceux qui ont attendu ce travail depuis que je allé chercher la connaissance ; ma famille et surtout **ma grand-mère Fatma, ma tante Malika et Khadîdja.***
- ♥ *Sans oublier mon binôme **Temam Fedwa** pour son soutien moral, sa patience et sa compréhension tout au long de ce projet.*
- ♥ *Et sa difficulté depuis cinq ans d'études au merveilleux semestre sur tous les niveaux : mes amis, aux étudiants et aux étudiantes de l'Université de Djilali Bounaama (Khemis Miliana), spécialement les étudiants de sciences de la nature et de vie et sciences de la terre.*
- ♥ *A tous ceux qui ont aimé **Abdelkader....***



Abdelkader



Les remerciements

Un grand merci, un petit merci, peu importe sa taille il n'a pas de dimension... c'est un petit mot tout simple mais qui pèse lourd quand il vient du fond du cœur. Tout d'abord nous rendons grâce à Dieu qui nous a donné la force et le courage de mener à terme ce travail.

*Nous remercions vivement notre promotrice **Mme BENOAKLIL FATOUMA** pour nous avoir encadré, suivi et encouragé tout au long de ce travail.*

*Aux membres du jury, nous voulons remercier: **Mme TOUHARI.F**, qui nous a honoré en acceptant la présidence de ce jury, qu'elle trouvera ici l'expression de notre profonde appréciation et gratitude.*

*L'examinatrices **Mme OURFFELA.A.N**, qu'ils veuillent trouver ici l'expression l'amabilité de vouloir bien faire partie de notre jury de mémoire*

*Toute fois nous adressons nos remerciements sincères à tout le système éducatif de **l'Université Djilali Bounaama** qui s'est attelé corps et âme depuis le début de notre formation à faire de nous des ingénieurs aguerris.*

*Nos sincères remerciements vont à toutes les personnes qui nous ont aidés de près ou de loin à élaborer ce document ainsi qu'à **Mr BRADA. K et Mme WASSILA et Mr MOHAMED GHRIB.***

ملخص

لم يتم تنفيذ الجزء التجريبي بسبب وباء COVID-19. الهدف من هذه الدراسة هو خلق منهجية فعالة لدراسة الخصائص الفيزيائية والكيميائية للمياه العذبة لسد غريب ورصد التجمعات للعوالق النباتية.

تعتبر دراسة الخصائص الفيزيائية والكيميائية (درجة الحرارة، درجة الحموضة و الموصلية الكهربائية، الفوسفات ، والمواد الصلبة العالقة والنتريت) مهمة ، من أجل تحديد خصائص الماء و فهم الأداء البيئي لسد غريب بشكل أفضل.

دراسة مجموعات العوالق النباتية (وفرة العوالق النباتية ونسبة الكلوروفيل أ) وتحديد المؤشرات البيولوجية كمؤشر SHANNON-WEAVER و مؤشر المساواة تعد ضرورية للكشف عن الحالة الغذائية للمياه و درجة تلوثه.

وفقا لدراسة الأعمال السابقة، تتأثر المياه العذبة بشدة بالمناخ في المنطقة. النتريت والنتريت بتركيزات عالية تسبب فرط المغذيات. إن تعاقب مجموعات العوالق النباتية مشروط إلى حد كبير بالمعايير الفيزيائية والكيميائية في المياه العذبة.

لم يتم تنفيذ الجزء التجريبي بسبب وباء COVID-19.

كلمات المفتاح: سد غريب، العوالق النباتية، الخواص الفيزيائية والكيميائية، الكلوروفيل أ، فرط المغذيات، التلوث.

Résumé

L'objectif de notre étude est de tracer une méthodologie efficace pour l'étude des caractéristiques physico-chimiques des eaux douces du barrage Ghrib et le suivi des populations phytoplanctoniques.

L'étude des propriétés physico-chimiques et le statut trophique de l'eau (la température, le pH et la conductivité électrique, les ortho-phosphates, les matières en suspension et le nitrite) est important, afin de caractériser l'eau et de mieux comprendre le fonctionnement écologique du barrage Ghrib.

L'étude des populations phytoplanctoniques (Abondance de la communauté phytoplanctonique et les teneurs en chlorophylle a) et la détermination des indices biologiques comme indice de SHANNON-WEAVER, l'indice d'équitabilité sont indispensables pour dévoiler l'état trophique de l'eau et le degré de sa pollution.

D'après les travaux antérieurs, les eaux douces sont fortement influencées par le climat qui sévit dans la région. Les nitrates et les nitrites à concentrations élevées causent l'eutrophisation. La succession des populations phytoplanctoniques est largement conditionnée par les paramètres physico-chimiques dans les eaux douces.

La partie expérimentale n'a pas été réalisée à cause de la pandémie du COVID-19.

Mots clés : Barrage Ghrib, phytoplancton, propriétés physico-chimiques, chlorophylle a, eutrophisation, pollution.

Abstract

The objective of our work is to trace an effective methodology for the study of the physicochemical characteristics of the Ghrib dam fresh water and the monitoring of phytoplankton populations.

The study of the physicochemical properties and the trophic status of water (temperature, pH, electrical conductivity, ortho-phosphates, suspended matter and nitrite) are important, in order to characterize the water and to better understand the ecological functioning of the Ghrib dam.

The study of phytoplankton populations (abundance of the phytoplankton community and chlorophyll a contents) and the determination of biological indices as a SHANNON-WEAVER index, the equitability index are essential to reveal the trophic state of the water and the degree of its pollution.

According to previous work, freshwater is strongly influenced by the climate in the region. Nitrates and nitrites in high concentrations cause eutrophication. The succession of phytoplankton populations is largely conditioned by physicochemical parameters in freshwater.

The experimental part was not carried out because of the COVID-19 pandemic.

Key words: Ghrib dam, phytoplankton, physicochemical properties, chlorophyll a, eutrophication, pollution.

Liste des tableaux

Tableau 1.1 :	Classification des eaux d'après leur pH.....	07
Tableau 1.2 :	Classes des eaux potables en fonction de leur conductivité ($\mu\text{s/cm}$)....	08
Tableau 1.3 :	Classes de turbidité usuelles (NTU, Néphélogéométrie Turbidité Unit)....	08
Tableau 2.1 :	Fiche technique du barrage Ghrib.....	25
Tableau 2.2 :	Paramètres physico- chimiques des eaux douces.....	29
Tableau 3.1 :	Valeurs moyennes des paramètres physico-chimiques de la rivière du lac Lot.....	50
Tableau 3.2 :	Espèces phytoplanctoniques des groupes dominantes du Lot.....	51
Tableau 3.3 :	Valeurs des paramètres physico-chimiques de la rivière du Nkam.....	54
Tableau 3.4 :	Valeurs moyennes de l'indice de diversité de Shannon Weaver (H') et d'équitabilité (EQ) de la rivière du Nkam.....	57
Tableau 3.5 :	Richesse spécifique des différentes classes de phytoplancton du lac Zowla.....	59

Liste des figures

Figure 1.1 :	Exemples de la diversité de tailles et de formes chez les espèces phytoplanctonique.....	17
Figure 1.2 :	Eutrophisation.....	21
Figure 1.3 :	Schéma des différentes étapes de l'eutrophisation d'un lac.....	22
Figure 2.1 :	Situation géographique du barrage Ghrib (Ain defla).....	23
Figure 2.2 :	Barrage Ghrib(Ain Defla).....	24
Figure 2.3 :	Localisation des stations d'échantillonnage.....	26
Figure 2.4 :	Station 01 en aval du barrage.....	27
Figure 2.5 :	Station 02 au centre du barrage.....	27
Figure 2.6 :	Station 03 en amont du barrage.....	28
Figure 2.7 :	Filet planctonique.....	44
Figure 2.8 :	Loupe binoculaire.....	45
Figure 2.9 :	microscope optique.....	45
Figure 3.1:	Cycle de développement : <i>Euchlorophycees, Diatomées, Cyanophycees</i>	53
Figure 3.2 :	Proportion des familles phytoplanctoniques en amont et en aval de la rivière Nkam.....	56
Figure 3.3 :	Quelques espèces phytoplanctoniques du Lac de Zowla (Togo).....	60
Figure 3.4 :	Proportions des communautés phytoplanctoniques.....	63
Figure 3.5 :	Variations mensuelles de la densité globale du phytoplancton récolté dans le lac Oubeira.....	63
Figure 3.6 :	Distribution saisonnière du phytoplancton récolt.....	64
Figure 3.7 :	Distribution saisonnière des communautés phytoplanctoniques peuplant le lac Oubeira.....	65
Figure 3.8 :	Variations mensuelles de la température et du pH du barrage Ghrib.....	67
Figure 3.9 :	Variations mensuelles de l'oxygène dessous du barrage Ghrib.....	67
Figure 3.10 :	Variations mensuelles de la matière organique du barrage Ghrib.....	68
Figure 3.11 :	Variations mensuelles des chlorures du barrage Ghrib.....	68
Figure 3.12 :	Variations mensuelles des nitrates du barrage Ghrib.....	69
Figure 3.13 :	Variations mensuelles des nitrites du barrage Ghrib.....	70
Figure 3.14 :	Variations mensuelles de la chlorophylle a du barrage Ghrib.....	70

Liste des abréviations

A : Abondance

ADE : Algérienne Des Eaux

ANBT : Agence Nationale des Barrages et de Transfert

ANRH : Agence Nationale des Ressources Hydraulique

DBO₅ : Demande Biologique en Oxygène pendant 5 jours

DCO : Demande Chimique en Oxygène

E.D.T.A : Ethylène Diamine Tétra Acétique

F: Fréquence.

HCO₃: Bicarbonates

H₂SO₄: Acide sulfurique

IND: Individu

ISO: International Organization of Standardization

K₂Cr₂O₇ : Dichromate de potassium

MES : Matière En Suspension

MO : Matière Organique

N : Normalité

NA : Norme Algérienne

NH : Ammonium

NH₃ : Ammoniaque

NTU : Nephlo Turbidité Unité

OCDE : Organisation de Coopération et de Développement Economiques

OMS : Organisation Mondiale de la Santé

PE : Prise d'Essai

PO : Phosphore

PP : Poids Plein

PV : Poids Vide

RS : Résidu Sec

TA : Titre Alcalimétrique

TAC : Titre Alcalimétrique Complet

Table des matières

ملخص

Résumé

Abstract

Liste des tableaux

Liste des figures

Liste des abréviations

Introduction

Chapitre I : Synthèse Bibliographique

I.1	Eaux douces de surface.....	03
I.1.1	Eaux courantes (lotiques).....	03
I.1.2	Eaux stagnantes (lenticques).....	03
I.1.2.1	Barrages.....	04
I.1.2.2	Origine des eaux de barrage.....	04
I.1.2.3	Impact d'un barrage sur la biodiversité.....	04
I.2	Qualité des eaux naturelles.....	05
I.2.1	Paramètre organoleptiques.....	05
I.2.1.1	Couleur.....	05
I.2.1.2	Gout.....	05
I.2.1.3	Odeur.....	05
I.2.2	Paramètres physiques.....	06
I.2.2.1	Température.....	06
I.2.2.2	Potentiel d'hydrogène (pH).....	06
I.2.2.3	Conductivité électrique (CE).....	07
I.2.2.4	Turbidité.....	08
I.2.3	Paramètres chimiques.....	08
I.2.3.1	Oxygène dissous (O ₂).....	09
I.2.3.2	Bicarbonates (HCO ₃).....	09
I.2.3.3	Chlorure (Cl ⁻).....	09

Table des matières

I.2.3.4	Sulfates (SO_4^{2-}).....	10
I.2.3.5	Calcium (Ca^{2+}).....	10
I.2.3.6	Sodium (Na^+).....	10
I.2.3.7	Magnésium (Mg^{2+}).....	11
I.2.3.8	Potassium (K^+).....	11
I.2.3.9	Résidus secs.....	11
I.2.4	Paramètres de pollution.....	11
I.2.4.1	DBO ₅ (demande biochimique en oxygène).....	11
I.2.4.2	DCO (demande chimique en oxygène).....	12
I.2.4.3	Rapport DCO/DBO ₅	12
I.2.4.4	Matières en suspension (MES).....	12
I.2.4.5	Matières organique.....	12
I.2.4.6	Phosphore.....	13
I.2.4.7	Nitrites (NO_2).....	13
I.2.4.8	Nitrates (NO_3).....	13
I.2.4.9	Azote ammoniacal (NH_4).....	14
I.2.4.10	Chlorophylle a.....	14
I.3	Pollution des eaux	14
I.3.1	Origine des pollutions.....	14
I.3.1.1	Pollution industrielle.....	15
I.3.1.2	Pollution domestique.....	15
I.3.1.3	Pollution agricole.....	15
I.3.2	Principaux polluants.....	15
I.3.2.1	Polluants biologiques.....	15
I.3.2.2	Polluants mécaniques.....	15
I.3.2.3	Polluants organiques.....	16
I.3.2.4	Polluants chimiques.....	16
I.3.2.5	Polluants radioactives.....	16
I.3.2.6	Polluants thermiques.....	16
I.3.2.7	Éléments minéraux nutritifs (Nitrates et phosphates).....	16
I.4	Phytoplancton	17
I.4.1	Morphologiques.....	17

I.4.2	Rôle.....	18
I.4.2.1	Rôle Photosynthétique.....	18
I.4.2.2	Base de la chaîne alimentaire pélagique.....	18
I.4.2.3	Autres rôles.....	18
I.4.3	Reproduction.....	18
I.4.3.1	Reproduction asexuée.....	18
I.4.3.2	Reproduction sexuée.....	19
I.4.4	Clés détermination.....	19
I.4.4.1	Algues vraies.....	19
I.4.4.2	Cyanobactéries.....	19
I.4.5	Ecologie du phytoplancton.....	19
I.4.6	Facteurs influençant la croissance des phytoplanctons.....	20
I.4.6.1	Factures climatiques.....	20
I.4.6.2	Facteurs physico-chimiques.....	20
I.4.7	Eutrophisation.....	20
I.4.7.1	Processus de l'eutrophisation.....	21
I.4.7.2	Effets nuisible de l'eutrophisation	22

Chapitre II : Méthodologie

II.1	Barrage Ghrib.....	23
II.1.1	Présentation et situation géographique.....	23
II.1.2	Choix des stations d'études	25
II.2	Méthodes Physico-chimiques.....	28
II.2.1	Méthodes d'échantillonnage.....	28
II.2.2	Prélèvement.....	28
II.2.3	Etude physico-chimique.....	29
II.2.3.1	Etude physique.....	29
II.2.3.2	Etude chimiques.....	31
II.2.3.3	Etude des paramètres de pollution.....	36
II.3	Etude du phytoplancton.....	43
II.3.1	Mode de prélèvement	43
II.3.2	Fixation et conservation.....	44

II.3.3	Détermination des espèces phytoplanctoniques.....	44
II.3.4	Paramètres d'évolution des espèces phytoplanctoniques.....	46
II.3.4.1	Fréquence (F)	46
II.3.4.2	Abondance (A).....	46
II.3.4.3	Dominance.....	46
II.3.4.4	Densité.....	47
II.3.4.5	Indice de diversité de Simpson.....	47
II.3.4.6	Richesse spécifique.....	47
II.3.4.7	Indice de SHANNON-WEAVER.....	47
II.3.4.6	Indice d'équitabilité.....	48

Chapitre III : Travaux antérieurs

III.1	Rivière de Lot (France).....	49
III.1.1	Qualité physico-chimique.....	49
III.1.2	Phytoplancton.....	51
III.2	Rivière de Nkam (Cameroun).....	54
III.2.1	Qualité physico-chimique.....	54
III.2.2	Phytoplancton.....	56
III.3	Lac de Zowla (Togo).....	57
III.3.1	Qualité physico-chimique.....	57
III.3.2	Phytoplancton.....	59
III.4	Lac Oubeira (Annaba).....	60
III.4.1	Qualité physico-chimique.....	61
III.4.2	Phytoplancton.....	62
III.5	Barrage Ghrib (Ain Defla).....	66
III.5.1	Qualité physico-chimique.....	66
III.5.1	Phytoplancton.....	71

Conclusion

Références bibliographiques

Glossaire

Annexe

Introduction générale

Introduction générale

L'Algérie se situe parmi les pays les plus pauvres en matière de potentialités hydriques. Les risques d'appauvrissement des ressources en eau imputables à d'éventuelles pollutions commencent à atteindre des proportions inquiétantes notamment dans la région tellienne où se trouve la plus grande partie de nos ressources en eau (**Arab et Asselah, 1989**). La majorité de l'eau potable que nous consommons est produite à partir des ressources superficielles, principalement des retenues de barrages (**Trolle et al., 2010**).

Le barrage de Ghrib, représente une richesse naturelle aux potentielles économique et culturelles variées. C'est une importante réserve d'eau destinée à l'alimentation et à l'irrigation. De plus ce plan d'eau constitue un environnement touristique attrayant (**Hamaidi et al., 2009**).

Cependant, l'accroissement rapide des activités humaines a provoqué au cours de ces dernières années une eutrophisation croissante de cet écosystème. En effet, ce barrage par le biais des oueds reçoit d'une part les rejets de plusieurs agglomérations et d'autre part les engrais agricoles, cela entraîne son enrichissement en éléments nutritifs entraînant une perturbation de ce système lacustre (**Hamaidi et al., 2009**). Pour ces raisons, une approche méthodologique a été détaillée pour d'éventuels travaux portant sur la caractérisation physico-chimique et phytoplanctonique de ce barrage dans l'avenir.

En Algérie plusieurs travaux ont été effectués sur la relation entre les variations des paramètres physico-chimiques et le développement des populations phytoplanctoniques. Tels ceux de **Hamaidi et al., (2009)** sur les blooms toxiques à Cyanobactéries dans le Barrage de Ghrib, ceux de **Kherief et al., (2018)** sur la dynamique des éléments nutritifs et du phytoplancton dans le barrage de Béni Haroun dans l'est Algérien et ceux de **Amri et al., (2010)** sur l'inventaire des cyanobactéries potentiellement toxiques dans la tourbière du lac Noir du Parc National D'El-Kala.

Dans cette optique, nous sommes assignés, dans le présent travail, les objectifs suivants :

- Déterminer une démarche méthodologique pour l'étude des caractéristiques physico-chimiques des eaux douces du barrage Ghrib.

- Détailler la méthode de détermination des espèces phytoplanctoniques et le classement trophique du plan d'eau.
- Etudier différents travaux antérieurs sur les eaux douces afin d'établir un lien entre les paramètres physicochimiques et le développement algal dans le monde et en Algérie.

Les manipulations expérimentales n'ont pas eu lieu à cause des circonstances exceptionnelles dues à la pandémie COVID-19. De ce fait, la thématique de notre mémoire a été converti en une étude théorique en respectant les dernières décisions ministérielles enrichis par les avis des organes scientifiques de l'université.

Synthèse

bibliographique

I.1. Eaux douces de surface

Les eaux douces de surface sont constituées par toutes les eaux circulantes ou stockées à la surface des continents. Elles ont pour origine les eaux de ruissellement ou les nappes profondes (**Hamed et al., 2012**). Elles se rassemblent en cours d'eau caractérisés par une surface de contact eau atmosphère (**Guilbert, 2000**).

Les eaux de surface sont des ressources facilement accessibles, mais malheureusement, fragiles et vulnérables, qui doivent être protégées contre divers facteurs de pollution qui les menacent (**Berne et Jean, 1991**).

Les eaux de surface peuvent se présenter sous forme d'eaux courantes (lotique) et d'eaux stagnantes (lenticques) (**Fustec et Lefevre, 2000**) (**Figure 1.1**).

I.1.1. Eaux courantes (lotiques)

Ces eaux regroupent toutes les eaux en mouvement : sources, torrents, ruisseaux, rivières, fleuves, constituant un vaste réseau hydrographique qui mène à la mer (**Genin et al., 2003**).

Les milieux lotiques sont généralement plus pauvres que les milieux lenticques en flore aquatique. Aussi la richesse faunistique des cours d'eau est maximale dans les zones rhithmiques. Les Poissons endémiques sont rares dans ces zones de courant (**Andrjamasimanana et al., 1992**). La diversité des substrats disponibles (rochers, galets, graviers, sables interstitiels, bois morts, feuilles en décomposition...), la richesse en matière organique ainsi que la bonne oxygénation, y jouent un rôle prépondérant (**Elouard et Gibon 2001**).

I.1.2. Eaux stagnantes (lenticques)

Les eaux lenticques sont celles des lacs, des réservoirs, des étangs, des sablières et des canaux (**Garnier, 2015**). À la différence des eaux courantes, les eaux stagnantes constituent des zones où la sédimentation intense va progressivement oblitérer la cuvette (**Grosclaude, 1999**).

Un système lenticque accueille souvent des plantes aquatiques à feuilles flottantes comme des potamots, des lentilles d'eau, des châtaignes d'eau et toute une biodiversité dans les plantes héliophytes, hygrophytes et hydrophytes des milieux lacustres. Les autres

composantes biologiques vivantes (animaux et micro-organismes) dans les plans d'eau forment une chaîne alimentaire. Les interactions entre la physique et la chimie du plan d'eau lentique varient en fonction de nombreuses conditions environnementales. Le biotique et l'abiotique détermine exactement le milieu lentique (**Scemama, 2014**).

I.1.2.1. Barrages

Les barrages sont des ouvrages hydrauliques construits en travers d'un cours d'eau et destinés à réguler le débit du cours d'eau et à en stocker pour différents usages (**Le Delliou 2003**).

Le choix du type de barrage nécessite la prise en compte de plusieurs facteurs, citant la forme de la vallée (morphologie), la géologie, les conditions climatiques, la sismicité et la disponibilité des matériaux de construction, en vue de choisir la variante la plus économique tout en garantissant le plus haut degré de sécurité, et en minimisant les impacts causés par l'ouvrage (**Alberge et al., 2004**).

I.1.2.2. Origine des eaux de barrage

Elles ont pour origine, soit des nappes profondes dont l'émergence constitue une source de ruisseaux, de rivières, soit des rassemblements des eaux de ruissellement (**Degérmont, 1984**).

Ces eaux se rassemblent en cours d'eau, caractérisée par une surface de contact eau atmosphère toujours en mouvement et une vitesse de circulation appréciable (**Degérmont, 2005**).

I.1.2.3. Impact d'un barrage sur la biodiversité

La construction d'un barrage-réservoir engendre des effets de diverses natures (**Payan, 2007**) :

Le barrage affecte la biodiversité et a un impact significatif sur le climat, car la matière organique en décomposition libère du méthane. Il affecte également les zones environnantes, ce qui en fait des zones sèches. De plus, les régions sont isolées les unes des autres, ce qui affecte les animaux et les empêche de migrer (**Bartram, 2000**).

Par ailleurs, les barrages, en créant des retenues d'eau, permettent l'irrigation et la possibilité de puiser dans les réserves en cas de sécheresse, ce qui permet notamment aux insectes et aux végétaux de subir moins de dégâts. Un lac de barrage peut aussi favoriser la reproduction de certaines espèces aquatiques ou bien être un espace d'accueil des oiseaux migrateurs (**Le Delliou, 2008**).

I.2. Qualité des eaux naturelles

L'appréciation de la qualité des eaux de surface se base sur la mesure des paramètres organoleptiques, physico-chimiques et du degré de la pollution d'une eau (**De Villers et al., 2005**).

I.2.1. Paramètre organoleptiques

Les facteurs organoleptiques (couleur, saveur, turbidité et odeur) constituent souvent les facteurs d'alerte pour une pollution sans présenter à coup sûr un risque pour la santé (**Aminot, 1983**).

I.2.1.1. Couleur

La coloration d'une eau est dite vraie ou réelle lorsqu'elle est due aux seules substances dissoutes, c'est-à-dire passant à travers un filtre de porosité égale à 0,45 µm. Elle est dite apparente quand les substances en suspension y ajoutent leur propre coloration. Les couleurs réelle et apparente sont approximativement identiques dans l'eau claire et les eaux de faible turbidité (**Rodier, 2005**).

I.2.1.2. Gout

Le gout peut être défini comme l'ensemble des sensations perçues à la suite de la stimulation, par certaines substances solubles des bourgeons gustatifs (**Rodier, 2009**).

I.2.1.3. Odeur

L'odeur d'une eau est généralement un signe de pollution ou de la présence de matières organiques en décomposition en quantité souvent si minime qu'elles ne peuvent être

prises en évidence par les méthodes d'analyse. Le sens olfactif peut seul, dans une certaine mesure, les déceler (**Boualem, 2009**).

I.2.2. Paramètres physiques

La qualité physique de l'eau se définit par quatre paramètres :

I.2.2.1. Température

Il est important de connaître la température de l'eau avec une bonne précision. En effet, celle-ci joue un rôle dans la solubilité des sels donc sur la conductivité électrique et dans la détermination du pH (**Rodier et al., 2005**). Elle accélère les réactions chimiques et biologiques, tendant à diminuer l'oxygène (**Dupieux, 2004**). La température des eaux superficielles (rivières, lacs et retenues) est très variable selon les saisons et peut passer de 2°C en hiver à 30°C en été (**Potellon et al., 1998**).

En plus des raisons climatiques, les variations de la température d'une eau sont surtout dues à la pollution thermique (rejet des eaux d'égouts, les usines thermiques...etc.) cette dernière perturbe l'écosystème aquatique et peut même changer radicalement la diversité des espèces qui vivent dans le milieu ainsi altéré (**Henry et Beaudry, 1992**).

I.2.2.2. Potentiel d'hydrogène (pH)

Le pH conditionne un grand nombre d'équilibres physico-chimique. Il intervient avec d'autres paramètres comme la dureté, l'anhydride carbonique, l'alcalinité et la température (**Rodier, 1984**).

L'eau renferme des ions H^+ et OH^- libre (qui ne sont pas combinés pour donner des molécules de liquide). Le taux de concentration en ion H^+ est le potentiel hydrogène (en abrégé pH) du milieu (**Loup, 1974**) (**Tableau 1.1**).

Tableau 1.1 : Classification des eaux d'après leur pH (Biase, 2000)

pH	Classification de l'eau
pH=5	Acidité forte (présence d'acides minéraux ou organiques dans les eaux naturelles)
pH=7	pH neutre
7 < pH < 8	Neutralité approchée (majorité des eaux de surface)
5.5 < PH < 8	Majorité des eaux souterraines
pH =8	Alcalinité forte, évaporation intense

I.2.2.3. Conductivité électrique (CE)

La conductivité électrique d'une eau est la conductance d'une colonne d'eau entre deux électrodes métalliques de 1 cm² et distantes l'une de l'autre de 1 cm (**Rodier, 1997**).

La conductivité est une mesure de la capacité de l'eau à conduire un courant électrique, donc une mesure indirecte de la teneur de l'eau en ions. Ainsi, plus l'eau contient des ions comme le calcium (Ca²⁺), le magnésium (Mg²⁺), le sodium (Na⁺), le potassium (k⁺), le bicarbonate (HCO₃⁻), le sulfate (SO₄²⁻) et le chlorure (Cl⁻), plus elle est capable de conduire un courant électrique et plus la conductivité mesurée est élevée (**Claude, 1983**). (**Tableau 1.2**)

Tableau 1.2 : Classes des eaux potables en fonction de leur conductivité ($\mu\text{s}/\text{cm}$) (**Hade, 2002**)

Conductivité	Minéralisation	Qualité de l'eau
<100	Très faible	Excellente
100< C <200	Faible	Excellente
200<<	Peu accentuée	Excellente
400<C <600	Moyenne	Bonne
600<C <1000	Importante	Utilisable
C >1000	Excessive	Utilisable

I.2.2.4. Turbidité

La turbidité représente l'opacité d'un milieu trouble. C'est la réduction de la transparence d'un liquide due à la présence de matières non dissoutes. Elle est causée, dans les eaux, par la présence de matières en suspension (MES) fines, comme les argiles, les limons, les grains de silice et les microorganismes. Une faible part de la turbidité peut être due également à la présence de matière colloïdale d'origine organique ou minérale (**Rejsek, 2002**) (**Tableau 1.3**).

Tableau 1.3 : Classes de turbidité usuelles (NTU, Néphélobimétrie Turbidité Unit) (**Fao, 1996**)

Turbidité	Classification de l'eau
NTU < 5	Eau claire
5<NTU<30	Eau légèrement trouble
NTU>50	Eau trouble

I.2.3. Paramètres chimiques

La qualité chimique de l'eau est l'ensemble des caractéristiques générales de l'eau et des concentrations de minéraux dissous dans l'eau. Elle dépend des types de matériaux

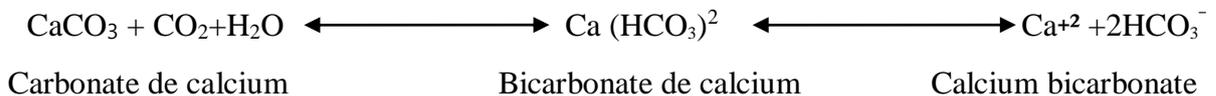
présents dans le sol et du temps de contact de l'eau avec ces matériaux. Le terme technique qui désigne les éléments à analyser est paramètres (**Catherine, 2009**).

I.2.3.1. Oxygène dissous (O₂)

Les concentrations en oxygène dissous, constituent avec les valeurs de pH, l'un des plus importants paramètres de qualité des eaux pour la vie aquatique. L'oxygène dissous est un paramètre utilisé essentiellement pour les eaux de surface, provient essentiellement de l'atmosphère et de l'activité photosynthétique des algues et des plantes aquatiques. La concentration en oxygène dissous varie de manière journalière et saisonnière car elle dépend de nombreux facteurs, tels que la pression partielle en oxygène de l'atmosphère, la température de l'eau, la salinité, la pénétration de la lumière, l'agitation de l'eau et la disponibilité des nutriments (**De villers et al., 2005**).

I.2.3.2. Bicarbonates (HCO₃)

Les bicarbonates sont beaucoup plus solubles dans l'eau et notamment le bicarbonate de calcium. Ils servent d'intermédiaires entre le gaz carbonique libre et les carbonates peu solubles (**Dussart, 1966**).



Lorsque les plantes décomposent les bicarbonates et que ceux-ci ne peuvent se reconstituer aux dépends du gaz carbonique libre dans l'eau, il y a formation de carbonates beaucoup moins solubles que les bicarbonates (**Lefevre et al., 2004**).

I.2.3.3. Chlorure (Cl⁻)

L'eau contient presque toujours des chlorures avec des proportions très variables, qui augmentent généralement avec le degré de minéralisation d'une eau (**Henry et Beaudry, 1992**).

Ils jouent un rôle important dans la distribution du zooplancton ou du phytoplancton attirés par le degré de chlorinité de l'eau (**Arrignon, 1982**).

I.2.3.4. Sulfates (SO_4^{2-})

Les sulfates font partie des éléments principaux des eaux continentales. Le contenu de ces eaux en ion sulfate est cependant très variable. L'eau de pluie en renferme une quantité notable mais la source la plus importante est le sulfate de calcium hydraté, «le gypse», minéral fréquent (pierre à plâtre) est assez soluble dans l'eau (**Dussart, 1966**).

Certaines industries déversent dans le milieu naturel des effluents chargés en sulfates : les tanneries, les industries papetière et le textile (**Potellon et Zysman, 1998**).

La concentration en sulfates dans les eaux naturelles est très variable mais ne dépasse généralement pas le gramme par litre (**Potellon et al., 1998**).

I.2.3.5. Calcium (Ca^{2+})

Le calcium est un alcalino-terreux extrêmement répandu dans la nature, sa teneur varie essentiellement suivant la nature géologique des terrains traversés, il peut varier de 1 à 150 mg /l (**Rodier et al., 2005**).

Les eaux riches en calcium sont appelées des eaux dures : elles se rencontrent dans les régions où le sol organique est épais et les formations calcaires sont présentes (**Bontoux, 1993**).

En effet le rapport magnésium/calcium est en général très inférieur à 1 (**Potellon et al., 1998**).

I.2.3.6. Sodium (Na^+)

Le sodium est toujours présent dans les eaux naturelles dans des proportions très variables. Dans certaines eaux douces, le sodium est l'élément prépondérant (**Tardat et Beaudry, 1984**).

Il peut provenir de la décomposition des sels minéraux comme les silicates de sodium et d'aluminium, des retombées d'origine marine, de son emploi pour faire fondre la neige, des nombreux usages industriels (**Rodier et al., 2005**).

I.2.3.7. Magnésium (Mg^{2+})

Le magnésium est un des éléments les plus rependus dans la nature. Il constitue environ 2.1% de l'écorce terrestre. Le magnésium constitue un élément significatif de dureté de l'eau. A partir d'une concentration de 100 mg/l et pour des sujets sensibles, le magnésium donne un goût désagréable à l'eau potable (**Rodier et al., 1996**).

I.2.3.8. Potassium (k^+)

Le magnésium est un des éléments les plus rependus dans la nature. Il constitue environ 2.1% de l'écorce terrestre. Le magnésium constitue un élément significatif de dureté de l'eau. A partir d'une concentration de 100 mg/l et pour des sujets sensibles, le magnésium donne un goût désagréable à l'eau potable (**Rodier et al., 1996**).

I.2.3.9. Résidus secs (RS)

Les résidus secs donnent un aperçu sur la teneur en substances dissoutes non volatiles (le taux des éléments minéraux). Suivant le domaine d'origine de l'eau cette teneur peut varier de moins de 100 mg/l (eaux provenant de massifs cristallins) à plus de 1000 mg/l (**Berne et jean, 1991**).

I.2.4. Paramètres de pollution

Les paramètres suivants permettent de déterminer le degré de pollution de l'eau (**Boulem, 2009**) :

I.2.4.1. DBO₅ (demande biochimique en oxygène)

La demande biochimique en oxygène (DBO₅), représente la quantité d'oxygène utilisée par les bactéries, pour décomposer partiellement ou pour oxyder totalement les matières biochimiques oxydables présentes dans l'eau. L'indicateur utilisé est généralement la DBO₅ qui correspond à la quantité d'oxygène (exprimée en mg/l) nécessaire aux microorganismes décomposeurs pour dégrader et minéraliser en 5 jours la matière organique présente dans un litre d'eau polluée. Plus la DBO₅ est élevée, plus la quantité de matières organiques présentes dans l'échantillon est élevée (**Bremond, 1973**).

I.2.4.2. DCO (demande chimique en oxygène)

La demande chimique en oxygène est la quantité d'oxygène nécessaire pour obtenir une oxydation complète des matières organiques et minérales présentes dans l'eau. Les matières oxydables contenues dans l'eau sont oxydées par un excès de dichromate de Potassium ($K_2Cr_2O_7$), en milieu acide en présence de sulfate d'Argent et de Sulfate de Mercure. L'excès de dichromate de potassium est dosé par le sulfate de fer et d'ammonium. La DCO est exprimée en mg d' O_2 consommé par les matières Oxydables dans un litre d'eau : mg/l d' O_2 (**Melghit, 2015**).

I.2.4.3. Rapport DCO/DBO₅

Le rapport entre ces deux paramètres permet de mesurer la biodégradabilité de la charge polluante des eaux.

Selon **RODIER(2009)** :

DCO/DBO < 3 : effluent facilement biodégradable.

3 < DCO/DBO < 5: effluent moyennement biodégradable.

DCO/DBO > 5: effluent difficilement biodégradable, voir non biodégradable.

Plus la valeur du rapport est petite, plus la matière organique présente dans les rejets sera facilement dégradée par les bactéries (**Winkler, 2009**).

I.2.4.4. Matières en suspension (MES)

Ce sont les matières non dissoutes contenues dans l'eau. Elles comportent à la fois des éléments minéraux et organiques (**Tose, 2006**).

La nature des matières en suspension varie notamment selon les saisons et le régime d'écoulement des eaux. Ces matières en suspension affectent la transparence de l'eau, diminuent la pénétration de la lumière et inhibent la photosynthèse. Elles peuvent également gêner la respiration des poissons. Par ailleurs, les matières en suspension peuvent accumuler des quantités élevées en substances toxiques (**Ladjel, 1997**).

I.2.4.5. Matières organique

Les matières organiques dissoutes dans l'eau proviennent souvent de l'attaque et de la décomposition par les bactéries ou des champignons inférieurs, des cadavres d'animaux et de

végétaux. Mais elles peuvent également provenir du métabolisme des êtres vivants supérieurs (Lefevre, 1993).

I.2.4.6. Phosphore

La majorité du phosphore est issue de l'altération des roches phosphorées. Il ne se présente jamais sous la forme gazeuse et sa forme minérale principale est le phosphate (PO) (Galvez-cloutier et al., 2002).

Ils peuvent être d'origine organique ou minérale. Le plus souvent, leur teneur dans les eaux naturelles résulte de leur utilisation en agriculture, de leur emploi comme additifs dans les détergents et comme agents de traitement des eaux de chaudières (Tardat et Beaudry, 1984).

Le phosphate est naturellement peu abondant en milieu aquatique pour deux raisons: d'une part sa source, Strictement géologique et d'autre part, au cours de son cheminement à travers de l'écosystème terrestre, il est fortement fixé. Le potassium, beaucoup moins abondant que le sodium est rarement présent dans l'eau à des concentrations supérieures à 20 mg/l (Tardat et Beaudry, 1984). Cet élément peut provenir des industries extractives (mines de sel et de potasse), des usines d'engrais et des industries du verre et matériaux connexes (Potellon et al., 1998).

I.2.4.7. Nitrites (NO₂)

Les nitrites sont considérés comme étant des ions intermédiaires entre les nitrates et l'azote ammoniacal, ce qui explique les faibles concentrations rencontrées en milieu aquatique (Ghazali et Zaid, 2013).

Ils proviennent soit d'une oxydation partielle de l'azote ammoniacal sous l'action des bactéries nitreuses ou bien d'une réduction des nitrates par les bactéries dénitrifiâtes (Tardat et Beaudry, 1992).

I.2.4.8. Nitrates (NO₃)

Les nitrates présents dans le sol, dans les eaux superficielles et souterraines résultent de la décomposition naturelle par des microorganismes de matière organique azotée telle que les protéines végétales, animales et les excréments animaux. L'ion ammonium formé est

oxyde en nitrates. La présence de nitrates dans l'environnement est une conséquence naturelle du cycle de l'azote (**Schuddeboom, 1993**).

I.2.4.9. Azote ammoniacal (NH₄)

L'azote ammoniacal provient des excréments animaux et de la décomposition bactérienne des composés organiques azotés. Il est utilisé par le phytoplancton comme source d'azote et oxydé par les bactéries nitrifiantes. Il est présent sous deux formes en solution, l'ammoniaque (NH₃) et l'ammonium (NH₄) dont les proportions dépendent du pH et de la température (**Aminot et Chaussepied, 1983**).

I.2.4.10. Chlorophylle a

Les algues possèdent une diversité de pigment dont les plus importants sont les chlorophylles a, b, c1, c2 et d (**Hallegraeff, 1976**).

La chlorophylle a est reconnue depuis longtemps comme étant un indicateur biologique très important dans l'évaluation de l'état trophique. Elle représente la base de la chaîne alimentaire. Les concentrations de celle-ci dans l'eau expriment la biomasse de phytoplancton (**Edeline, 2001**).

La chlorophylle a été corrélée de façon significative aux numérations d'algues vivantes (**Edeline, 2001**). Les pigments chlorophylliens sont sensibles à la lumière et au pH (**Rodier et al., 2005**).

I.3. Pollution des eaux

Le problème de la pollution des eaux représente sans aucun doute, un des aspects les plus inquiétants de la crise globale de l'environnement (**Ramade, 1998**).

Selon **GAUJOUS (1995)**, la pollution résulte de l'introduction dans un milieu des substances conduisant à son altération.

I.3.1. Origine des pollutions

Les origines de la pollution de l'eau sont variées et intimement liées aux activités humaines. La pollution peut être domestique, industrielle ou agricole (**Zerrouki et al., 2006**).

I.3.1.1. Pollution industrielle

Les activités industrielles rejettent un bon nombre de substances qui polluent les rivières et les nappes, parfois d'une manière intensive que l'on n'en connaît pas les effets à long terme. Les rejets industriels renferment des produits divers sous forme insoluble ou soluble, d'origine minérale et/ou organique, à caractère plus ou moins biodégradable et parfois toxique même à très faible concentration (**Boeglin, 2001**).

I.3.1.2. Pollution domestique

La pollution d'origine domestique provient des activités humaines de tous les jours (bains, excréments, préparation des aliments, lessive et vaisselle). À travers ces activités, l'Homme rejette des polluants biologiques, urinaires et fécaux (**Radoux et al., 1991**).

I.3.1.3. Pollution agricole

L'agriculture constitue la première cause des pollutions des sources d'eau. Dans la quasi-totalité des pays où l'agriculture est à un secteur dominant, les engrais et les pesticides ont contaminé les nappes souterraines et les eaux superficielles (**Zerrouki et al., 2006**).

I.3.2. Principaux polluants**I.3.2.1. Polluants biologiques**

Les eaux usées contiennent tous les microorganismes excrétés avec les matières fécales. L'ensemble de ces organismes peut être classé en quatre grands groupes, par ordre croissant de taille : les virus, les bactéries, les protozoaires et les helminthes (**Baumont et al., 2004**).

I.3.2.2. Polluants mécaniques

Ils résultent des décharges de déchets et de particules solides apportés par les eaux résiduaires industrielles, ainsi que les eaux de ruissellement. Ces polluants sont soit les éléments grossiers soit du sable ou bien les matières en suspension MES (**Galaf, 2003**).

I.3.2.3. Polluants organiques

Les effluents sont chargés de matières organiques biodégradables, rejetés par les industries alimentaires et agroalimentaires. Ils provoquent la consommation d'oxygène dissous de ces eaux, entraînant la mort des poissons par asphyxie et le développement de fermentation anaérobie (putréfaction) génératrice de nuisances olfactives (**Mekhalif, 2009**).

I.3.2.4. Polluants chimiques

Ils résultent des rejets chimiques, essentiellement d'origine industrielle, domestique et agricole. La pollution chimique des eaux est regroupée dans deux catégories, organique (hydrocarbures, pesticides, détergents..) et minérale (métaux lourds, cyanure, azote, phosphore...) (**Mayet., 1994**).

I.3.2.5. Polluants radioactives

La pollution des eaux par des substances radioactive pose un problème de plus en plus grave, avec un effet direct sur les peuplements aquatiques en raison de la toxicité de ses éléments et des propriétés cancérigènes et mutagènes de ses rayonnements (**Forbes et al., 1997**).

I.3.2.6. Polluants thermiques

Les eaux rejetées par les usines utilisant un circuit de refroidissement de certaines installations (centrales thermiques, nucléaires, raffineries, aciéries..).L'élévation de température qu'elle induit diminue la teneur en oxygène dissous. Elle accélère la biodégradation et la prolifération des germes (**Galaf, 2003**).

I.3.2.7. Eléments minéraux nutritifs (Nitrates et phosphates)

Les éléments minéraux nutritifs proviennent essentiellement de l'agriculture et des effluents domestiques, ils sont à l'origine du phénomène d'eutrophisation. C'est-à-dire la prolifération excessive d'algues et de plancton dans les milieux aquatiques (**Mayet., 1994**).

I.4. Phytoplancton

Le terme phytoplancton défini selon **HENSEN (1887)** est l'ensemble des organismes pélagiques végétaux, entraînés passivement par les mouvements d'eau.

Il est possible de définir plusieurs sous-ensembles du plancton selon un spectre de taille discrétisé comme suit: femto plancton (inférieur à 0,2 μm), pico plancton (entre 0,2 et 2 μm), nanoplancton (entre 2 et 20 μm), microplancton (entre 20 et 200 μm), méso plancton (entre 0,2 mm et 2 cm) (**Haeckel, 1890**) (**Figure 1.1**).

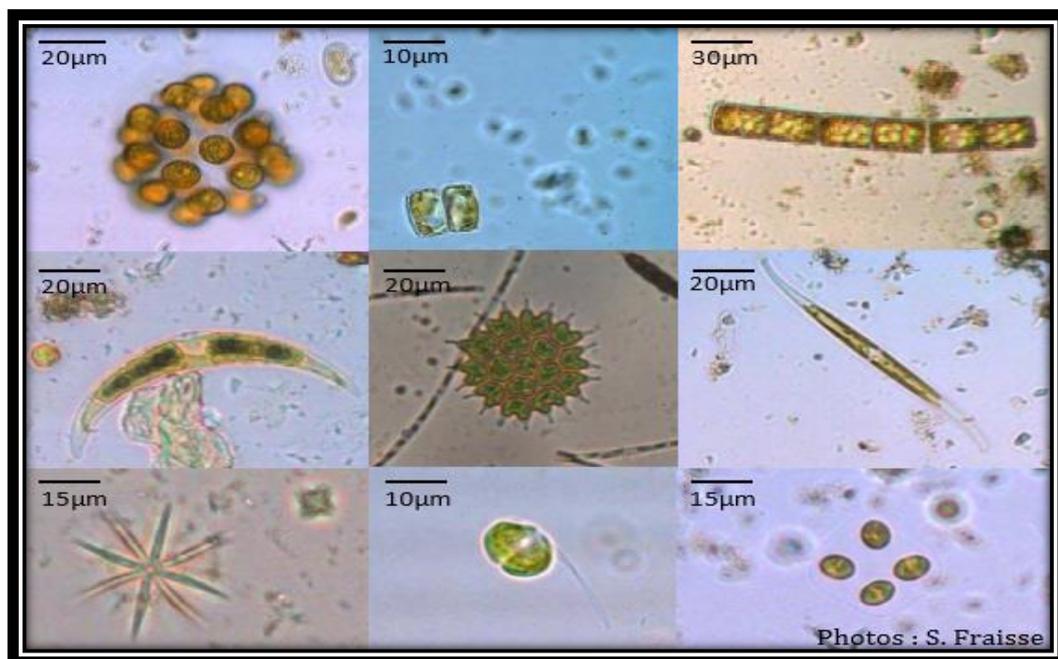


Figure 1.1 : Exemples de la diversité de tailles et de formes chez les espèces phytoplanctoniques (**Fraisse et al., 2013**)

I.4.1. Morphologiques

La plupart des phytoplanctons sont des organismes unicellulaires, leurs tissus sont peu différenciés, ils n'ont ni racine, ni tige, ni feuille (**Bourrelly, 1981**). Ils sont soit mobiles par des flagelles comme (*Euglena*), soit immobiles. D'autres sont des phytoplanctons pluricellulaires et forment des filaments de longueurs variables et de structure en forme de lame aplatie, plus ou moins ramifiées (**Henry et Baudry, 1984**).

I.4.2. Rôle

Le phytoplancton possède d'importants rôles, dont les plus connus sont :

I.4.2.1. Rôle Photosynthétique

Le phytoplancton ne présente que 1% de biomasse d'organismes photosynthétiques sur la planète mais assure environ 45% de la production primaire (fixation du carbone minéral(CO₂) en carbone organique) (**Harris, 1986**).

I.4.2.2. Base de la chaîne alimentaire pélagique

L'importance du phytoplancton était déjà perçue chez les pêcheurs au moyen âge chez lesquels existait l'adage « qui dit poisson dit plancton » (**Trégouboff et Rose, 1957**). Le phytoplancton est situé à la base de la chaîne trophique pélagique, il est responsable d'une part essentielle de la production primaire dans les milieux aquatiques (**Reynolds, 1998**). De ce fait il conditionne la production de poissons, de moules, d'huîtres, de crevettes et d'autres produits (**Hansen et al., 2001**).

I.4.2.3. Autres rôles

En plus des deux rôles cités ci-dessus, le phytoplancton peut être utilisé dans de nombreux domaines. Certaines espèces du phytoplancton, peuvent être utilisées comme des indicateurs de pollution (**Champiat et Larpent, 1994**). Certains genres des Cyanobactéries peuvent être utilisés comme engrais naturels dans les rizières grâce à leurs capacités de fixation de l'azote atmosphérique par des hétérocystes (**Roger, 1996**).

I.4.3. Reproduction

La reproduction des algues s'effectue par deux voies :

I.4.3.1. Reproduction asexuée

Il existe trois types de reproduction asexuée: La fragmentation, les spores et la scission binaire (**Prescott et al., 2003**).

Dans la fragmentation, le thalle se fragmente en plusieurs parties et chaque partie forme un nouvel individu. Les spores peuvent être formées dans des structures spécialisées.

Ils sont mobiles grâce à des flagelles, donc appelées zoospores, ou immobiles, appelées aplanospores (**Larpen et Gourgand, 1997**). Chez certaines algues unicellulaires, une scission binaire se produit (division du noyau puis division du cytoplasme) (**Prescott et al., 2003**).

I.4.3.2. Reproduction sexuée

Certains algues ont un mode de reproduction sexuée, il y'a formation de zygote. Les gamètes sont formés dans des cellules modifiées appelées gamétocystes et les oocystes. Elles prennent naissance sur le même organisme qui est donc bisexué ou sur des organismes différents (**Bougis, 1974**).

I.4.4. Clés détermination

I.4.4.1. Algues vraies

Dans la systématique des algues vraies, les critères de classification proposée par **BOURRELLY (1985)** sont : la nature chimique des chlorophylles, des autres pigments et des réserves, la cytologie du noyau et de l'appareil flagellaire, les caractères cytologiques, le mode de reproduction et la complexité structurale, et les caractères morphologiques.

I.4.4.2. Cyanobactéries

Dans la systématique des Cyanobactéries, les caractères morphologiques représentent les clés essentielles détermination. Les critères proposés par **BOURRELLY (1985)** sont : la structure de la micro-algue « cellulaire ou filamenteuse », la forme de la colonie ou du trichome, la taille des cellules, la gaine gélatineuse « couleur et aspect », et la présence ou non, de structures cellulaires caractéristiques « akinètes, hétérocystes et vacuoles gazeuses ».

I.4.5. Ecologie du phytoplancton

Le phytoplancton tient la place de producteur primaire dans le réseau trophique. Il produit le carbone indispensable aux niveaux trophiques supérieur grâce à la photosynthèse, qui, sous l'effet de l'énergie lumineuse, permet la production de glucides et la libération d'oxygène à partir d'eau et de dioxyde de carbone (**Amblard, 1987**).

Il évolue de façon saisonnière aussi bien en milieu lacustre qu'en milieu marin ce qui a pour conséquence de structurer le réseau trophique, les niveaux trophiques supérieurs dépendant directement ou indirectement de cette saisonnalité (**Margalef, 1958**).

I.4.6. Facteurs influençant la croissance des phytoplanctons

La dynamique de croissance des populations phytoplanctoniques est influencée par de nombreux facteurs environnementaux, qui agissent sur les populations et par conséquent sur la dynamique des espèces (**Hutchinson, 1957**).

I.4.6.1. Factures climatiques

Les facteurs climatiques les plus importants sont le vent et la lumière. Les études de fluctuation des vents sont nécessaires afin de comprendre le fonctionnement de phytoplancton (**Demers et al., 1987**).

La lumière est un facteur de très grande importance pour le phytoplancton, du fait qu'elle intervient dans la photosynthèse. Le phytoplancton requiert un éclaircissement minimal pour accomplir la photosynthèse, cette dernière est inhibée à des intensités d'éclaircissements trop élevées (**Gayral, 1975**). Le phytoplancton exposé à des périodes de faible intensité lumineuse augmente la concentration en chlorophylle (**Gaillard, 2003**).

Les Cyanobactéries sont capables de croître à de très faibles intensités lumineuses en raison des faibles exigences énergétiques des cellules (**Reynolds, 1998**).

I.4.6.2. Facteurs physico-chimiques

Parmi les facteurs physico-chimiques les plus importants, existent: le pH, le CO₂, la température, les macroéléments (l'azote et phosphore représentent des éléments essentiels à la croissance du phytoplancton), les oligoéléments tels que le soufre et le chlore, et l'oxygène dissous (O₂) qui est nécessaire à la respiration des algues (**Amri, 2016**).

I.4.7. Eutrophisation

L'OCDE (organisation de coopération et de développement économiques) définit l'eutrophisation comme «l'enrichissement des eaux en matières nutritives telles que le phosphore et l'azote qui entraîne une série de changements symptomatiques tels que

l'accroissement de la production d'algues et de macrophytes, la dégradation de la qualité de l'eau et les altérations des communautés biologiques du plan d'eau et autres changements symptomatiques considérés comme indésirables et néfastes aux divers usages de l'eau» (Riding et Rast, 1993) (Figure 1.2).



Figure 1.2 : Eutrophisation (Delabuis, 2017)

I.4.7.1.Processus de l'eutrophisation

La masse d'eau reçoit des apports de nutriments (en particulier de phosphore) de diverses sources (naturelles et anthropiques sur une longue ou courte période de temps). Cela conduit à une accumulation de nutriments dans l'eau, dans une certaine mesure à long terme, ce qui entraîne la prolifération de plantes aquatiques et d'algues dans la couche supérieure du plan d'eau. Ce qui réduit fortement la transparence de l'eau (l'eau devient plus trouble) et limite le passage de la lumière à travers la colonne d'eau. La photosynthèse ne peut alors avoir lieu que près de la surface du plan d'eau. L'excès de matière végétale produite se dépose au fond de l'eau après vieillissement (mortalité). Les décomposeurs utilisent de l'oxygène dissous pour décomposer la matière végétale, ce qui entraîne des concentrations plus faibles d'oxygène dissous en profondeur (Laurentides, 2009) (Figure 1.3).

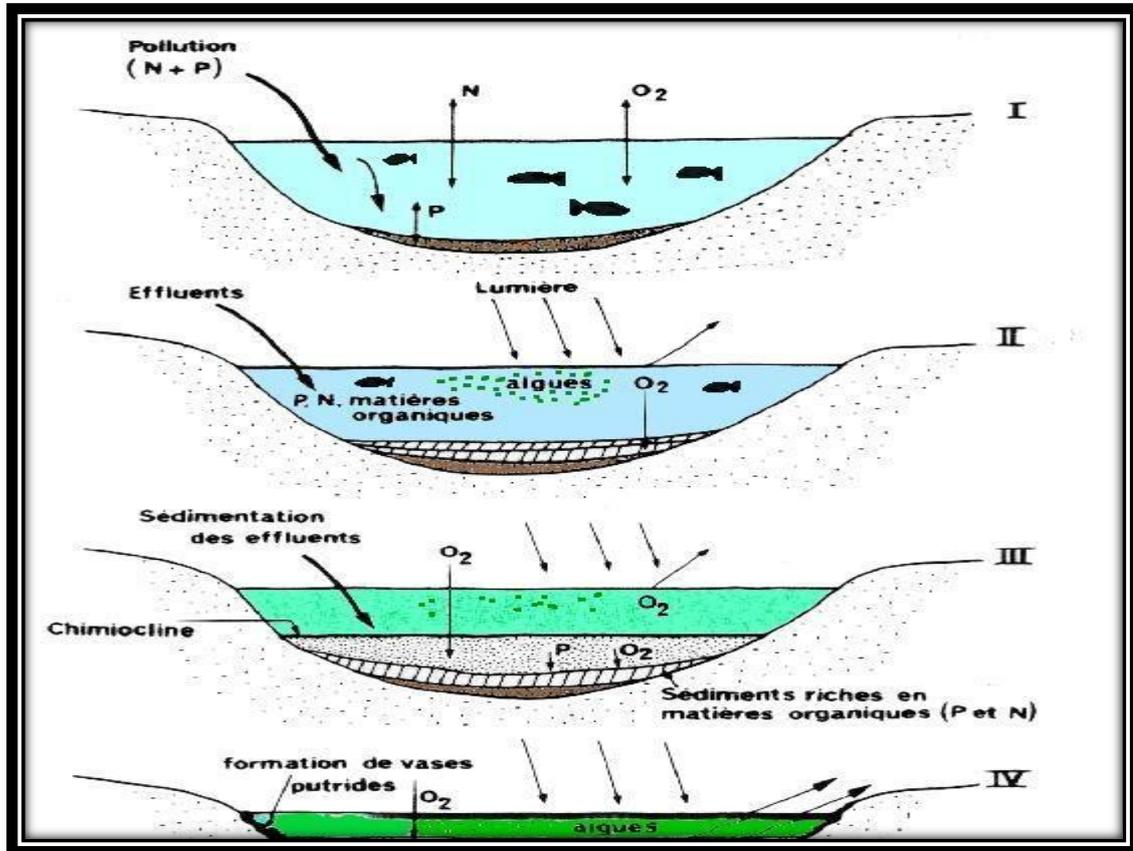


Figure 1.3 : Schéma des différentes étapes de l'eutrophisation d'un lac (Ramade, 1981)

I.4.7.2. Effets nuisible de l'eutrophisation

L'eutrophisation croissante des écosystèmes aquatiques se traduit par des phénomènes de proliférations algales de plus en plus préoccupantes, du fait de multiples problèmes liés à la toxicité potentielle de certaines espèces phytoplanctoniques (Nasri *et al.*, 2004), capables de produire des toxines pouvant causer des mortalités chez l'animal et des maladies chez l'Homme (Carmichael et Falconer, 1993).

Certaines espèces phytoplanctoniques produisent des phycotoxines, qui sont accumulées par les organismes phytoplanctonophages « les mollusques bivalves, gastéropodes, crustacés, ainsi que certains poissons ». Ces organismes jouent le rôle de vecteurs sains. Ils ne sont pas affectés par ces toxines, mais sont toxiques pour les consommateurs secondaires dont l'Homme (Gailhard, 2003).

Méthodologie

II.1. Barrage Ghrib

II.1.1. Présentation et situation géographique

Le barrage Ghrib est situé dans la vallée de Cheliff à 7Km en amont de l'oued Chorfa, à 45Km de Khemis Miliana, à 33Km du sud ouest de Médéa et à 150Km à l'ouest d'Alger (ANRH, 2012).

Il a été construit en 1928 en bordure Nord de la chaîne tellienne, au point où l'oued Cheliff quitte son orientation Sud-Nord pour prendre la direction Ouest. Mais, ce n'est qu'en 1939 que sa mise en eau a eu lieu. Le barrage Ghrib est située à une longitude de $02^{\circ}35'9.37''E$ et a une latitude de $36^{\circ}9'19.06''N$ (Sellam et Arab, 2013) (Figure 2.1 et Figure 2.2).

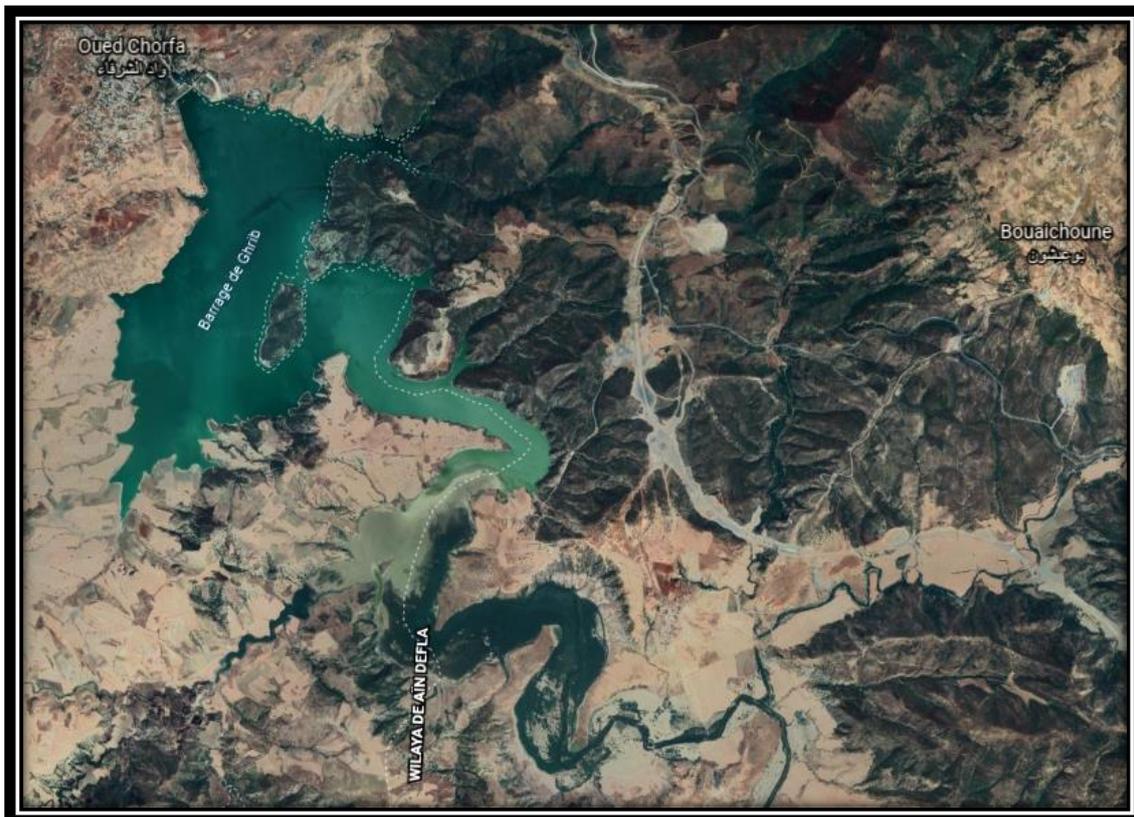
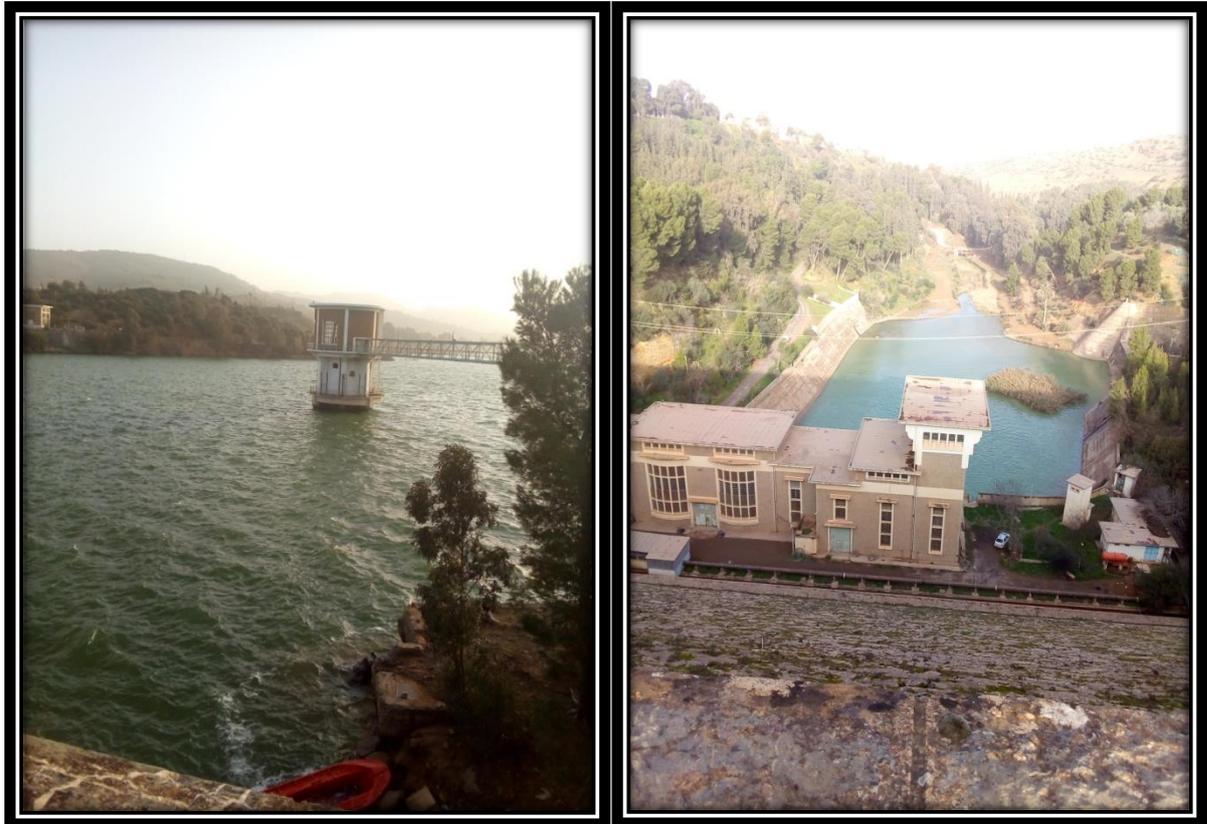


Figure 2.1 : Situation géographique du barrage Ghrib (Ain Defla) (Google earth, 2020)



(a) : Aval de barrage

(b) : Zone d'irrigation de barrage

Figure 2.2 : Barrage Ghrib (Ain Defla) (Originale, 2020)

Les caractéristiques du barrage Ghrib et celles de son bassin versant sont présentées comme suit dans le tableau suivant :

Tableau 2.1 : Fiche technique du barrage Ghrib (ANBT, 2013)

Wilaya	Ain Defla
Commune	Oued Chorfa
Oued	Cheliff
Type	Enrochement
Début et fin des travaux	Du 1927 au 1939
Date de mise en service	1939
Surface du bassin versant	23300 km ²
Apport moyen annuel	89.00 Hm ³
La capacité initiale du barrage	280 Hm ³
La capacité estimée du barrage	79.83 Hm ³
Volume régularisé	120.00 Hm ³
Apport réel du barrage	88.56 Hm ³ (période 1990 – 2001)
Envasement annuel	3.18 Hm ³
Précipitation moyen annuelle	300 mm
Destination	<ul style="list-style-type: none"> - AEP : Ville de Médéa, Berrouaghia et Oued Chorfa - Irrigation : Périmètre du Haut Cheliff

II.1.2. Choix des stations d'études

Afin de rechercher la variabilité des paramètres physico-chimique des eaux du barrage Ghrib, d'identifier les espèces phytoplanctoniques et d'évaluer la biomasse phytoplanctonique par dosage de la chlorophylle a, il sera judicieux de sélectionner trois stations de l'amont à l'aval du barrage. Les stations sont habituellement choisies en fonction de la présence ou l'absence des agglomérations urbaines, l'existence d'activités agricoles ou de source de pollution, la diversité du biotope et la présence ou l'absence de la végétation. Ces caractéristiques permettent d'affiner le portrait spatial de la qualité de l'eau le long de barrage (Koudenoukpo *et al.*, 2017).

La (Figure 2.3) présente la localisation géographique des stations les plus adéquates pour d'éventuels prélèvements :

- **Station 01** : Située en aval du barrage, proche de la digue et de la tour de la prise d'eau (Figure 2.4).
- **Station 02** : Située au centre du barrage, c'est une station dénudée qui se trouve loin des rives (Figure 2.5).
- **Station 03** : Située en amont Est du barrage, à proximité de la rive gauche où se trouvent des terres agricoles (Figure 2.6).

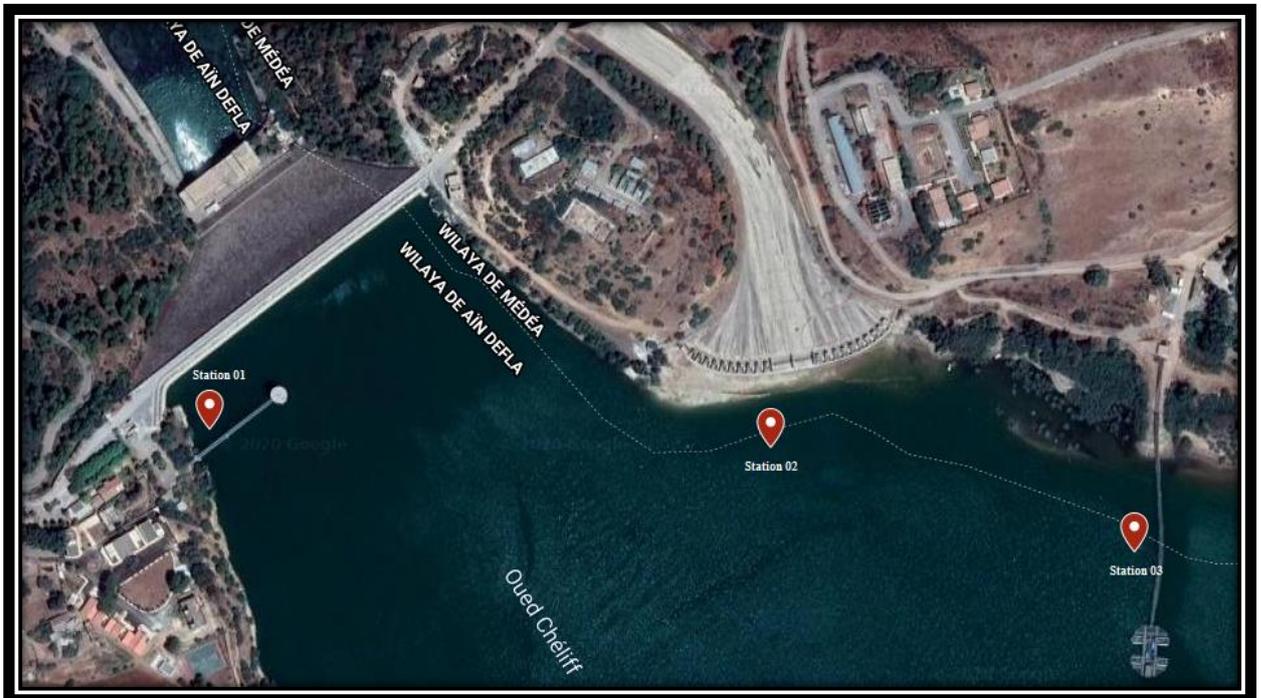


Figure 2.3 : Localisation des stations d'échantillonnage (Google earth, 2020)

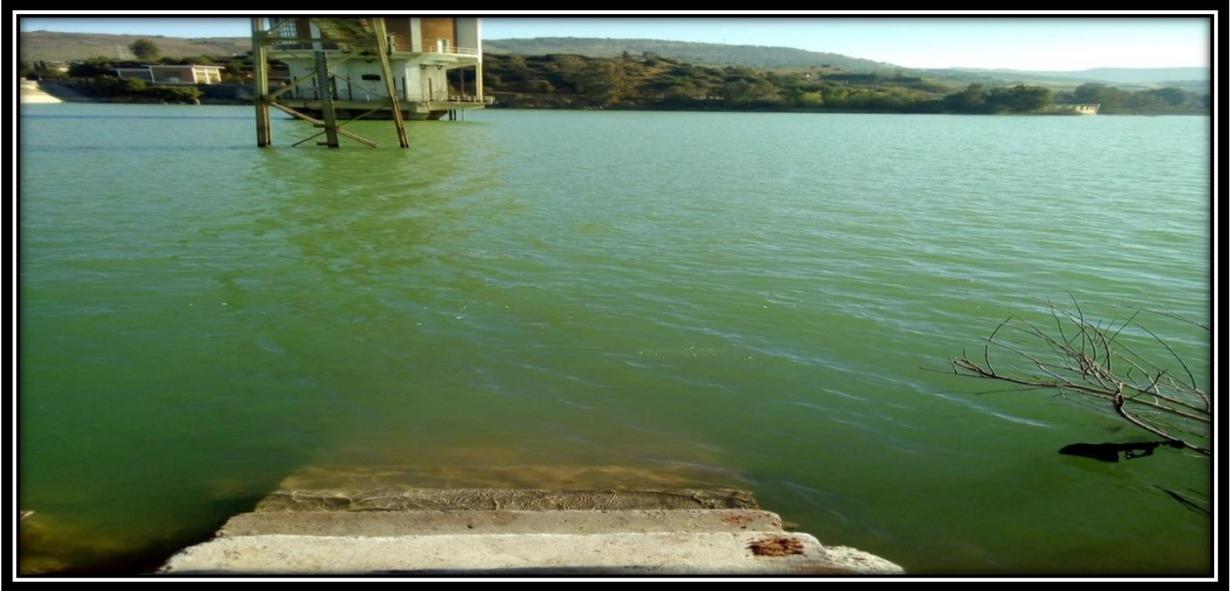


Figure 2.4 : Station 01 en aval du barrage (Originale, 2020)



Figure 2.5 : Station 02 au centre du barrage (Originale, 2020)



Figure 2.6 : Station 03 en amont du barrage (Originale, 2020)

II.2. Méthodes Physico-chimiques

II.2.1. Méthodes d'échantillonnage

L'étape d'échantillonnage influence directement la qualité des résultats obtenus. Il faut s'assurer de la méthode du prélèvement, de la conservation et du transport adéquat des échantillons (**Rodier, 2009**).

II.2.2. Prélèvement

Dans des flacons en plastique, un volume de 1.5 litre est nécessaire aux analyses physico-chimiques. Le prélèvement se fait en immergeant la bouteille, l'ouverture vers le bas jusqu'à 30 cm sous la surface de l'eau, puis en la remontant en exécutant un mouvement en «U». Lorsque le prélèvement est effectué en eau peu profonde, il faut éviter les particules déposées en surface ainsi que celles qui proviennent des sédiments (**Denis, 2013**).

Les échantillons doivent être transportés dans une glacière car il est conseillé de garder les échantillons à une température de 4°C bactérienne (**Aminot et Chaussepied, 1983**).

II.2.3. Etude physico-chimique

L'évaluation de la variabilité des propriétés physico-chimiques des sources d'eau se fait par le suivi des paramètres résumés dans le tableau (**Tableau 2.2**) ci-dessous et les normes algériennes (**Voir l'annexe 1**).

Tableau 2.2 : Paramètres physico- chimiques des eaux douces (**JORA, 2011**) et (**OMS, 2004**).

Paramètres	Appareillages ou méthodes	Unités
Température	Thermomètre à mercure	°C
pH	pH mètre	/
conductivité électrique	Conductimètre	µS/cm
Nitrate	Colorimétrie	mg/l
Nitrite	Spectrophotométrie	mg/l
Phosphore	Spectrophotométrie	mg/l
Sulfate	Colorimétrie	mg/l
Chlorure	Colorimétrie	mg/l
Calcium	Complexometrie	mg/l
Magnésium	Complexometrie	mg/l
Sodium	Photométrie de flamme	mg/l
Potassium	Photométrie de flamme	mg/l
Matière organique	Oxydabilité au permanganate	mg/l
Chlorophylle a	Spectrophotométrie	µg/l

II.2.3.1. Etude physique

a. Température

La mesure de la température s'effectue in situ à l'aide d'un thermomètre à mercure immergé dans l'eau pendant 10 minutes (**Rodier et Bernaud, 2009**).

b. Potentiel d'hydrogène (pH)

La surveillance des variations du potentiel hydrogène des échantillons par méthode potentiométrique se fait avec électrode de verre, dont le mode opératoire est le suivant:

- L'appareil doit être étalonné avant la mesure, avec des solutions tampons à pH=7, pH=4 et pH=9. Après avoir rincé l'électrode en verre avec de l'eau distillée.
- Une quantité de 100 ml d'eau à analyser doit être mise dans un bécher avec agitation, puis l'électrode doit être trempée dans le bécher.
- La valeur de pH se note après la stabilisation (**Rodier et al., 1996**).

c. Conductivité électrique (CE)

C'est pour déterminer l'activité ionique des échantillons à analyser en utilisant un conductimètre électrique.

La détermination est directe à l'aide d'un instrument approprié à la mesure de la conductivité électrique des solutions aqueuses. Le mode opératoire est le suivant :

- L'appareil doit être étalonné par un produit d'étalonnage.
- L'électrode doit être rincée par l'eau distillée.
- Un bécher doit être rempli avec une quantité d'eau suffisante pour l'immersion de l'électrode du conductimètre.

La valeur de la conductivité se note avec une unité de micro siemens par centimètre ($\mu\text{S/cm}$) (**Norme ISO 7888 / NA749, 1985**).

d. Turbidité

La détermination de la turbidité est basée sur la comparaison de la lumière diffusée et de lumière transmise par un échantillon d'eau à l'aide d'un turbidimètre.

Pour tout échantillon d'eau, la mesure de la lumière diffusée et de la lumière transmise permet la détection de matières non dissoutes, qui passeraient inaperçues par la seule mesure de la lumière diffusée. Le protocole opératoire est le suivant:

- La cuve doit être remplie sans faire des bulles d'air.
- La cuve doit être fermée et séchée avant d'être insérée dans le puits de mesure.

- Une fois le capot de l'appareil Turbidimètre-Hach 2100 N est fermé, la valeur de la turbidité s'affiche automatiquement sur l'écran du turbidimètre.

La valeur de la turbidité se note avec une unité Néphelométrique de turbidité (NTU) (**ISO 7072, 2019**).

II.2.3.2. Etude chimique

a. Oxygène dissous (O₂)

La sonde constituée d'une cellule fermée par une membrane (pratiquement imperméable à l'eau et aux matières ioniques dissoutes, mais perméable à l'oxygène et à un certain nombre de gaz) doit être immergée dans l'eau à analyser.

Le mode opératoire se fait comme :

- Le flacon contenant l'eau à analyser doit être ouvert en prenant soin de ne pas l'agiter afin d'éviter une éventuelle aération de l'échantillon.
- Une fois l'électrode immergée dans l'échantillon d'eau à analyser, ce dernier doit être agité par l'électrode pour retirer toute bulle d'air de la membrane.
- Le résultat se note lorsque la valeur de mesure est stabilisée.

La valeur de l'oxygène se note avec une unité milligramme d'oxygène par litre (mg/l) (**ISO 5814, 2012**).

b. Bicarbonates (HCO₃)

L'utilisation de la méthode potentiométrique pour le dosage des carbonates, bicarbonates et les OH offre de nombreux avantages. Elle évite toute erreur d'estimation particulière aux méthodes utilisant des indicateurs colorés. En outre elle est particulièrement intéressante dans le cas d'eaux troubles ou colorées.

Les carbonates n'existent qu'à pH > 8,3 et les bicarbonates si le pH est compris entre 4,4 et 8,3. Le mode opératoire est :

- Si pH > 8,3 : Ajouter à la burette H₂SO₄ à 0,01N goutte à goutte et arrêter quand le pH/mètre indique pH= 8,3 ; noter le volume d'acide sulfurique V₁ (ml) versé.
- Si pH est compris entre 4,4 et 8,8 : Ajouter à la burette H₂SO₄ à 0,01 N jusqu'à obtenir pH = 4.4; noter le volume d'acide V₂ (ml) versé.

- Si $V_2 < 5$ ml prendre 40ml de PE (prise d'essai).
- Si $V_2 > 10$ ml prendre 10ml de PE.

Pour les calculs :

- Si $\text{pH} > 8,3$

$V_2 > 2V_1$: il y a des bicarbonates dans l'échantillon ce qui implique une teneur négligeable en OH^- : $\text{OH}^- = 0$

$V_2 < 2V_1$: il y a des OH^- dans l'échantillon donc une teneur en bicarbonates négligeable.
 $\text{HCO}_3^- = 0$

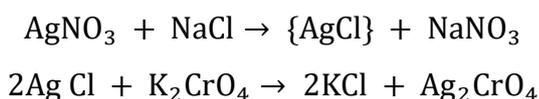
- Si pH est compris entre 4,4 et 8,3 : Il n'ya ni carbonates ni OH^- dans l'échantillon.

$$\text{TA} = [\text{OH}^-] + 1/2 [\text{CO}_3^{2-}]$$

$$\text{TAC} = [\text{OH}^-] + [\text{CO}_3^{2-}] + [\text{HCO}_3^-] \text{ (Rodier et Bernaud, 2009).}$$

c. Chlorure (Cl^-)

Les chlorures sont dosés en milieu neutre par solution titrée de nitrate d'argent en présence de chromate de potassium. La fin de la réaction est indiquée par l'apparition de la teinte rouge caractéristique du chromate d'argent.



Les réactifs utilisés dans ce dosage sont:

- Solution de nitrate d'argent à 0,01 N.
- Solution de chlorures à 71 mg/l.
- Indicateur coloré K_2CrO_4 à 10 %.

Expression des résultats :

$$[\text{Cl}^-] \text{ en mg/l} = \frac{V_{\text{AgNO}_3} \times N_{\text{AgNO}_3} \times M_{\text{Cl}^-}}{\text{PE}} \times 1000$$

$$[\text{Cl}^-] \text{ en mg/l} = V_{\text{AgNO}_3} \times 71 \times F$$

V_{AgNO_3} : Volume d'AgNO₃ nécessaire pour le dosage de l'échantillon.

N_{AgNO_3} : Normalité d'Ag NO₃.

M_{Cl^-} : Masse molaire des chlorures.

F : Facteur de correction du titre d'AgNO₃.

PE : La prise d'essai. Volume de l'eau a analysé.

Pour calculer le Facteur de correction du titre d'AgNO₃, il faut:

- Prendre 5 ml de la solution mère à 71 mg/l.
- Ajouter 2 gouttes de l'indicateur colore.
- Doser par AgNO₃ a 0.01 N jusqu'au virage (couleur brune rouge).

$$F = \frac{1}{V_{\text{AgNO}_3}} \quad (\text{ISO 9297, 1989})$$

d. Sulfates (SO₄²⁻)

Les ions sulfates, en présence de chlorure de baryum BaCl₂ précipitent à l'état de sulfate de baryum. Les étapes du protocole sont :

- Une fiole de 100 ml doit être remplie avec une quantité de 20 ml d'eau à analyser.
- Un volume de 5 ml de la solution stabilisante doit être ajouté avec une agitation de quelques secondes (agitation mécanique lente).
- ajouter 2 ml de chlorure de baryum.
- ajouter l'eau distillée au mélange pour compléter à 100 ml.
- agitation pendant 1 min (agitation mécanique rapide).

- La lecture s'effectue à l'aide spectrophotométrique à 420 nm de longueur d'onde.

La concentration des sulfates se note avec une unité milligramme par litre (mg/l) (**Rodier et al., 2005**).

e. Calcium (Ca^{2+}) et magnésium (Mg^{2+})

Titration molaire des ions calcium et magnésium avec une solution de sel disodique de l'acide éthylène diamine tétra acétique (E.D.T.A) à pH10. Le noir ériochrome T, qui donne une couleur rouge foncée ou violette en présence des ions calcium et magnésium, s'utilise comme indicateur.

(V₁) Ca^{2+} :

- Prendre 50 ml d'eau à analyser.
- Ajouter 2 ml de NaOH à 2 N.
- Ajouter du Murexide.
- Et titrer avec l'E.D.T.A jusqu'au virage (violet).
- Noter le volume d'EDTA versé.

La détermination du mg/l de Calcium est donnée par la formule suivante:

$$\text{Ca}^{2+} = \frac{V_1 \times C_{\text{EDTA}} \times M_{\text{Ca}^{2+}}}{\text{PE}} \times 1000$$

Où :

V₁ : Volume d'E.D.T.A nécessaire pour une concentration donnée.

C: Concentration molaire d'E.D.T.A (0,01 M/l).

M_{Ca²⁺} : Masse molaire du calcium en g.

P.E : Prise d'essai (volume de l'échantillon nécessaire pour ce dosage).

(V₂) $\text{Ca}^{2+}\text{Mg}^{2+}$:

- Prendre 50 ml d'eau à analyser.
- Ajouter 2 ml de NH_4OH (10,1).
- Ajouter noir Eriochrome.
- Et titrer avec l'E.D.T.A jusqu'au virage (bleu).

- Noter le volume d'E.D.T.A versé.

$$\text{Mg}^{2+} = \frac{(V_2 - V_1) \times C_{\text{EDTA}} \times M(\text{Mg}^{2+})}{\text{PE}}$$

$M_{\text{Mg}^{2+}}$: Masse molaire du Magnésium en g.

V_2 : Volume total d'E.D.T.A (**ISO 6059, 1984**)

f. Sodium (Na^+) et Potassium (K^+)

Le dosage du Sodium et de potassium est déterminé directement par spectromètre à flamme.

Ces mesures doivent être faites également sur une solution étalon de Na et de K permettant de lire la valeur d'absorbance. Au début de chaque mesure, la mise à zéro de l'écran se réalise au moyen d'un échantillon d'eau distillée.

Les résultats se notent directement avec une unité de mg/l (**Rodier, 2009**).

g. Résidu sec

La détermination des résidus permet d'estimer la teneur en matières en suspension d'une eau. La détermination du résidu sur l'eau filtrée permet d'évaluer la teneur en matière dissoutes et en suspension, c'est le résidu total. Si l'eau est filtrée préalablement à la mesure, le résidu correspond alors aux matières dissoutes.

Le mode opératoire est le suivant :

- Tarer une capsule préalablement lavé, rincée à l'eau distillée et desséchée.
- Prélever $V=100$ ml d'eau à analyser dans une fiole jaugée et déverser la dans la capsule.
- Porter cette dernière à l'étuve à 105°C pendant 24heures.
- Peser immédiatement et rapidement.

Pour les calculs :

$$RS = (PP - PV) \times 10 \times 100/V \text{ (mg/l) de résidu sec}$$

PP : le poids plein de la capsule.

PV : le poids vide de la capsule.

Les résultats sont donnés en mg/l (**Rodier et Bernaud, 2009**).

II.2.3.3. Etude des paramètres de pollution

a. DBO₅ (demande biochimique en oxygène)

La demande biochimique en oxygène pendant 5 jours (DBO₅) peut être évaluée par la méthode respirométrique qui permet de suivre automatiquement l'évolution de la demande biochimique en oxygène au cours de l'oxydation des matières organiques. L'échantillon d'eau introduit dans des flacons ambrés maintenus dans une enceinte thermostatée doit être mis à incuber en présence d'air à 20°C, pendant 5 jours sous agitation constante. Les micro-organismes présents consomment l'oxygène dissous qui se remplace en permanence par de l'oxygène en provenance du volume d'air situé au dessus de l'échantillon. L'anhydride carbonique formé doit être piégé par de l'hydroxyde de potassium (**Rodier et Bernaud, 2009**).

b. DCO (demande chimique en oxygène)

A des conditions définies, certaines matières contenues dans l'eau sont oxydées par un excès de dichromate de potassium, en milieu fortement acidifié par de l'acide sulfurique et en présence d'un catalyseur (sulfate d'argent) et de sulfate de mercure. Le dosage de l'excès de dichromate de potassium se fait par le sulfate de fer et d'ammonium. Les étapes du protocole sont :

- Une quantité de 10ml de l'échantillon doit être transférée dans le tube de l'appareil à reflux.
- Ajouter 5ml de la solution de dichromate de potassium de concentration 0.04 mol/l.
- Ajouter une quantité de 15ml d'acide sulfurique-sulfate d'argent, lentement et avec précaution en agitant soigneusement le contenu.

- Les réfrigérants doivent être reliés aux tubes de l'appareil à reflux.
- Une fois les tubes placés dans l'appareil à reflux pendant 2 heures, la température du mélange réactionnel doit être de 150°C.
- Le réfrigérant rincé, avec un petit volume d'eau distillée doit être enlevé, et le contenu transvasé dans un erlenmeyer et complété à 75ml avec de l'eau distillée.
- Rajouter 2 à 3 gouttes de l'indicateur coloré (ferroïne).
- L'excès de dichromate de ce contenu doit être titré avec le sulfate de fer et d'ammonium de concentration 0.12mol/l.
- Le changement brusque de couleur bleu-vert au rouge-brun doit être noté comme point de virage.

En parallèle, il faut effectués les deux essais suivant:

- Essai à blanc : le même protocole doit être effectué, mais remplacez l'échantillon par 10 ml d'eau distillée.
- Témoin : pour chaque série d'essai, la technique doit être vérifiée, de même que la pureté des réactifs par analyse de 1 ml de la solution étalon de référence (hydrogénophthalate de potassium référence $\text{KC}_8\text{H}_5\text{O}_4$ de concentration 2.0824 mol/L).
Le même protocole est suivi que pour la prise d'essai.

La DCO se calcule comme suit :

$$\text{DCO} = \frac{8000 \times C \times (V_2 - V_1)}{V_0}$$

Avec :

C : concentration de sulfate de fer et d'ammonium exprimée en mol/l (environ 0.12 mol/l).

V_0 : volume en ml de la prise d'essai avant dilution éventuelle.

V_2 : volume en ml de la solution de sulfate de fer et d'ammonium utilisée pour l'essai à blanc.

V_1 : volume en ml de la solution de sulfate de fer et d'ammonium utilisée pour la détermination de l'échantillon.

8000 : $\frac{1}{2}$ masse molaire de l'oxygène par l (ISO 6060, 1989).

c. Matières en suspension (MES)

La détermination des matières en suspension consiste à filtrer sous vide un échantillon d'eau sur un filtre en fibre de verre, séchage à 150°C et pesée. Le mode opératoire est le suivant :

- Les filtres en vrac doivent être lavés par immersion dans l'eau distillée pendant environ 4 heures, puis, séchés dans l'étuve à 105°C pendant au moins une heure.
- Un filtre doit être pesé soigneusement en évitant de le contaminer par les poussières.
- placer le filtre (la partie lisse en bas) dans l'entonnoir du dispositif de filtration et l'entonnoir doit être inséré sur la fiole à vide.
- Agiter le flacon contenant l'échantillon vigoureusement puis transférer immédiatement une quantité de 100 ml dans l'entonnoir du dispositif de filtration.
- Le filtre doit être retiré avec précaution de l'entonnoir à l'aide d'une pince à extrémités plates.
- Le filtre doit être placé dans un creuset et séché dans l'étuve à (105 ± 2) °C pendant au moins 2 heures.
- Retirer les creusets de l'étuve et laisser refroidir dans un dessiccateur pendant au moins 30 minutes puis passer à la pesée.

La teneur en MES se calcule par l'expression suivante :

$$[\text{MES}] = \frac{(M_1 - M_0) \times 1000}{V}$$

Où :

P : teneur en matières en suspension, en milligrammes par litre.

V : volume, en millimètre, de la prise d'essai.

M₀ : masse en milligramme du creuset avec filtre avant filtration.

M₁ : masse en milligramme du creuset avec filtre, après filtration, séchage à 105 °C et refroidissement (ISO 11923, 1997).

d. Matière organique

L'échantillon doit être chauffé en présence d'une quantité connue de permanganate de potassium et de l'acide sulfurique pendant une période donnée (10min).

Réduction d'une partie du permanganate par les matières oxydables présentes dans l'échantillon. Détermination de l'excès de permanganate par addition d'une solution d'oxalate, suivi par un titrage de l'oxalate en excès par le permanganate.

Le mode opératoire est le suivant :

- Un bécher de 250 ml doit être rempli d'une quantité de 100 ml de l'échantillon à analyser ou de l'échantillon dilué.
- Ajouter un volume de 20 ml d'acide sulfurique (2 mol/l) avec quelques billes en verre, mélanger en agitant doucement.
- Après agitation du mélange, le bécher doit être placé sur une plaque chauffante et porté à ébullition.
- Après 5 min, ajouter un volume de 20 ml de solution étalon (2 mol/l) de permanganate de potassium.
- Après 10 min, rajouter à l'aide d'une pipette gradué, un volume de 20 ml de solution étalon d'oxalate de sodium (5 mol/l) et attendre que la solution se décolore.
- Le bécher doit être retiré de la plaque chauffante et titré à chaud, avec la solution titrante de permanganate de potassium (2 mol/l), jusqu'à apparition d'une couleur rose pâle persistante (environ 30 Sec), puis le volume V_1 de permanganate consommé doit être noté.
- Parallèlement, un essai à blanc doit être effectué en utilisant le même mode opératoire, mais remplacer la prise d'essai par 100 ml d'eau distillée.
- Le volume V_0 de la solution de permanganate consommée doit être noté.

L'indice permanganate (X) de l'échantillon, exprimé en milligrammes d'oxygène par litre (mg/l) est donné par l'expression suivante:

$$X = \frac{V_1 - V_2}{V_3} \times \frac{C \times V_4}{V_S} \times F \times 16$$

Où :

V_1 : Volume KMnO_4 à 2mmol/l (échantillon).

V_2 : Volume KMnO_4 à 2mmol/l (blanc : H_2O distillée).

V_3 : Volume est le volume de la solution de permanganate de potassium utilisé pour le titrage de la solution de permanganate de potassium.

V_4 : est le volume de la solution d'oxalate de sodium utilisé pour le titrage de la solution de permanganate de potassium.

C : est la concentration de la solution d'oxalate de sodium à 5mmol/l

V_s est le volume de la prise d'essai de l'échantillon.

F : est le facteur de dilution éventuel de l'échantillon avant analyse.

D'où :

$V_4 = 20\text{ml}$; $V_s = 100\text{ml}$; $C = 5 \text{ mol/l}$

L'expression devient :

$$X = \frac{V_1 - V_2}{V_3} \times F \times 16 \text{ (ISO 8467, 1993).}$$

e. Phosphore

La réaction des ions orthophosphates avec une solution acide contenant des ions de molybdate et d'antimoine forme un complexe d'antimonyl-phosphomolybdate. La réduction du complexe par l'acide ascorbique forme un complexe de molybdène fortement coloré en bleu.

Les étapes du mode opératoire sont les suivantes :

- Prise d'une quantité de 40 ml d'eau à analyser.
- Ajout d'un volume de 1 ml d'acide ascorbique.
- Ajout d'un volume de 2 ml de la solution de molybdate d'ammonium.
- Agitation de quelques secondes.
- Le mélange doit être laissé au repos pendant 10 à 30 minutes.
- La lecture s'effectue à l'aide spectrophotométrique à la longueur d'onde à 880 nm.

Les résultats se notent avec unité milligramme par litre (mg/l) **(ISO6878, 2004)**.

f. Nitrites (NO₂)

Les nitrites réagissent avec la sulfanilamide pour former un composé diazoïque qui après copulation avec le N1 Naphthyl Éthylène Diamine Dichloride donne naissance à une coloration rose dont l'absorbance est mesurée à 543 nm.

Le mode opératoire est le suivant :

- Préparation du réactif mixte (**voir l'annexe2**)
- Prise de 50 ml d'eau a analysé.
- Ajout de 1 ml de réactif mixte sur l'eau avec une faible agitation.
- Un repos de 10 min.
- L'apparition de la coloration rose indique la présence des NO₂.
- La lecture s'effectue à l'aide d'un spectrophotomètre à une longueur d'onde de 543 nm.

Le résultat se note avec l'unité mg/l (**ISO 6777, 1984**).

g. Nitrates (NO₃)

En présence de salicylate de sodium, les nitrates donnent du paranitrosionate de sodium coloré en jaune et susceptible à un dosage colorimétrique.

Les étapes du mode opératoire sont :

- Deux à trois gouttes de NaOH à 30% doivent être ajoutées à 10 ml de l'échantillon à analyser.
- Une quantité de 1 ml de salicylate de sodium à 0.5 % doit être rajoutée.
- Le mélange doit être évaporé à sec au bain marie ou à l'étuve 75-88 ° C et laissé refroidir.
- Le résidu doit être repris par l'ajout de 2 ml d'acide sulfurique H₂SO₄ puis laissé reposer 10 min.
- Une quantité de 15 ml d'eau distillée puis une quantité de 15 ml de tartrate double de sodium et de potassium doivent être rajoutées.
- La lecture s'effectue à l'aide au spectrophotomètre à une longueur d'onde de 415 nm.

Le résultat se note avec l'unité mg/l (**ISO7890-3, 1988**).

h. Azote ammoniacal (NH₄)

Le principe consiste à la mesure spectrométrique du composé bleu formé par réaction de l'ammonium avec les ions salicylate et hypochlorite en présence de nitroprussiate de sodium.

Le mode opératoire est le suivant:

- Une quantité de 4 ml du réactif coloré (I) (**Voir l'annexe 2**) doit être ajoutée à 40 ml d'eau à analyser.
- Une quantité de 4 ml du réactif de dichloroisocyanurate de sodium (II) (**Voir l'annexe 2**) doit être rajoutée et ajustée à 50 ml avec l'eau distillée.
- Après 1 h, l'apparition de la coloration verdâtre indique la présence de NH₄⁺.
- La lecture s'effectue au spectrophotomètre à une longueur d'onde $\lambda=655\text{nm}$.

Le résultat se note avec l'unité mg/l (**ISO 11732, 2005**).

i. Chlorophylle a

Dosage de la chlorophylle a :

- Filtrer l'eau à analyser sur membrane de cellulose.
- Introduire la membrane filtrante dans un tube à centrifuger.
- Ajouter 15 ml d'acétone a 90%, agiter 1 minute rigoureusement pour dissoudre le filtre.
- Placer un tube au frais 5 à 10 heures de façon à permettre l'extraction de la chlorophylle.
- Centrifuger à 4000 tr /mn pendant 5 minutes à l'aide d'une centrifugeuse.
- Mesurer l'absorbance dans des cuvettes à 1 cm à 750 nm puis 665nm, à 645nm et finalement à 630nm par spectrophotomètre.
- Remplir la cuvette de référence par l'acétone 90%.
- Corriger les trois valeurs d'absorbantes (à 665, 645 et 630 nm) en soustrayant l'absorbance à 750 nm (correction de turbidité).

Calculer la concentration de chlorophylle a (Ca) suivant la formule ci-dessous :

$$Ca = 11,6 \times A_{665} - 1,31 \times A_{645} - 0,14 \times A_{630}$$

Ca : la concentration de chlorophylle a de l'extrait ($\mu\text{g/l}$).

A665, A645, A630 : l'absorbance corrigé de turbidité.

Calculer la concentration de chlorophylle a dans l'échantillon d'eau suivant la formule :

$$\text{Chlorophylle a } (\mu\text{g/l}) = \text{Ca} \times V_{(\text{ext})} / L \times V$$

Où :

$V_{(\text{ext})}$: volume de l'extrait en ml.

L : longueur de la cuvette, cm (1cm).

V : volume de l'eau filtré en litre (**Norme AFNOR NF T 90117, 1999**).

II.3. Etude du phytoplancton

II.3.1. Mode de prélèvement

Un échantillonnage fréquent permet d'obtenir une résolution suffisante pour les phénomènes pouvant avoir de fortes implications dans l'évolution d'un barrage, notamment l'apparition de floraisons phytoplanctoniques (**Dussart, 1966**).

Une technique d'échantillonnage permettant une approche d'avantage qualitative que quantitative des stations étudiées doit être mise au point. Pour cela un filet planctonique conique s'utilise (**Figure 2.7**).



Figure 2.7 : Filet planctonique (Origine, 2020)

II.3.2. Fixation et conservation

La fixation des échantillons se réalise immédiatement après leur prélèvement, par l'ajout d'un volume de lugol concentré, afin de fixer les structures phytoplanctoniques contenues dans l'échantillon. Le volume de ce fixateur doit être suffisant pour donner à l'échantillon une légère coloration brune « thé claire ».

Dès que l'échantillon prélevé, chaque bouteille doit être munie d'une étiquette sur laquelle sont notés la date, le nom de la station, ainsi que le motif de l'analyse, puis transporté à l'obscurité, ce qui permet d'assurer une conservation satisfaisante (Amblard, 1987).

II.3.3. Détermination des espèces phytoplanctoniques

L'observation s'effectue sous loupe binoculaire (Figure 2.8). Puis au microscope optique (Figure 2.9) pour la détermination des espèces.



Figure 2.8 : Loupe binoculaire (Origine, 2020)



Figure 2.9 : microscope optique (Origine, 2020)

La détermination des espèces phytoplanctoniques se fait à l'aide de différentes clés de détermination, comme :

- **BOURRELY, (1979)**: Tome I Algues vertes.
- **BOURRELY, (1981)**: Tome II Algues jaunes et brunes.
- **BOURRELY, (1985)**: Tome III Algues bleue et rouge.
- **HORNER, (2005)**: Taxonomic guide to some common marine phytoplankton.
- **NEZAN et PICLET (1996)** : Guide pratique à l'usage des analystes du phytoplancton.

II.3.4. Paramètres d'évolution des espèces phytoplanctoniques

II.3.4.1. Fréquence (F)

La fréquence d'une espèce est exprimée en pourcentage. Le nombre de prélèvements (P_i) dans lesquels se trouve l'espèce se divise par le nombre total (P) des prélèvements :

$$F = P_i / P \times 100$$

II.3.4.2. Abondance (A)

L'abondance d'une espèce est le rapport entre le nombre d'individu (N_i) de cette espèce, sur le nombre total d'individu (N) des prélèvements effectuées.

$$A = N_i / N \times 100$$

II.3.4.3. Dominance

En tant que concept écologique, l'abondance est une composante importante de la diversité (**Hurlbert, 1971**). C'est une caractéristique d'une population et qui permet de connaître l'importance d'une espèce dans une communauté. Elle représente le rapport, du nombre d'individus (Q_i) d'une espèce donnée, sur le nombre totale d'individus (Q) présent dans un échantillon donné. Elle est exprimée en pourcentage.

II.3.4.4. Densité

C'est un paramètre quantitatif important pour la description de la structure des peuplements phytoplanctoniques, il est calculé selon la détermination des espèces se test exprimé en nombre de cellules par litre.

II.3.4.5. Indice de diversité de Simpson

Cet indice a été proposé par **SIMPSON (1965)** et **PIELOU (1969)**. Il mesure la probabilité que deux individus sélectionnés au hasard appartiennent à la même espèce. Pour un échantillon, l'indice est donné par:

$$L = \sum [n_i (n_i - 1)] / [N (N - 1)]$$

Ou:

N_i: nombre d'individus dans l'espèce.

N: nombre total d'individus.

Lorsque la diversité est maximale, sa valeur est 0, lorsque la diversité est minimale la valeur tend vers 1.

II.3.4.6. Richesse spécifique

C'est le nombre total des diverses catégories taxonomiques auxquelles appartiennent les organismes prélevés à une station d'échantillonnage. Elle mesure la diversité la plus élémentaire, fondée directement sur le nombre total d'espèces dans un site. Un grand nombre d'espèces fait augmenter la diversité spécifique (**Ngansoumana, 2006**).

II.3.4.7. Indice de SHANNON-WEAVER

L'indice de Shannon permet d'exprimer la diversité en prenant en compte le nombre d'espèces et l'abondance des individus au sein de chacune de ces espèces. Ainsi, une communauté dominée par une seule espèce aura un coefficient moindre qu'une communauté dont toutes les espèces sont codominances (**Boudjenah, 2012**).

L'indice de SHANNON-WEAVER, s'exprime par la formule suivante :

$$I_{sh} = - \sum Q_i / Q \log_2 Q_i / Q$$

I_{sh} : Indice de SHANNON-WEAVER exprimé en bit par individus.

Q_i : Nombre d'individus de l'espèce (i).

Q : Nombre d'individus dans le peuplement.

- Une valeur élevée de I_{sh} révèle que le peuplement se compose d'un grand nombre d'espèces pour un petit nombre d'individus.
- Une valeur basse de celui-ci permet de conclure que le peuplement est dominé par une espèce présentant une abondance élevée (**Barbault, 1981**).

II.3.4.6. Indice d'équitabilité

L'indice d'équitabilité permet de mesurer la répartition des individus au sein des espèces, indépendamment de la richesse spécifique. Sa valeur varie de 0 (dominance d'une des espèces) à 1 (équirépartition des individus dans les espèces).

L'indice de Shannon est souvent accompagné par l'indice d'équitabilité dont la formule est la suivante:

$$E = I_{sh} / \log_2 N$$

E : Indice d'équitabilité,

I_{sh} : Indice de SHANNON-WEAVER.

N : Nombre d'espèce du peuplement.

- Lorsque l'indice d'équitabilité tend vers 1, toutes les espèces ont la même abondance.
- Lorsque l'indice d'équitabilité tend vers 0, la quasi-totalité des effectifs est concentrée sur une espèce (**Barbault, 1981**).

Travaux antérieurs

Le problème posé dans notre monde et qui préoccupe de nombreux scientifiques est celui de la pénurie d'eau, qui a rendu indispensable la recherche des solutions. Dans cette optique, nous avons choisis plusieurs travaux qui étudient les propriétés physiques et chimiques et leurs relations avec le phytoplancton et la pollution d'eau:

Le premier travail est effectué en France par **DAUTA (1975)** sur la rivière du Lot.

En Afrique nous avons étudié deux travaux l'un sur la rivière de Nkam en Cameroun par **TAFFOUO et al., (2017)**, et l'autre sur lac de Zowla en Togo présenté par **ATANLE et al., (2012)**.

En Algérie nous avons choisi deux travaux, le premier sur lac Oubeira à Annaba par **DJABOURABI et al., (2014)** et la deuxième sur le barrage Ghrib de Ain Defla effectué par **HAMAIDI et al., (2009)**.

III.1. Rivière de Lot (France)

Parmi les travaux traitant l'étude du phytoplancton et sa relation avec les paramètres physico-chimiques de l'eau douce en Europe existe celui de **DAUTA (1975)**, sur la rivière du Lot (eau lotique) en France effectué entre le mois juillet 1972 et le mois juillet 1973.

Le Lot prend sa source à 1 295 m dans les Monts Lozère. Après un parcours de 491 km, il se jette dans la Garonne à Aiguillon (Lot-et-Garonne). Son bassin versant, orienté Est-Ouest, d'une superficie de 11 840 km², s'étale en bordure Sud-ouest du Massif Central. Le cours supérieur, caractérisé par de fortes pentes jusqu'à Entraygues, contraste avec le cours inférieur et ses méandres.

III.1.1. Qualité physico-chimique

L'ensemble des résultats de l'étude physico-chimique effectuée sur la rivière du Lot (sud-ouest de la France) sont résumés dans le tableau suivant :

Tableau 3.1 : Valeurs moyennes des paramètres physico-chimiques de la rivière du lac Lot
(Dauta, 1975)

Paramètres	Valeurs moyennes
Température (°C)	11.5 à 21.5
pH	7.5
Ca ²⁺ (mg/l)	19.5
Mg ²⁺ (mg/l)	3.45
Na ⁺ (mg/l)	3.85
k ⁺ (mg/l)	1.24
NO ₂ (mg/l)	0.0065
NO ₃ (mg/l)	0.42
PO (mg/l)	0.012

Selon les travaux de **DAUTA (1975)** :

La température des eaux du Lot varie en hiver entre 5°C et 18°C et entre 21°C et 22°C en été. D'après l'auteur, la température des eaux douces est largement conditionnée par la température de l'air et de l'énergie solaire.

Les valeurs du pH varient entre 6.4 à 8.6. L'alcalinité forte de l'eau a été expliquée par les rejets d'usines hydro-électriques de la Saint-Chamas.

Une forte turbidité en hiver et en printemps a été enregistrée. Le débit de l'eau et la présence des matières organiques en suspension en sont responsables.

La concentration du sodium varie entre 3.3 mg/l et 4.4 mg/l et celle du potassium varie entre 0.98 mg/l et 1.5 mg/l. Ceci est expliqué par la dilution du sodium et du potassium par les précipitations (**Turoboyski, 1966**).

La concentration du nitrate varie entre 0.303 mg/l et 0.536 mg/l et celle du nitrite entre 0.003 mg/l et 0.01 mg/l. Les nitrates et les nitrites se retrouvent naturellement en faibles concentrations à cause de la précipitation cela explique que le milieu soit moins eutrophie.

III.1.2. Phytoplancton

D'après DAUTA (1975) plus de 160 espèces ont été différenciées (Voir l'annexe 3) au cours des comptages. Seule la liste des principales espèces est donnée dans le Tableau 3.2:

Tableau 3.2 : Espèces phytoplanctoniques des groupes dominantes du Lot (Dauta, 1975)

Groupes	Genres	Espèces
EUCHLOROPHYCÉES	<i>Chlamydomonas</i>	<i>C. sp</i>
	<i>Eudorina</i>	<i>E. sp</i>
	<i>Chodatella</i>	<i>C. quadrisetaLemm</i>
	<i>Selenastum</i>	<i>S. sp</i>
	<i>Ankistrodesmus</i>	<i>A. falcatusRalfs</i>
	<i>Micractinium</i>	<i>M. pusillumFres</i>
	<i>Dictyosphaerium</i>	<i>D. sp</i>
	<i>Coelastrum</i>	<i>C. microporumNag</i>
	<i>Scenedesmus</i>	<i>S. quadricaudaBreb</i> <i>S. sp</i>
	<i>Pediastrum sp</i>	<i>P. sp</i>
	<i>Unicellulaires</i>	<i>U. indéterminées</i>

DIATOMOPHYCÉES	<i>Melosira</i>	<i>M. varians</i> Agardh <i>M. granulata</i> var <i>M. sp</i>
	<i>Angustissima</i>	<i>A. Mull</i>
	<i>Cyclotella</i>	<i>C. sp</i>
	<i>Stephanodiscus</i>	<i>S. sp</i>
	<i>Diatoma</i>	<i>D. vulgare</i> Bory
	<i>Fragillaria</i>	<i>F. crotonensis</i> Kitton
	<i>Asterionella</i>	<i>A. sp</i>
	<i>Synedra</i>	<i>S. ulna</i> Erh <i>S. rumpens</i> Kutz
	<i>Cocconeis</i>	<i>C. placentula</i> Her
	<i>Achnanthes</i>	<i>A. sp</i>
	<i>Navicula</i>	<i>N. cryptocephala</i> Kutz <i>N. radiosa</i> Kutz <i>N. gracilis</i> Erh
	<i>Pinnularia</i>	<i>P. sp</i>
	<i>Cymbella</i> <i>Cymbella</i>	<i>C. ventricosa</i> Kutz <i>C. sp</i>
	<i>Gomphonema</i>	<i>G. sp</i>
	CYANOPHYCÉES	<i>Nitzschia</i>
<i>Surirella</i>		<i>S. linearis</i> Smith <i>S. ovata</i> Kutz
<i>Microcystis</i>		<i>M. aeruginosa</i>
<i>Anabaena sp</i>		<i>A. sp</i>
<i>Pseudanabaena sp</i>		<i>P. sp</i>
<i>Aphanizomenon sp</i>	<i>A. sp</i>	
<i>Phormidium</i>	<i>P. muscicola</i> Nauman	

La **Figure 3.1** résume l'évolution du cycle annuel des trois groupes de phytoplancton. Les Diatomées et les Euchlorophycées représentent en moyenne plus de 90 % de la biomasse.

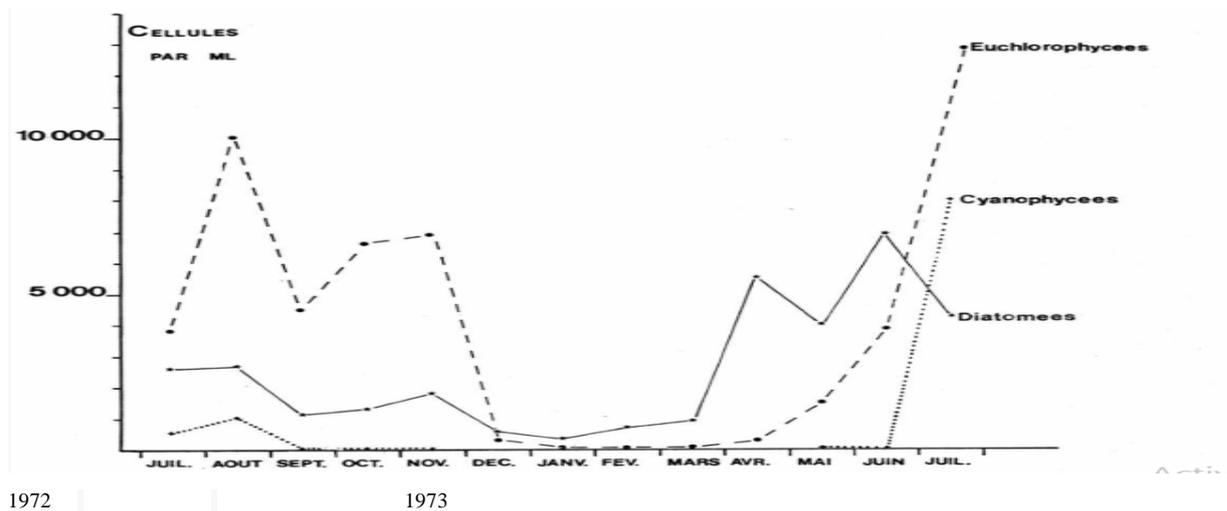


Figure 3.1: Cycle de développement : *Euchlorophycées*, *Diatomées*, *Cyanophycées* (Dauta, 1975)

Selon les constatations de **DAUTA (1975)** :

Dans la période étalée de juillet au début décembre 1972, les *Euchlorophycées* ont atteint un sommet (10 000 cellules par millilitre) avec la concurrence des *Diatomées* et des *Cyanophycées*. La température élevée entraîne une richesse en phytoplancton. Ainsi, l'immobilité de l'eau permet une plus grande efficacité de la lumière solaire.

Au cours de la période allant de la fin décembre 1972 à début mars 1973, une baisse de la concentration phytoplanctonique est enregistrée à cause de la diminution de la température, l'écoulement rapide du cours d'eau et le manque de lumière.

Entre la fin du mois de mars au mois de juillet 1973, la concentration phytoplanctonique est élevée, notamment les *Euchlorophycées* (13000 cellules par millilitre). Par contre la teneur en phosphore est faible. Ceci est dû à sa consommation par le phytoplancton, c'est le phénomène d'assimilation.

III.2. Rivière de Nkam (Cameroun)

Le continent africain est considéré comme l'un des continents pauvres en termes d'abondance en eau. Ce problème a occupé l'esprit de nombreux chercheurs et penseurs, qui ont étudié la qualité physico-chimique d'eau douce et leurs relations avec les phytoplanctons. Parmi les travaux traitant l'étude du phytoplancton et sa relation avec les paramètres physico-chimiques de l'eau douce en Afrique existe de celui de **TAFFOUO et al., (2017)**, sur la rivière du Nkam (eau lotique) en Cameroun effectué entre le mois de janvier et le mois de décembre de l'année 2017.

Le site d'étude a été choisi dans l'arrondissement de Yabassi, Département du Nkam, Région du littoral-Cameroun située entre 9°50' et 10°10' de latitude Nord; 4°20' et 4°40' de longitude Est, altitude : 15-20 m. Le climat est équatorial du type guinéen et comporte quatre saisons (petite saison des pluies, petite saison sèche, grande saison des pluies et grande saison sèche).

III.2.1. Qualité physico-chimique

Nous avons résumé les valeurs des paramètres physico-chimiques étudiés à l'amont et l'aval dans le tableau ci-dessous :

Tableau 3.3 : Valeurs des paramètres physico-chimiques de la rivière du Nkam (**Taffouo et al., 2017**)

Paramètres	En amont	En aval
TA (°C)	29,35	30,24
TS (°C)	27,47	28,65
CE (µS/cm)	213,47	217,63
pH	7,06	7,10
O ₂ (mg/l)	4,22	3,54
NO ₃ ⁻ (mg/l)	0,46	0,57
PO ₄ (mg/l)	0,09	0,17

TA : Température ambiante, **TS** : Température de surface, **CE** : Conductivité électrique, **O₂** : Oxygène dissous, **NO₃⁻** : nitrates, **PO₄²⁻** : Phosphate, **DBO₅** : Demande Biologique en Oxygène.

Selon les travaux de **TAFFOUO et al., (2017)**:

La valeur moyenne de température ambiante (TA) et la valeur moyenne de température de surface (TS) sont successivement 29.79°C et 28.06°C. Cette augmentation est influencée par les conditions environnementales liées à la situation géographique de la localité, la géologie des terrains traversés et surtout le climat régnant. L'élévation de la température s'accompagne toujours d'une modification des propriétés de l'eau, car elle agit sur la densité, la viscosité, la solubilité des gaz dans l'eau, la dissociation des sels dissous, le pH, de même que sur les réactions chimiques et biochimiques (**Who, 1987**).

La valeur moyenne de la conductivité électrique (215 µS/cm) reste faible par rapport au seuil fixé à (1500 µS/cm). D'après les auteurs **TAFFOUO et al., (2017)**, cette valeur indiquant une faible ionisation et minéralisation de l'eau est attribuée aux eaux des affluents avoisinants et aux activités de carrière exercées en amont. La valeur moyenne du pH est de 7,08, cette valeur indique une neutralité des eaux de rivière du Nkam.

Les valeurs moyennes de l'oxygène dissous sont généralement inférieurs au seuil de (5 mg d'O₂/l). La teneur en oxygène dissous peut subir des variations importantes. Elle dépend de la température et de la salinité de l'eau, de la pression et de la température de l'air.

Les valeurs moyennes de phosphore sont supérieures au seuil de 0,03 mg/l, ce qui indiquerait une eutrophisation en aval vers amont de la rivière du Nkam. Le phosphore mesuré dans la rivière aurait une origine exogène à cause de la pratique de l'agriculture avec utilisation des engrais chimiques.

Les valeurs moyennes de nitrate sont supérieurs au seuil fixé à 0,45 mg/l, ce résultat indique que les eaux étudiées sont assujetties à un risque de pollution (**Makhoukh et al., 2011**).

III.2.2. Phytoplancton

Selon TAFFOUO *et al.*, (2017) la richesse spécifique du phytoplancton des différents sites d'étude de la rivière Nkam est diversifiée à 80 espèces distribuées dans 14 familles.

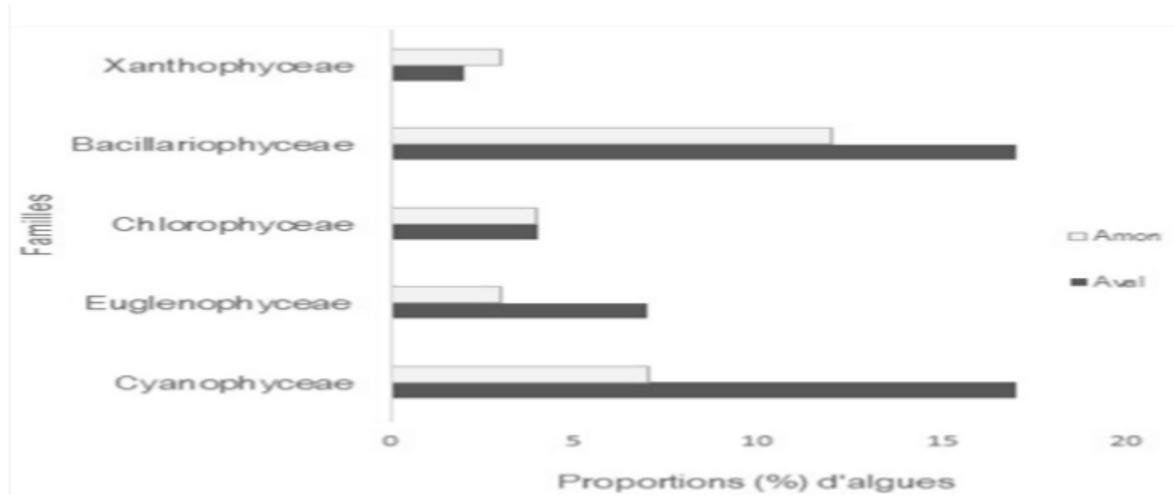


Figure 3.2 : Proportion des familles phytoplanctoniques en amont et en aval de la rivière Nkam (Taffouo *et al.*, 2017)

La **Figure 3.2** présente les proportions des familles phytoplanctoniques en amont et en aval de la rivière Nkam. Il ressort de cette figure que les *Bacillariophyceae* et *Cyanophyceae* représentent des proportions de 15 et 7% en amont puis 17 et 16% en aval, respectivement tandis que les *Euglenophyceae* et les *Xanthophyceae* comptent 4% chacune en amont et 7 et 5% en aval, respectivement. Cependant pour les *Chlorophyceae* la proportion est identique en amont et en aval (5%). Les familles du phytoplancton de l'amont sont plus dominantes par rapport l'aval à cause de la température qui influe sur le développement et la croissance des organismes vivants dans l'eau et particulièrement les phytoplanctons.

Tableau 3.4 : Valeurs moyennes de l'indice de diversité de Shannon Weaver (H') et d'équitabilité (EQ) de la rivière du Nkam (**Taffouo et al., 2017**)

Indice	En amont	En aval
Indice de diversité de Shanon(H')	4.09	4.52
Indice d'équitabilité (EQ)	0.97	1.00

Les résultats de la présente étude montrent que chez le phytoplancton l'indice de diversité de Shannon-Weaver et d'équitabilité de Pielou dans l'amont et l'aval respectivement, sont élevés dans les deux sites. La comparaison par la méthode d'Ireland (2010) montre qu'il n'y a pas de différence significative entre les indices de diversité issues de l'amont et l'aval. La régularité supérieure à 0,5 en amont et aval de la rivière Nkam montre qu'un maximum d'espèces participe au recouvrement de la surface de l'eau (**Priso et al., 2012**). La régularité tend vers 1, ce qui suggère que toutes les espèces ont la même abondance.

III.3. Lac de Zowla (Togo)

Parmi les travaux traitant l'étude du phytoplancton et sa relation avec les paramètres physico-chimiques de l'eau douce en Afrique existe le travail de **ATANLE et al., (2012)**, sur le lac de Zowla (eau lenticule) au Togo effectué entre le mois de juin correspondant à la grande saison pluvieuse et le mois d'août correspondant à la petite saison sèche de l'année 2007.

Localisé dans la Région Maritime au Togo, le lac de Zowla est à cheval entre les Préfectures des lacs et de Voukpo. Il mesure au maximum 5,5 km de long sur 2,1 km de large et à une superficie de 6,55 km².

III.3.1. Qualité physico-chimique

Selon les travaux d'**ATANLE et al., (2012)** :

En Juin, les températures enregistrées sont plus élevées que celles d'août. Les moyennes des températures de juin et d'aout successivement sont de 27°C et 24°C. Les

températures enregistrées sont plus basses en août. Cela serait dû à la fraîcheur du vent de mousson qui souffle en cette période.

Pour ce qui concerne la conductivité, les valeurs sont élevées dans le lac où elles atteignent 7040 $\mu\text{s}/\text{cm}$. En Juin, la moyenne de la conductivité est de 2770.4 $\mu\text{s}/\text{cm}$ et en aout, la moyenne de la conductivité est de 2119.5 $\mu\text{s}/\text{cm}$. Une conductivité électrique supérieure à 1500 $\mu\text{s}/\text{cm}$ rend une eau inutilisable dans les zones irriguées (Arrignon, 1998). L'eau du lac de Zowla n'est donc pas propice à l'arrosage des cultures maraîchères qui sont le plus souvent pratiquées le long du lac.

La turbidité est plus élevée en août dans le lac. La valeur moyenne est de 54.16 NTU. Tandis que la valeur moyenne en juin est de 64.99 NTU. La turbidité permet d'évaluer la quantité de matières en suspension dans l'eau. Les fortes valeurs enregistrées dans le lac en août et juin seraient dues à l'apport de sédiments par les eaux du fleuve Mono et à la remise en suspension des particules déposées au fond par les fortes agitations de l'eau occasionnées par le vent de la mousson. En Juin, la turbidité est élevée ceci serait dû au drainage des particules de phosphates par l'eau de ruissellement en pleine saison des pluies. D'ailleurs en août, la forte augmentation semble être due à la mise en suspension de la forte quantité de matières organiques.

La valeur moyenne du pH en juin est de 6.77 et en aout de 6.89. L'eau du lac est plus acide à cause de la forte présence de macrophytes fixés, notamment *Typha australis*.

Les teneurs en magnésium en Juin sont plus élevées que celles en août. La moyenne de magnésium en juin est de 57.22 mg/l est en août de 43.02 mg/l. il est alors fort probable que les ions magnésium du lac soient d'origine marine. Et aussi proviendrait de la décomposition des feuilles de *Typha australis* très abondant autour de ce point et d'autres macrophytes, du moment que le magnésium rentre dans la constitution de la chlorophylle.

Les valeurs moyennes du calcium sont de 48.24 mg/l en juin et de 40.16 mg/l en août. Ceci serait dû à la dilution occasionnée par l'entrée de l'eau douce du fleuve Mono dans le lac durant ces mois.

Les teneurs moyennes de l'azote ammoniacal en juin et aout successivement sont de 0.27 mg/l et 0.19 mg/l. Le pH de l'eau du lac étant partout inférieur à 8 pendant les deux mois, l'ammonium (NH_4^+) est alors sans danger pour la vie des organismes vivants dans l'eau. Ainsi, l'azote ammoniacal aura peu d'influence sur la faune et la flore aquatiques tant

que le pH restera inférieur à 8, car il est sous sa forme non toxique (NH_4^+). Ce qui fait des nitrates une source d'azote très importante pour la croissance des algues (**Wetzel et Likens, 2000**).

Les teneurs moyennes de l'oxygène dessous en juin et en août successivement sont de 3.94 mg/l et 4.05 mg/l. Dans le lac de Zowla, le taux d'oxygène dissous a augmenté en août par rapport à Juin. C'est alors la dilution des sels occasionnée par l'entrée des eaux du fleuve Mono en plus de la diminution de la température de l'eau qui aurait agi en août. Dans les eaux douces en particulier, c'est surtout la température de l'eau qui influe sur la solubilité de l'oxygène (**Rodier et al., 1996**).

III.3.2. Phytoplancton

D'après **ATANLE et al., (2012)**, un total de 36 espèces est recensée en juin dans les eaux du lac Zowla. Et en août, le nombre d'espèces est passé de 36 à 40.

Tableau 3.5 : Richesse spécifique des différentes classes de phytoplancton du lac Zowla (**Atanlé et al., 2012**)

Classes	Juin	Août
Cyanophycées	5.56	10.00
Xanthophycées	5.56	15.00
Chrysophycées	0.00	5.00
Diatomophycées	80.55	40.00
Ulothricophycées	2.77	10.00
Euchlorophycées	5.56	10.00
Dinophycées	0.00	10.00

Selon **ATANLE et al., (2012)**, les espèces de la classe des *Diatomophycées* sont plus diversifiées et représentent 80,55% du peuplement phytoplanctonique en juin (**Tableau 3.5**). La proportion des *Diatomophycées* dans le peuplement phytoplanctonique a diminué, elle est passée à 40% en août et reste cependant la plus forte. Des espèces des autres classes sont apparues. Il s'agit des *Chrysophycées* et des *Dinophycées*. Les deux saisons prises ensemble,

la communauté phytoplanctonique du lac Zowla est composée de sept classes. Parmi elles, celle des *Diatomophycées* qui est la plus représentative en matière de nombre d'espèces. Certaines espèces sont représentées sur la **Figure 3.3**.

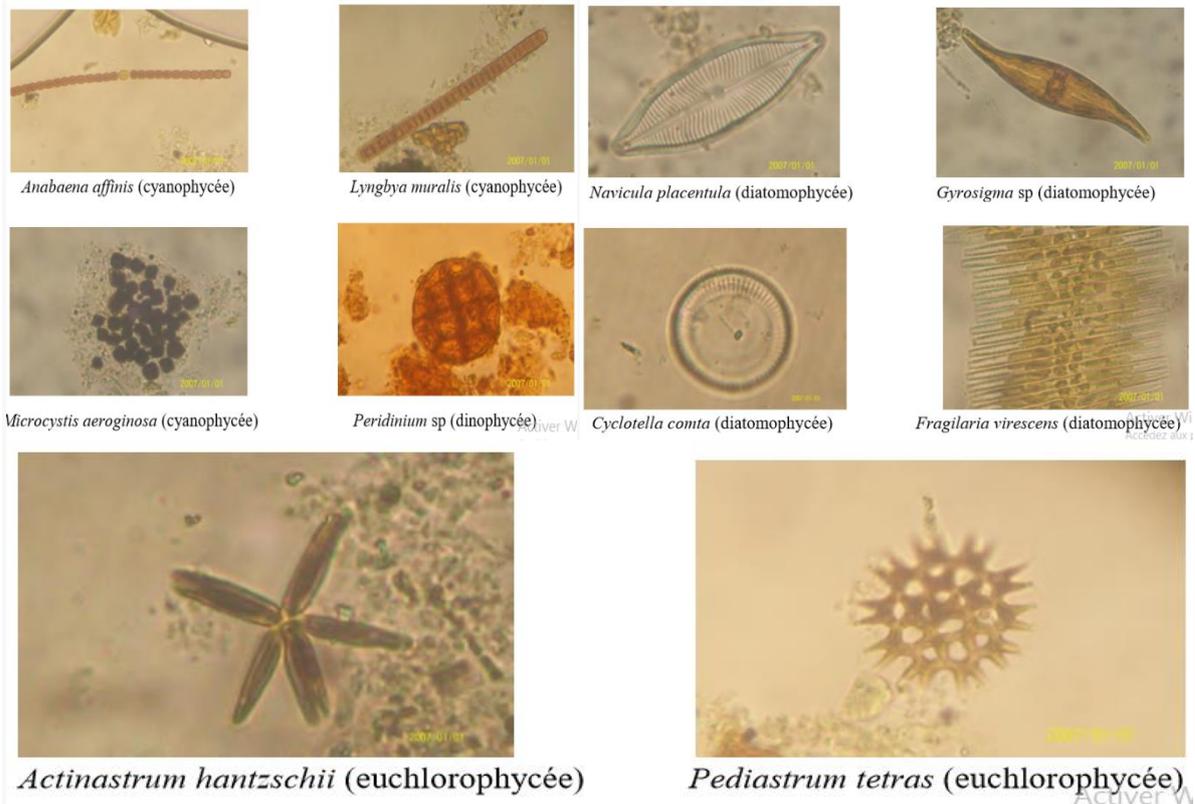


Figure 3.3 : Quelques espèces phytoplanctoniques du Lac de Zowla (Togo) (Atanlé et *al.*, 2012)

III.4. Lac Oubeira (Annaba)

L'Algérie est un pays méditerranéen, considéré comme l'un des pays pauvres en termes d'abondance de l'eau. Parmi les travaux traitant l'étude du phytoplancton et sa relation avec les paramètres physico-chimiques de l'eau douce en Algérie existe celui de **DJABOURABI et al., (2014)**, sur le lac de Oubeira du Kalla (eau lenticque) à Annaba effectué entre le mois de janvier et le mois de décembre de l'année 2007.

Le lac Oubeira est un plan d'eau douce qui fait partie du complexe de zones humides du Parc National d'El Kala, il est situé à 5 km au Sud-ouest d'El-Kala et 54 km à l'Est

d'Annaba. Les coordonnées géographiques au centre du plan d'eau sont 36° 50' 695 Nord – 8° 23' 272. Ce lac de 2200 ha, profond de 4 mètres au maximum, fonctionne de manière endoréique ; il est alimenté par quatre cours d'eau : l'oued Demn et Rihana au Nord, l'oued Boumerchene au Nord-est, l'oued Dey L'Grâa à l'Est et l'oued Messida au Sud.

III.4.1. Qualité physico-chimique

Selon les travaux de **DJABOURABI et al., (2014)** :

La température des eaux du lac Oubeira montre des variations similaires dans l'ensemble des stations. La température minimale (13°C) est relevée en décembre et la maximale (31°C) en août. La différence de températures entre l'eau et l'air est de 3 à 4°C. Ce qui permet de le classer dans la catégorie des lacs monomictiques chauds.

Les valeurs élevées de pH en période estivale et automnale sont proches de 8 en période hivernale et proche de 7 en période printanière.

Les valeurs de la conductivité électrique sont comprises entre 300 et 500 $\mu\text{s}/\text{Cm}$. Ce qui indique que les eaux sont peu minéralisées.

Les mesures effectuées montrent que la turbidité varie entre 20 et 120 NTU (nephelometric turbidity unit). Selon la classification de **RODIER (2009)**, l'eau du lac est trouble.

Les teneurs en oxygène dissous dans l'ensemble des stations montrent des fluctuations similaires. En période hivernale et printanière les teneurs font le double de celles relevées en période estivale et automnale. D'après les auteurs les valeurs de l'oxygène dessous varient entre 15 et 7 mg/l de Janvier à Juin et entre 6 et 4 mg/l de Juillet à décembre. Les teneurs en oxygène dissous de l'eau du lac sont élevées en période froide et basses en période chaude. La bonne oxygénation de l'eau en période froide résulte de la basse température de l'eau à laquelle s'ajoute le fort brassage des eaux par les vents (**Schlumberger, 2002**).

Les valeurs de nitrates relevées sont faibles. Elles varient entre 1,15 et 1,46 mg/l. les nitrates proviennent de la minéralisation de la biomasse du lac et de l'oxydation de l'azote ammoniacal et des nitrites. Une quantité infime des nitrates dans les eaux de surface est liée au phénomène conjoint de dénitrification qui transforme le nitrate (NO_3^-) en azote (N_2) grâce à la présence de la matière organique.

Les orthophosphates présentent de fortes concentrations en période estivale, avec une valeur maximale de l'ordre de 33.59 $\mu\text{mol/l}$ en août. Cette forte teneur proviendrait probablement des sédiments fins qui agissent comme accumulateur de cet élément dans les conditions oxydantes habituelles pour le reléguer en quantités importantes si le milieu devient réducteur (**Banas, 2001 ; Combouze, 2004**).

Dans l'ensemble des stations, les teneurs en azote ammoniacal (NH_4^+) les plus basses sont relevées de novembre à février (0 $\mu\text{mol/l}$ à 0.22 $\mu\text{mol/l}$) et les plus élevées en juillet et en août (9.21 $\mu\text{mol/l}$ à 13.27 $\mu\text{mol/l}$). Les eaux du lac enregistrent des teneurs en azote ammoniacal proches de 14 $\mu\text{mol/l}$ en juillet et août. Ces teneurs seraient liées à l'augmentation des apports anthropiques. Cet ammonium pourrait aussi provenir de l'hypolimnion anoxique comme le souligne **REYNOLDS (1979)** dans les petits lacs eutrophes.

Les valeurs de la chlorophylle «a» varient entre 21,36 $\mu\text{g/L}$ et 1778,22 $\mu\text{g/L}$. Les teneurs en chlorophylle «a». Ont permis de classer ce plan d'eau en état d'hyper-eutrophie.

III.4.2. Phytoplancton

Selon **DJABOURABI et al., (2014)** :

L'observation des caractères morpho anatomiques du phytoplancton récolté a permis d'identifier 47 genres rattachés à trois classes taxinomiques : *Cyanophyceae* (15 genres), *Bacillariophyceae* (24 genres) et *Dinophyceae* (8 genres) représentant respectivement 32%, 51% et 17% de la population phytoplanctonique récoltée (**Figure 3.4**).

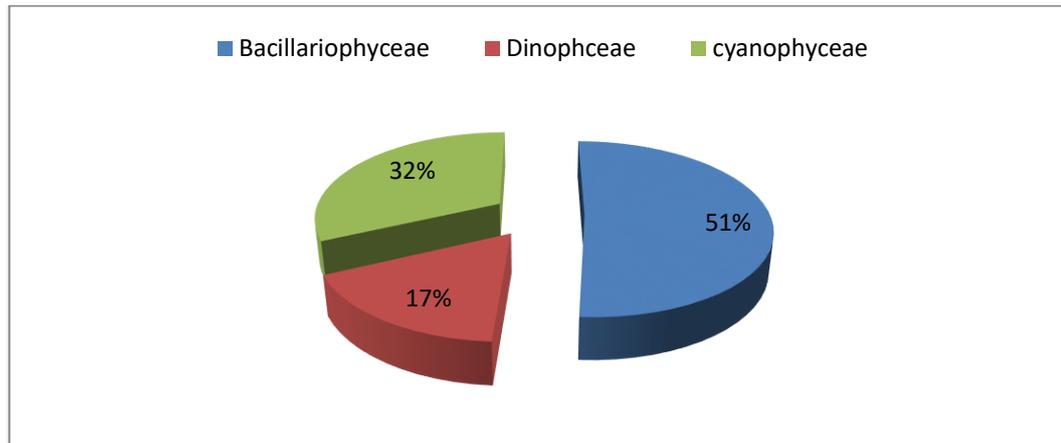


Figure 3.4 : Proportions des communautés phytoplanctoniques (Djabourabi et al., 2014)

Sur le plan quantitatif, la densité moyenne mensuelle du phytoplancton s'échelonne entre 4 600 000 et 22 289 000 ind/l. Les densités sont relativement faibles en automne et en hiver (variant de 4 à 11 millions d'ind/l) et élevées au printemps et en été ou elles se maintiennent à plus de 15 millions d'ind/l et montrent un pic proche de 23 millions ind/l en août (Figure 3.5).

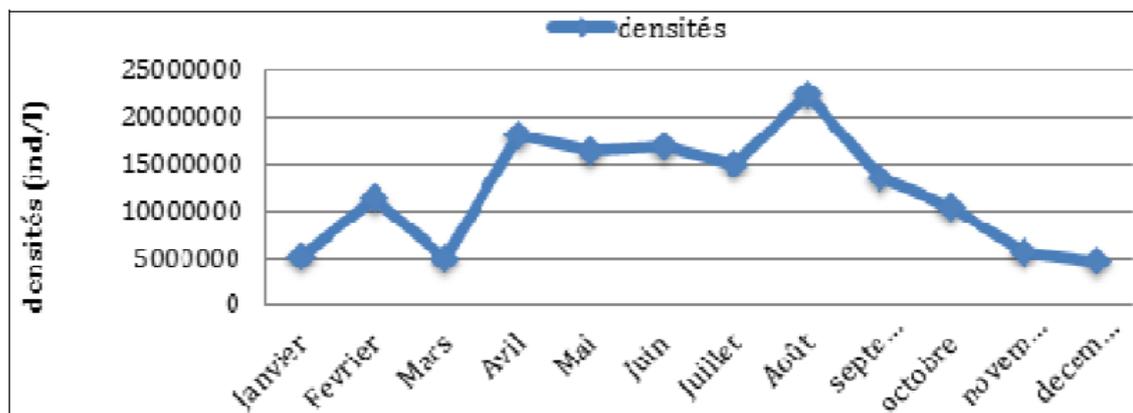


Figure 3.5 : Variations mensuelles de la densité globale du phytoplancton récolté dans le lac Oubeira (Djabourabi et al., 2014)

L'évaluation saisonnière des proportions de phytoplancton récolté (**Figure 3.6**) montre que les valeurs les plus fortes sont enregistrées pendant la période estivale (38%) et printanière (27%) et à un degré moindre en automne (20%). C'est en hiver que les densités les plus faibles sont enregistrées (15 %) (**Figure 3.6**).

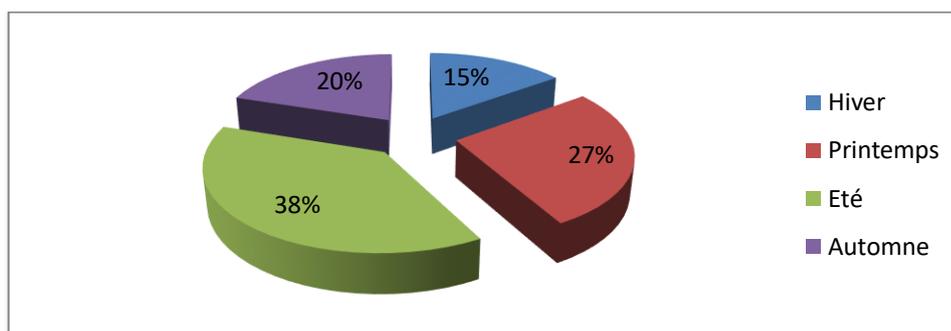
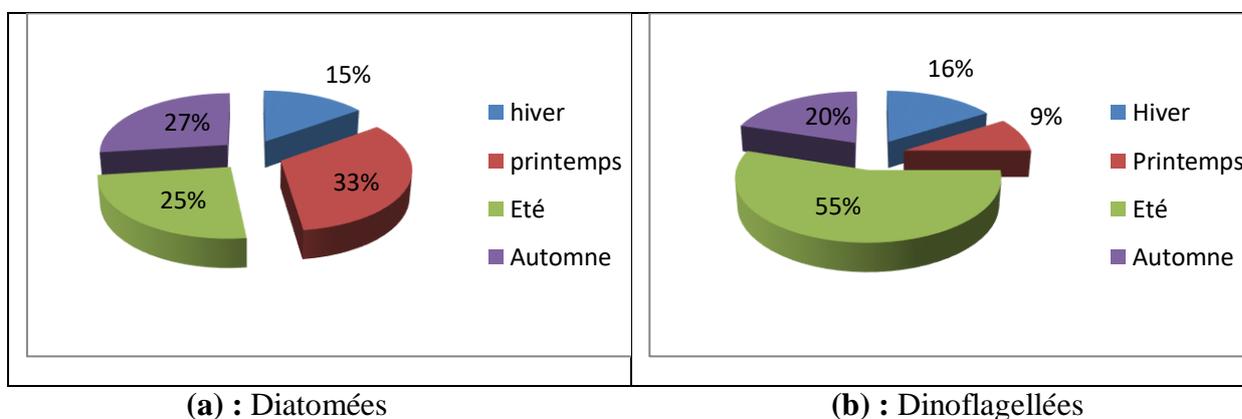
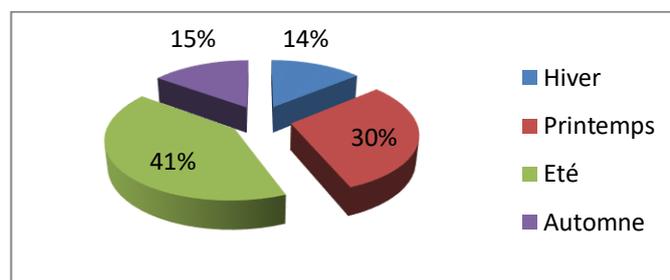


Figure 3.6 : Distribution saisonnière du phytoplancton récolté (**Djabourabi et al., 2014**)

L'évaluation des proportions saisonnières de chaque classe phytoplanctonique fait apparaître que la densité moyenne globale enregistrée par les Diatomées reste comprise entre 25 et 33% du printemps à l'automne (**Figure 3.7 a**). Quant à celle des Dinoflagellés, elle est maximale (55%) en été puis entame une baisse progressive de l'automne au printemps (**Figure 3.7 b**). En ce qui concerne les Cyanobactéries, 71% de la densité moyenne globale sont enregistrés au printemps et en été (**Figure 3.7 c**), le tiers restant est réparti entre l'automne et l'hiver.





(c) : Cyanobactéries

Figure 3.7 (a, b, c) : Distribution saisonnière des communautés phytoplanctoniques peuplant le lac Oubeira. (a) Diatomées (b) Dinoflagellées (c) Cyanobactéries (**Djabourabi et al., 2014**)

L'étude qualitative du phytoplancton récolté dans le lac Oubéira montre que les Diatomées sont fortement représentés (33% de la densité globale des Diatomées récoltés) en période printanière. La forte domination des Diatomées peut s'expliquer par l'existence, à des concentrations suffisantes, de nitrate qu'elles sont aptes à utiliser plus rapidement que les autres taxons du phytoplancton.

La domination des Diatomées en période printanière et automnale (**Figure 3.7 a**) contre une prolifération estivale pour la classe des cyanobactéries dans les eaux du lac Oubeira (**Figure 3.7 c**), est essentiellement dû aux fluctuations saisonnières de la température des eaux. Les successions auto-géniques des milieux aquatiques se caractérisent le plus souvent par la dominance de diatomées au printemps, avec un appauvrissement successif en phosphore.

Dans le lac Oubeira, les Dinoflagellés sont fortement présents en été (55% de densité globale des dinoflagellés récoltés) (**Figure 3.7 b**). Le développement des Dinophycées dépend beaucoup des conditions locales d'éclairement du plan d'eau, mais également de l'hydro-morphologie conditionnant le flux de phosphore; de plus, les Dinoflagellés dominent surtout pendant la saison chaude, du fait qu'ils soient moins exigeants que les Diatomées en sels nutritifs.

En ce qui concerne les Cyanophycées, elles sont fortement représentées (41% de la densité globale des cyanophycées récoltées) durant la saison estivale, du fait que leur

développement est particulièrement favorisé par une élévation de la température (**Figure 3.7 c**). Il est rapporté que la température favorise plus la croissance des Cyanobactéries que celle des Diatomées. 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 de plus, elles ont la capacité de croître à des pH élevés (**Paerl et Huisman, 2008**).

III.5. Barrage Ghrib (Ain Defla)

Parmi les travaux traitant l'étude du phytoplancton et sa relation avec les paramètres physico-chimiques de l'eau douce en Algérie le travail de **HAMAIDI et al., (2009)**, sur le barrage Ghrib d'Oued Chorfa (eau lentique) en Ain Defla effectué entre le mois d'avril et le mois d'octobre de l'année 2007.

Trois points d'eau ont été effectués choisis (S1, S2, S3), S1 se situe dans une zone entourée de végétations avec une faible profondeur, S2 peu profonde, située sur des fonds vaseux, elle est soumise à l'action des vents; S3 exposée aux vents, profonde, l'accès se fait grâce à une barque.

III.5.1. Qualité physico-chimique

Selon les travaux de **HAMAIDI et al., (2009)** :

Le régime thermique (T°C) des eaux superficielles du plan d'eau suit celui du climat méditerranéen; il est élevé pendant l'été (31°C), doux au printemps et en automne (17°C) (**Figure 3.8**). Les valeurs du pH tendent vers l'alcalinité (**Figure 3.8**), ceci s'explique probablement par la ventilation du milieu.

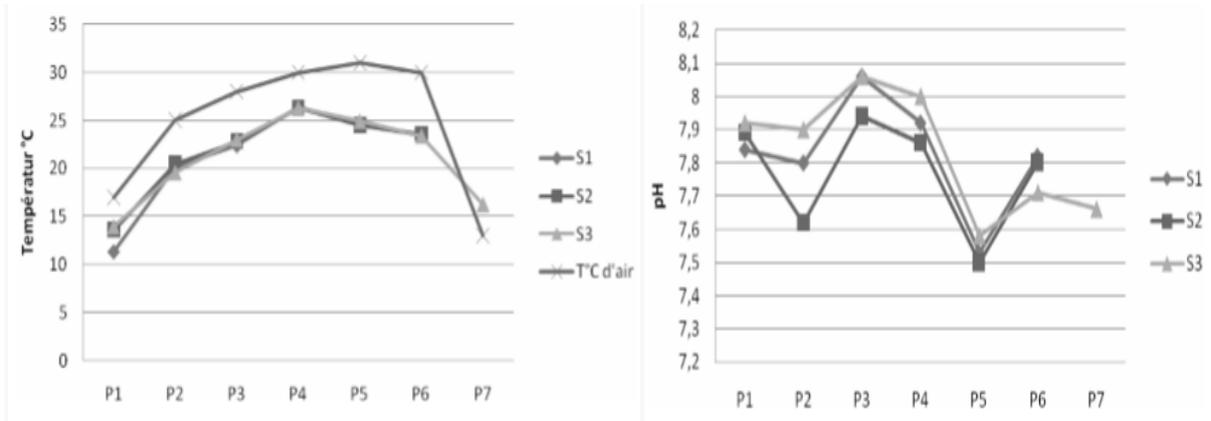


Figure 3.8 : Variations mensuelles de la température et du pH du barrage Ghrib (**Hamaidi et al., 2009**)

Les valeurs de la conductivité électrique (CE) sont très élevées, les maximas ont été enregistrés au mois de mai entre 3350 et 3360.

L'oxygène dissous (O_2) des eaux superficielles varie entre 4.97 mg/l et 10.19 mg/l. Ces concentrations relativement élevées ne reflètent pas le taux de la charge organique existante réellement dans la phase dissoute de l'eau (**Figure 3.9**). Ceci pourrait s'expliquer soit par une faible consommation de l'oxygène des microorganismes et du zooplancton, soit par une activité photosynthétique intense des végétaux aquatiques (phytoplancton).

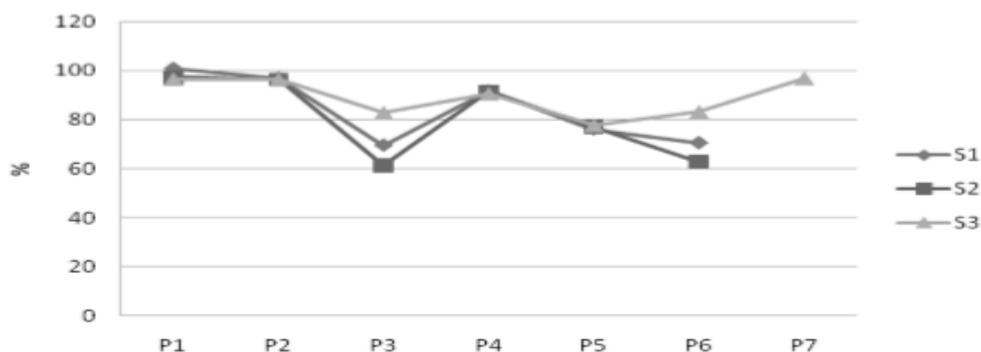


Figure 3.9 : Variations mensuelles de l'oxygène dissous du barrage Ghrib (**Hamaidi et al., 2009**)

La matière organique (MO) présente des valeurs similaires dans toutes les stations; les maximas sont enregistrés au mois de Mai pour S1 et S2 (7.9mg/l) et au mois de Juin pour S3 (Figure 3.10). Cette matière organique pourrait être d'origine soit endogène générée au cours des processus biologiques au sein du milieu, principalement, l'excrétion algale (Maurin et al., 1997), soit d'origine exogène apportée par le lessivage des sols.

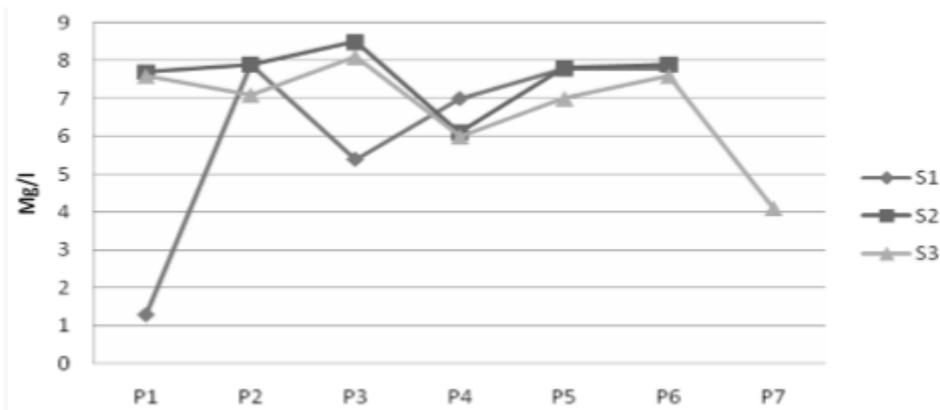


Figure 3.10 : Variations mensuelles de la matière organique du barrage Ghrib (Hamaidi et al., 2009)

Les fortes teneurs des concentrations en ions chlorures (Cl⁻) sont enregistrées au mois de Juillet dans la S2 (Figure 3.11). Selon Cherbi (1984), cette teneur pourrait s'expliquer par la nature du terrain du bassin versant situé sur un sol salin et par des rejets d'eaux usées.

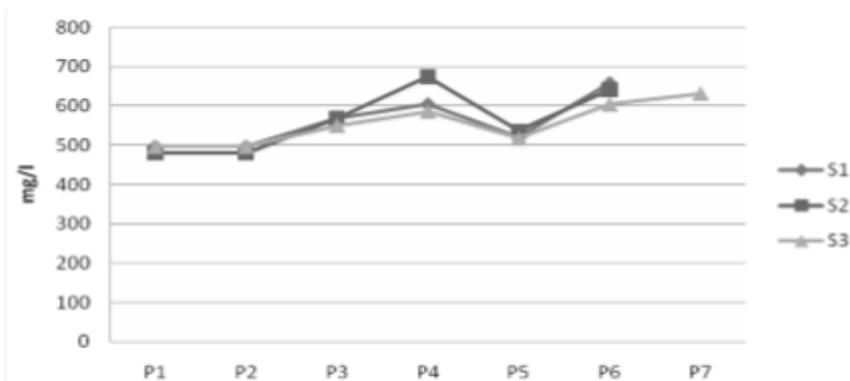


Figure 3.11 : Variations mensuelles des chlorures du barrage Ghrib (Hamaidi et al., 2009)

L'absence des orthophosphates (PO_4^{3-}) dans l'eau ne reflète nullement la concentration réelle. Cette absence pourrait être expliquée par le fait que les phosphates des engrais se fixent sur le sol et sont faiblement entraînés par les eaux de ruissellement.

La teneur en azote ammoniacal est très faible, l'ammoniac est oxydé graduellement en nitrites et nitrates. L'augmentation subite de la teneur en nitrate au mois de Juillet (**Figure 3.12**) pour les trois stations correspond probablement à la période d'introduction des engrais dans les terres agricoles au voisinage de ce barrage et l'excès des rejets polluants d'origine organique. Toutefois, les concentrations en nitrates relevées dans l'ensemble du plan d'eau sont nettement supérieures à la valeur guide fixée à 5mg/l pour une eau d'excellente qualité.

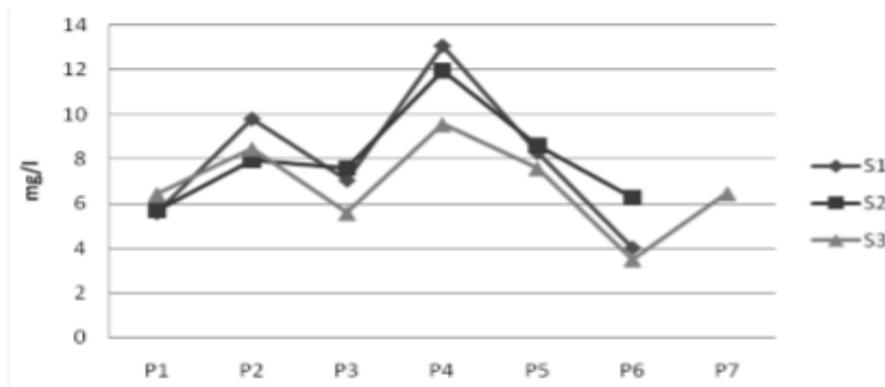


Figure 3.12 : Variations mensuelles des nitrates du barrage Ghrib (**Hamaidi et al., 2009**)

Les concentrations des nitrites relevées sont relativement faibles avec un minimum égal à 0.012mg/l au mois d'octobre et un maximum de 0.15mg/l au mois d'août (**Figure 3.13**), ces faibles valeurs sont probablement dues à leur transformation en nitrates par les processus de nitrification et/ou dénitrification en présence d'une quantité d'oxygène suffisante.

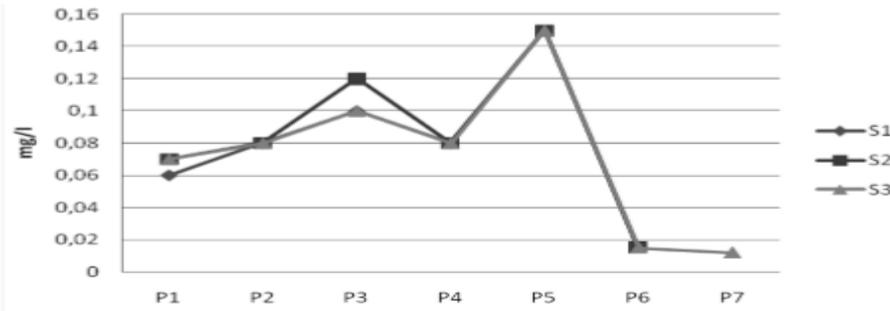


Figure 3.13 : Variations mensuelles des nitrites du barrage Ghrib (**Hamaidi et al., 2009**)

L'eau du barrage de Ghrib est de très mauvaise qualité à cause de la concentration des sulfates, ce qui peut devenir un facteur limitant à la productivité de ce lac. Par ailleurs, l'absence de roches gypseuses et de pyrites laisserait supposer que l'origine de ces teneurs très élevées est due essentiellement aux rejets des eaux usées.

Les teneurs moyennes en chlorophylle-a varient entre 4.62 $\mu\text{g/l}$ et 6.5 $\mu\text{g/l}$. Toutefois certaines discordances apparaissent particulièrement dans la S2, où ont été effectués enregistrement de faibles teneurs en chlorophylle (1.59 $\mu\text{g/l}$ – 2.98 $\mu\text{g/l}$) en dépit d'une poussée algale importante. Cette diminution pourrait être due à une augmentation de la salinité au niveau de cette station (**Figure 3.14**).

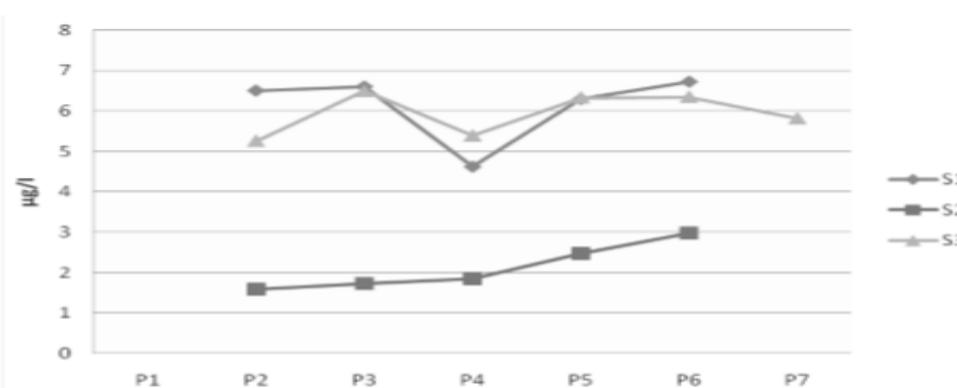


Figure 3.14 : Variations mensuelles de la chlorophylle a du barrage Ghrib (**Hamaidi et al., 2009**)

III.5.1. Phytoplancton

D'après l'étude qualitative du phytoplancton qui se fait au barrage de Ghrib, les auteurs **HAMAIDI et al., (2009)** ont déterminé 67 espèces appartenant à 39 genres qui se répartissent dans les embranchements suivants: *Chlorophytes*, *Cyanobactéries*, *Chrysophytes*, *Euglénophytes* et *Pyrrophytes* (**Tableau 2 de l'annexe 4**).

L'évolution du peuplement phytoplanctonique est similaire dans les trois stations. Divisé en deux périodes distinctes apparaissent:

- Période estivale (du 16 Juin au 30 Octobre) où le phytoplancton est dominé par des Cyanobactéries et de Chlorophycées. Les *Dinophycées* ne sont apparues qu'au mois d'Octobre et sont représentées par une seule espèce.
- Période printanière (du 15 Avril au 12 Mai) où le peuplement est composé de Diatomées et de *Chlorophytes*.
- Période de la fin du printemps et durant l'été, le phytoplancton est très largement dominé dans les trois stations par *Microcystisaeruginosa* et *Microcystis sp*. Si l'on considère la teneur en oxygène dissous comme indicatrice de l'intensité de la production primaire, deux phases de croissance de *Microcystisaeruginosa* et *Microcystis sp* apparaissent clairement: la première correspond au premier prélèvement (15 Avril et 12 Mai), la sursaturation en oxygène traduit une photosynthèse intense donc une population en croissance. La seconde poussée correspond au mois de juillet. Entre les deux, les Cyanobactéries maintiennent des densités plus au moins élevées. La phase hivernale débute lorsque les Cyanobactéries disparaissent ou diminuent considérablement dans la masse d'eau (Novembre). Mais la disparition des fleurs d'eau est initialisée dès le 30 Octobre par la reprise des précipitations et la baisse de la température de l'eau.

Conclusion générale

Conclusion générale

Le présent travail s'inscrit dans le cadre de détermination d'une approche méthodologique efficace pour l'évaluation de la qualité physico-chimique et l'étude du phytoplancton dans les eaux du barrage Ghrib.

Au terme de cette étude, nous concluons que :

Il est essentiel d'évaluer les propriétés physico-chimiques de l'eau de barrage Ghrib par le suivi de différents paramètres tels que la température, le pH, l'oxygène dissous, les nitrates et les nitrites permettant ainsi d'évaluer sa qualité, de déterminer la nature de l'eau et de détecter les sources de pollution s'il en existe.

Le suivi des populations phytoplanctoniques et l'évaluation des indices biologiques comme l'indice de SHANNON-WEAVER et l'indice d'équitabilité de l'eau est nécessaire pour dévoiler la nature trophique de l'eau et le degré de sa pollution.

D'après les travaux antérieurs réalisés dans le monde et en Algérie :

Les eaux douces sont fortement influencées par le climat qui sévit dans la région ; en période froide, la température est basse et les teneurs en oxygène dissous sont élevées et en période chaude, l'augmentation de la température fait baisser les teneurs en oxygène dissous.

Les nitrates et les nitrites sont des facteurs qui jouent un rôle important dans l'eau douce, quand leurs concentrations sont élevées le milieu est en haute eutrophisation.

La succession des populations phytoplanctoniques est largement conditionnée par les paramètres physico-chimiques dans les eaux douces. Le développement des efflorescences de phytoplancton, signe le plus évident d'eutrophisation, dépend directement des charges de phosphore et d'azote.

Il sera judicieux d'achever cette étude sur le barrage Ghrib et de mener d'autres travaux similaires sur les effluents de ce dernier, d'élargir l'étude par le suivi des populations zooplanctoniques et d'établir les liens avec les propriétés physico-chimiques et l'évolution des peuplements phytoplanctoniques des eaux de barrage Ghrib.

Référence bibliographique

A

- **Agence de coopération culturelle et technique, (1980)** : «Les énergies : l'eau source et facteur de vie Pari »
- **Alberge. J, Nasri. S, Boufaroua. M, Droubi. A, Merzouk. A, (2004)** : «Petits barrages et lacs collinaire, aménagements originaux de conservation des eaux et de protection des infrastructures aval : exemples des petites barrages en Afrique du nord et au proche orient». Sécheresse. Vol 15. Pp78-86
- **Amblard. C, (1987)** : «Les successions phytoplanctoniques en milieu lacustre». Ann. Biol. 26: 134.
- **Aminot. A, Chausse pied. M, (1983)** : «Manuel des analyses chimique en milieu marin». CNEX. P 395.
- **Amri. A, (2016)** : «Impacts écologiques et sanitaires de la prolifération massive des cyanobactéries toxiques sur la faune piscicole et la production aquacole dans le lac Oubeira , Bioaccumulation des cyano-toxines dans les poissons et risque sanitaires associés». Thèse de Doctorat, Université Badji Mokhtar, Annaba, p ; 32,40.
- **ANBT, (2013)** : «Agence national des barrages et transporte, monographie de barrage Ghrib, monographie».
- **Andrjamasimanana. R, Andriamihaja. M, Elouard. J, Ralambomanana. L, Ramanankasina. E, Kaminosa. N, (1992)** : «Hydrobiologie, pêches et aquaculture. In : actes des journées de l'eau, Madagascar». P 167-194.
- **ANRH, (2012)** : «Agence nationale des ressources hydrauliques, Blida.
- **Arrignon. J, (1982)** : « Aménagements écologiques et piscicoles des eaux douces ». 3^{ème} édition, Gauthier-Villard, paris. P 340.
- **Arrignon. J, (1998)** : «Aménagement Piscicole des Eaux Douces». (5e édition). Lavoisier Tec. Doc: Paris.
- **Atanle. K, Bawa. M, Kokou. K et Boundjou. G, (2012)** : «Caractérisation physico-chimique et diversité phytoplanctonique des eaux du lac de Zowla (Lac Boko), Togo».

B

- **Banas. D, (2001)** : « Flux des matières en étangs piscicoles extensifs : rétention, sédimentation, exportation ». Thèse de l'université de Metz, 237p.
- **Barbault. R, (1981)** : « Ecologie des populations et des peuplements ». Paris, Masson.
- **Bartram.J, Rees. G, (2000)**: « Monitoring bathing waters-a practical guide to the design and implantation of bathing water quality assessment and monitoring programme ». E. et FN spoon. 311p
- **Baumont. S, Camard. J, Lefranc A, Franconie A, (2004)** : « Réutilisation des eaux usées ; risques sanitaires et faisabilité en Ile-de-France ». Rapport ORS, 220p.
- **Berne. F et Jean.C, (1991)** : « Traitement des eaux », Édition TECHNIP, 306 p.
- **Biase. D, (2000)** : « Guide des analyses en pédologie, techniques et pratique ». Ed INRA, paris.
- **Boeglin. J, (2001)** : « Propriétés des eaux naturelles : technique des ingénieurs, traité environnement ».
- **Bontoux. J, (1993)** : « Introduction à l'étude des eaux douces, eaux naturelles, eaux usées, eaux de boisson ». 2^{ème} Edition, Liège. P 91.
- **Boualem. R,(2009)** : « contributions à l'étude de la qualité des eaux des barrages », article de recherche, p20-33.
- **Boudjenah.M,(2012)** : « Etude de la structure et de la dynamique des populations phytoplanctoniques de seaux marines côtières de la région de Mostaganem et d'Alger ». Thèse de doctorat.
- **Bougis. P, (1974)** : « Ecologie du plancton marins », Tome 1 : Le Phytoplancton P. 38-61, 81-84.
- **Bourelly.P,(1979)** : « Les algues d'eau douce. Algues Vertes ». Tome I: Edition Boubée ETCie. Paris.
- **Bourelly.P,(1981)** : « Les algues d'eau douce. Algues jaunes et brunes ». Tome II : Edition Boubée et Cie. Paris. P:438.
- **Bourelly. P, (1985)** : « Les algues d'eau douce: Initiation à la systématique ». Tome I: Les algues bleues et rouges. Les Eugléniens, Péridiniens et Cryptomonadines. Société nouvelle des éditions Boubée, Paris.

- **Bremond. R, Vuichard. R, (1973)** : « Paramètre de la qualité des eaux. Ministère de la protection de la nature et de l'environnement». OSPEPE, Paris. P 179.

C

- **Catherine. G,(2009)** : «La qualité chimique de l'eau», 3^{ème} Éditions, Paris, p10.
- **Champiat. D et Larpent J, (1994)** : «Biologie des eaux ; Méthodes et Technique», 2^{ème} tirage. Pp 24, 37,39.
- **Cherbi. M, (1984)** : «Contribution à l'étude des peuplements zoo-planctoniques de trois lacs: Hamiz, Ghrib et Boughzoul». Thèse de l'Université d'Alger, 154 p.
- **claud. J.B, (1983)** : «Contrôle des eaux douces et de consommation Humaine». Edition Ed, technique ingénieur. P 2-8.
- **Combouze. P, (2004)** : «plans d'eau du limousin : eutrophisation 2003»".Aqua-gestion-limousin aquaculture, 4p.

D

- **Dauta. A, (1978)** : «ÉTUDE DU PHYTOPLANCTON DU LOT».
- **Degremont. T ,(2005)** : «Mémento technique de l'eau». Tome 1, 2^{ème} édition: Copyright dégrement. P:129
- **Delabuis. M, (2017)** : «Eutrophisation manifestations, causes, conséquences et prédictibilités». Paris.
- **Demers. S, Therriault. T, Bourget. E, et Bah. A, (1987)**: «Suspension in the shallow sub littoral zon of a macrotidal estuarine, environment; wind influence». Limnol Oceanogr. 32;327-39
- **Denis. B, (2013)**: «Guide pour l'évaluation de la qualité bactériologiques de l'eau en lac». p: 20.
- **De villers. J ; Squilbin. M ; Yourassowsky. C, (2005)** : « Qualité physico-chimique et chimique des eaux de surface. Institut Bruxellois pour la gestion de l'environnement».

- **Djabourabi. A, Sehili.N, Boussadia. M, Samar.F et Bensouilah. M ; (2014) :** «Fluctuations des Paramètres Physico Chimiques et des Communautés Phytoplanktoniques dans le lac Oubeira (Nord-Est Alzérien)».
- **Dupieux. N, (2004) :** « Une proposition de protocole commun pour la description et le suivi des annexes hydraulique du bassin de la Loire ». P 18.
- **Dussart. B, (1966) :** «Limnologie : l'étude des eaux continentales ». Edition Gauthier-Villars, paris. P 32-676.

E

- **Edeline. F, (2001) :** « Le pouvoir autoépuration des rivières ». Edition CEBEDOC Sprl, Liège. P 164-172.
- **Elouard.J ; François Gibon, (2001) :** «Biodiversité et biotypologie des eaux continentales de Madagascar».

F

- **Fao, (1996):** « Water quality for agriculture. Irrigation and drainage». Paper. P 29.
- **Forbes. V,Forbes. L, et Jeans-louisRwiers, (1997) :** «Eco-toxicologie : théorie et applications». Paris p22.
- **Fralsse S, Bormans M, Lagadeuc Y, (2013):**«Morpho-functional traits reflect differences in phytoplankton community between rivers of contrasted flow regime». Aquatic Ecology 47; 215-327.
- **Fustec. E et Lefeuvre. J. (2000) :** « Fonction et valeurs des zones humides ». Ed. Dunod, paris.

G

- **Gaillard. I,(2003) :**« Analyse de la variabilité spatio-temporelle des populations micro-algues côtières observées par le « Réseau de surveillance du phytoplancton et des phycotoxines » (REPHY). Thèse de Doctorat, Université de la Méditerranée (Aix-Marseille II). P 1-15.

- **GALAF F et GHANNAM, (2003):** «Contribution à l'élaboration d'un manuel et d'un site web sur la pollution du milieu marin », mémoire de troisième cycle, Institut Agronomique Vétérinaire Hassan II, Rabat.
- **Galvez-Cloutier. A, Ize. S, Arsenault. S, (2002) :** « La détérioration des plans d'eau : manifestation et moyen de lutte contre l'eutrophisation ». Vecteur environnement. P 20.
- **Garnier, (2015):**«The functional characterization of plants».
- **Gaujons. D, (1995) :**«La pollution des milieux aquatique »aide-mémoire. Edition technique et documentation Lavoisier. P 220.
- **Gayral. P, (1975) :**« Les Algues : morphologie, cytologie, reproduction et écologie». Doin, édit, Paris. P 133-138.
- **Genin. B ; Chauvin. C ; Menard. F. (2003) :** « Cours d'eau et indices biologique : pollution méthodes. IBGN ». EDUCARGI édition, 2^{ème} Edition, paris, PP : 15-172.
- **Ghazali. D et Zaid. A, (2013) :** « Etude de la qualité physico-chimique et bactériologique des eaux de la source Ain salama (région de Meknes-Maroc) ». Larhyss journal, ISSN n° 12. P 25-36.
- **Grosclaude. G. (1999) :** «Un point sur l'eau. Tome II : usage et polluants ». INRA, paris. 125p.
- **GUILBERT. L, (2000) :** «Chimie Dans La Buanderie, Projets d'Intégration des Sciences et des Technologies en Enseignement au Secondaire», p 21.

H

- **Hade. A, (2002) :** « Nos lacs, les connaître pour mieux les protéger». Edition fides. P 360.
- **Hallegraeff. G, (1976):** « Pigment diversity in freshwater phytoplankton ». A comparaison of spectrophotometric and paper chromatographic methods». INT.REV. Hydrobiol. P 149-168.
- **Hamaidi. M. S, Hamaidi. F, Zoubiri. A, Benouaklil. F, Dhan. Y, (2009) :**«Etude de la Dynamique des Populations Phytoplanktoniques et Résultats Préliminaires sur les Blooms Toxiques à Cyanobactéries dans le Barrage de Ghrib (Ain Defla-Algérie)».

- **HAMED. M, GUETTACHE A & BOUAMER L, (2012):** «Etude des propriétés physicochimiques et bactériologiques de l'eau du barrage DJORF- TORBA Bechar». Mémoire d'Ingénieur d'état en Biologie. Université de Bechar. p : 7, 9.
- **Hansen G, Turquet J, Quod J, TenHage L, Lugomela C, Kyewalyanga M, Hurbungs M, Wawiye P, OgongoB, Tunje S. et Rakotoarinjanahary H, (2001) :** «Potentially Harmful microalgae of the Western India Ocean Manuals and guides 41». Pp: 5.79
- **Harris G.J, (1986):** « Phytoplankton; Structure, function and fluctuation, Chapman and Hall, London».
- **Heackel. E, (1890):** « Algae base is a global algal database of taxonomic, nomenclatural and distributional information».
- **Henry. M, Beaudry. J, (1992) :** « Chimie des eaux ». 1^{er} édition, le Griffon d'argile, Canada. P 118-537.
- **Hensen. V (1887) :** «la détermination de plancton ou du matériel flottant dans la mer sur les plantes et les animaux». Cinquième rapport de la commission d'enquête scientifique sur la mer allemande à kiel
- **Horner, R.R, (2005):** «Development of nuisance periphytic algae in laboratory streams in relation to enrichment and velocity», in Wetzel, R.G., ed., Periphyton of freshwater ecosystems: Proceedings of the first international workshop on periphyton of freshwater ecosystems, Sweden: Dr. W. Junk Publishers, p. 121–134.
- **Hurlbert. S, (1971):** «The non-concept of species diversity:A critique and alternative parameters». Ecology, 52:577-586.
- **Hutchinson, G.E, (1957):** « a treatise on limnology, Geography, Physical and Chemistry». John Wiley and sons, Vol 1, Inc, New York, 1115p.

I

- **ISO 5814, (2012) :**«Qualité de l'eau — Dosage de l'oxygène dissous — Méthode électrochimique à la sonde».
- **ISO 6059, (1984) :**« Qualité de l'eau — Dosage de la somme du calcium et du magnésium — Méthode titri-métrique à l'EDTA».

- **ISO 6060, (1989)** : «Qualité de l'eau — Détermination de la demande chimique en oxygène».
- **ISO 6777, (1984)** : «Qualité de l'eau — Dosage des nitrites — Méthode par spectrométrie d'absorption moléculaire».
- **ISO 6878, (2004)** : «Qualité de l'eau — Dosage du phosphore — Méthode spectrométrique au molybdate d'ammonium».
- **ISO 7072, (2019)** : «Qualité de l'eau — Détermination de la turbidité — Partie 2: Méthodes semi-quantitatives pour l'évaluation de la transparence des eaux».
- **ISO 7888, (1985)** : «Qualité de l'eau — Détermination de la conductivité électrique».
- **ISO 7890-3, (1988)** : «Qualité de l'eau — Dosage des nitrates — Partie 3: Méthode spectrométrique avec l'acide sulfosalicylique».
- **ISO 8467, (1993)** : «Qualité de l'eau – Détermination de matière organique».
- **ISO 9297, (1989)** : «Qualité de l'eau — Dosage des chlorures — Titrage au nitrate d'argent avec du chromate comme indicateur (Méthode de Mohr)
- **ISO 11732, (2005)**: «Qualité de l'eau — Dosage de l'azote ammoniacal — Méthode par analyse en flux (CFA et FIA) et détection spectrométrique»
- **ISO 11923, (1997)** : «Qualité de l'eau — Dosage des matières en suspension par filtration sur filtre en fibres de verre»

J

- **JORA, (2011)**: «Journal Officielle de la République Algérienne, Décret exécutif n° 92-434 du 30 novembre 2011 gestion et distribution de l'eau potable».

K

- **Koudenoukpo. Z, Chikou. A, adandedgan. D, Hazoume R, youssao. I, Mensah. G, Laleye. A, (2017)** : «caractérisation physico-chimique d'un système lotique en région tropicale : larivière So au sud Bénin, Afrique de l'ouest», Article. P13

L

- **Ladjel. F, (1997)** : « Exploitation d'une station d'épuration à boues actives. Centre de formation des matières de l'assainissement (CFMA), Boumerdes». P 99.
- **Larpent. M. G, Poul. J. L, (1997)** :«Mémento technique de microbiologie. Microorganismes eucaryotes et procaryotes, structure, métabolisme, systématique, application industrielles, milieu de culture et réactifs».
- **Laurentides. C, (2009)** : «L'eutrophisation, P 4».
- **Le Delliou, P, (2003)** :«Les barrages; conception et maintenance. Presses Universitaires Lyon».
- **le delliou.p, juin , (2008)** : «Grands barrages et petits barrages. Risques Infos n° 20 ; Bureau d'étude technique et de contrôle des grands barrages de France. France», p 6.
- **Lefevre. J, (1993)** : « Les zones humides : espaces en voie de disparition ». In actes du colloque sur les zones humides du littoral aquitain, édition DRAE d'aquitaine, Paris. P 27.
- **Lefevre. J ; Briant. L ; Marion. L, (2004)** : « Dégradation de la qualité des eaux douces et marines : des risques pour la santé biodiversité ». 2^{ème} journées de l'institut française de la biodiversité Marseille. P 85.
- **Loup. J, (1974)** : «Les eaux terrestres hydrologie continentale. Edition Masson et Cle». P 176.

M

- **Makhoukh M, Sbaa M, Berthoud A, Clooster VM. (2011)** : «Contribution à l'étude physico-chimique des eaux superficielles de l'oued moulouya (Maroc oriental)». Larhyss J., 9: 149-169.
- **Margalef. R ,(1958)** : «information theory in ecology, general, systems»,3,36-71
- **Maurin. N, Amblard, D. C, Bourdier, G, (1997)** : «Phytoplanktonic excretion and bacterial reassimilation in an oligomesotrophic lake». Journal of planktonresearch, pp 1045-1068.
- **Mayet. J, (1994)** : «La pratique de l'eau, Traitements aux points d'utilisation, le Moniteur » 2^{ème} Edition, p382, Paris.

- **Mekhalif. F, (2009)** : «Réutilisation des eaux résiduaires industrielles épurées comme d'appoint dans un circuit de refroidissement», Thèse de doctorat. Université de Skikda
- **Melghit.M, (2015)** : «Qualité physicochimique, pollution organique et métallique des compartiments Eau/Sédiments de l'Oued Rhumel, et des barrages Hammam Grouzet Beni Haroun»

N

- **NasriA.B ,Bouaïcha N. et Fastner J, (2004)** : «First Report of a Microcystin-Containing Bloom of the Cyanobacteria Microcystis Lake Oubeira, eastern Algeria.Arch.Environ.Contam».Toxicol.46. 197-202.
- **Nezan. E et Piclet, G (1996)** :«guide pratique à l'usage des analyses du phytoplancton».
- **NgansoumanaB.A,(2006)** : «La communauté phytoplanctonique du lac de Guiers (Sénégal) : types d'associations fonctionnelles et approches expérimentales des facteurs de régulation».
- **NormeAFNOR NF T 90117 (1999)** : «Détermination of photosynthetic pigments in sea water». Afnor: 41 pp.

O

- **OMS, (2003)** :« Directive de qualité pour l'eau de boisson ». Vol 1 : critères d'hygiène et documentation à l'appui. Genève, p : 1050.
- **OMS, (2004)** : «Directive de qualité pour l'eau de boisson ». Vol2 : critères d'hygiène et documentation à l'appui. Genève, p : 1050.

P

- **Paerl, H.W., and J. Huisman. (2008)**: «Blooms Like it Hot». Science 320: 57–58
- **Payan, J.L. (2007)** : «Paris en compte de barrages-réservoirs dans un modèle pluie-débit global». Thèse de Doctorat Thesus, ENGREF (Paris). Cemagref (Antony).

- **Potellon. J, Tricard. D ; Buffaut. P ; Vial. J ; Saviuc. P, (1998)** : « Le guide des analyses de l'eau potable ». Edition de la terre du cadre territoriale. P 117.
- **Potellon. J,Zysman. K, (1998)** : « Le guide des analyses de l'eau ». Edition de la lettre du cadre territoire, paris. P 31-211.
- **Prescott. L, Harley. J et Klein. D, (2007)** : «Microbiologie. Edition de book et lancier»
- **Priso. R, Oumg. O, Ndongu. D, (2012)** : «Utilisation des macrophytes comme descripteurs de la qualité des eaux de la rivière Kondi dans la ville de Douala (Cameroun-Afrique Centrale)». J. Appl. BioSci., 53: 3797-38911
- **Pielou. C, (1969)**: «An introduction to Mathematical Ecology». Witley-Interscience (éd.). New York: Witley-Interscience.

R

- **RADOUX .M, CADELLI D, NEMCAVA M, KEMP D, KLAESSEN D, (1991)** : «Qualité et traitement des eaux, Belgique».
- **Ramade. F, (1981)** : «Éléments d'écologie : écologie appliquée». 4^{ème} édition, paris, Ed. McGraw Hill. P 578.
- **Ramade. F, (1998)** : « Dictionnaire en cycle pédiqne des sciences de l'eau». Edition science internationale, paris. P 786.
- **Rejesk. F, (2002)** : «Analyse des eaux, aspect réglementaire et techniques». Ed CRDP d'aquitaire, France. P 358.
- **Reynolds. C, (1998)**: «What factors influence the species composition of phytoplankton in lakes of different trophic statuHudrobiologia».11. P 369-370.
- **Reynolds C.S, (1998)**: «What factors influence the species composition of phytoplankton in lakes of different trophic statues Hudrobiologia». 11(26); 369-370.
- **RODIER. J,BAZIN. C,BOUTIN. J. P,CHAMBON. P,CHAMPSAUR. H,RODI. L,(1996)**:«L'analyse de l'eau:Eaux naturelles,eaux résiduares,eaux de mer».8^{ème} édition, Dunod, Paris, France, p:879-1260.

- **Rodier. J, (1997):**« L'analyse de l'eau (Eaux naturelles, eaux résiduaires et eaux de mer)» 8^{ème} édition, Dunod, paris. P 66.
- **Rodier. J, (2009) :** «L'analyse de l'eau : eau naturel, eau résiduaires, eau de mer». 9^{ème} édition : Dunod, paris (d'après le journal officiel).
- **RODIER. J, (2009) :** « Eaux Naturelles, Eaux Résiduaires Et Eaux De Mer», 9^{ème} Edition, Dunod, Paris, 2009.
- **Rodier.J ; Bernaud.L.(2009):**«L'analyse de l'eau». 9^{ème} édition, paris.
- **RODIER J., BAZIN C., BROUTIN J-P., CHAMPON P., CHAMPSAUR H. et RODI L., (1984) :** « L'analyse de l'eau : eaux naturelles, eaux résiduaires, eaux de mer, chimie, physico-chimie, bactériologie, biologie», 7^{ème} édition, Ed. Dunod, Paris, 1365p.
- **RODIER, J. BAZIN, C. CHAMBON, P. BROUTIN, G-P. CHAMPSAUR,H . RODI, L. (2005) :** «L'analyse de l'eau : eaux naturelles, eaux résiduaires, eaux de mer». 8^{ème} édition. Paris : DUNOD technique. 1383.
- **Roger.A, (1996):** « Biology and Management of the Flood water Ecosystem in Rice fields»; IRRI? Editor, William H smith. P; 132.
- **Ryding. O, Rast.W, (1993) :**«Le contrôle de l'eutrophisation des lacs et des réservoirs», P1-4.

S

- **Scemama. P, (2014) :** « Analyse néo-institutionnelle de l'investissement dans la biodiversité : choix organisationnels et leurs conséquences sur la restauration des écosystèmes aquatiques»
- **Schuddeboom. J, (1993) :** «Nitrates et nitrites dans les denrées alimentaires, édition du conseil de l'Europe, Strasbourg». P 11.
- **Schlumberger, O. (2002) :**«Mémento de pisciculture d'étang"». 4eme édition CEMAGREF, 237p
- **Sellam. N et Arab. A ; (2013) :**« Structure et dynamique des rotifères du barrage GHRIB (W. Ain Defla, Algérie)».
- **Simpson, E. H. (1965).** « Measurement of diversity ». In: Nature 163.4148, p. 688 (cf. p. 42).

- **Sommer, U., Gliwicz, M., Lampert, W. et Duncan, A.(1986):** «The PEG-model of succession of planktonic events in fresh waters». Arch. Hydrobiol. 106: 433- 471

T

- **TAFFOUO. D. V, IKOLISAYA. R. A, OBENMBENG. L et TOMEDI EYANGO. M (2017)** :« Impacts des caractéristiques physico-chimiques des eaux sur la distribution du phytoplancton et des macrophytes de la rivière Nkam (Cameroun)»
- **Tardat-Henry. M ; Beaudry. J, (1984)** : « Chimie des eaux ». Edition Griffon d'argile, Canada. P 118-264.
- **Tardat-Henry. M et Beaudry. J, (1992)** : « Chimie des eaux » 2 ème édition, le griffon d'argile, Canada. P 537.
- **Tose. S, (2006):** « Reuse of effluent water-benefits and risks, agriculture water managements». P 157.
- **Trégouboff G. et Rose M, (1957)** :« Manuel de planctonologie méditerranéenne Tome I.CNRS.P.128.
- **TUROBOYSKI (L.). (1966)** :« Travaux et études concernant les organismes indicateurs pour établir la valeur de l'eau». Verh. Int. Ver. Limnol., 16 : 841-844.

W

- **Wetzel. R, Likens G. (2000)** : «Limnological Analyses » (3rd edn). Springer-Verlag Inc: New-York; 429 p.
- **W.H.O. (1987)** : «Global pollution and health results of related environmental monitoring. Global Environment Monitoring system», UNEP.
- **Winkler. M, (2009)** : «Analyse de laboratoire et analyse en continu traitement des eaux usées éléments nutritifs». Edition lange. P 8

Z

- **Zerrouki. H, Selt. M, Ouadjina. N, Milliani. Z, Menoueri. K, Krider. C, Haddadi. N, Bouzertit. N, Boudjella. A, Benguerba. D, Azzouz. D et Ahmed Messoud. R, (2006) :« La faim de l'eau : le magazine des journalistes scientifiques». P 24.**

Annexe 1

Tableau 1 : Normes OMS et algériennes des paramètres physico-chimique pour l'eau Potable

Paramètres	Paramètre	Unité	Algérienne	OMS
Paramètres Organoleptiques	Couleur	/	/	5 unités
	Goût et odeur	/	/	Acceptable
Paramètres physiques	Température	°c	< 25	25
	Turbidité	(NTU)	< 2	< 2,5
	PH	/	6.5-7.5	7-7.5
	Conductivité	(µs/cm)	≤ 2800	400
Paramètres Chimiques	Oxygène dissous	O ₂	5	5
	Chlorure	(mg/l)	200	200
	Sulfate	mg/l	200	500
	Calcium	mg/l	75	75
	Magnésium	mg/l	50	30
	Sodium	mg/l	5-20	12-30
	Potassium	mg/l	< 200	/
	Résidu sec	mg/l	≤ 2000	/
Paramètres de pollution	DBO	mg/l	10	7
	Matière organique	mg/l	/	< 0.2
	Phosphore	mg/l	≤ 0.5	≤ 0.5
	Nitrate	mg/l	< 50	50
	Nitrite	mg/l	≤ 0.1	≤ 0.2
	Azote ammoniacal	mg/l	0.05	4

Annexe 2

Les réactifs de l'azote ammoniacal

Réactif I:

- Acide dichloroisocyanurique.....2g
- Hydroxyde de sodium (NaOH).....32g
- H₂O distillée.....q.s.p..... 1000ml

Réactif II (coloré):

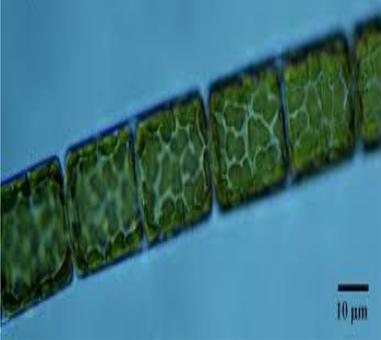
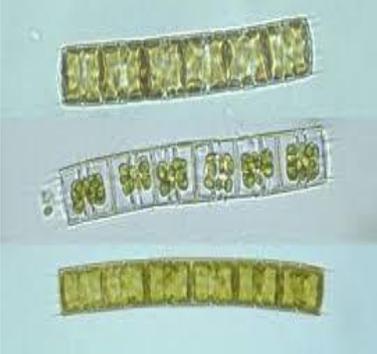
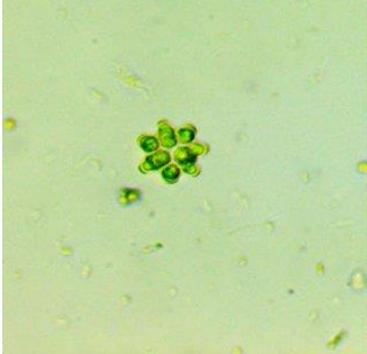
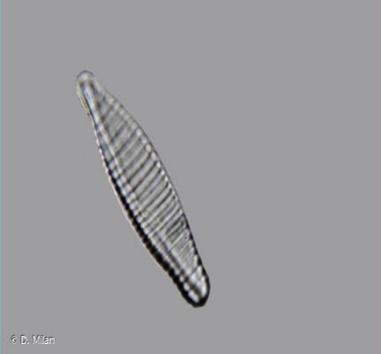
- Trictrate de sodium130g
- Salicylate de sodium130g
- Nitropruciate de sodium..... 0,97 g
- H₂O distillé.....q.s.p.....1000ml

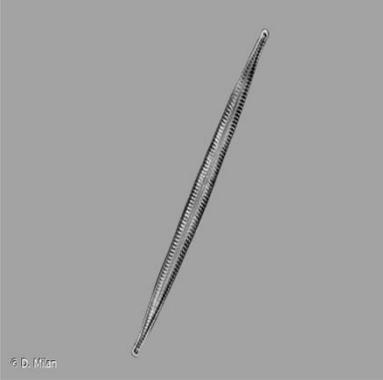
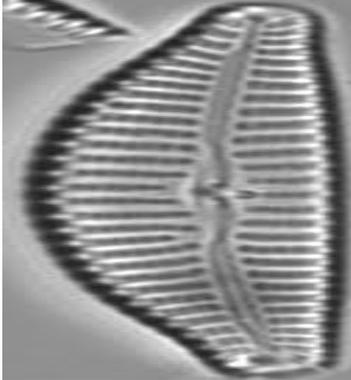
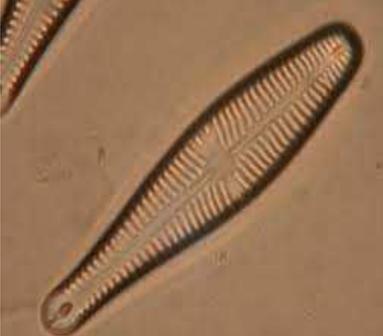
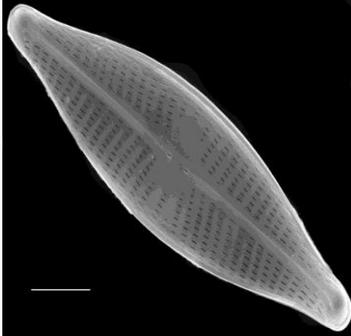
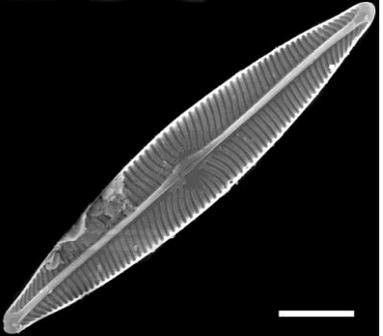
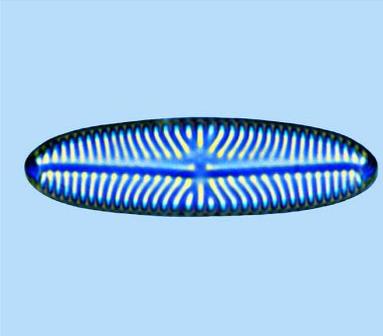
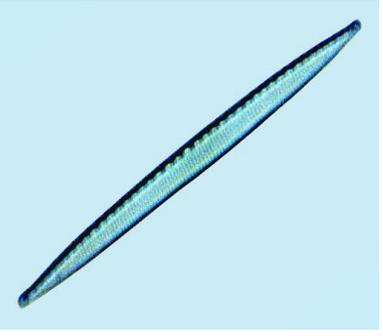
Réactif de nitrite

Réactif mixte

- Acide sulfanilique.....40g
- N-1-Naphtyléthylénediamine..... 2g
- Acide phosphorique..... 100ml
- Eau distillé.....q.s.p.....1000ml

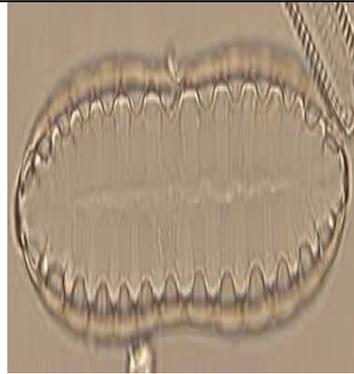
Annexe 3

		
<p><i>Ankistrodesmus falcatus</i> Ralfs</p>	<p><i>Micractinium pusillum</i> Fres</p>	<p><i>Coelastrum microporum</i> Nag</p>
		
<p><i>Scenedesmus quadricauda</i> Breb</p>	<p><i>Phormidium muscicola</i> Nauman</p>	<p><i>Melosira varians</i> Agardh</p>
		
<p><i>Melosira granulata</i> var</p>	<p><i>Angustissima</i> Mull</p>	<p><i>Diatoma vulgare</i> Bory</p>

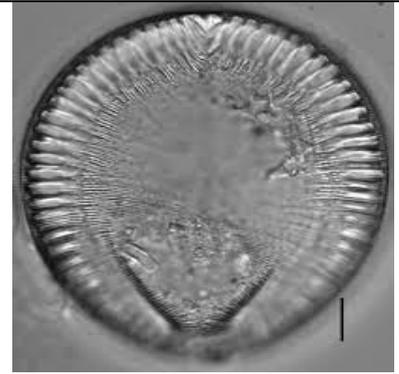
		
<p><i>Fragillaria crotonensis</i> Kitton</p>	<p><i>Synedra ulna</i> Erh</p>	<p><i>Synedra rumpens</i> Kutz</p>
		
<p><i>Cocconeis placentula</i> Her</p>	<p><i>Navicula cryptocephala</i> Kutz</p>	<p><i>Navicula radiosa</i> Kutz</p>
		
<p><i>Navicula gracilis</i> Erh</p>	<p><i>Cymbella ventricosa</i> Kutz</p>	<p><i>Recta</i> Hantzsch</p>



Nitzschiapalea Smith



Surirella linearis Smith



Surirella ovata Kutz

Microcystis aeruginosa (Cyanobacteria)



Microcystis aeruginosa

Annexe 4

Tableau 2: Phytoplancton répertoriées au niveau du barrage de Ghrib

Embranchement	Classe	Ordre	Famille	Genre	Espèce
Chlorophytes	Chlorophyceae	Chlamydomonadales	Chlamydomonadaceae	Haematococcus	H.sp
		Volvocales	Volvocaceae	Eudorina	E.elegans
		Schizogoniales	Vaucheriaceae	Vaucheria	V.sp ₁ V.sp ₂
		Tetrasporales	Palmellaceae	Coenocystis	C.sp
				Glaucozystis	G.sp
				Hydrodictyon	H. Reticulatum P.boryanum P. chlatratum P.duplex P.simplex
				Hydrodictiaceae	Pediastrum
		Chlorococcales	Chlorococcaceae	Chatonella	C.sp
			Dictyosphaeriaceae	Dictyosphaerium	D.sp
			Scenedesmaceae	Crucigenia	C.sp
Ulothricales	Ulothricaceae	Oocystis	O.lacustris O.sp		
		Oocystaceae	Gleocystis	G.sp	
		Monoraphidium	M.contortum		
		Ankistrodesmus	A.fusififormis		
Zygophyceae ou Conjugophyceae	Zygnematales	Zygnemataceae	Zygnema	Z.sp	
			Spirogyra	S. crassa	
			Pleurotaenium	P.trabecula	
			Micrasteria	M. crux	
Desmidiaceae	Desmidiaceae	Cosmarium	C. connatum S.crenelatum S. planctonicum		
		Staurastrum	C.aciculare		
		Closterium	C.navicula C.venus		
Chrysophytes	Xanthophyceae	Tribonematales	Tribonemataceae	Tribonema	T. viride
	Bacillariophyceae ou Diatomophyceae	Pennales ou Diatomales	Diatomaceae	Synedra	S.affinis S.sp ₁ S.sp ₂ S.nina S.ulna var contracta
			Fragilariaceae	Fragilaria Hannaea	F.sp H. arcus
			Naviculaceae	Navicula	N.cuspidata N.radiosa N.sp
		Naviculales	Frustulia	N.viridula var capitata F.rhomboide	
		Achnantales	Nitzchiaceae	Nitzschia	N.obtusa N.palea
Achnantaceae	Rhoicosphenia Achnantes	R.abbreviate A.Clevel			
Cyanophytes	Cyanophyceae	Nostocales ou homogonales	Oscillatoriaceae	Oscillatoria	O.rubescens L.limnetica
			Lyngbya	L.sp	
		Chroococcales	Nostocaceae ou (Nostocaceae)	Raphidiopsis Anabaena	R.sp A.flos aquae M.aeruginosa
			Chroococcaceae	Microcystis Gomphosphaeria Chroococcus	M.sp G.aponina C.turgidus
Euglenophytes	Euglenophyceae	Euglenales	Euglenaceae	Phacus	P.longicauda P.tortus
Phytophytes	Dinophyceae	Peridinales	Ceratiaceae	Ceratium	C.herudinella

Glossaire

Biotope : Un type de lieu de vie défini par des caractéristiques physiques et chimiques déterminées relativement uniformes.

Hélophytes : Plantes semi-aquatiques dont l'appareil végétatif et reproducteur est totalement aérien et dont les racines ou rhizomes se développent dans la vase ou dans une terre gorgée d'eau.

Hydrophytes : Plantes semi-aquatiques, elles nécessitent d'avoir les racines mouillées mais sans substrat meuble, sans jamais supporter la moindre sécheresse.

Hygrophytes : Plantes de milieu lacustre ou humide mais pas aquatique.

Lacs monomictiques : Lac dont les eaux de surface et de profondeur se mélangent moins d'une fois par an, et pour certains moins d'une fois par décennie ou siècle, voire moins souvent encore.

Macrophytes : Ensemble des plantes aquatiques macroscopiques, visibles à l'œil nu.

Milieu lacustre : Etendue d'eau calme, d'eau stagnante, par opposition à un milieu fluvial, à une rivière dans laquelle il y a un flux, un déplacement de l'eau par gravité.

Phénomène d'assimilation : Processus par lequel des substances et des matériaux extérieurs au corps sont transformés en substances et matériaux intérieurs au corps.

Richesse spécifique : Mesure de la biodiversité de tout ou partie d'un écosystème, elle désigne le nombre d'espèces présentes dans un milieu donné.

Sables interstitiels : Sables poreux qui contiennent des petits intervalles entre les parties d'un tout.

Zones rhithmiques : Milieux fermés de forêt avec des cours d'eau de petite taille.

Zooplancton : Plancton animal.