



République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de L'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université Saad DAHLEB de Blida
Faculté des Sciences Agronomique –Vétérinaires et Biologique
Département de Biologie



Mémoire de Fin d'Étude

En Vue de l'Obtention du Diplôme de Master en Biologie
Option : Restauration des Milieux Aquatiques Continentaux

Thème :

*Etude physico-chimique, Bactériologique et
phytoplantonique des eaux brutes du lac de
barrage KEDDARA (Wilaya .Boumerdes)*

Présenté par :

Date de soutenance : 17/12/2013

ZIDOUR Fatma.

Devant le jury :

Président de jury : M^r HAMAIDI M.S.

M.A.A USDB

Examinatrice : M^{me} AMAROUCHE N.

M.A.A USDB

Examineur : M^r LARBI DOUKARA K.

M.A.A USDB

Promotrice : M^{me} KHEDDAM H.

M.A.A USDB

Promotion 2012-2013





REMERCIEMENT

Au terme de ce travail, je tiens à remercier en premier lieu Dieu de m'avoir donné la force la santé, le courage, la volonté et la patience pour mener à bien ce travail

J'adresse mes plus sincères remerciements au M^{me} KHEDDAM, pour m'avoir encadrée. Merci pour tout, tout ce que tu m'as appris, pour ta présence, tes conseils, ton aide pour la rédaction ; et finalement d'avoir établi un contexte favorable pour le bon déroulement de ma thèse

*Un immense merci à M^r HAMAIDI M.S d'avoir accepte de présides le jury
Mes sincères remerciements à M^{me} AMAROUICHE.N et M^r LARBI DOUKARA.K de bien vouloir accepter d'examiner ce travail.*

Mes vifs remerciements vont s'adresse à M^{me} Hind HAMCHACHE n'oublie pas d'adresser notre gratitude à M^r BOUKHALFA ; et Farah. Merci

Je remercie également l'ensemble du personnel du SEAAL et l'ANRH, les chercheurs et les techniciens. Merci pour votre accueil, votre aide et votre bonne humeur !

Je tiens avec l'institut gratitude de reconnaissance pour l'ensemble des enseignants qui ont contribué à notre formation. Que tous ceux ou celles qui nous ont apportés leur soutien pour la réalisation de ce modeste travail, trouvent ici, l'expression de notre vive et sincère reconnaissance.



DEDICACES

*Je dédie ce travail à mes chers parents pour
Leur soutien et leur patience.*

Je le dédie également à :

Mes frères, surtout Ehab.

Mes sœurs et la petite Soumia.

Toutes les familles ZIDOUR, GUEBLI.

Mes vraiment amis : Fatima, Malika,

*Je dédie enfin ce modeste travail à tous les
étudiants de biologie*

Fatma



INTRODUCTION



ملخص



ABSTRACT



RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES



ANNEXES



CONCLUSION



RÉSUMÉ



LISTE DES FIGURES



LISTE DES TABLEAUX



LISTE D'ABRÉVIATION



CHAPITRE II

MATERIEL ET MÉTHODES



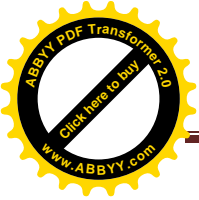
CHAPITRE III

RÉSULTATS ET DISCUSSION



CHAPITRE I

BIBLIOGRAPHIE



Notre travail consiste à étudier la qualité physico-chimique, bactériologique avec un intérêt particulier au phytoplancton des eaux brute du lac de barrage KEDDARA (Boumerdes) a l'entrée du centre de traitement Boudouaou durant la période allant du mois de Mars 2013 jusqu'au mois de Septembre 2013.

L'analyse des paramètres physicochimiques des eaux du lac de barrage KEDDARA, a révélé une température saisonnière, pH alcalin et des éléments minéraux conformes à la norme algérienne de Journal Officiel de la République Algérienne N°34 (2011).

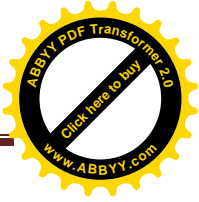
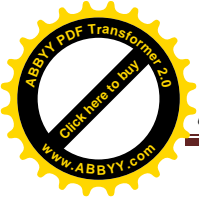
Tandis que ceux de l'analyse microbiologique indiqué une qualité bactériologique satisfaisante exempte de pollution organique.

L'analyse de la structure des peuplements phytoplanctoniques nous a permis recenser 160 taxa réparties sur 6 classes : Chlorophycées ; Zygothécées ; Diatomophycées ; Cryptophycées ; Dinophycées et Cyanophycées.

Les variations de ces peuplements sont conditionnées par : les facteurs abiotiques (l'oxygène, la température...etc.) et les facteurs biotiques (prédation exercée par les zooplanctons herbivores ou omnivores...etc.).

L'étude statistique montre que l'existence des fortes corrélations (positive négative) entre des certaines paramètres et l'indépendance des autres paramètres.

Les mots clés : Lac ; Barrage KEDDARA ; Physicochimique; Bactériologique; Phytoplancton.



يتركز عملنا في دراسة النوعية الفيزيوكيميائية البكتريولوجية ، واهتمام خاص بالعوالق النباتية لمياه بحيرة سد قدارة (بومرداس) عند دخوله لمركز التصفية ببودواو خلال الفترة الممتدة من شهر مارس حتى سبتمبر 2013 .
التحليل الفيزيوكيميائي كشف عن التغير في درجات حرارة المياه باختلاف الموسم ،أما درجة الحموضة فكانت قلبية،أما العناصر المعدنية الموجودة فكانت متوافقة مع المعايير الجزائرية للجريدة الرسمية للجمهورية الجزائرية رقم 34 (2011) . في حين أن التحليل الميكروبيولوجي أشار إلى ان النوعية البكتريولوجية مرضية خالية من التلوث العضوي .

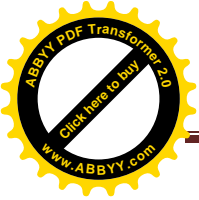
سمحت لنا دراسة العوالق النباتية بالتعرف على وجود 160 صنف منتشر في 6 فصول:

.Dinophyceae ; Chlorophyceae; Diatomophyceae; Cryptophyceae ; Zygothryx

وتكتظ التغييرات في هذه المواقع من قبل العوامل غير الحيوية (الأوكسجين ، ودرجة الحرارة ... الخ .) و العوامل الحيوية (الافتراس...)

أظهرت الدراسة الإحصائية عن وجود ارتباطات قوية بين بعض المعلمات و استقلالية البعض الأخر منها من المعالم.

كلمات البحث بحيرة ، سد قدارة فيزيوكيميائية ؛ بكتريولوجية ؛ العوالق النباتية



Our work is to study the physico -chemical quality, with particular interest in bacteriological phytoplankton gross waters of Lake dam KEDDARA (Boumerdes) has entered the center of Boudouaou treatment during the period from March 2013 until the month of September 2013.

Analysis of physico-chemical parameters of the lake dam KEDDARA revealed seasonal temperature , alkaline pH and mineral elements in accordance with the standard of Algeria «Official Gazette of the Republic of Algeria» N° 34 (2011).

While those of microbiological analysis indicated a satisfactory bacteriological quality free from organic pollution.

The analysis of the structure of phytoplankton populations allowed us to identify 160 species spread over 6 classes: Chlorophyceae ; Zygothycées ; Diatomophyceae ; Cryptophycées ; Dinophyceae and Cyanophyceae .

Changes in these stands are packed by a biotic factors (oxygen, temperature ... etc. .) and biotic factors (predation ... etc. .) .

The statistical study shows that the existence of strong correlations (positive, negative) between certain parameters and the independence of other parameters.

Key words: Lake, Dam KEDDARA; Physicochemical; Bacteriological; Phytoplankton.

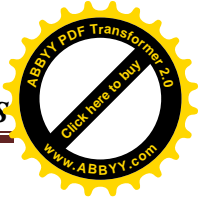
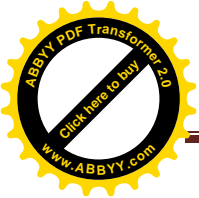


Figure 01 : localisation du lac de barrage KEDDARA..... 14

Figure 02 : variation des moyennes mensuelles de la température de l'eau (°C).....43

Figure 03 : variation des moyennes mensuelles de l'oxygène dissous (mg/l).....44

Figure 04 : variation des moyennes mensuelles du pH de l'eau.....45

Figure 05: variation des moyennes mensuelles de la conductivité de l'eau (uS/cm).....46

Figure 06: variation des moyennes mensuelles de la turbidité de l'eau(NTU).....47

Figure 07: variation des moyennes mensuelles de la matière organique de l'eau (mg/l).....48

Figure 08 : variation des moyennes mensuelles de l'azote ammoniacal de l'eau (mg/l).....49

Figure 09 : variation des moyennes mensuelles des nitrites de l'eau (mg/l).....50

Figure 10: variation des moyennes mensuelles des nitrates de l'eau (mg/l).....51

Figure 11 : variation des moyennes mensuelles des orthophosphates de l'eau (mg/l).....52

Figure 12 : variation des moyennes mensuelles des bicarbonates de l'eau (mg/l).....53

Figure 13 : variation des moyennes mensuelles du calcium et du magnésium de l'eau
(mg/l).....54

Figure 14 : variation des moyennes mensuelles des chlorures de l'eau (mg/l).....55.

Figure 15: variation des moyennes mensuelles des sulfates de l'eau (mg/l).....56

Figure 16: variation des moyennes mensuelles des Matières en suspension de l'eau
(mg/l).....57

Figure 17 : variation bimensuelle des germes recherchés dans l'eau (UFC).....58

Figure 18 : variations des moyennes mensuelles de la chlorophylle a de l'eau.....59

Figure 19 : quelques espèces de phytoplancton (Photos originales) vue au
microscope inversé (Gr×40)..... 61

Figure 20 : abondances des différentes classes d'algues.....62

Figure 21 : Variation mensuelle de l'indice de Shannon.....64

Figure 22 : appareils utilise dans les analyse (photos originales, 2013).....Annexe I

Figure 23 : les différentes bactéries identifiées dans l'eau brute du lac de barrage KEDDARA
(photo originale, 2013).....Annexe III

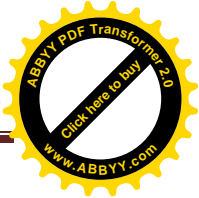
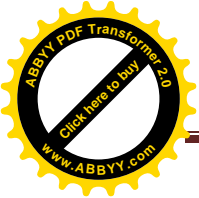


Tableau I: les Principales classes d'algues aquatiques.....12

Tableau II: caractères biochimiques de différentes espèces de staphylocoques.....37

Tableau III : algues répertoriées au niveau du lac de barrage KEDDARA.....60

Tableau IV : Matrice de corrélation inter-paramètres des eaux brutes du lac de barrage KEDDARA.....66

Tableau V : matériels et milieux utilisés.....Annexe I

Tableau VI : réactifs utilise Pour les analyses physico-chimiquesAnnexe I

Tableau VII: réactifs utilise Pour les analyses phytoplanctoniquesAnnexe I

Tableau VIII : réactifs utilise Pour les analyses bactériologiquesAnnexe I

Tableau IX : grille de qualité des eaux de surface..... Annexe II

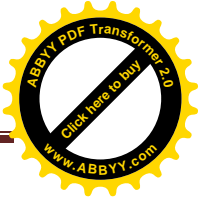
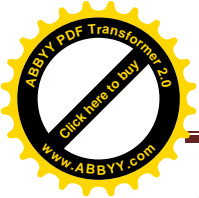
Tableau X : norme Algérienne des eaux superficielles (Journal Officiel de la République Algérienne N° 34.le 19 juin 2011)Annexe II

Tableau XI : table NPP du Quanti-Tray a « 51 Cupules »..... Annexe II

Tableau XII : résultats du dosage de quelques paramètres physic-ochimiques du lac de barrage KEDDARA.Annexe III

Tableau XIII : résultats des analyses bactériologiques au niveau du lac de barrage KEDDARA.Annexe III

Tableau XIV : résultats des analyses algal au niveau du lac de barrage KEDDARA..... Annexe III



LISTE D'ABRÉVIATION

AFNOR	Association Française Nationale de Normalisation
ANRH	Agence National des Ressources Hydrauliques
A.S.R	germe Anaérobie Sulfito-Réducteur
B.H.I.B	Brain heart broth (bouillon coeur-cerveau).
C.G.B	cocci gram positif.
Cond	Conductivité
EB	Eau Brute
G.N	Gélose nutritive
Gr×40	Grossissement fois40
KCN	bouillon cyanure de potassium
MES	Matières En Suspension
MO	Matière Organique
MUD	4-méthyl-umbelliferyl β -D-glucoside
MUG	4-méthyl-umbelliferyl β -D-glucuronide
uS/cm	Micro Siemens par centimètre
NTU	Néphlométrie Turbidity Unit
ONPG	ortho-nitrophényl β -D-galactopyranoside
OMS	Organisation Mondiale de la Santé
PO ₄ ³⁻	Orthophosphate
PPM	Particule Par Million
PVC	Poly Chlorures de Vinyle
r	Coefficient de corrélation de Bravais-Pearson
SEAAL	Société de l'Eau et de l'Assainissement d'Alger
T.G.E.A	gélose à la peptone de caséine, au glucose et à l'extrait de viande.
T.S.A	Trypticase-Soja-Agar.
T.S	Gélose Tryptose-Sulfite
Tr	Tours
turb	Turbidité
UFC	Unite formant colonies
UV	rayonnement ultraviolet.
V	Volume
VF	Gelose Viande foie.



Sommaire

Introduction

Chapitre I : partie bibliographique

I.1. Différentes sources de l'eau.....	2
I.2. Facteurs abiotiques.....	3
I.2.1. Etude des caractères physico-chimiques de l'eau.....	3
I.3. Facteurs biotiques.....	8
I.3.1. Paramètres bactériologiques.....	8
I.3.2. La Chlorophylle a.....	10
I.3.3. Phytoplancton.....	10

Chapitre II : matériels et méthodes

II.1. Description du lac de barrage KEDDARA.....	14
II.2. Matériels.....	15
II.3. Echantillonnage.....	15
II.4. Facteurs abiotiques.....	16
II.4.1. Méthodes physicochimiques.....	16
II.5. Facteurs biotique.....	29
II.5.1. Méthodes Bactériologiques.....	29
II.5.2. Dosage de la chlorophylle a.....	37
II.5.3. Méthode d'étude phytoplanctonique.....	39
II.6. Étude statistique des données.....	42

Chapitre III : résultats et discussion

III.1. Facteurs abiotiques.....	43
III.1.1. Paramètre physico-chimiques.....	43
III.2. Facteur biotique.....	58
III.2.1. Étude bactériologiques.....	58
III.2.2. La chlorophylle a.....	59
III.2.3. Le Phytoplancton.....	60
III.3. Analyse statistique des données.....	65
Conclusion.....	67

L'ensemble des études pratiques ont été réalisées en parallèle au Laboratoire de la Société des Eaux et de l'Assainissement d'Alger (SEAAL-97 parc Ben-Omar-Kouba Alger), au Centre de Traitement BOUDOUAOU (Cité du 20 Août, Route de Ouled-Moussa) et au niveau de Laboratoire de l'Agence National des Ressources Hydriques de Blida.

II.1. Description du lac de barrage KEDDARA

Le barrage de KEDDARA est situé sur le territoire de la wilaya de Boumerdes, dans la chaîne littorale de l'Atlas tellien, à **8 km** au sud de Boudouaou, à **35 km** à l'est d'Alger, à **56 km** de Blida au nord-est et à **53 km** de Bouira au nord-ouest, à une altitude de **1047m**.

Le barrage de KEDDARA à une capacité de **145 hm³** d'eau pour une superficie de **5.2km²**. Sa profondeur moyenne est de **28m**, la profondeur maximale au niveau du barrage est de **87m**. Il est alimenté à partir de trois sources :

- bassin versant d'une étendue de **93Km²** alimenté par les Oueds .Halaoui, Chouiane, Elmelah qui confluent vers l'Oued KEDDARA, ce dernier avec Oued Elhaad constituent les affluents directs du barrage de KEDDARA.
- Les transferts par gravité à partir du Hamiz constituent dans les années 60 sur un bassin versant de **139 Km²**. Il alimente le barrage grâce à une galerie souterraine qui véhicule gravitamment les eaux excédentaires vers KEDDARA.
- Les transferts pompés à partir de la retenue de Beni Amrane sur ISSER .achevé en 1987 sur un bassin versant de **371 Km²**, ce barrage de dérivation fournit un petit volume de stockage.



Figure 01 : localisation du lac de barrage KEDDARA



II. 2. Matériels

II. 2.1. Matériel biologique

Le matériel biologique sur le quel nous avons effectué notre analyse est l'eau brute du lac de barrage de KEDDARRA. Cette dernière a été prélevée au niveau du Centre de Traitement de BOUDOUAOU

II. 2.2. Matériel non biologique

Le matériel non biologique (appareillages, solutions et milieux de culture) est mentionné en annexe I.

II.3. Echantillonnage

Le premier objectif de l'échantillonnage est d'obtenir des prélèvements représentatifs de l'eau que l'on désire analyser (**Dégrément, 1995**).

Les échantillonnages ont été effectués deux fois par mois durant la période s'étalant de Mars jusqu'à Août 2013, et une fois au mois de Septembre.

Le prélèvement d'un échantillon d'eau est une opération délicate à laquelle le plus grand soin doit être apporté

Le mode de prélèvement variera suivant l'origine de l'eau Il est indispensable d'attendre que l'eau en stagnation dans les canalisations soit éliminée (**Rodier et al., 2005**)

➤ Prélèvement pour analyse physico chimique

Remplir et refermer tous les flacons nécessaires de **1000 ml** en prenant soin de ne pas toucher l'intérieur du flacon ni du bouchon. Identifier les flacons (date, lieu et heure). Pour la chlorophylle a le flacon doit être en verre de couleur brune.

➤ Pour les analyses bactériologiques

Utiliser des flacons de **500 ml** et de **1000 ml** en verre. Ces flacons doivent assurer une fois bouchés, une protection totale contre toute contamination.

- Laver soigneusement les flacons, puis les rincer à l'eau distillée, car il ne doit rester aucune trace d'un éventuel décapant ou antiseptique.



- Ajouter dans les flacons de prélèvement avant leur stérilisation quelques gouttes d'une solution de thiosulfate de sodium.
- Sécher les flacons puis les boucher et les stériliser à l'autoclave à $121 \pm 1^\circ\text{C}$ durant 15 minutes.

Nous avons procédé immédiatement à la conservation de l'échantillon d'eau dans une glacière ayant une réserve froide suffisante pour garder une température inférieure à 4°C jusqu'à l'arrivée au laboratoire.

II.4.Facteurs abiotiques

II.4.1.Méthodes physicochimiques

II.4.1.1.La température

Les mesures ont été effectuées in situ pour la station de prélèvement grâce à un thermomètre immergée dans l'eau. On ne prend la température qu'à partir du moment où le mercure est stabilisé. Les résultats sont exprimés en degré Celsius ($^\circ\text{C}$). Il y a lieu de déterminer la température de l'air au même endroit et au même moment.

II.4.1.2.L'Oxygène dissous

L'Oxygène dissous est un paramètre qui peut facilement subir une modification dans un court laps de temps, c'est pourquoi la mesure de ce descripteur s'effectue directement sur le terrain (**Hebert et Legare, 2000**)

On plongeant la sonde (modèle LD010101) dans l'eau. La concentration d' O_2 est mesurée en milligrammes par litre (mg/l).

II.4.1.3.Détermination du pH : méthode potentiométrie

Il est recommandé de mesurer le pH de l'échantillon dans les six heures qui suivent le prélèvement (pour éviter toute variation de température de l'échantillon).

La mesure du pH des eaux se fait par une méthode potentiométrique à l'aide d'une électrode au platine combinée à une sonde de température. Cette méthode est applicable dans le cas de mesure du pH des eaux dont la température est comprise entre **0** et **60** $^\circ\text{C}$ et pH compris entre **3** et **10**.



.Principe : mesure de la différence de potentiel existant entre une électrode de mesure et une électrode de référence plongeant dans une même solution.

.Mode opératoire

-Introduire l'électrode du pH-mètre, préalablement rincée avec de l'eau distillée, dans un bêcher contenant l'échantillon à analyser.

-Agiter doucement avec un barreau magnétique.

-Appuyer sur la touche (Read/Enter), la valeur du pH et de la température évoluent jusqu'à se stabiliser, un bip sonore indique la stabilité de la valeur, noter cette dernière.

-La valeur du pH est donnée directement par l'appareil ainsi que la température. La valeur du pH donnée est celle correspondante à une température de **25°C**,

-A la fin de la mesure, rincer l'électrode avec de l'eau distillée et la placer dans la solution de conservation KCL

.Expression des resultats: la valeur du pH est donnée directement par l'appareil de pH

II.4.1.4.Détermination de la conductivité électrique

La mesure de la conductivité se fait a partir d'un conductimètre électrique **METTLER TOLEDO MC 226**

.Principe : détermination directe, à l'aide d'un instrument approprié de la conductivité électrique de solutions aqueuses. La conductivité électrique est une mesure du courant conduit par les ions présents dans l'eau et dépend :

-de la concentration des ions,

-de la nature des ions,

-de la température de la solution,

-de la viscosité de la solution.

.Mode opératoire

-Préparer l'appareillage selon les instructions du fabricant et s'assurer qu'il est équipé d'une cellule de mesure en platine.

-Prendre un échantillon conservé dans de bonnes conditions (température ambiante -hygiène).



- Remplir un b cher avec une quantité d'eau suffisante pour l'immersion de l'électrode de la conductivité.
- Mettre l'électrode dans le b cher, puis appuyer sur la touche READ

.Expression des résultats

- la valeur de la conductivité s'affiche sur l'écran de l'appareil avec une unité de micro Siemens par Centimètre. (uS/cm)

II.4.1.5.La turbidité :(ISO 7027,1999(F))

La mesure de la turbidité est réalisée dans la mesure du possible dès réception des échantillons. Dans le cas contraire, ces derniers doivent être conservés à $4^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$. La mesure se fait à l'aide d'un turbidimètre **Hach 2100 N**

.Mode opératoire

- Etalonnage de l'appareil à partir des étalons préparés au laboratoire
- L'échantillon doit être remis à température ambiante et être homog nis  doucement avant la mesure.
- La cuve de mesure doit être propre et essuyée à chaque utilisation, elle doit être rincée avec l'échantillon à analyser avant mesure.
- La mesure de la turbidité s'effectue de la manière suivante :
 - * Remplir la cuve sans faire de bulles, visser le bouchon et sécher la cuve.
 - * Insérer la cuve dans le puits de mesure en plaçant la flèche de la cuve face au repère.
 - * Fermer le capot de l'appareil ;
 - * Attendre l'affichage automatique d'une valeur. Si la valeur n'apparaît pas au bout de quelques secondes, appuyer sur (**ENTER**) et lire la valeur affichée.
 - * Retirer la cuve de mesure, la vider et la rincer.

.Expression des resultats: la valeur de la turbidité est donnée directement par l'appareil de turbidimètre en NTU

II.4.1.6.Détermination des matières oxydables (M.O)

.Principe: oxydation par un excès de permanganate de potassium, en milieu acide et à ébullition (10mn), des matières oxydables contenues dans l'échantillon. Réduction de l'excès



de permanganate par l'oxalate de sodium en excès et titrage en retour de l'excès d'oxalate par le permanganate de potassium.

.Mode opératoire

- Prendre **100 ml** d'eau à analyser
- Ajouter **20 ml** d'acide sulfurique dilué à **2.2 M** et homogénéiser. Porter à ébullition douce puis ajouter **20ml** de la solution de permanganate de potassium à 2mmol/l. Après 10min, ajouter 20ml de la solution d'oxalate de sodium à 5mmol/l.
- Titrer après décoloration, alors que la solution est encore chaude, avec la solution de permanganate de potassium à 2mmol/l jusqu'à apparition d'une coloration rose.
- Titrage de la solution de permanganate de potassium:
- Ajouter 20ml d'oxalate de sodium à **5mmol/l**. Chauffer jusqu'à **80°C** et titrer avec le permanganate de potassium à 2mmol/l jusqu'à apparition de la coloration rose.

.Expression des résultats :

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

$$X = \frac{V_1 - V_2}{V_3} * \frac{C}{V_s} * V_4 * f * 16$$

D'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 de la solution de permanganate de potassium utilisé pour le titrage de la solution de permanganate de potassium.

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

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

V_s : volume de la prise d'essai de l'échantillon.

f : facteur de dilution éventuel de l'échantillon avant analyse.



D'où :

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

L'expression devient :

$$x = \frac{V_1 - V_2}{V_3} * f * 16$$

II .4.1.7.Détermination de l'azote ammoniacal (NH_4^+): Methode par Analyse à flux continu (CFA) Norme NF EN ISO 11732.(2004)

.Principe : la détermination de l'azote ammoniacal est basée sur la formation d'un complexe coloré (vert) entre l'ion ammonium (NH_4^+), le salicylate de sodium ($\text{C}_7\text{H}_5\text{NaO}_3$) et du chlore en milieu alcalin. La source de chlore est fournie par une solution de dichloroisocyanurate de sodium.

Le pH du flux réactionnel au niveau de la cuve du colorimètre doit être proche de **12,6**.

Le nitroprussiate de sodium catalyse la réaction, le complexe formé est mesuré (couleur) à **660 nm** et donne la valeur de la concentration en azote ammoniacal

.Mode opératoire :

- Préparation des solutions d'étalonnage pour l'azote ammoniacal :
Le domaine de travail est de **0,02 mg/l à 1 mg/l**.
- Préparation d'une solution contrôle qualité : de concentration **0,5 mg/l** d'ammonium à partir d'une solution mère de chlorure d'ammonium de préférence différente de celle utilisée pour la gamme d'étalonnage.
- Allumer l'ordinateur, entrer dans le logiciel et laisser la ligne de base se stabiliser
- Plonger les différents tubes de pompe dans de l'eau distillée, installer la tête de pompe et mettre en marche pendant **15 mn** (rinçage)
- Mettre les différents tubes de pompes dans les réactifs de façon à ce que le flux à l'entrée du colorimètre soit constant avec un bullage régulier
- Allumer le réacteur/contrôleur de température



- Le dispositif est prêt à fonctionner dès que la ligne de base n'indique plus de dérive.
- Ouvrir dans le logiciel la « table de travail ». Celle-ci devra correspondre avec les éléments placés dans l'échantillonneur automatique
- Placer la gamme d'étalonnage et l'échantillon à analyser dans l'échantillonneur, faire correspondre chaque élément avec la table de travail :
 - de 1 à 17 : Traceur, Drift, blanc et les solutions d'étalonnage
 - de 18 à ... : les échantillons à analyser
 - Mettre la solution de contrôle qualité au bout de l'analyse
- Démarrer l'analyse en faisant Start
- Une fois que l'analyse est terminée, mettre tous les tubes dans l'eau distillée et laisser
- rincer pendant 15 mn. Enlever les cupules de l'échantillonneur.
- Débloquer la tête de la pompe

.Expression des résultats

Le logiciel indique des résultats en mg/l d'ammonium.

II.4.1.8. Dosage des Nitrites par spectrophotométrie d'absorption moléculaire (Norme ISO 6777)

Prélever l'échantillon pour laboratoire dans un flacon en verre, conserver entre **2 et 5 °C** et analyser dans les 24 h.

Pour les nitrites le domaine de travail est de **0,02mg/l à 1 mg/l**

.Principe : réaction des ions nitrites présents dans une prise d'essai, à pH **1,9** avec le réactif amino-4 benzène sulfonamide en présence d'aide ortho phosphorique pour former un sel diazoïque qui forme un complexe de coloration rose avec le dichlor-hydrate de N-(naphtyl-1) diamino-1,2 éthane (ajouter avec le réactif amino-4 benzène sulfonamide) mesurage de l'absorbance à **540 nm**.

.Mode opératoire :

- Prendre **50 ml** d'eau à analyser
- Ajouter 1 ml du réactif mixte.
- Attendre au moins **20mn**.

L'apparition de la coloration rose indique la présence des NO_2^-



-Effectuer la lecture à **540 nm**.

.Expression des résultats

Le résultat est donné directement en mg/l.

II.4.1.9. Dosage des nitrates NO_3^- : méthode au salicylate de sodium (NFT90-012).

.Principe : en présence de salicylate de sodium, les nitrates donnent du paranitrosoulate de sodium coloré en jaune et susceptible d'un dosage colorimétrique.

.Mode opératoire

- * Prendre **10 ml** de l'échantillon à analyser.
- * Ajouter **2 à 3** gouttes de Na OH à **30 %**.
- * Ajouter **1 ml** de salicylate de sodium.
- * Evaporer à sec au bain marie ou à l'étuve **75 - 88° C**. (ne pas surcharger ni surchauffer très longtemps) laisser refroidir.
- * Reprendre le résidu avec **2 ml** H_2SO_4 laisser reposer **10 mn**.
- * Ajouter 15 ml d'eau distillée.
- * Ajouter **15 ml** de tartrate double de sodium et de potassium puis passer au spectrophotomètre au **415 nm**.

.Expression des résultats

Le résultat est donné directement en mg/l à une longueur d'onde de **415 nm**.

II.4.1.10. Dosage spectrophotométrique des orthophosphates (ISO N° 6878)

.Principe : réaction des ions orthophosphates avec une solution acide contenant des ions de molybdate et d'antimoine pour former un complexe d'antimonyl-phosphomolybdate. Réduction du complexe par l'acide ascorbique pour former un nouveau complexe de molybdène (fortement coloré en bleu).

Mesure de l'absorbance de ce complexe pour déterminer la concentration en ortho phosphates présents.

.Mode opératoire

-L'étalonnage du spectrophotomètre est réalisé à l'aide de solutions étalons.



Pour les ortho phosphates, le domaine de mesure est de **0,04 mg/l à 1,5 mg/l**.

- prendre **40ml** d'eau à analyser.
- ajoute **1ml** acide ascorbique
- ajoute **2ml** du réactif mixte.
- Attendre **10 mn** le développement de la couleur bleue.
- Effectuer la lecture à une longueur d'onde de **880 nm**.

.Expression des résultats

Le résultat est donné directement en mg/l.

II.4.1.11.Détermination de Bicarbonate :(NF T90-036)

.Principe: détermination des concentrations en ions bicarbonates (HCO_3^-), par mesure de l'acide chlorhydrique nécessaire pour amener à **pH 8,3** et **4,5** l'échantillon à analyser.

.Mode opératoire

- Prendre **100 ml** de l'échantillon à analyser et mesurer le pH.
- le PH est inférieur à **8,3** verser lentement de l'acide chlorhydrique **0,01 N** pour obtenir 4,5. Noter le volume V_1 (ml) d'acide lu au dosimat.

.Expression des résultats

La concentration en carbonate et bicarbonate, exprimés en mg/l sont donnés respectivement par les expressions :

$$[\text{HCO}_3^-] \text{ mg/l} = \frac{(V_1 \times N \times 1000) M_1}{V}$$

Avec:

- M_1 : masse molaire des bicarbonates = 61 g
- V : volume en millilitres, de la prise d'essai (100) ml.
- V_1 : volume total d'acide chlorhydrique en millilitres lu au Dosimat.
- N : normalité de la solution acide.



donc:

$$[\text{HCO}_3^-] \text{ mg/l} = V_1 \times 61$$

II.4.1.12. Détermination du calcium (Ca²⁺) et magnésium (Mg²⁺) à l'EDTA (ISO N° 6058 NA 1655 ;ISO 6059 NA752,et NF T90-003)

. Principe : titrage molaire des ions calcium et magnésium avec une solution de sel disodique de l'acide éthylène-diamine tétraacétique C₁₀H₁₄N₂O₈Na₂2H₂O (EDTA) à **pH10**. Le noir érichrome T, qui donne une couleur rouge foncé ou violette en présence des ions calcium et magnésium, est utilisé comme indicateur.

.Mode opératoire

- (V₁) Ca²⁺ :**
- 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).

- (V₂) Ca²⁺Mg²⁺ :**
- Prendre **50 ml** d'eau à analyser.
 - Ajouter **2 ml** de NH₄OH (10,1).
 - Ajouter noir eriochrome.
 - Et titrer avec l'EDTA jusqu'au virage (bleu).

. Expression des résultats

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

$$[\text{Ca}^{2+}] \text{ (mg/l)} = \frac{V_1 \times C_{\text{EDTA}} \times F \times M_{\text{Ca}^{2+}}}{\text{P.E}} \times 1000$$

D'où :

V₁ : Volume d'EDTA nécessaire pour une concentration donnée.

C_{EDTA} : Concentration molaire d'EDTA (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).

F : Facteur

$$[Ca^{2+}] \text{ (mg/l)} = \frac{V_1 \times 0.01 \times F \times 40.08}{50} \times 1000$$

Donc :

$$[Ca^{2+}] \text{ mg/l} = V_1 \times F \times 8.016$$

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

$$[Mg^{2+}] \text{ (mg/l)} = \frac{(V_2 - V_1) \times C_{EDTA} \times F \times M_{Mg^{2+}}}{P.E} \times 1000$$

D'où :

V₂: Volume total d'E.D.T.A

V₁ : Volume d'EDTA nécessaire pour une concentration donnée.

C : Concentration molaire d'EDTA (0,01 M/l).

M_{Mg²⁺} : Masse molaire du Magnésium en g(24.3).

P.E : Prise d'essai (volume de l'échantillon égale 50ml).

F : Facteur

Donc :

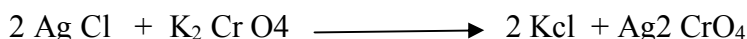
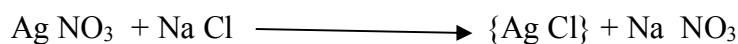
$$[Mg^{2+}] \text{ mg/l} = (V_2 - V_1) \times F \times 4.86$$

II.4.1.13.Détermination des chlorures (Cl⁻) : méthode de Mohr (NF ISO 9297)

L'échantillon à analyser doit être prélevé dans des bouteilles en verre ou en polyethylene et ne pas dépasser 15 jours pour le dosage.



.Principe : réaction des ions chlorure avec des ions argent pour former du chlorure d'argent insoluble qui est précipité quantitativement .Addition d'un petit excès d'ions argent et formation du chromate d'argent brun-rouge avec des ions chromates qui ont été ajoutés comme indicateur. Cette réaction est utilisée pour l'indication du virage. Durant le titrage, le pH est maintenu entre **5** et **9.5** afin de permettre la précipitation.



.Mode opératoire

- Introduire, au moyen d'une fiole, 100 ml de l'échantillon (volume V_a), dans un bêcher conique, placé sur un fond blanc.
- si la teneur en chlorures est élevée (plus de **200 mg/l**), l'opérateur réalisera au préalable une dilution.
- Si le pH de l'échantillon n'est pas compris entre **5** et **9,5**, il faut ajuster le pH en utilisant soit la solution d'acide nitrique, soit la solution d'hydroxyde de sodium, soit la solution de carbonate de calcium ou d'hydrogénocarbonate de sodium, et noter le volume de réactif requis.
- S'il y'a des ions ammonium dans l'échantillon, à des concentrations supérieures à **10 mg/l**, il faut ajuster le pH entre **6,5** et **7** et noter le volume de réactif requis.
- Ajouter 1 ml d'indicateur de chromate de potassium et titrer la solution par addition goutte à goutte de solution de nitrate d'argent jusqu'à ce que la solution prenne une couleur brun rougeâtre. Noter le volume V_s de nitrate d'argent versé.
- Essai à blanc :
Titrer une solution à blanc en utilisant **100 ml** d'eau distillée à la place de l'échantillon, noter le volume de nitrate d'argent versé V_B . Ce volume V_B ne doit pas dépasser 0,2 ml, dans le cas contraire vérifier la pureté de l'eau (conductivité, pH ...).

.Expression des résultats

La concentration en chlorure, exprimée en milligramme par litre, est donnée par la formule suivante :

$$[\text{Cl}] \text{ mg/l} = (V_s - V_B) \times C \times F / V_a$$



Avec :

V_s : est le Volume en millilitres de la solution de nitrate d'argent utilisée pour le titrage de l'échantillon.

V_B : est le volume en millilitres de la solution de nitrate d'argent utilisée pour le titrage du blanc.

V_a : est le volume en millilitres, de l'échantillon pour essai.

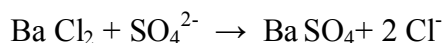
C : est la concentration réelle exprimée en mole par litre, de la solution de nitrate d'argent, éventuellement corrigée du coefficient correcteur

F : **35453** (masse molaire du Cl x 1000)

II.4.1.14. Détermination des Sulfates (SO_4^{2-}) par spectrométrie (Rodier ;2009)

.Principe : les ions sulfates sont précipités et passés à l'état de sulfate de baryum

En présence de $BaCl_2$.



.Mode opératoire

- Prendre 20 ml d'échantillon à analyser et ajouter 5 ml de la solution stabilisante, agiter quelques secondes (agitation mécanique lente)
- Ajouter 2 ml de chlorure de baryum.
- Compléter avec 100 ml d'eau distillée
- Laisser pendant 1 min sous agitation mécanique rapide
 - Remplir rapidement la cuve avec l'échantillon à analyser, l'insérer sans perdre de temps dans l'appareil de spectrophotomètre $\lambda = 420 \text{ nm}$

.Expression des résultats

La concentration des sulfates est exprimée en milligramme par litre.

II.4.1.15. Détermination des matières en suspension par filtration (ISO 11923)

Les échantillons doivent de préférence être placés dans des flacons en verre.

- Eviter de remplir les flacons entièrement pour permettre un mélange efficace lors de



l'agitation.

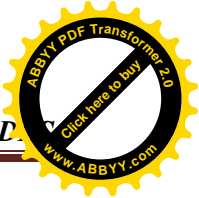
- Analyser l'échantillon dans les plus brefs délais, si possible dans les **4 h** suivant le prélèvement.
- Conserver les échantillons qui ne peuvent être analysés dans les **4 h** à l'abri de la lumière, à une température de **4 °C**.

.Principe :

- Filtration sous vide de l'échantillon sur un filtre en fibres de verre.
- Séchage à **105°C** et pesée.

.Mode opératoire :

- Attendre jusqu'à ce que les échantillons soient à température ambiante.
- Peser le filtre à **0,100 mg**. Eviter soigneusement de contaminer le filtre par des poussières, par exemple en utilisant un dessiccateur non nettoyé.
- Placer le filtre (la partie lisse en bas) dans l'entonnoir du dispositif de filtration et insérer l'entonnoir sur la fiole à vide.
- Agiter vigoureusement le flacon contenant l'échantillon et transférer immédiatement et d'un seul trait **200 ml** dans une fiole jaugée.
- Le résultat doit, pour être correct, être obtenu à partir d'un résidu sec (après filtration) d'au moins **2 mg**.
- Verser les **200 ml** d'échantillon dans l'entonnoir, puis rincer la fiole jaugée avec un peu d'eau distillée, et verser également dans l'entonnoir.
- Démarrer la filtration en enclenchant la pompe d'aspiration. Une fois l'échantillon filtré, rincer les parois internes de l'entonnoir avec un peu d'eau distillée et filtrer cette eau.
- Libérer le dispositif sous vide lorsque le filtre est pratiquement sec.
- Retirer avec précaution le filtre de l'entonnoir à l'aide de pinces à extrémités plates. Si nécessaire, le filtre peut être plié. Placer le filtre dans le creuset et le sécher dans l'étuve à **(105 ± 2) °C** pendant au moins **2 h**.
- Retirer le tout de l'étuve, passé au dessiccateur environ 30 min puis peser (masse M_1).



.Expression des résultats

Calculer la teneur en matières en suspension d'après l'expression :

$$P \text{ (mg/l)} = (M_1 - M_0) \times 1000 / V$$

p : teneur en matières en suspension, en milligrammes par litre ;

V : volume, en millilitres, de la prise d'essai ;

M₀ : masse, en milligrammes, de la capsule vide ;

M₁ : masse, en milligrammes, du creuset et de son contenu après séchage à 105 °C et dessiccation.

II.5.Facteurs biotiques

II.5.1.Méthodes Bactériologiques

II.5.1.1.Recherche et dénombrement des bactéries coliformes, d'*Escherichia coli* et d'entérocoques intestinaux (Norme ISO 9308-1, 2000).

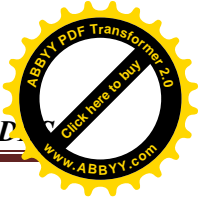
.principe: ce test est basé sur la combinaison de substrats chromogénique et fluorogénique qui permet la détection de la quantité total de coliformes et la présence de la bactérie *E.coli*.

Les coliformes utilisent leur enzyme la bêta galactosidase pour métaboliser l'ONPG (ortho-nitrophényl β-D-galactopyranoside) qui vire alors de l'incolore au jaune.

La bactérie *E.coli* utilise la bêta glucuronidase pour métaboliser le MUG (4-méthyl-umbelliferyl β-D-glucuronide) et produire une fluorescence.

- **Entérocoques :** ce test est basé sur l'utilisation de substrat fluorogénique qui permet la détection de la quantité total d'entérocoque. Les entérocoques utilisent leur enzyme la bêta glucosidase pour métaboliser le MUD (4-méthyl-umbelliferyl β-D-glucoside) et produire une fluorescence.

Principe du dénombrement : la technique du NPP (Nombre le Plus Probable) fondée sur la méthode statistique du maximum de vraisemblance permet une estimation de la concentration bactérienne d'une eau.



Pour ce faire, l'échantillon à analyser est fragmenté en série de sous-échantillons qui sont mis en culture dans un milieu liquide.

Après incubation, un sous-échantillon dans lequel une croissance (révélée par une coloration ou une fluorescence) est observée est compté comme positif. L'examen de la totalité des sous-échantillons permet d'estimer, par un calcul statistique, la probabilité de la concentration en bactéries dans l'échantillon de départ par l'intermédiaire d'une table NPP. Cette évaluation repose sur la loi de Poisson.

.Mode opératoire

- Ramener si nécessaire l'échantillon à température ambiante et l'homogénéiser.
- Prélever **100 ml** de l'échantillon à analyser.
- Ajouter le contenu d'une dosette du réactif prêt à l'emploi : Colilert18 ou Entérolert-E.
- Homogénéiser sans produire de mousse et attendre quelques minutes la dissolution complète du réactif.
- Choisir selon la typologie de l'eau à analyser (selon la contamination présumée) le plateau Quanti-Try (51 puits) ou Quanti-Try / 2000 (97 puits).
- Verser les **100 ml** de mélange réactif / échantillon dans le plateau Quanti-Try en prenant soin d'éviter tout contact des mains ou du flacon avec l'intérieur de la pochette.
- Sceller les plateaux dans le Quanti-Tray Sealer.
- Incuber les plateaux, puits vers le haut :
 - **Colilert18 : 36°C ± 2 pendant 18 h ± 4.**

Si un échantillon inoculé au COLILERT18 est incubé au-delà de 18 heures par inadvertance, le résultat reste stable pendant 4 heures supplémentaires (durée d'incubation maximale : **22** heures). Les organismes hétérotrophes sont supprimés au cours de l'incubation.

Après 22 heures, un test négatif reste valable, mais toute coloration jaune supérieure ou égale au comparateur n'est pas valable et le test doit être reconduit ou vérifié.

- **Enterolert-E : 36°C ± 2 pendant 24 h ± 2.**

.Expression des résultats

➤ Colilert18

Puits Couleur jaune : Bactéries coliformes.

Puits couleur jaune/fluorescence bleue sous U.V : *E.coli*

➤ Enterolert-E

Puits bleus fluorescence bleue sous U.V : Entérocoques intestinaux



Se reporter à la table NPP (Annexe II) le nombre de puits positifs permet d'extrapoler le nombre le plus probable et les limites de confiance à **95%**.

II.5.1.2 Recherche et dénombrement des Microorganismes revivifiablés (Norme NA 763 ISO 6222)

.Principe : ensemencement, par inoculation d'un volume mesuré de l'échantillon, ou de ses dilutions, dans un milieu de culture spécifié coulé dans des boîtes de Pétri.

Incubation d'un jeu de boîte à 36 ± 2 °C pendant 44 ± 4 h et d'un autre jeu à 22 ± 2 °C pendant 68 ± 4 h.

Gélose T.G.E.A : gélose à la peptone de caséine, au glucose et à l'extrait de viande. Diluant : eau physiologique stérile ou eau distillée stérile.

.Mode opératoire

- Prendre deux boîtes de Pétri vides, les numéroter,
- Porter aseptiquement **1 ml** de l'échantillon à analyser ou de ses dilutions décimales sur chacune des deux boîtes de Pétri.
- Ajouter **15 à 20 ml** de milieu fondu et refroidi.
- Mélanger avec précaution par rotation lente. Laisser solidifier.
- Retourner les boîtes et incuber : une à 36 ± 2 °C pendant $44 + 4$ h (1^{ère} lecture), et l'autre à $22 + 2$ °C pendant 68 ± 4 h (2^{ème} lecture).

Le temps entre l'addition de milieu fondu et l'addition de la prise d'essai (ou ses dilutions) ne doit pas excéder 15 minutes.

.Expression des résultats

Retirer les boîtes des étuves et compter les colonies présentes dans chaque boîte.

Calculer le nombre estimé d'unités formant colonies (petites boules blanchâtres).

Exprimer les résultats sous la forme du nombre d'unités formant colonies par millilitre (UFC / ml).



II.5.1.3. Recherche et dénombrement des Spores de bactéries anaérobies sulfito-réductrices (Norme NF EN 26461-2 ISO 6461-2)

Méthode par filtration sur membrane.

.Principe

-Rétention des spores de bactéries sur le filtre de porosité **0,22 μm** après destruction des formes végétatives par chauffage de l'échantillon à **75 \pm 5°C** (bain-marie) pendant **15min** ;
-Incubation de la membrane sur milieu gélose Viande-Foie (ou milieu gélose Tryptose sulfite) additionné d'une ampoule de sulfite de sodium et une ampoule d'alun de fer pendant **22 \pm 2h** et **44 \pm 4h à 37°C** ; dénombrement des colonies noires. Cette coloration est due à la réduction des sulfites en sulfures par action des bactéries, ces sulfures réagissent avec le fer et donnent la couleur noire.

.Mode opératoire

-Avant de procéder à l'essai, l'échantillon à analyser doit être chauffé dans un bain marie à **75 \pm 5°C** pendant 15 mn à partir du moment où cette température a été atteinte.
-Refroidir immédiatement sous l'eau du robinet jusqu'à température ambiante.
-Filtration de 100 ml sur une membrane de **0,22 μm** .
-Après filtration, enlever la membrane avec une pince stérile et la placer, face supérieur tournée vers le bas dans le fond d'une boîte de Pétri en s'assurant qu'il ne reste pas de bulles d'air sous la membrane.
-Ensuite verser soigneusement le milieu de culture liquéfié avec additifs, jusqu'au rebord de la boîte de Pétri.
-Incuber à **37 \pm 1°C** pendant **22 \pm 2 h** (1^{ère} lecture) et **44 \pm 4 h** (2^{ème} lecture).

.Dénombrement : une première lecture (dénombrement des colonies) après **22 \pm 2h** d'incubation doit être impérativement faite, pour éviter un développement trop important de bactéries. En effet, en présence de nombreuses colonies, une diffusion des halos peut conduire à une coloration noire uniforme de la membrane, rendant le dénombrement impossible en 48h. Toute colonie noire entourée d'un halo noir est considérée comme résultant d'une spore de bactérie anaérobie sulfito-réductrice.



.Expression des résultats

Le résultat est exprimé en nombre de spores de germes anaérobies sulfito-réducteurs dans **100 ml** d'eau.

II.5.1.4. Recherche et dénombrement de *Pseudomonas aeruginosa* par filtration sur membrane (Norme NF EN 12780)

.Principe : - Filtration de la prise d'essai de l'échantillon à travers une membrane filtrante d'une porosité de **0.45 µm**.

- Dépôt de cette dernière sur un milieu sélectif, gélose au cétrimide.

- Incubation à **36 ± 2 °C** pendant **44 ± 4 h**.

- Dénombrement des colonies caractéristiques formées sur la membrane filtrante par comptage.

Les colonies produisant de la pyocyanine (bleu-vert) sont considérées comme *Pseudomonas aeruginosa*, les autres colonies produisant une fluorescence ou les colonies de couleur brun rougeâtre nécessitent une confirmation.

. Pour les colonies de couleur brun rougeâtre, la confirmation est basée sur la recherche de l'enzyme oxydase et de la production de fluorescéine.

. Pour les colonies produisant une fluorescence, la confirmation est basée sur la production de pyocyanine.

.Mode opératoire

. Stériliser la surface supérieure de la rampe de filtration ainsi que la plaque poreuse (en ouvrant le robinet pour aspirer la flamme).

. Laissez refroidir.

. -Prélever une membrane de son emballage à l'aide de pince stérile.

. La poser sur la plaque poreuse de la rampe de filtration.

. Agiter soigneusement le flacon d'eau à analysé.

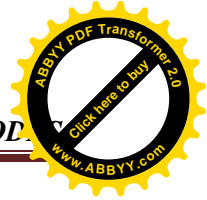
. Verser stérilement la quantité d'eau désirée (**100ml** pour une eau désinfectée)

. Ouvrir le robinet pour laisser l'eau s'écouler.

. Dès que la membrane paraît sèche enlever l'entonnoir et prélever la membrane avec une pince stérile en la saisissant par son extrême bord.

. Déposer la membrane sur le milieu sélectif (gélose au Cétrimide) en prêtant attention à ne pas piéger de bulles d'air.

. Incubation à **36 ± 2 °C** Pendant **44 ± 4 h** les boîtes de pétri, le couvercle vers le bas.



Dénombrement et confirmation

Après la période d'incubation dénombrer et considérer toutes les colonies produisant une pigmentation bleu-vert (pyocyanine) comme *Pseudomonas aeruginosa* confirmés (nombre P).

- Examiner la membrane sous rayonnement ultraviolet, dénombrer les colonies ne produisant pas de pyocyanine et donnant lieu à une fluorescence comme

Pseudomonas aeruginosa présumés (nombre F).

-Confirmer leur identité en recherchant la production de la pyocyanine comme suite :

• Repiquer toutes les colonies nécessitant une confirmation ou un nombre représentatif (nombre nF) sur toute la surface de la gélose inclinée King A.

• Incuber à 36 ± 2 °C pendant cinq jours maximum (au cours de l'incubation, procéder à la lecture après 24, 48 et 72 heures ainsi qu'après cinq jours).

.Dénombrement

Compter comme *Pseudomonas aeruginosa* confirmés, toutes les colonies produisant de la pyocyanine (pigmentation bleu-vert) ou oxydase positive, donnant lieu à fluorescence sous rayonnement ultraviolet

.Expression des résultats

A partir du nombre de colonies caractéristiques dénombrées sur les membranes, et en tenant compte du nombre d'essais de confirmation réalisés, calculer le nombre de *Pseudomonas aeruginosa* confirmés (nombre N), le résultat final sera exprimé selon l'équation mathématique suivante :

$$N = P + F \left[\frac{cF}{nF} \right] + R \left[\frac{cR}{nR} \right]$$

Ainsi que :

P : est le nombre de colonies bleu-vert ; toutes comptées cibles confirmées,

F : est le nombre de colonies fluorescentes,

R : est le nombre de colonies brun-rougeâtre,

nF : est le nombre de colonies fluorescentes examinées pour la production de la pyocyanine sur milieu King A,

cF : est le nombre de colonies fluorescentes positives pour la production de la pyocyanine,



nR : est le nombre de colonies brun-rougeâtre examinées pour la production d'oxydase et fluorescence sur milieu de King B,

cR : est le nombre de colonies brun-rougeâtre positives pour la production d'oxydase et fluorescence sur milieu de King B,

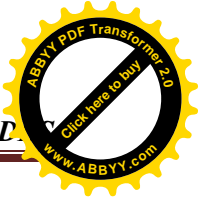
II.5.1.5. Recherche et dénombrement des Staphylocoques à coagulase positive par filtration sur membrane (Méthode interne SEAAL)

.Principe

- Filtration de la prise d'essai de l'échantillon à travers une membrane filtrante d'une porosité de **0.45 µm**.
- Dépôt de cette dernière sur un milieu sélectif, gélose Chapman au mannitol.
- Incubation à **36 ± 2 °C** pendant **44 ± 4 h**.
- Dénombrement des colonies caractéristiques formées sur la membrane filtrante par comptage. Ils apparaissent sous forme de petites colonies lisses, légèrement bombées à contours réguliers et pigmentées soit en jaune (fermentation du mannitol) ou en blanc qui seront soumis ensuite aux tests de confirmation.
- La confirmation est basée sur la recherche de l'enzyme catalase.
- Et sur la recherche de l'enzyme coagulase.

.Mode opératoire

- Stériliser la surface supérieure de la rampe de filtration ainsi que la plaque poreuse (en ouvrant le robinet pour aspirer la flamme).
- Laissez refroidir.
- Prélever une membrane de son emballage à l'aide de pince stérile.
- La poser sur la plaque poreuse de la rampe de filtration.
- Agiter soigneusement le flacon d'eau à analysé.
- Verser stérilement la quantité d'eau désirée (**100 ml**)
- Ouvrir le robinet pour laisser l'eau s'écouler.
- Dès que la membrane paraît sèche enlever l'entonnoir et prélever la membrane avec une pince stérile en la saisissant par son extrême bord.
- Déposer la membrane sur le milieu sélectif (gélose au Chapman) en prêtant attention à ne pas piéger de bulles d'air.



- Incubation à 36 ± 2 °C Pendant 44 ± 4 h les boîtes de pétri, le couvercle ver le bas.
- Après la période d'incubation procédé aux tests de confirmation.

Dénombrement et confirmation

- Apres la période d'incubation spécifiée, on dénombre les colonies caractéristiques
- (Staphylocoques à coagulase positive ou plus particulièrement staphylococcus aureus), qui apparaissent sous forme de petites colonies lisses légèrement bombées à contours réguliers et pigmentées soit en jaune (fermentation du mannitol) ou en blanc.
- Prendre 3 a 5 colonies au hasard, pour confirmation.
- Une demi colonie servira au test à la catalase l'autre demi sera triturer dans un tube contenant du bouillon BHIB, à incuber a 36 ± 2 °C pendant 20 ± 4 heures pour le test à la coagulase.

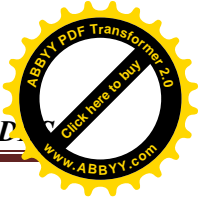
Staphylococcus aureus, possède ces deux enzymes.

➤ Test a la catalase

- Placer une goutte d'une solution de peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) à **20** volumes sur une lame de microscope.
- Prélever une demi-colonne avec une pipette pasteur ou en plastique et l'émulsionner doucement dans la goutte d' H_2O_2 .
- Observer immédiatement s'il ya apparition de bulles d'oxygène (catalase positive) ou absence (Catalase négative).
- Les observations peuvent se faire macroscopiquement ou à l'aide d'un microscope a faible grossissement.

➤ Test à la coagulase

- Apres incubation du bouillon BHIB, ajouter stérilement **0.1 ml** de cette culture à **0.3 ml** de plasma de lapin contenu dans un tube stérile à essai ou à hémolyse, et incuber de nouveau à 36 ± 2 °C pendant **2 à 6** heures.
- Examiner la coagulase du plasma de lapin sinon ré-incuber à 20 ± 4 heures et examiner de nouveau.
- Considérer que la réaction à la coagulase est positive quand le coagulum occupe plus des trois quart du volume initialement occupé par le liquide.



Le tableau suivant résume quelques caractères biochimiques de différentes espèces de staphylocoques :

Tableau II: caractères biochimiques de différentes espèces de staphylocoques

	Staphylocoques			
Tests de confirmation	aureus	intermedius	saprophyticus	epidermitis
Catalase	+	+	+	+
Coagulase	+	+	-	-

.Expression des résultats

La mesure est à exprimer en UFC pour **100 ml** d'eau

II.5.2.Dosage de la chlorophylle a : méthode par spectrométrie d'absorption moléculaire (NF T90-117)

La filtration doit être effectuée dans les **12** heures qui suivent le prélèvement.

Prélever les échantillons dans des flacons en verre brun de **1000 ml**, remplis à ras bords et bouchés sans laisser d'air.

Transporter et conserver les échantillons au frais et à l'obscurité.

.Principe :

Filtration de l'échantillon sur membrane afin d'isoler et de concentrer le plancton végétal.

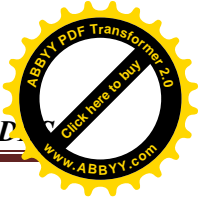
Extraction par l'acétone à **90 %** (V/V) de chlorophylle a et des phéopigments.

Mesure de l'absorbance de l'extrait à des longueurs d'ondes spécifiées.

Calcul des concentrations en chlorophylle a d'après l'équation trichromatique corrigée de SCOR-UNESCO.

.Mode opératoire

- **Filtration** : Homogénéisation du contenu des flacons puis filtration sur filtre. La dépression nécessaire à la filtration doit être la plus faible possible



➤ **Extraction**

- * Placer le filtre dans un tube à centrifuger contenant **10 ml à 20 ml** d'acétone à **90 %**.
- * Envelopper le tube (obscurité) par un emballage en papier d'aluminium.
- * Agiter jusqu'à dissolution du filtre (environs **30 s**).
- * Centrifuger les extraits pendant 10 min à environ **3500** tours/minute.
- * Transférer le surnageant dans une fiole jaugée et compléter au volume initial de solvant (**10 ml à 20 ml**) avec de l'acétone pure.
- * Conserver la fiole à l'obscurité et effectuer la mesure dans les minutes qui suivent la centrifugation

➤ **Mesure**

- Tracer la ligne de base du spectrophotomètre (caler le zéro) avec une solution de référence constituée par un filtre en acétate de cellulose dissous dans un volume de **15 ml à 20 ml** d'acétone à 90 % puis centrifugé.
- Transférer l'extrait de l'échantillon dans la cuve du spectrophotomètre.
- Mesurer l'absorbance de l'extrait aux longueurs d'ondes 750 nm ($A_0 750$), 663 nm ($A_0 663$), 645 nm ($A_0 645$), 630 nm ($A_0 630$), 430 nm ($A_0 430$) et 410 nm ($A_0 410$) en utilisant une cuve munie d'un bouchon, de parcours optique de 1 cm.

.Expression des résultats

Concentration brute en chlorophylle a : « C » (en ug/l)

$$C = \frac{v}{L \times V} \times \left(11,64 (A_0 663 - A_0 750) - 2,16 (A_0 645 - A_0 750) + 0,10 (A_0 630 - A_0 750) \right)$$

Indice de dégradation « ID »

$$ID = (A_0 430 - A_0 750) / (A_0 410 - A_0 750)$$

Pourcentage e chlorophylle a dans l'échantillon d'eau :< P>



$$P = 59,0 + 137,6 \ln ID$$

Concentration en chlorophylle a <Ca> en [ug/l] dans l'échantillon d'eau :

$$Ca = C \times P / 100$$

Avec:

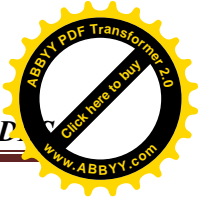
- Ao 750..... Absorbance à 750 nm.
- Ao 663..... Absorbance à 663 nm.
- Ao 645..... Absorbance à 645 nm.
- Ao 630..... Absorbance à 630 nm.
- Ao 430..... Absorbance à 430 nm.
- Ao 410..... Absorbance à 410 nm.
- v..... Volume de solvant initial utilisé pour l'extraction (15 ou 20ml).
- V..... Volume d'eau filtrée (en litres).
- L..... Parcours optique de la cuve utilisée (1 cm).

II.5.3. Méthode d'étude phytoplantonique

II.5.3.1. Dénombrement et identification du phytoplanton par microscope inversée Méthode d'Utermöhl (Norme PR NF EN 15204)

.Principe :

- Un échantillon d'eau est conservé et stocké jusqu'à l'analyse.
- L'analyse débute par l'homogénéisation de l'échantillon, puis un sous échantillon est placé dans une chambre de sédimentation.



- Dénombrement et l'identification (Par reconnaissance visuelle de leur morphologie) effectués à l'aide d'un microscope inversé après la sédimentation des algues sur le fond de la chambre.

.Application

➤ Conservation (stabilisation ou fixation)

Les échantillons sont stabilisés au moment du prélèvement ou au plus tard à leur arrivée au laboratoire (sauf cas particulier), afin de protéger les substances organiques contre la décomposition.

Stabilisation au lugol

Ajouter **5 ml** de solution de lugol acide par litre d'échantillon. Conservation à court terme (pas plus d'un mois). Cet additif n'est pas stable dans le temps (moins d'un an).

Il colore l'amidon (composé de stockage de certaines algues) et rend alors la reconnaissance des algues moins aisée.

En vue d'identification, il est souhaitable d'apprécier la mobilité de certaines algues, pour cela conserver une petite fraction de l'échantillon non stabilisé jusqu'à **36 heures** à **5 ± 3 °C** et à l'abri de la lumière.

Les échantillons stabilisés sont stockés si possible à **5 ± 3 °C** à l'abri de la lumière (afin d'éviter la photo-oxydation).

Si l'analyse doit être pratiquée dans les jours suivants (jusqu'à 3 semaines), les échantillons peuvent être stockés à température ambiante mais à l'obscurité.

➤ Observations microscopiques

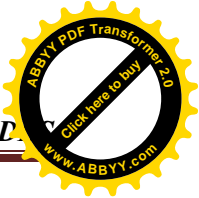
La fraction prélevée sur l'échantillon doit être représentative de celui-ci.

Le dénombrement doit donc porter sur un nombre suffisant d'algues qui semblent vivantes : présence de chloroplastes. Les algues « vides » ne sont donc pas dénombrées.

. Calculs et expression des résultats

Le résultat est exprimé en cellules algales par millilitre L'identification des taxons est faite au genre.

Connaissant le volume décanté, le nombre de champs dénombré, la surface totale de la chambre et la superficie d'un champ (grille de comptage) le nombre d'objets algaux est converti pour



obtenir une concentration par unité de volume (millilitre) de l'échantillon en fonction de l'équation suivante :

N	=	X	$\frac{S}{s}$	$\cdot n$	$\cdot V$
-----	---	-----	---------------	-----------	-----------

- N : Nombre d'algue par unité de volume.
- X : nombre de cellules algales dénombrés.
- S : surface total de la chambre ($53066 \times 10^4 \mu\text{m}^2$).
- s : surface de la grille de comptage ($36100 \mu\text{m}^2$).
- n : Nombre de champs comptés.
- V : volume du sous-échantillon dans la chambre.

II.5.3.2.Evolution des espèces planctoniques

Pour étudier l'évolution temporelle du peuplement planctonique du lac de barrage KEDDARA, nous avons utilisé des méthodes statistiques basées sur les indices suivants: Fréquence, Abondance et indice de diversité (indice de SHANNON et WEAVER).

II.5.3.2.1.Fréquence (F)

On obtient la fréquence d'une espèce exprimée en pourcentage, en divisant le nombre de prélèvement (Pi) dans la quelle se trouve l'espèce par le nombre total (P) des prélèvements effectués.

II.5.3.2.2.Abondance (A)

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



II.5.3.2.3.Indices de diversités

La diversité spécifique, traduit le rapport entre le nombre d'individu faisant partie d'un même écosystème, ou d'une communauté. Il représente l'entropie de système et l'évolution d'un peuplement et se calcule d'après SHANNON-WEAVER de la façon suivante:

$$H = -\sum Ni/N \log_2 Ni/N$$

H indice de SHANNON-WEAVER exprimé en bit par individus.

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

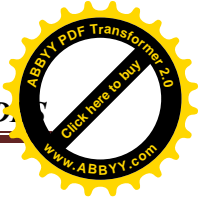
N: Nombre d'individus dans le peuplement.

II.6.Étude statistique des données

Toutes les analyses statistiques ont été réalisées à l'aide de l'Excel statistique et du logiciel **MatLab**.

L'étude des corrélations linéaires bivariées entre les paramètres étudiés renseignent sur la force des associations entre ceux-ci. La matrice des corrélations des 18 paramètres mesurés durant notre étude est présentée dans le tableau IV. Les coefficients de corrélations doivent être interprétés avec précaution.

En effet, ils sont affectés simultanément par les variations temporelles (**Vega et al., 1998**).



III.1. Facteurs abiotiques

III.1.1. Paramètre physico-chimiques

III.1.1.1. Température (Fig.02, et Annexe III.)

La température de l'eau, est un facteur écologique qui entraîne d'importantes répercussions écologiques (Leynaud, 1968). Elle joue également un rôle dans la solubilité des sels et surtout des gaz, dans la dissociation des sels dissous (sur la conductivité électrique) et dans la détermination du pH (Rodier et al., 2005).

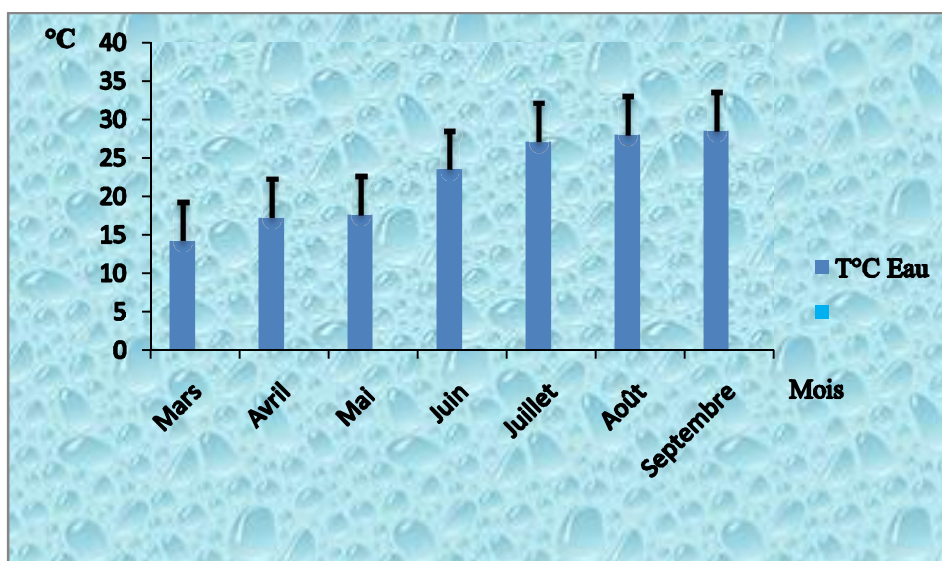


Figure 02 : variation des moyennes mensuelles de la température de l'eau (°C)

Le régime thermique (T°C) des eaux superficielles du plan d'eau suit celui du climat méditerranéen; il est élevé pendant l'été (28°C), doux au printemps (14.2°C) (Fig02.). D'une façon générale, la température des eaux superficielles est influencée par la température de l'air, en effet, selon Grosclaude et al., (1999) la température des eaux superficielles est largement conditionnée par la température de l'air et de l'énergie solaire.

III.1.2. Oxygène dissous (Fig.03, et Annexe III.)

L'oxygène est l'un des paramètres particulièrement utile pour l'eau et constitue un excellent indicateur de sa qualité. C'est un des paramètres les plus sensibles à la pollution. Sa valeur nous renseigne sur le degré de pollution et par conséquent sur le degré de l'auto-épuration d'un plan d'eau.

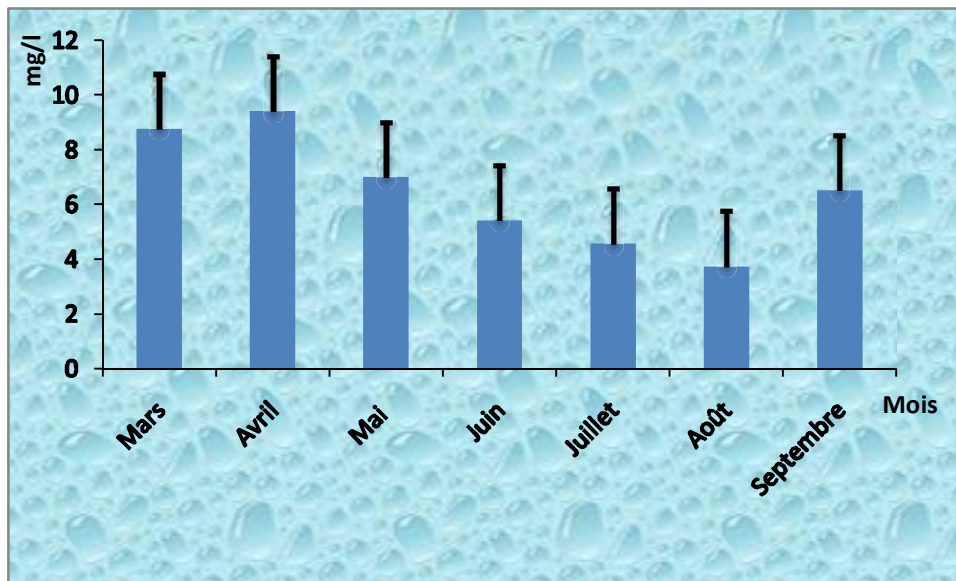


Figure 03 : variation des moyennes mensuelles de l'oxygène dissous (mg/l)

L'évolution des moyennes mensuelles de l'oxygène dissous montre des concentrations plus élevées durant les mois de : Mars (8.775 mg/l), Avril (9.395 mg/l), Mai (6.99 mg/l) et Septembre (6.5mg/l), ce résultat peut être expliqué par les valeurs basses de la température enregistrées durant ces quatre mois (voir température). D'après Hébert et Légaré, (2000), l'oxygène dissous dépend de la température de l'eau; une eau froide contient une plus grande quantité d'oxygène dissous qu'une eau chaude.

III.1.3. pH (Fig.04, et Annexe III.)

Le pH mesure l'acidité ou la basicité d'une eau. L'eau naturelle présente des valeurs en pH qui varient de 4 à 10 en fonction de la nature acide ou basique des terrains traversés (Ibge, 2005).

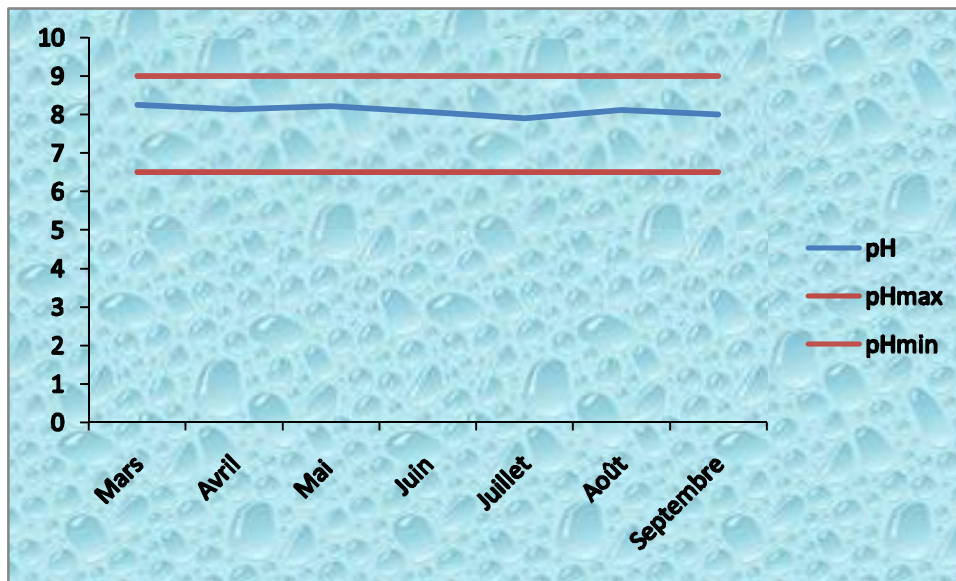


Figure 04 : variation des moyennes mensuelles du pH de l'eau

La variation des moyennes mensuelles du pH montre que ce paramètre oscille entre une valeur minimale de **7.895** enregistrée durant le mois de Juillet et une valeur maximale **8.245** notée durant le mois de Mars. Ces valeurs sont conformes aux normes algériennes préconisées par le **J.O.R.A (2011)**, qui tolère une valeur minimale de **6,5** et une valeur maximale de **9**. D'après **Dussart (1992)**, les eaux douces présentent des valeurs de pH assez variables en fonction de l'heure de la journée, de la température, de l'insolation, de l'intensité lumineuse et des processus physiologiques et biologiques. En effet, la photosynthèse fait augmenter le pH alors que la respiration et la fermentation tendent à l'abaisser.

III.1.4. Conductivité électrique (Fig.05, et Annexe III.)

La conductivité électrique est proportionnelle à la quantité des sels ionisables dissous, elle constitue un bio-indicateur du degré de minéralisation de l'eau (**Rodier et al., 2009**).

La conductivité varie en fonction de la présence, la concentration, la mobilité des ions et la température de l'échantillon elle est liée à la concentration et à la nature des substances dissoutes (**Oicau, 2007**)

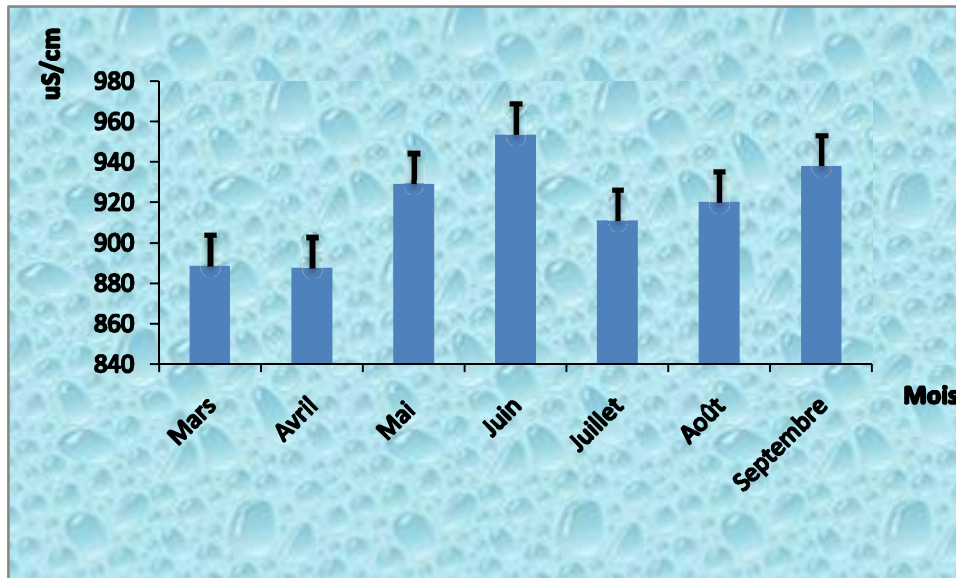


Figure 05: variation des moyennes mensuelles de la conductivité de l'eau (uS/cm)

La variation des moyennes mensuelles de la conductivité montre que ce paramètre varie entre un minimum de **887,5 uS/cm** noté au mois d'avril et un maximum de **953,5 uS/cm** noté au mois de Juin. Ce résultat est largement inférieur aux normes du **J.O.R.A (2011)**, qui exigent pour les eaux superficielles une valeur de **2800 μ S/cm**. Mais D'après **Rodier et al., (2009)**, une conductivité supérieure à **666 uS/cm** implique une minéralisation importante des eaux.

III.1.5. La turbidité (Fig.06 et Annexe III.)

Ce sont les particules en suspension qui sont à l'origine de la turbidité. En effet l'érosion des roches, l'entraînement des matières minérales ou organiques du sol, le déversement des eaux usées domestiques ou industrielles riches en suspension peuvent conduire inévitablement à l'augmentation de la turbidité (**Larbi, 2004**).

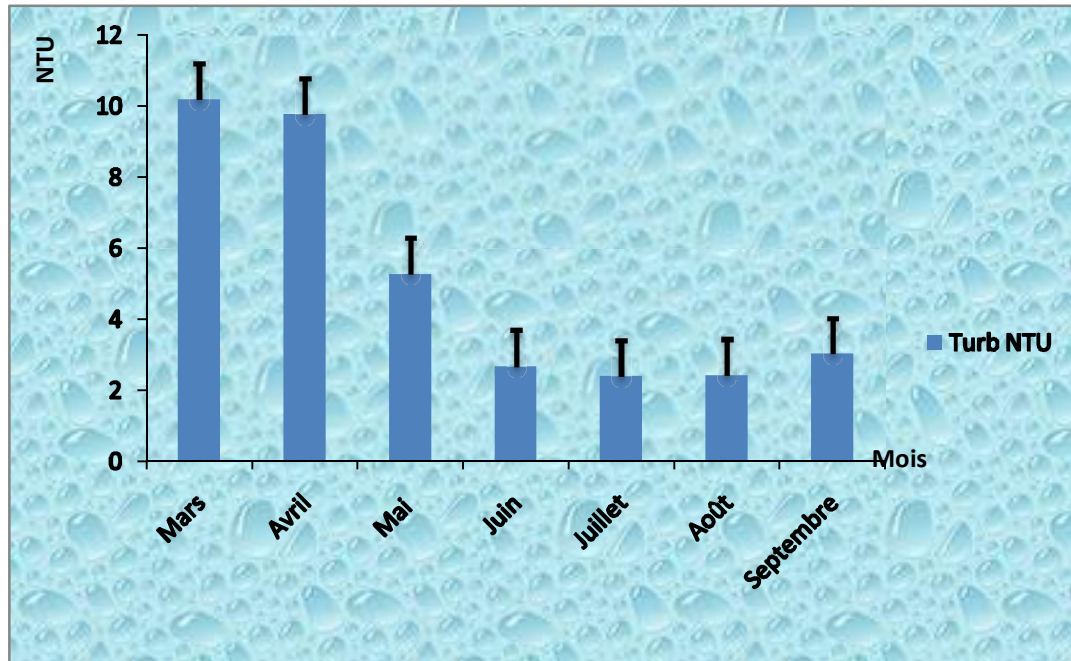


Figure 06: variation des moyennes mensuelles de la turbidité de l'eau(NTU)

La variation des moyennes mensuelles de la turbidité montre que les valeurs élevées de ce paramètre sont enregistrées durant les deux mois de : Mars (10.175NTU) et Avril (9.76NTU) alors les valeurs minimales sont notées durant les cinq mois qui restent. Ce résultat peut être causé par les vents et les pluies abondantes enregistrées durant ces deux mois. En effet ces deux paramètres influent sur la stabilité et les mouvements d'eau du lac de barrage et induisent à l'érosion des roches, et l'entraînement des matières minérales ou organiques du sol.

III.1.6.Matières organiques (Fig.07, et Annexe III.)

Dans les eaux naturelles, les matières organiques proviennent naturellement de la décomposition de la flore et de la faune aquatiques (Nkambule et al., 2008).

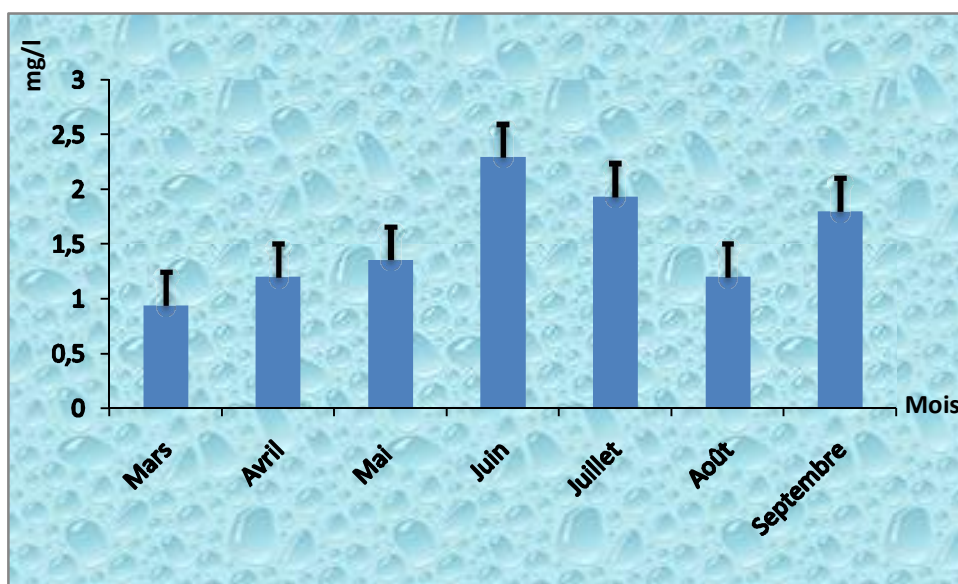


Figure 07: variation des moyennes mensuelles de la matière organique de l'eau (mg/l)

La variation des moyennes mensuelle de la matière organique (MO) montre une la valeur minimale de **0,94** notée au mois de Mars et une valeur maximale de **2,295** relevée durant le mois de Juin. 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), la lyse cellulaire et la sénescence algale (Servais *et al.*, 1985; Murray et Eldrige, 1994) soit d'origine exogène apportée par le lessivage des sols (Madigou, 2005)

III.I.7. Azote ammoniacal (Fig.08, et Annexe III.)

L'azote ammoniacal constitue un des maillons du cycle complexe de l'azote dans son état primitif. C'est un gaz soluble dans l'eau. Il existe en faible proportion, inférieure à 0,1mg/l d'azote ammoniacal dans les eaux naturelles. Il constitue un bon indicateur de la pollution des cours d'eau par les effluents urbains. Dans les eaux superficielles, il provient de la matière organique azotée et des échanges gazeux entre l'eau et l'atmosphère (Chapman *et al.*, 1996).

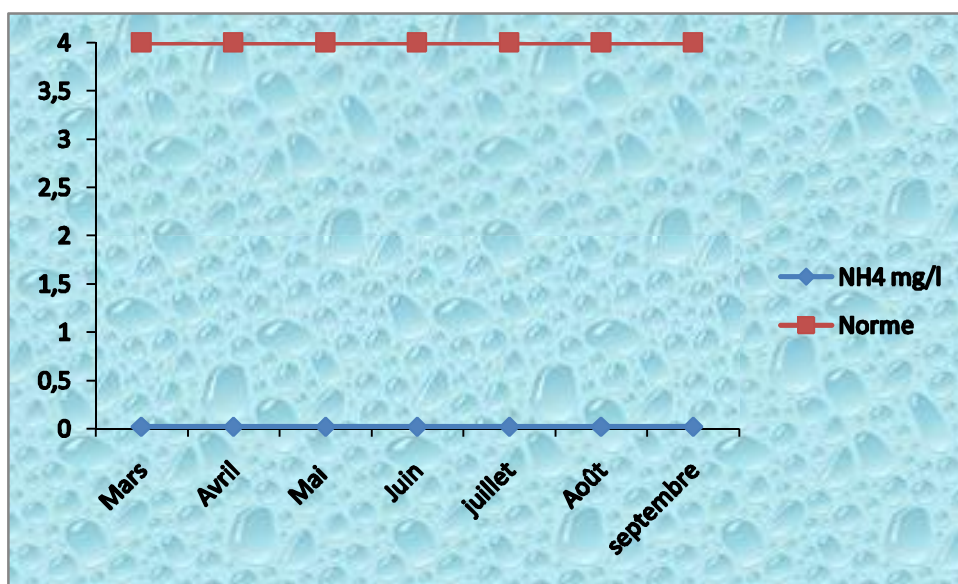


Figure 08 : variation des moyennes mensuelles de l'azote ammoniacal de l'eau (mg/l)

La variation des moyennes mensuelles de l'azote ammoniacal montre que les valeurs de ce paramètre sont pratiquement nulles (inférieures à 0,02mg/l). Ce résultat est donc conforme aux normes de **J.O.R.A (2011)**, qui exige une valeur inférieure à 4 mg/l.

Les valeurs pratiquement nulles de ce paramètre peuvent être expliquées par l'absence des rejets des eaux usées déversées dans ce lac. Selon **Painchaud, (1997)** la source de l'azote ammoniacal provient des eaux usées qui peuvent contenir des quantités importantes d'ammoniac.

III.1.8. Nitrites (Fig.09, et Annexe III.)

Les nitrites en générale ne sont retrouvés que rarement en concentrations importantes dans les eaux naturelles (**Debeiche, 2002**)

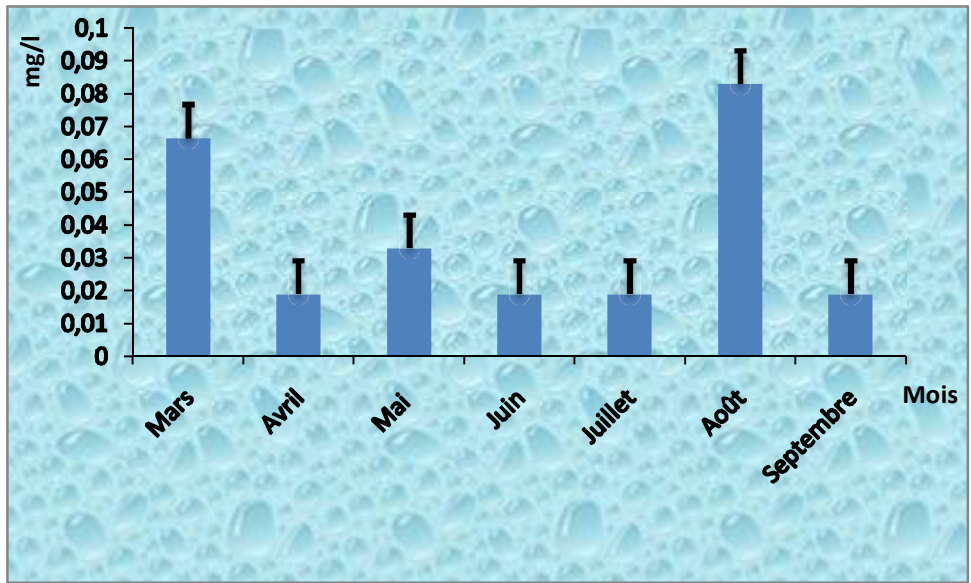


Figure 09 : variation des moyennes mensuelles des nitrites de l'eau (mg/l)

Les teneurs en nitrites observées apparaissent relativement faibles est inférieure à **0.02 mg/l** excepté aux mois de Mars et Avril ou les teneurs sont de **0,066 mg/l** et **0,083 mg/l** respectivement, mais ces valeurs restent comme même inférieures à la norme algérienne qui est de **0,1 mg/l** proposée par le **J.O.R.A (2011)**. Ces faibles teneurs en nitrites sont dues probablement à leur transformation car les nitrites ont une forme de transition, soit de l'oxydation de $N-NH^+$ en nitrates $N-NO_3^-$, soit de la réaction inverse de réduction par des processus microbiens entre les nitrates, nitrites et l'ammonium. Ces processus dépendent de la présence ou de l'absence de l'oxygène, de la température et du pH (**Sukop, 2006**).

III.1.9. Les nitrates (Fig.10, et Annexe III.)

Les nitrates constituent le stade final de l'oxydation de l'azote, et représentent la forme d'azote au degré d'oxydation le plus élevé présent dans l'eau.

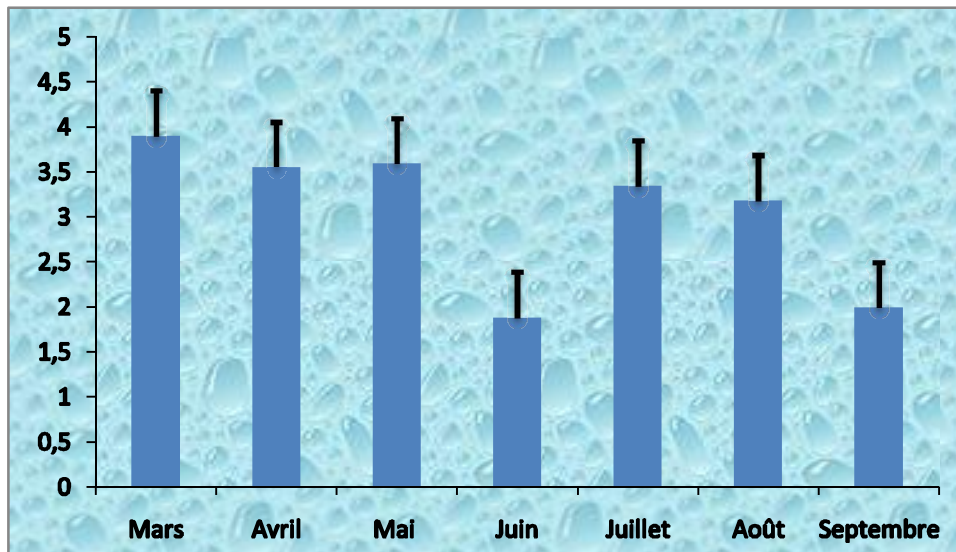


Figure 10: variation des moyennes mensuelles des nitrates de l'eau (mg/l)

La variation des moyennes mensuelles des nitrates, montre que ces dernières oscillent entre un minimum relevé durant le mois de Juin **1,88 mg/l** et un maximum de **3,895 mg/l** noté au mois de Mars. L'augmentation des teneurs en nitrates pendant la période pluvieuse (Mars, Avril et Mai) par rapport à la période sèche (Juin, Juillet, Août et Septembre) peut être due au lessivage des fertilisants utilisés dans les sols agricoles situés sur les bords de ce barrage. Cependant les valeurs faibles pourraient être attribuées aux faibles taux d'oxygène dissous et, puisque les nitrates représentent la forme la plus oxygénée de l'azote, peuvent jouer en période de faible oxygénation le rôle de donneur d'oxygène, évitant ainsi l'anaérobiose.

Nous pouvons conclure que les teneurs en nitrates enregistrées sont inférieures à la teneur suggérée (**50 mg/l**) par les normes algériennes (**J.O.R.A, 2011**), ce qui indique que les eaux étudiées ne sont pas assujetties à un risque de pollution par les nitrates.

III.1.10. Orthophosphates (Fig.11, et Annexe III.)

Selon **Champiat et Larpent (1988)**, les orthophosphates présents dans l'eau proviennent de deux origines :

- des apports diffus : c'est à dire de l'érosion des sols, lessivage des engrais artificiels et naturels et les apports ponctuels constitués par les rejets d'eaux usées domestiques.
- les détergents utilisés dans l'industrie pour le traitement de surface des métaux ou évacués par les eaux usées urbaines.

Les orthophosphates sont généralement responsables de l'accélération des phénomènes d'eutrophisation.

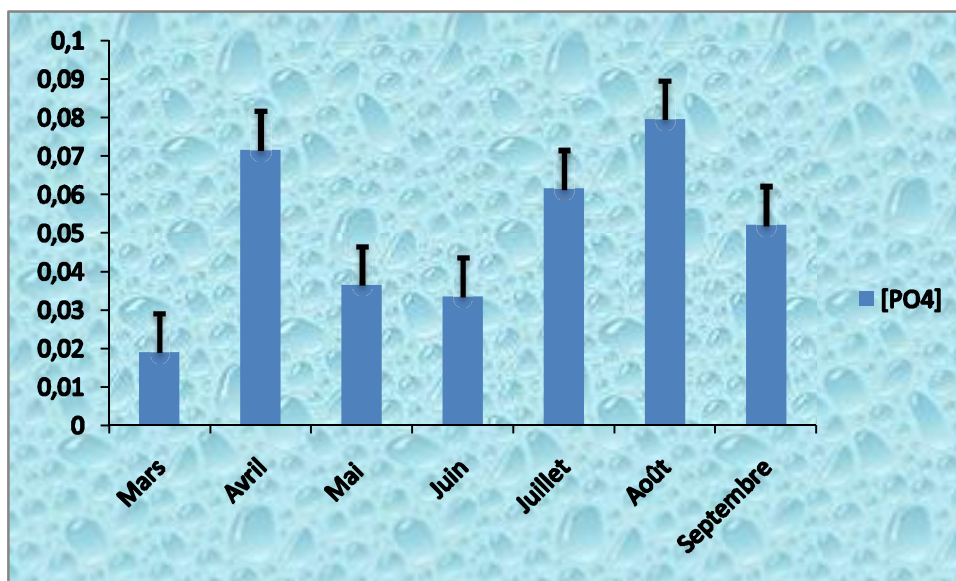


Figure 11 : variation des moyennes mensuelles des orthophosphates de l'eau (mg/l)

L'analyse des résultats montre que les concentrations moyennes en orthophosphates dans les eaux de surface de barrage KEDDARA varient entre une valeur minimale de **0,02** mg/l relevée durant le mois de Mars et une valeur maximale de **0,795** mg/l notée au mois d'Août. Ces valeurs comparées aux normes algériennes (J.O.R.A, 2011) sont largement inférieure à **10 mg/l** préconisée pour les eaux de surface.

III.1.11. Bicarbonates (Fig.12, et Annexe III.)

Les bicarbonates sont les principaux contributeurs de l'alcalinité totale qui peut être déterminée dans un test de l'eau. L'alcalinité d'un échantillon d'eau est la mesure de sa capacité à neutraliser les acides (Self, 2010).

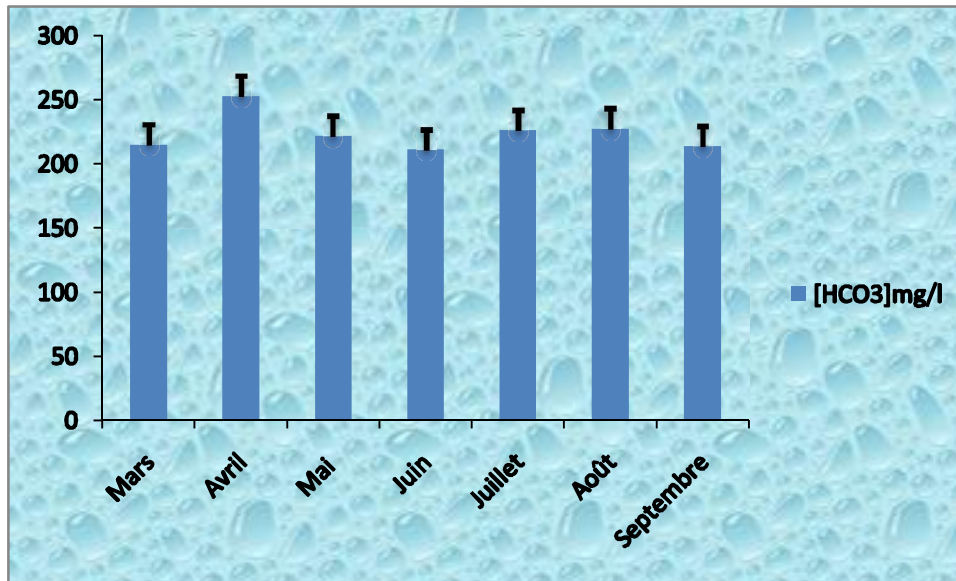


Figure 12 : variation des moyennes mensuelles des bicarbonates de l'eau (mg/l)

Nous remarquons que les valeurs moyennes des bicarbonates enregistrées durant les 7 campagnes de prélèvements varient entre **211.06mg/l** notée au mois de juin et **252.54.mg/l** notée au mois d'Avril. Ces teneurs sont élevées par rapport aux autres éléments minéraux recherchés. Ceci serait probablement dû à la nature des terrains que traversent ces eaux, car les ions bicarbonates proviennent essentiellement de la dissolution des roches calcaires ou aux nombreux effluents qui alimentent le barrage et qui lors de leur trajet se chargent en ions bicarbonates. Selon **Rodier et al., (2005)**, la concentration des eaux en bicarbonates HCO_3^- est en fonction du pH de l'eau et de la température. Le bicarbonate est un alcalin. Dans les eaux douces, les ions bicarbonates sont produits par une forte photosynthèse des plantes (**Berne et Levy, 2007**).

III.1.12. Calcium et Magnésium (Fig.13, et Annexe III.)

Le calcium et le magnésium, constituent deux compartiments majeurs de la dureté de l'eau (**Rodier, 1984**).

Le calcium se présente sous forme de composante des minéraux complexes du sol. Cette forme succombe lentement au cours des années, sous l'action dissolvante de l'eau chargée d'acide carbonique et d'autre acide (**Bukambe et Bradly, 1965**). Le calcium est l'élément qui nous renseigne sur la productivité de l'eau (**Rodier, 1996**).

Le magnésium est un élément que l'on retrouve abondamment dans le sol et la roche, il est essentiel pour la santé humaine c'est le huitième élément naturel le plus abondant, il est présent dans toutes les eaux naturelles (Benamar et al., 2011).

Selon Degrémont (1978), les eaux chargées de calcium sont dures et celles qui sont faiblement chargées sont denses. Magnésium contribue à la dureté de l'eau. Une forte teneur en magnésium procure à l'eau une saveur amère

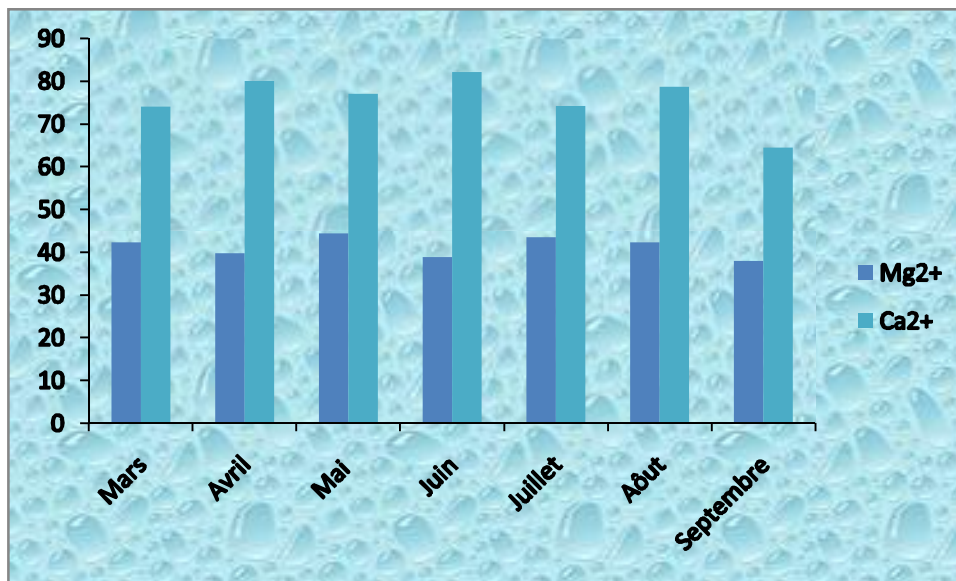


Figure 13 : variation des moyennes mensuelles du calcium et du magnésium de l'eau (mg/l)

Les teneurs moyennes mensuelles du calcium varient entre un minimum **64.42mg/l** noté au mois de Septembre et un maximum de **82.08mg/l** relevé au mois de Juin, et celles du magnésium varient entre un minimum de **37.89mg/l** noté au mois de Septembre et un maximum de **44.26mg/l** relevé au mois de Mai . Ces faibles teneurs peuvent être expliquées par l'activité photosynthétique et son utilisation par la faune aquatique (zooplancton,).

III.1.13. Les Chlorures (Fig.14, et Annexe III.)

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

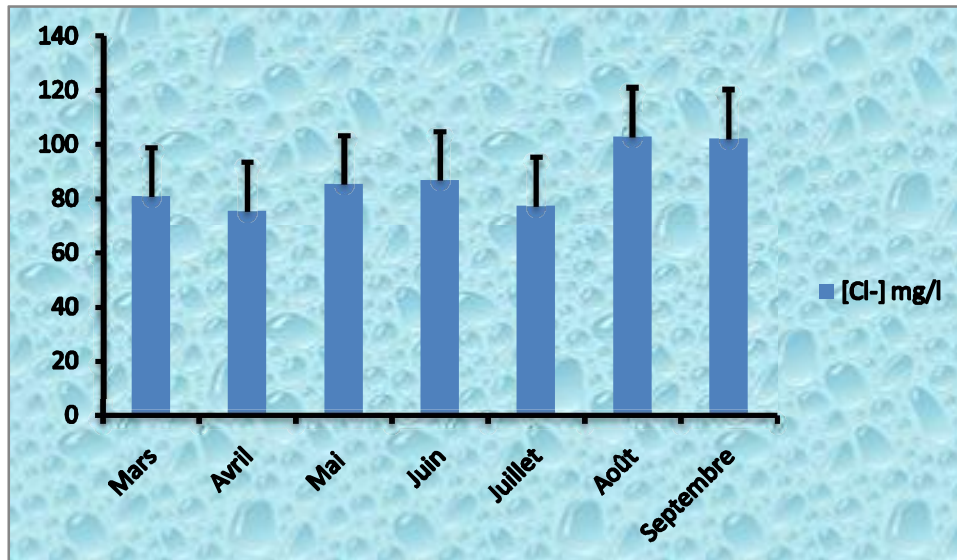


Figure 14 : variation des moyennes mensuelles des chlorures de l'eau (mg/l)

Les fortes teneurs des concentrations en ions chlorures (Cl⁻) sont enregistrées aux mois d'Août (102.7 mg/l) et Septembre (102mg/l). Les chlorures pourraient provenir des rejets industriels, de la percolation à travers les terrains salés (Kholtei et al., 2003). Selon Cherbi (1984), cette teneur pourrait s'expliquée par la nature du terrain du bassin versant situé sur un sol salin et par des rejets d'eaux usées. Ces teneurs restent conformes aux normes algériennes qui préconisent une valeur inférieure à 600 mg/l, ce qui permet de classer ces eaux dans la grille Excellente des eaux de surface.

III.1.14.Sulfate (Fig.15, et Annexe III.)

Les Sulfates sont des composés provenant de la dissolution du gypse ou des effluents urbains, ou encore de la nature pétrographique du substrat (Rodier, 1996).

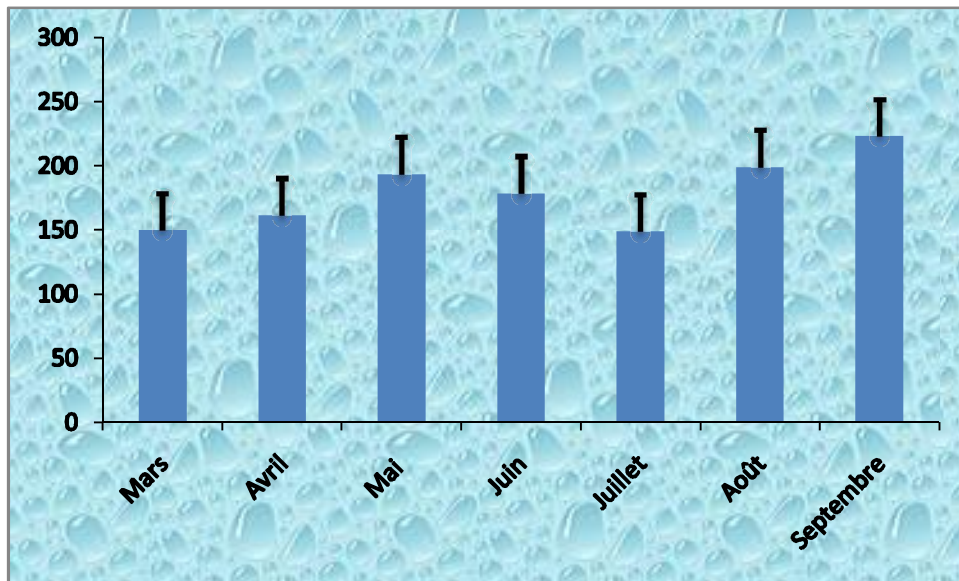


Figure 15: variation des moyennes mensuelles des sulfates de l'eau (mg/l)

D'après la Fig. n°15, nous remarquons que les concentrations maximales sont notées aux mois d'Août (198.8 mg/l) et septembre (223 mg/l). Ces fortes concentrations sont peut être dues à la nature du sol traversées par les eaux (terrains gypseux). Alors que les concentrations minimales sont relevées aux mois de Mars (149.6 mg/l) et Juillet (148.7 mg/l), ce résultat peut être lié à la diminution des matières organiques d'origine animale. Ces valeurs sont largement inférieures à la norme de 400 mg/l, exigée par J.O.R.A, (2011).

III.1.15. Matières en suspension (Fig.16, et Annexe III.)

Les matières en suspension, représentent l'ensemble des particules minérales et organiques contenues dans les eaux. Elles sont fonction de la nature des terrains traversés, de la saison, de la pluviométrie, de régime d'écoulement des eaux, de la nature des rejets, etc. (Rodier, 1984). Les teneurs élevées en matières en suspension peuvent être considérées comme une forme de pollution. Une telle hausse peut aussi entraîner un réchauffement de l'eau, lequel aura pour effet de réduire la qualité de l'habitat pour les organismes d'eau froide (Hébert et Légare, 2000).

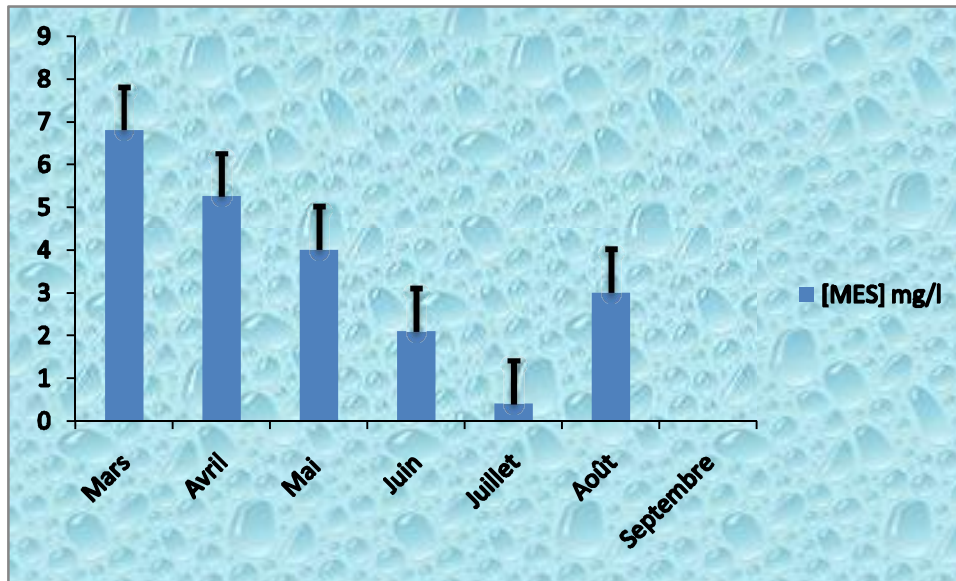


Figure 16: variation des moyennes mensuelles des Matières en suspension de l'eau (mg/l)

Pour la période de notre stage, les valeurs des MES enregistrées oscillent entre **6.8** mg/l au mois de Mars et **0.4** mg/l au mois de Juillet.

L'évolution temporelle des MES (figure16) montre deux périodes bien distinctes :

- une période hivernale, où les fortes charges exceptionnellement (**4 à 6.8**mg/l). Ces teneurs élevées peuvent être attribuée à une intense érosion du bassin versant, suite à des pluies orageuses brutales qui occasionnent une augmentation des matières en suspension.
- Une période estivale, où la variation des concentrations de la MES garde la même allure avec des valeurs moins élevées durant les mois de : Juin et Août, à l'exception au mois de Juillet note une faible teneur

Ces valeurs sont largement inférieures à la norme de **25 mg/l**, exigée par **J.O.R.A, (2011)**. Ce qui permet de classer ces eaux dans la grille Excellente.

III.2. Facteur biotique

III.2.1. Étude bactériologiques

Les résultats de la recherche et du dénombrement de la flore bactérienne présente dans nos 12 prélèvements d'eau sont représentés dans la figure 17 et regroupés dans le tableau XIII (annexe III).

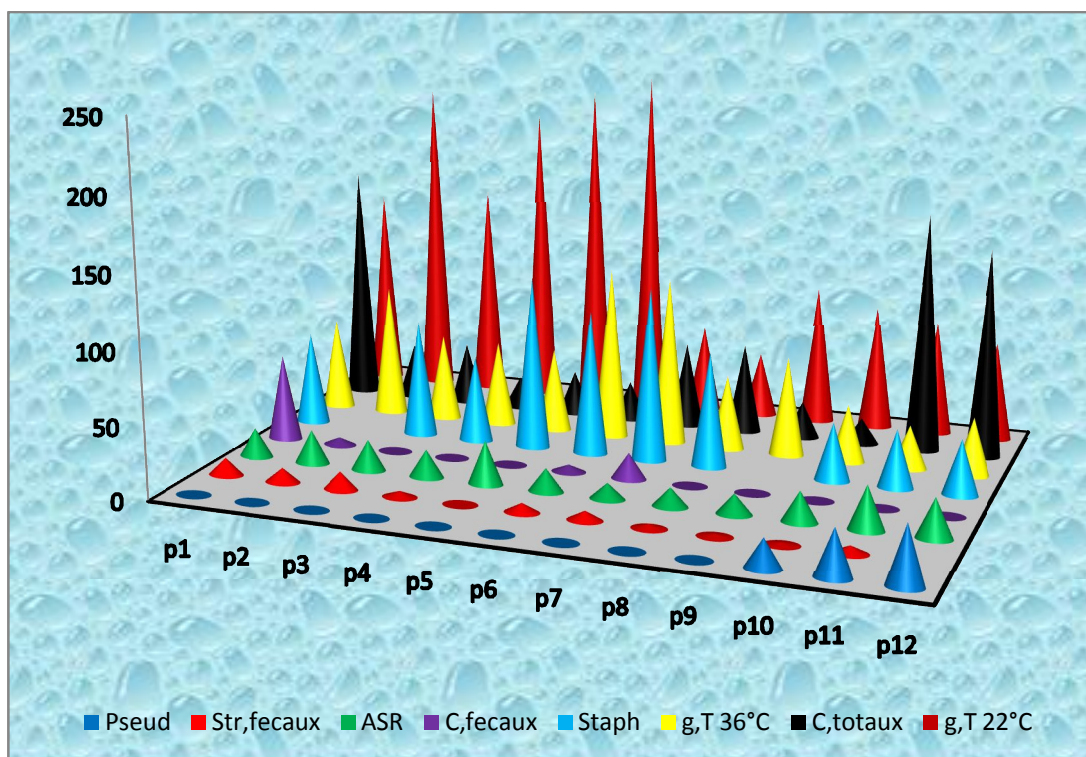


Figure 17 : variation bimensuelle des germes recherchés dans l'eau (UFC)

D'après la figure 17 nous observons :

- le nombre de coliformes totaux retrouvés dans (EB) est compris entre **17.8** et **165.2** germes/ **100** ml. Ces résultats sont conformes aux normes algériennes (**J.O.R.A, 2011**).
- L'absence des germes fécaux dans l'eau étudiée conclue et confirme également l'absence de contamination fécale et de pollution urbaine. Leur présence aux mois de mars et juin est peut être due à la capacité de ces germes à résister aux conditions environnementales difficiles, les résultats trouver signifie que l'eau du lac de barrage KEDDARA est classée dans la classe II (Bonne) de grille de qualité des eaux de surface.
- le nombre moyen mensuel des entérocoques intestinaux retrouvés dans (EB) est compris entre **0** et **12.4** germes/ **100** ml, ce qui classe l'eau du lac de barrage KEDDARA dans la classe I (Excellent). Les entérocoques fécaux désigne des streptocoques présents dans les

fèces de l'homme ou de l'animal ce qui leur confère le statut d'indicateur de contamination fécale (OMS, 1994).

-le groupe d'ASR se compose de microorganismes anaérobioses d'origine tellurique et normalement présents dans les fèces mais en nombre moins que les coliformes (Evens, 2003).

Le nombre d'ASR est compris entre 11 et 30 germes/ 100 ml, selon Prevost et al.,(1997), la charge microbienne en ASR est moins que celle des coliformes totaux dans l'effluent brute

- la niche écologique de *Pseudomonas aeruginosa* est caractérisée par la faible concentration ionique (eau douce), la faible teneur en matières organiques (sucres et protéines) et un large éventail de température, entre 4°C et 43°C (sa température optimale de croissance est de 42°C), ce qui explique la présence de *Pseudomonas aeruginosa* au mois de Juillet et Août.

- la présence de Germes aérobies revivifiables en grand nombre est le signe d'une dégradation de la qualité de l'eau, soit à la ressource, soit dans le réseau. Les bactéries d'origine résiduaire (environnementale) sont dénombrées à 22°C sur une période de 72 heures d'incubation, et les bactéries d'origine intestinale (humaine ou animale) à 37°C sur une période d'incubation de 24 heures. Les bactéries d'origine environnementale se développant principalement à des températures basses (Rodier et al., 1996).

III.2.2. La chlorophylle a

La teneur en chlorophylle a est nettement influencée par plusieurs facteurs tels que la composition spécifique, l'état physiologique des algues, la densité cellulaire, la lumière, la température et l'heure de la journée à laquelle est effectué le prélèvement (Nueveux, 1974).

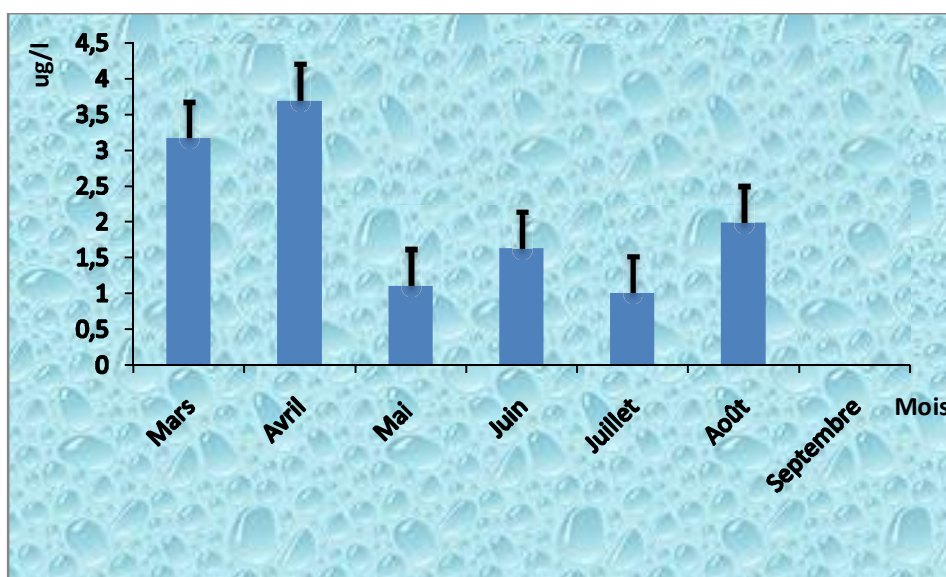
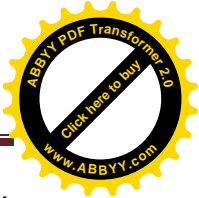
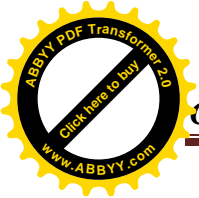


Figure 18 : variations des moyennes mensuelles de la chlorophylle a de l'eau



Les teneurs moyennes en chlorophylle a varient entre un minimum de **1.01 µg/l** noté au mois de Juillet et un maximum de **3.69 µg/l** relevé au mois d’Avril. Toutefois certaines discordances apparaissent particulièrement dans les mois de mai et juillet, où nous avons enregistré de faibles teneurs en chlorophylle en dépit d’une poussée algale importante. Cette diminution pourrait être due à une augmentation de la salinité au niveau de barrage.

III.2.3. Le Phytoplancton

III.2.3.1. Etude qualitative

L’étude qualitative du phytoplancton des eaux du lac de barrage KEDDARA nous a permis de déterminer **160** espèces appartenant à **18** genres qui se répartissent dans **4** embranchements : Chlorophytes, Cyanobactéries, Chrysophytes, et Pyrrophytes (tableau III).

Tableau III : algues répertoriées au niveau du lac de barrage KEDDARA

Embranchements	Classes	Genres
Chlorophytes	Chlorophyceae	- <i>Coelastrum</i> - <i>Sphaerocy</i> - <i>Oocystis</i> - <i>Pandorina</i> - <i>Tetraedron</i> - <i>Scenedesmus</i> - <i>Phacotus</i>
	Zygophyceae	- <i>Closterium</i> - <i>Cosmarium</i>
Chrysophytes	Diatomophyceae	- <i>Achnanthes</i> - <i>Cyclotella</i> - <i>Navicula</i>
Pyrrophytes	Cryptophycées	- <i>Chroomonas</i>
	Dinophyceae	- <i>Ceratium</i>
Cyanophytes	Cyanophyceae	- <i>Chroococcus</i> - <i>Oscillatoria</i> - <i>Oscillatiria</i> - <i>Microcystis</i>

Nous avons rencontré lors de nos identification la présence de certaines espèces sont présenté dans Figure19


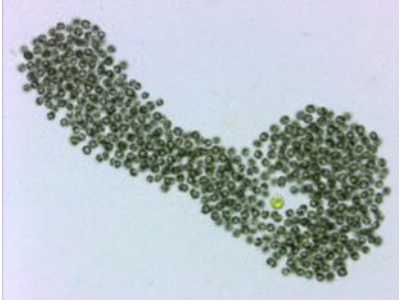


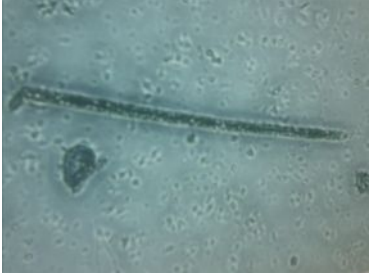





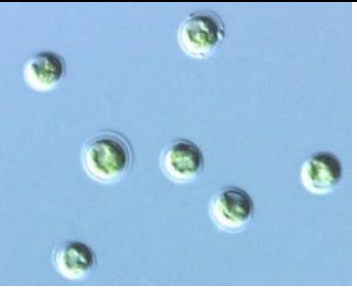
 <p><i>Scenedesmus opoliensis sp</i></p>	 <p><i>Microcystis sp</i></p>	 <p><i>Scenedesmus sp</i></p>
 <p><i>Oscillatoria sp</i></p>	 <p><i>Oscillatiria sp</i></p>	 <p>Kyste de <i>Ceratium birundinella sp</i></p>
 <p><i>Oocystis crassa sp</i></p>	 <p><i>Navicula sp</i></p>	
 <p><i>Acuta ultermoebl sp</i></p>	 <p><i>Closterium aciculare sp</i></p>	 <p><i>Chlorella sp</i></p>

Figure 19 : quelques espèces de phytoplancton (Photos originales) vue au microscope inverse (Gr x 40)

III.2.3.2. Etude quantitative

- **Abondance (A) :** les abondances de différentes classes du phytoplancton sont représentées par la figure 20 :

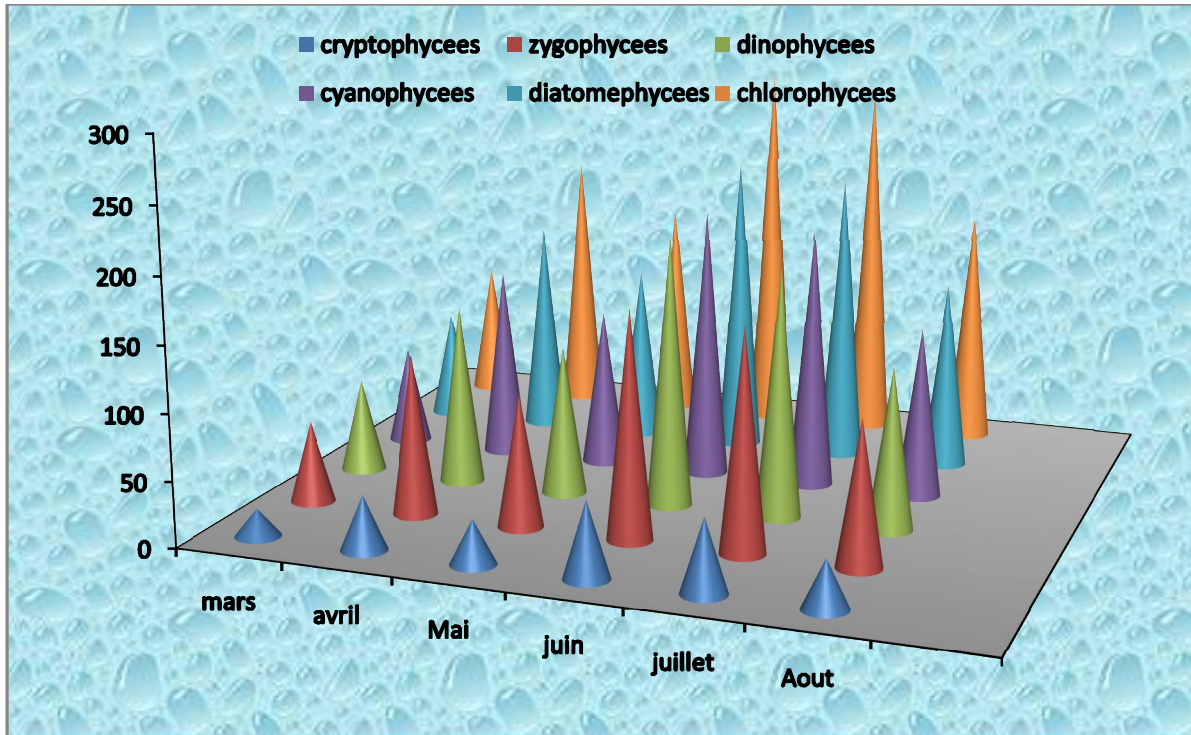


Figure 20 : abondances des différentes classes d'algues

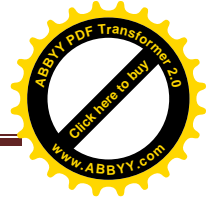
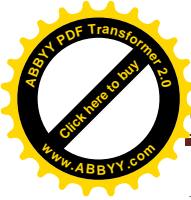
La classe des chlorophycées

Les chlorophycées forment un très grand ensemble, elles peuvent se présenter sous une forme unicellulaire ou cénobiale ou encore sous forme de thalle de structure et d'aspects morphologiques variés (Prescott et al., 2003)

Les chlorophycées présente une densité élevée durant les 12 prélèvements avec une densité maximale $D = 298$ ind/l et une dominance de 24.78% notée au mois de Juin. Ce résultat peut être dû au fait que les chlorophycées ne rentrent pas en compétition avec les autres classes pour l'exploitation des ressources alimentaires.

La classe des Diatomophycées

Les diatomées ou *Diatomophyceae* sont des algues unicellulaires ou cénobiales très répandues dans toutes les collections des eaux douces, marines et saumâtre où elles peuvent mener une vie planctonique ou benthique (Dabbadie, 2005) Ils sont surtout caractérisés par leurs parois imprégnées de silice qui forment des logettes bivalves appelées frustule ; Les frustules des diatomées sont à base de silice cristallisée $[Si(OH)_4]$.



Les diatomées sont également d'excellents indicateurs de la qualité des eaux en particulier en considérant leur tolérance aux pollutions de certaines espèces –pH, température- (Gayral, 1975 et Dabbadie, 2005). Les diatomées présentent une densité maximale $D= 231$ ind/l et une dominance de 19.81% notée au mois de Juin et une densité minimale $D= 84.5$ ind/l notée au mois de Mars. Nous remarquons l'abondance des espèces (*Navicula sp* et *Achnante clevel*) dans l'eau du lac de barrage KEDDARA.

La classe des cyanophyceae

Les cyanophycées des eaux douces sont très abondantes en été (Arrignon, 1991).

Les protozoaires et le zooplancton sont incapables de les consommer. Ce déficit dans la prédation tient à la fois de leurs caractéristiques essentielles :

- la grande taille des cellules ou leurs agglutinations sous forme coloniale quand elles sont de petite taille;
- leurs protections par une enveloppe gélatineuse et leurs aptitudes à sécréter des toxines (Thome et al., 2000 et Barroin, 2003)

Leurs vitesses de croissance sont beaucoup plus faibles que celle des autres espèces algales et elle est maximale pour des températures supérieures à 25C°. Elles produisent des fleurs d'eau dans les milieux fortement stagnants et durant l'été (Colwell, 2000)

Parmi les genres dominants au niveau du lac de barrage KEDDARA :

-le genre *Microcystis*, qui est un bon indicateur de pollution est considéré comme l'un des cyanophycées le plus toxique (Barrion, 2003 et OMS, 2005)

-le genre *Oscillatoria*, qui est apparu en été avec une température supérieure ou égale à 25C° Selon Cerdan et al., (2004), c'est la température idéale à la croissance des cyanobactéries.

La classe des zygothycées

Cette classe se caractérise par une unique modalité de reproduction sexuée qui est la conjugaison ou cystogamie (Gayral, 1975). Elle présente deux types morphologiques une forme filamenteuse et une forme unicellulaire ou cénobiale.

Les Zygothycées sont des algues des eaux douces ; elles forment des touffes flottantes à la surface des eaux stagnantes aux courantes mais de faible débit (Dussart, 1966).

Dans l'eau brute du lac de barrage KEDDARA c'est l'espèce *Closterium aciculare* apparu au printemps et en été qui a dominée.

La classe des Cryptophycées

Ce sont des algues unicellulaires, mobiles (sauf chez deux organismes, l'un coccoïde l'autre palmelloïde) le plus souvent pigmentées, pourvue d'un pharynx tapissé de trichocyste, d'un noyau à caryosome et de corps mucifères (Regnuzt, 1990). Le produit d'assimilation caractéristique est le cryptamylon toujours extraplastidial. Durant notre étude, les cryptophycées sont peu abondant dans l'eau brute du lac de barrage KEDDARA. La dominance maximale est notée au mois d'Août (05.01%). Le seul Genre déterminée c'est le *Chroomonas*.

- **Indice de diversité de Shannon**

Selon Frontier et Pichod-Viali (1999), cet indice varie dans un intervalle qui est de]0,5-4.5 [. Un indice élevé de Shannon montre que le peuplement se compose d'un grand nombre d'espèces pour un petit nombre d'individus. Une valeur faible de l'indice H' montre qu'il existe au niveau du peuplement une espèce dominante. Si H' égal à zéro, les individus appartiennent à la même espèce.

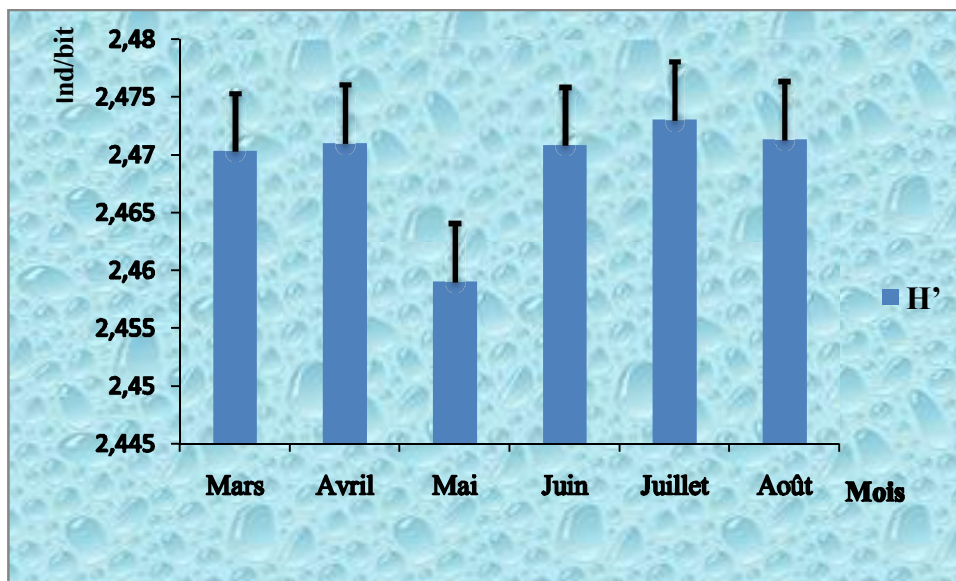


Figure 21 : Variation mensuelle de l'indice de Shannon

Nos résultats montrent que l'indice de Shannon est faible, il varie entre 2.459 bits/ind relevée au mois de Mai et 2.473 bits/ind notée au mois de Juillet. Ceci montre que le peuplement est dominé par une classe. Ce résultat est confirmé par le calcul des dominances qui a révélé en effet, l'existence d'une classe chlorophycée qui a dominé durant les 7 campagnes de prélèvement.

III.3. Analyse statistique des données

L'interprétation a porté sur la détermination des coefficients de corrélation de Pearson entre les différents paramètres mesurés tout au long de notre expérimentation

Le tableau IV représente une matrice de corrélation entre quelques paramètres à analyse des eaux brutes du lac de barrage KEDDARA

Nous remarquons au niveau de la matrice :

Une forte corrélation linéaire positive entre les bactéries coliforme et les chlorures, les entérocoques fécales et l'oxygène dissous, et une corrélation entre les chlorures et les sulfates allant de $r = 0,80$ jusqu'à $r = 0,90$. Cette forte corrélation peut être expliquée par l'influence des chlorures sur la faune et la flore aquatique ainsi que sur la croissance des végétaux.

Une très forte corrélation linéaire positive entre les matières organiques et le nombre d'algue ($r = 0,93$), cette corrélation est une des caractéristiques essentielles des milieux eutrophie, aussi bien pour le développement des phytoplanctons.

Une très forte corrélation linéaire positive entre les matières en suspension d'un côté avec les entérocoques ($r = 0,90$), Selon **El Haite et al., (2010)**, une corrélation importante entre les MES, et le peuplement bactérien est expliquée par le fait qu'une grande partie des MES sont essentiellement des bactéries. Et d'autre côté avec la turbidité ($r = 0,91$), selon **Valiron et Tabuchi, (1992)**, la matière en suspension est la matière minérale ou organique qui reste en suspension du fait de la turbulence de l'eau ou de sa densité trop voisine de celle de l'eau.

Une forte corrélation linéaire négative entre la température d'un côté et l'oxygène dissous ($r = -0,89$), Ce ci est essentiellement dû à la diminution de la température de l'eau; car une eau froide contient une plus grande quantité d'oxygène dissous qu'une eau chaude (**Hébert et Légaré, 2000**). De l'autre côté avec la turbidité ($r = -0,82$), Selon **Behar, (1997)**, une turbidité élevée peut être également à l'origine d'une diminution de la température de l'eau et d'une diminution de l'oxygène dissous.

Une forte corrélation linéaire négative et très significative entre le pH et le nombre d'algue Avec un $r = -0,85$ peut être expliquée selon **Dussart (1992)**, les eaux douces présentent des valeurs de pH assez variables en fonction de l'heure de la journée, et des processus physiologiques et biologiques.

L'oxygène dissous et l'ASR sont des caractères indépendantes, lorsque r proche de 0 , ce la signifie qu'il n'existe pas de relation linéaire entre ces caractères, l'ASR sont des bactéries anaérobies formant des spores.

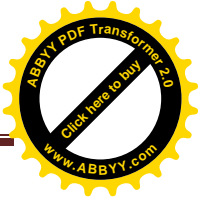
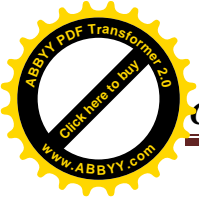
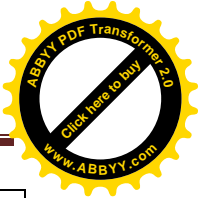
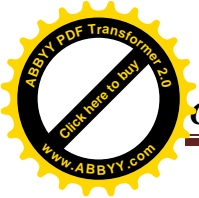
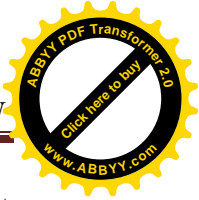
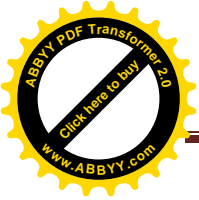


Tableau IV : Matrice de corrélation inter-paramètres des eaux brutes du lac de barrage KEDDARA

	T	P H	C E	O 2	T ur	M O	N O 2	P O 4	N O 3	S O 4	Cl -	M E S	C, T	E nt	A S R	g, T 36 °C	C ha	a l g
T° C	1																	
p H	0.5 8	1																
C E	0.4 7	0.3 5	1															
O ₂	0.8 9	0.6 8	0.5 8	1														
Tu r	0.8 2	0.7 1	0.7 9	0.9 2	1													
M O	0.3 5	0.7 3	0.7 6	0.5 1	0.7 1	1												
N O ₂	0.28	0.5	0.29	0.18	0.13	0.66	1											
P O ₄	0.57	0.43	0.14	0.36	0.29	0.06	0.05	1										
N O ₃	0.48	0.5	0.83	0.39	0.64	0.80	0.42	0.01	1									
S O ₄	0.46	0.07	0.65	0.30	0.05	0.16	0.02	0.18	0.58	1								
Cl ⁻	0.72	0.11	0.55	0.52	0.57	0.08	0.37	0.24	0.53	0.88	1							
M E S	0.65	0.91	0.06	0.83	0.91	0.81	0.38	0.03	0.56	0.01	0.16	1						
C, T	0.65	0.28	0.02	0.33	0.10	0.40	0.92	0.15	0.01	0.37	0.80	0.22	1					
En t	0.69	0.64	0.75	0.87	0.95	0.65	0.19	0.37	0.51	0.53	0.44	0.90	0.09	1				
A S R	0.07	0.48	0.45	0.06	0.23	0.85	0.72	0.31	0.74	0.36	0.42	0.42	0.47	0.15	1			
g, T 36	0.7	0.41	0.30	0.45	0.27	0.20	0.41	0.87	0.14	0.07	0.4	0.27	0.49	0.21	0.4	1		



°C																		
Ch	-	0.5	-	0.7	0.8	-	0.1	0.0	0.3	-	-	0.7	0.2	0.8	0.1	-	1	
a	0.4	1	0.7	5	4	0.6	9	5	5	0.3	0.2	9	1	8	7	0.1		
g	0.4	0.8	0.5	7	0.5	0.6	3	0.6	7	0.7	0.0	0.1	0.8	0.4	0.6	0.7	0.0	0.4
																		1



Le but de ce travail est l'étude de la qualité physico-chimique, bactériologique et phytoplanctonique des eaux brutes du lac de barrage de KEDDARA.

L'analyse des paramètres physico-chimiques a révélée que :

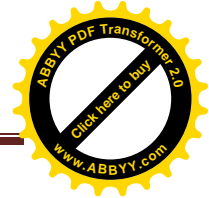
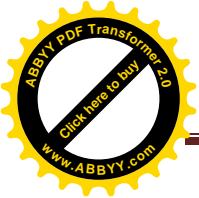
Les eaux du lac de barrage KEDDARA sont moyennement minéralisées et légèrement alcalines et ne dépassent pas **8,5** unités pH dans tous les prélèvements ; la température de l'eau varie selon les saisons entre **14.2** et **28.5°C** ; les variations des quelques éléments nutritifs (nitrite, azote ammoniacale) et d'orthophosphate sont désignés normaux, ne sont pas dangereuses, et pourraient assurer une bonne productivité dans le lac.

L'analyse bactériologique de l'eau brute du lac de barrage KEDDARA a présentée une qualité plus ou moins satisfaisante par rapport aux normes établies. La contamination est due à l'augmentation de la température et à l'envasement du barrage. La présence de spores de *Clostridium* sulfito-réducteurs proviennent des eaux de ruissellement et des affluents qui alimentent ce barrage ;

L'analyse qualitative du phytoplancton a fait ressortir l'existence de **160** espèces appartenant à **18** genres qui se répartissent dans six classes : trois classes pérennes (Chlorophycées, Diatomophycées et Cyanophycées), une classe fréquente (Cryptophycées) et deux familles saisonnières (Zygophycées et Dinophycées). L'étude quantitative a fait ressortir que le développement du phytoplancton est hétérogène sur le plan temporel. La densité phytoplanctonique est proportionnelle à la température et au taux de la chlorophylle a. L'évolution du phytoplancton a mis en évidence la dominance temporelle des Chlorophycées et Diatomophycées dont le développement est proportionnel au taux des nitrates, notamment au printemps (Mars, Avril et Mai) et inversement proportionnel aux taux des Orthophosphates.

L'indice de Shannon a montré que le peuplement phytoplanctonique est dominé par la classe des Chlorophycées qui a présentée des abondances élevées, ce qui a traduit un déséquilibre du peuplement phytoplanctonique.

L'étude statistique montre a l'existence des fortes corrélations entre des certaines paramètres et l'indépendance des autres paramètres.



Annexe I

Tableau V : matériels et milieux utilisés

Réactifs, Additifs et Solutions	Milieux	Verreries	Appareils
-Colilert18 -Entérolert-E. -Peroxyde d'hydrogène H ₂ O ₂ -Alun de fer. -Sulfite de sodium. -Acétone à 90 % -Disques d'Oxydase. -Peroxyde d'hydrogène H ₂ O ₂ Lugol alcalin -Eau de javel. -Eau physiologique stérile -Solution de phénate de sodium. -Solution de nitroprussiate de sodium. -Solution d'acide sulfalinique. -Solution alpha naphthylamine. -Solution tampon d'acétate de sodium. -Solution de soude. -Solution de sulfate de cuivre. -Mélange réducteur. -Mélange colorant. -Solution de bicarbonate de sodium. -Solution d'acide ascorbique. -Solution de chlorure de baryum et de gélatine. -Solution alun ferrique. -Solution de thiocyanate mercurique	-Gélose cétrimide -Gélose viande foie -Gélose Chapman au mannitol -Bouillon B.H.I.B. -Plasma de lapin. -Gélose T.G.E.A -Gélose inclinée King A. -Gélose inclinée King B. -Gélose nutritive. -Gélose T.S.A. -Gélose T.S	-Anse de platine. -Boîtes de pétrie stériles. -Filtres 0, 45, 0.22 um. -Filtres en acétate de cellulose 1.2 um -Papier d'aluminium -Fiole à vide. -Fioles ombrées jaugées de 20 ml -Flacons en verre de 500 et 1000 ml stériles. -Pipettes pasteur stériles. -Portoir. -Spatule en inox. -Tube à essai stérile. -Béchers stériles. -Burettes. -Eprouvettes graduées. -Erlen Meyer. -Fioles jaugées (50ml, 100ml). -Flacons en plastique de 500 et 1000ml. -Gants. -Pipettes. -Pissette. -Chambre de sédimentation (Utermöhl) Filet a plancton -Compteur des colonies	-Autoclave (Binder). -Bain marie (memmert). -Bec bunsen (Falc). -Etuve à température réglable (37°C et 44°C) (memmert). -Pompe à vide (millipore). -Rampe de filtration (millipore). -Lampe UV (rayonnement long 365 nm). -Caisson de visualisation UV. -Lunettes de protection absorbant les UV. -Plateau Quanti-Try. -Agitateur magnétique (Falc). -Balance analytique (AND GR 200). -Conductimètre (Hach Sension3). Conditionneur Quanti-Try (sealer). -pH mètre (Hach Sension3). -Spectrophotomètre UV-Visible (Hach Odyssey). -Turbidimètre (Hach 2100 N). -thermomètre -Chronomètre. -Centrifugeuse -Microscope inversé -Dosimat

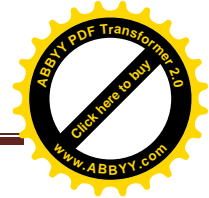
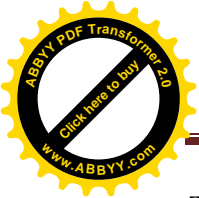
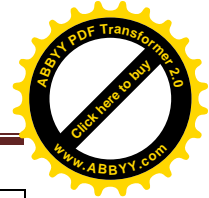
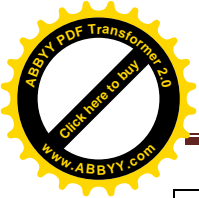
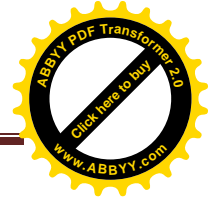
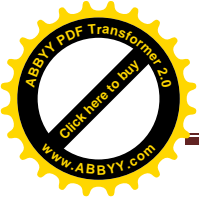


Tableau VI : réactifs utilise Pour les analyses physico-chimiques

Azote ammoniacal	Orthophosphate
<p>Réactif I</p> <p>Acide dichloroisocyanurique.....2 g. Hydroxyde de sodium (NaOH).....32 g. Eau distillée.....q.s.p1000 ml.</p> <p>Réactif II (coloré)</p> <p>Trictrate de sodium.....130 g. Salicylate de sodium.....130 g. Nitropruciate de sodium.....0.97 g. Eau distillée.....q.s.p1000 ml.</p>	<p>Réactif Mixte</p> <p>A : 13 g d'heptamolybdate d'ammonium.....100 ml d'eau distillée. B : 0.35 g de tartrate d'antimoine et de potassium.....100 ml d'eau distillée. C : 150 ml d'acide sulfurique pur.....150 ml d'eau distillée. (A + B) + C.....500 ml d'eau distillée.</p> <p>Acide ascorbique à 10 %</p> <p>Acide ascorbique.....10g. Eau distillée.....100ml</p>
Nitrite	Calcium et magnésium
<p>Acide sufanilique</p> <p>-Acide sulfanilique...40 g. -Hydrogénosufate de potassium...100 ml. -Eau distillée...q.s.p 100ml.</p> <p>N-I- Naphtyl éthylène diamine</p> <p>-N-I - Naphtyl éthylène diamine....2 g. -Eau distillée...q.s.p 100 ml.</p> <p>Réactifs mixte</p> <p>-Acide sulfanilique.....40 g. -N-I- Naphtyl éthylène diamine.....2 g. -Acide phosphorique....100 ml -Eau distillée....q.s.p 1000 ml.</p>	<p>Solution d'E.D.T.A N/50 (0,02N ou 0,01M)</p> <p>-EDTA.....3,725 g, Après déshydratation à 80°C pendant 2 h. -Eau distillée.....q.s.p1000 ml.</p> <p>Solution d'hydroxyde de sodium (NaOH) à 2 N</p> <p>-NaOH (pastilles).....80 g. -Eau distillée.....q.s.p1000 ml.</p> <p>Solution d'hydroxyde d'ammonium (NH₄OH) pH = 10,1</p> <p>-Chlorure d'ammonium.....67, 5 g. -NH₄OH (25%).....570 ml. -E.D.T.A (C₁₀ H₁₄ N₂ Na₂ O₈ 2H₂O)....5 ml. -Eau distillée.....q.s.p..... 1000 ml. -Conserver la solution dans une bouteille en polyéthylène.</p> <p>Indicateurs colorés</p> <p>-Noir eriochrome : 0,5 dans 25 ml d'éthanol. -Murexide 0,2 g dans 100g de NaCl</p>



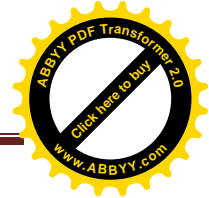
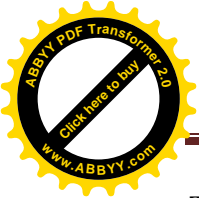
Nitrate	Sulfates
<p>Solution de salicylate de sodium à 0.5 % -Salicylate de sodium.....0,5 g. -Eau distillée..q.s.p100 ml.</p> <p>Solution d'hydroxyde de sodium (NaOH) 30 % -NaOH.....30 g. -Eau distillée....q.s.p 100 ml.</p> <p>Acide Sulfurique (H₂SO₄) concentré.</p> <p>Tartrate double de sodium et de potassium. -Hydroxyde de sodium Na OH.....400 g. -Tartrate de sodium et de potassium...60 g. -Eau distillée....q.s.p1000 ml. Laisser refroidir avant de compléter par de l'eau distillée a 100 ml. Cette solution doit être conservée dans un flacon de polyéthylène</p> <p>Solution mère d'azote d'origine nitrique à 1000 mg/1. -Nitrate de potassium anhydre...0.722 g. -Eau distillée....q.s.p1000 ml. -Chloroforme.....1 ml.</p> <p>Solution fille d'azote d'origine nitrique à 5 mg/l.</p>	<p>Solution mère de sulfates à 1 g/1 à partir de Na₂SO₄ . Na₂SO₄.....1,479 g. . Eau distillée.....1000 ml.</p> <p>Solution stabilisante</p> <p>- Acide chlorhydrique....60 ml. -Ethanol.....200 ml. - Chlorure de sodium.....150 g. -Glycérol.....100 ml. - Eau distillée.....q.s.p 1000 ml.</p> <p>Solution de chlorure de baryum : - Chlorure de baryum.....150 g. - Acide chlorhydrique.....5 ml. - Eau distillée.....q.s.p 1000 ml.</p>
Chlorures	Bicarbonates
<p>Solution de nitrate d'argent à 0,01 N -Nitrate d'argent.....1, 6987 g. -Eau distillée....q.s.p1000 ml.</p> <p>Indicateur coloré Chromate de potassium K₂CrO₄ à 10 %: -K₂CrO₄.....10 g. - Eau distillée.....q.s.p1000 ml.</p>	<p>Solution d'acide Chlorhydrique à 1 N.</p> <p>Solution d'HCl à 0,1 N.</p> <p>-Solution d'HCl à 1 N100 ml. -Eau distillée.....q.s.p1000 ml.</p>



Matières organiques	
Solution acide oxalique (C₂H₂O₄) à 0,1 N: -C ₂ H ₂ O ₄ 2H ₂ O.....6, 3033 g. -H ₂ SO ₄ (d=1, 84).....50ml. - Eau distillée.....q.s.p..1000 ml.	Solution de KMnO₄ à 0,01 N Solution de KMnO ₄ à 0,1 N.....100 ml. H ₂ O distillée.....q.s.p 1000 ml.
Solution acide oxalique à 0,1 N: - C ₂ H ₂ O ₄ 2H ₂ O à 0,1 N...100ml. -H ₂ SO ₄ concentré.....50ml. -Eau distillée.....q.s.p 1000ml	Solution d'acide sulfurique (H₂ SO₄) diluée à environ 2.2 M -H ₂ SO ₄ (d=1, 27)...1 volume. -Eau distillée...3 volumes.
	Solution de permanganate de potassium (KMnO₄) 0,1 N -KMnO ₄3,1608 g. -H ₂ O distillée bouillante.....q.s.p 1000 ml.

Tableau VII: Réactifs utilise Pour les analyses phytoplanktoniques

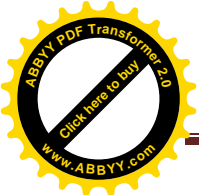
Liquide de Lugol alcalin
Dissoudre 100 g de KI (iodure de potassium) dans 1 litre d'eau distillée ou déminéralisée, puis ajouter 50 g d'iode (cristallin), agiter jusqu'à dissolution et ajouter 100 g de NaAc (acétate de sodium, CH ₃ COO-Na). Lorsque la solution est proche de la saturation, il convient d'éliminer tout précipité éventuel en faisant décanter la solution avant l'utilisation.

**Tableau VIII : réactifs utilise Pour les analyses bactériologiques**

Gélose cétrimide	Gélose Chapman
Peptone de gélatine:.....16,0 g Peptone de caséine:.....10,0 g Bromure de tétradonium (cétrimide):.0,2 g Acide nalidixique:.....15,0 mg Sulfate de potassium:.....10,0 g Chlorure de magnésium...1,4g Agar:.....10,0 g pH=7.1	Extrait de viande (bovin ou porcin).....1g Peptone de caséine et de viande (bovin ou porcin).....10g Chlorure de sodium.....75g D-Mannitol.....10g Agar.....15g Rouge de phénol.....0.025 Eau distillée.....1000ml pH=7.4
Milieu de King A	Milieu de King B
Peptone de gélatine.....20g Glycerol.....10g Sulfate de potassium anhydre.10g Chlorure de magnésium anhydre...1,4g Agar.....15g Eau distillée.... (qsp)...1000ml	Peptone de gelatin.....20g Glycerol.....10g Phosphate bi potassique anhydre...1.5g Sulfate de magnésium (7H ₂ O).....15 Eau distillée..... qsp.....1 000ml
Gélose viande foie	Eau physiologique
Extrait de foie.....2g Peptone.....20g Extrait de levure.....10g Glucose.....5g Agar.....15g Eau distillée.....qsp1000ml	Chlorure de Sodium.....8.5g Eau distillée.....1000ml Autoclaver à 120°C pendant 15 min
Sulfite de sodium à 10 %	Alun de fer à5%
-Na ₂ SO ₃ , 7H ₂ O (Hyperhydraté)..10 g -Eau distillée.....100 ml	-Citrate ammoniacal (alun de fer)...5 g -Eau distillée.....100 ml

		
Turbidimètre	Conditionneur Quanti-Try	Spectrophotomètre
		
Microscope inversé	Caisson de visualisation UV	Bain marie
		
Centrifugeuse	Dessiccateur	Etuve
		
Conductimètre, pHmètre,	Balance analytique	Dosimat
		
Rampe de filtration	Auto analyseur à flux continu	réfrigérateur

Figure 22 : appareils utilise dans les analyse (photos originales, 2013)



Annexe II

Tableau IX : grille de qualité des eaux de surface

Paramètres	Unités	Classe 1	Classe 2	Classe 3	Classe 4	Classe 5	
		Excellente	Bonne	Moyenne	Mauvaise	Très mauvaise	
Physico-chimiques							
1	Température	°C	<20	20-25	25-30	30-35	>35
2	PH		6,5-8,5	6,5-8,5	6,5-9,2	<6,5ou>9,2	<6,5ou>9,2
3	Conductivité à 20° C	us/cm	<750	750-1300	1300-2700	2700-3000	>3000
4	Chlorures (Cl-)	mg/l	<200	200-300	300-750	750-1000	>1000
5	Sulfates (SO ₄ ²⁻)	mg/l	<100	100-200	200-250	250-400	>400
6	MES	mg/l	<50	50-200	200-1000	1000-2000	>2000
7	O ₂ dissous	mg/l	>7	7-5	5-3	3-1	<1
8	Oxydabilité KMnO ₄	mg/l	≤2	2-5	5-10	>10	-
9	Nitrates (NO ₃ ²⁻)	mg/l	≤10	10-25	25-50	>50	-
10	Ammonium	mgNH ₄ /l	≤0,1	0,1-0,5	0,5-2	2-8	>8
11	Phosphates (PO ₄ ³⁻)	mg/l	≤0,2	0,2-0,5	0,5-1	1-5	>5
Bactériologiques							
12	Coliformes fécaux	/100ml	≤20	20-2000	2000-20.000	>20,000	-
13	Coliformes totaux	/100ml	≤50	50-5000	5000-50.000	>50,000	-
14	Streptocoque . Fécaux	/100ml	≤20	20-1000	1000-10.000	>10.000	-
Biologique							
15	Chlorophylle a	ug/l	<2,5	2,5-10	10-30	30-110	>110

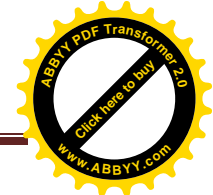
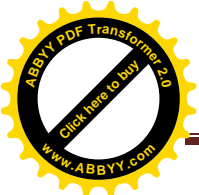


Tableau X : norme Algérienne des eaux superficielles (Journal Officiel de la République Algérienne N° 34.le 19 juin 2011)

Groupes de paramètres	Paramètres	Unité	Valeur maximale
Paramètres physico-chimiques en relation avec la structure naturelle des eaux	Chlorures	mg/l	600
	Concentration en ions hydrogène (pH)	Unité pH	$\geq 6,5$ et ≤ 9
	Conductivité	uS/cm à 20°C	2800
	Matières en suspension	mg/l	25
	Sulfates	mg/l SO ₄	400
	Taux de saturation en oxygène dissous	% O ₂	30
	Température	°C	25
	Ammonium	mg/l	4
	Nitrates	mg/l	50
	Phosphore	mg/l	10
Paramètres microbiologiques	Escherichia coli	n/100ml	20.000
	Entérocoques	n/100ml	10.000

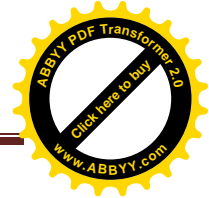
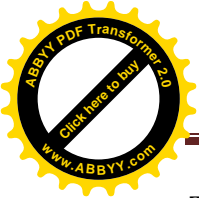
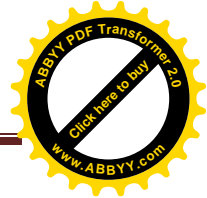
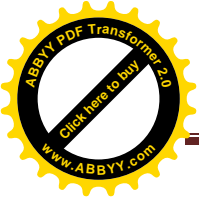


Tableau XI : table NPP du Quanti-Tray a « 51 Cupules »

Nombre de cupules donnant une réaction positive par échantillon de 100ml	Nombre le plus probable	Limites de confiance à 95%	
		Minimum	Maximum
0	<1	0.0	3.7
1	1.0	0.3	5.6
2	2.0	0.6	7.3
3	3.1	1.1	9.0
4	4.2	1.7	10.7
5	5.3	2.3	12.3
6	6.4	3.0	13.9
7	7.5	3.7	15.5
8	8.7	4.5	17.1
9	9.9	5.3	18.8
10	11.1	6.1	20.5
11	12.4	7.0	22.1
12	13.7	7.9	23.8
13	15.0	8.8	25.7
14	16.4	9.8	27.5
15	17.8	10.8	29.4
16	19.2	11.9	31.3
17	20.7	13.0	33.3
18	22.2	14.1	35.2
19	23.8	15.3	37.3
20	25.4	16.5	39.4
21	27.1	17.7	41.6
22	28.8	19.0	43.9
23	30.6	20.4	46.3
24	32.4	21.8	48.7
25	34.4	23.3	51.2
26	36.4	24.7	53.9
27	38.4	26.4	56.5
28	40.6	28.0	59.5
29	42.9	29.7	62.5
30	45.3	31.5	65.6
31	47.8	33.4	69.0
32	50.4	35.4	72.5
33	53.1	37.5	76.2
34	56.0	39.7	80.1
35	59.1	42.0	84.4
36	62.4	44.6	86.8
37	65.9	47.2	93.7
38	69.7	50.0	99.0
39	73.8	53.1	104.8
40	78.2	56.4	111.2
41	83.1	59.9	118.3
42	88.5	63.9	126.2
43	94.5	68.2	135.4
44	101.3	73.1	146.0
45	109.1	78.6	158.7
46	118.4	85.0	174.5
47	129.8	92.7	195.0
48	144.5	102.3	224.1
49	165.2	115.2	272.2
50	200.5	135.8	387.6
51	>200.5	146.1	infinite



Annexe III

Tableau XII : résultats du dosage de quelques paramètres physico-chimiques du lac de barrage KEDDARA.

Unité	Mars		Avril		Mai		Juin		Juillet		Août		Sept
	05/03	19/03	02/04	16/04	07/05	21/05	04/06	18/06	02/07	16/07	06/08	20/08	
	10.10	9.30	10.18	10.07	9.58	09.15	09.03	10.30	09.12	09.42	09.25	09.10	09
°C	14.2	13.3	13.55	14.75	13.2	15.5	17.7	17.6	17.8	18.6	20.1	23.8	1
mg/l	8.4	9.11	9.41	9.38	6.96	7.02	5.1	5.7	4.91	4.2	3.9	3.55	
NTU	12	8.35	11.65	7.87	7.62	2.91	3.16	2.16	2.42	2.36	2.78	2.05	3
	8.25	8.24	8.2	8.07	8.28	8.13	8.1	8.02	7.93	7.86	8.09	8.12	
uS/cm	884	893	894	881	908	950	965	942	900	922	921	919	9
mg/l	0.93	0.95	1.35	1.05	0.86	1.85	2.23	2.36	2.47	1.3836	1.38	1.42	1
mg/l	<0.02	<0.02	<0.02	<0.02	<0.02	<0.02	<0.02	<0.02	<0.02	<0.02	<0.02	<0.02	<0
mg/l	0.071	0.062	<0.02	<0.02	<0.02	0.033	<0.02	<0.02	<0.02	<0.02	<0.02	0.083	<0
mg/l	<0.02	<0.02	0.048	0.095	0.046	0.027	0.045	0.042	0.047	0.076	0.097	0.062	0
mg/l	41.28	43.2	40.56	38.7	42.09	46.43	40.32	37.14	47.04	39.69	45.23	39.36	37
mg/l	75.2	72.8	79.6	80.4	76.18	77.77	83.2	80.96	66.4	81.74	78.96	78.4	64
mg/l	204.96	224.48	248.88	256.2	214.72	228.38	200.08	222.04	234.24	217.89	222.04	231.8	21
mg/l	74.4	86.8	74.8	75.4	78.81	91.45	70.9	102.24	73.03	80.94	87.401	118	1
mg/l	136.4	162.8	153.4	169	194.07	192.66	170	186.4	190.4	-	200.74	196.86	2
mg/l	3.2	4.59	3.69	3.41	3.69	3.49	1.8	1.96	3.52	3.19	3.17	3.19	1
mg/l	4	9.6	8.41	5.8	4.7	3.3	2	2.2	0.4	0.4	1.8	1	
ug/l	3.09	3.25	3.69	-	1.57	0.64	1.94	1.33	1.01	1.99	-	-	

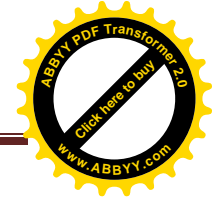
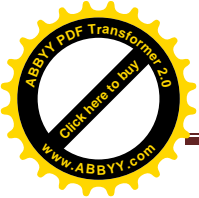


Tableau XIII : résultats des analyses bactériologiques au niveau du lac de barrage KEDDARA.

DDP	C T	CF	Enter F	ASR	Staph	Pseud	G.Tà22°C	G.Tà36°C
05/03/2013	165,2	60	11.9	20	65	0	140	64
19/03/2013	38,4	5.2	9.9	23	-	0	222	92
02/04/2013	42,9	0	12.4	21	82	0	150	60
16/04/2013	22.2	0	4.2	19	60	0	209	59
07/05/2013	30.6	0	0	30	120	0	228	58
21/05/2013	27	5	6.4	16	100	0	240	120
04/06/2013	59.1	18	6.4	11	120	0	61	117
18/06/2013	62.4	0	3.1	13	80	0	45	52
02/07/2013	25.4	0	2	14	-	0	97	69
16/07/2013	25.4	0	2	21	40	20	87	40
06/08/2013	165.2	0	5.3	30	40	32	80	30
20/08/2013	144.5	0	-	27	38	40	69	40

C T : coliforme totaux CF : coliforme fécaux ASR : anaérobies sulfito-réducteurs

Pseud :Pseudomonas Staph :staphylocoques Enter F :Entérocoques fecaux

G.Tà22°C : germes totaux à 22°C ; G.Tà36°C : germes totaux à 36°C

Tableau XIV : résultats des analyses algal au niveau du lac de barrage KEDDARA.

DDP	Chloro	Diatome	Cyano	Dino	Zygo	Crypto	Alguetotal
05/03/2013	59	47	42	40	35	12	235
19/03/2013	152	122	110	104	91	30	609
02/04/2013	217	173	156	147	130	43	866
16/04/2013	193	154	139	131	116	39	772
07/05/2013	118	94	85	80	70	23	470
21/05/2013	153	177	159	150	132	44	883
04/06/2013	273	218	196	185	164	54	1090
18/06/2013	305	244	220	207	183	61	1220
02/07/2013	312	249	224	212	187	62	1246
16/07/2013	247	198	178	168	148	49	988
06/08/2013	211	169	152	144	127	42	845
20/08/2013	153	123	110	104	92	31	613
nbr.T	2461	1968	1771	1672	1475	490	

-Chloro : Chlorophycées ;

-Diatome : Diatoméphyccées ;

-Cyano : Cyanophycées

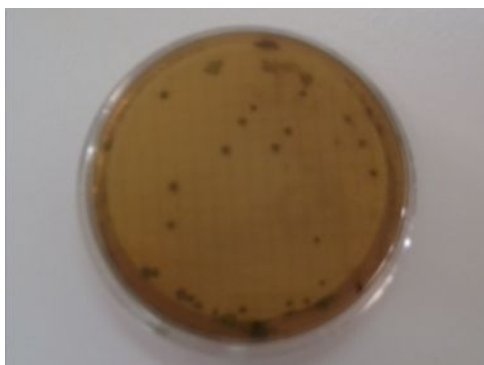
-Dino : Dino phycées ;

-Zygo : Zygo phycées ;

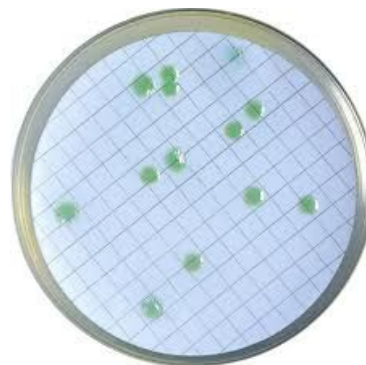
-Crypto : Cryptophycées

DDP : date de prélèvement ;

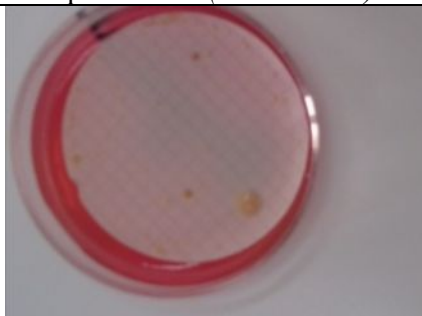
- nbr.T : nombre d'algue totale des 12 prélèvements



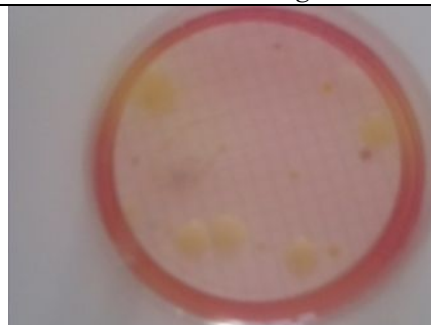
Spore d'ASR(*clostridium*)



Pseudomonas aeruginosa.



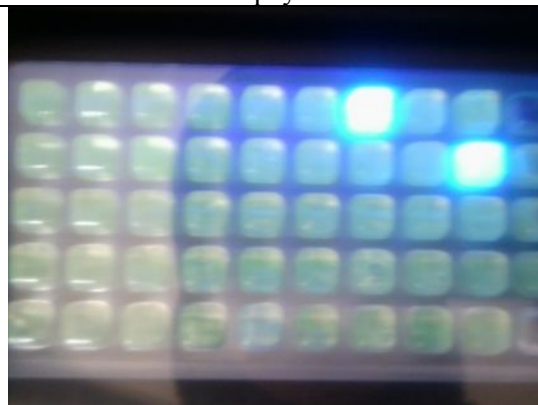
Colonies des staphylococcus



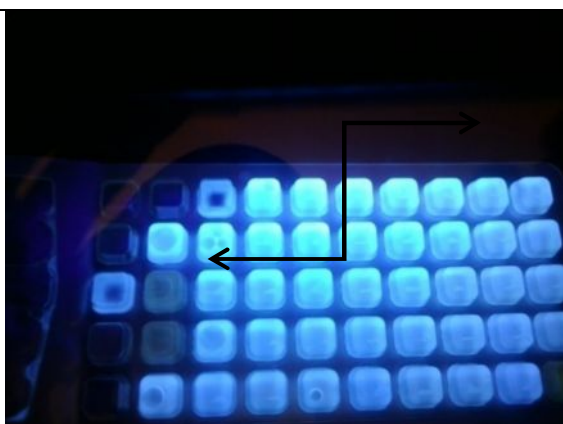
Colonies des staphylococcus



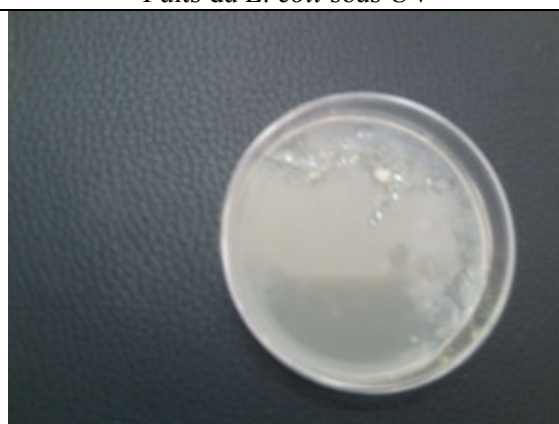
Puits des Bacteries coliformes



Puits du *E. coli* sous UV

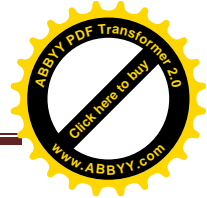
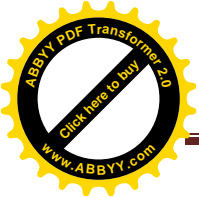


Puits des enterocoques sous UV



Colonies des germe totaux

Figure23 : les differentes bacteries identifiées dans l'eau brute de barrage KEDDARA. (Photos originales, 2013)



Annexe III



L'eau est un élément fondamental de la vie, elle recouvre 72% de la surface de la terre et représente une réserve totale de 1350 milliards de Km³ dans la biosphère, dont 97,2% d'eau saline et 2,8% d'eau douce (**Genin et al., 2003**).

I.1. Différentes sources de l'eau

I.1.1. Eaux minérales et eaux de source

Les eaux minérales sont des eaux profondes qui peuvent contenir certains éléments en concentration supérieure à la concentration autorisée pour les eaux potables et qui sont douées de propriétés thérapeutiques reconnues, avec parfois certains traitements bien définis comme décantation naturelle, déferrisation par simple aération, élimination et/ou réincorporation du CO₂ originel.

Les eaux de source sont des eaux qui, contrairement aux eaux minérales, doivent répondre, à l'émergence, aux critères de potabilité, et ne peuvent subir aucun traitement (**Dégréement, 2005**).

I.1.2. Eaux souterraines

Les eaux qui ne sont ni réévaporées, ni retournées à la mer par ruissellement s'infiltrent dans le sol et le sous-sol pour s'y accumuler et constituer les eaux souterraines. La pénétration et la rétention des eaux dans le sol dépendent des caractéristiques des terrains en cause et en particulier de leur structure et topographie qui déterminent le type de réservoirs aquifères appelés nappes, et du mode de circulation souterraine.

Les propriétés physico-chimiques des eaux souterraines sont étroitement liées à leurs origines géologiques, c'est-à-dire déterminées par la nature, la structure et la composition des terrains. Ainsi, les eaux circulant dans un sous-sol sablonneux ou granitique sont acides et peu minéralisées (**Bodelle et Margot, 1980**).

I.1.3. Eaux de surface

Les eaux de surface se répartissent en eaux océaniques (océans et mers) et en eaux continentales (lacs, étangs, marais, cours d'eau, milieux aquatiques créés par l'homme : canaux, barrages, retenues collinaires et réservoirs) (**Chevallier, 2007**).



D'après **Degremont (2005)**, la composition chimique des eaux de surface continentales dépend de la nature des terrains traversés par ces eaux durant leurs parcours.

Les eaux de surface sont rarement potables sans aucun traitement. Elles sont généralement polluées bactériologiquement. De plus, elles peuvent présenter d'autres pollutions :

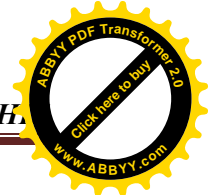
- D'origine urbaine: rejets urbains provenant du métabolisme de l'homme, du confort domestique après leur traitement en station d'épuration,
- D'origine industrielle: polluants et micropolluants organiques (hydrocarbures, solvants, produits de synthèse, phénols) ou inorganiques (métaux lourds, ammoniac, produits toxiques),
- D'origine agricole: engrais et produits pesticides ou herbicides entraînés par les eaux de pluie et le ruissellement, rejets organiques dus à la présence d'élevages importants.

I.2.Facteurs abiotiques

I.2.1.Etude des caractères physico-chimiques de l'eau

La physico-chimie des eaux constitue un facteur de première importance pour la structuration des communautés vivantes aquatiques. Ces propriétés lui confèrent une certaine qualité la rendant plus ou moins apte à assurer certaines fonctions naturelles (potentialités biologiques) et usages humains (eau potable, irrigation...) (**Dupieux, 2004**).

I.2.1.1 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 ainsi 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 (**Potelon et al., 1998**). Elle agit sur la densité, la viscosité, la solubilité des gaz dans l'eau, la dissociation des sels dissous, de même que sur les réactions chimiques et biochimiques, le développement et la croissance des organismes vivant dans l'eau et particulièrement les microorganismes (**W.H.O, 1987**). 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....). Cette dernière



perturbe l'écosystème aquatique et peut même changer radicalement la composition des espèces qui vivent dans le milieu ainsi altéré (**Henry et Beudry, 1992**).

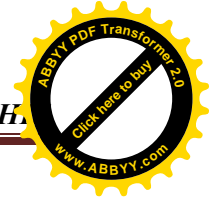
I.2.1.2.L'oxygène dissous : L'oxygène est un facteur écologique essentiel qui varie en fonction de la température. Il s'introduit dans l'eau par la photosynthèse et les échanges avec l'atmosphère, pour les besoins de la respiration des organismes vivants et les mécanismes de dégradation oxydative des composés azotés, phosphorés et des matières organiques carbonées (**Barnabe, 1989**). La solubilité de l'oxygène dans l'eau est en fonction de la température, de la pression atmosphérique, de l'agitation et de la salinité (**Ladjel, 2001**). Le taux d'oxygène dissous dans une eau détermine la nature de l'écosystème aquatique (**Bontoux, 1993**), car la plupart des animaux et des organismes vivants ne peuvent survivre sans la présence d'oxygène dissout (**Bliefert et Perraud, 2001**).

I.2.1.3.pH : le pH correspond, pour une solution diluée à la concentration d'ions hydrogènes. Il mesure l'acidité ou la basicité d'une eau. Le pH d'une eau naturelle dépend de l'origine de celle-ci et de la nature des terrains traversés (**Potelon et Zysman, 1998**). Il influence sur la dynamique des populations bactériennes et leur métabolisme (**Hungate, 1966**). Il traduit aussi l'activité photosynthétique algale (**Khatabi, 2002**).

I.2.1.4.Conductivité électrique : la conductivité électrique d'une eau est la conductance d'une colonne d'eau comprise entre deux électrodes. Elle est l'inverse de la résistivité (**Rodier et al., 2005**). Elle augmente avec la teneur des sels dissous (**Degremont, 1995**). La conductivité est proportionnelle au degré de minéralisation (teneur globale en espèces minérales généralement ionisées) et varie en fonction de la température (**Potelon et Zysman, 1998**).

I.2.1.5.Turbidité : La turbidité est une propriété optique importante des eaux naturelles. On la définit comme l'inverse de la limpidité ou de la transparence. Une eau turbide est donc plus ou moins trouble (**Henry et Beudry, 1995**).

Une forte turbidité réduit l'activité photosynthétique de la végétation aquatique, ce qui ralentit leur croissance (**Hugh et al., 1994**). Elle peut aussi rendre le traitement de l'eau pour des fins d'approvisionnement en eau potable plus complexe et plus coûteux (**Hebert et Legare, 2000**). La turbidité peut en effet être due à des micro-organismes et au plancton qui peut s'accumuler en quantités si grandes que l'eau en paraît sale et trouble (**Machenthun et Keup, 1970**).



La turbidité doit aussi être éliminée pour d'autres raisons :

- Permettre une bonne désinfection de l'eau.
- Éliminer les polluants adsorbés sur les matières en suspension (métaux lourds...)
- Éviter tous dépôts dans le réseau de distribution (**Degrémont, 1995**)

I.2.1.6.Matière organique : dans les eaux naturelles, les matières oxydables (MO) représentent plusieurs familles de composés parmi lesquelles on peut citer les acides humiques, les acides carboxyliques et les hydrates de carbone. En milieu alcalin, on mesure préférentiellement les MO d'origine végétale, tandis que les MO d'origine animale apparaîtraient en milieu acide (**Berné et Cordonnier, 1991**).

Les matières organiques dissoutes dans l'eau proviennent souvent de la décomposition des cadavres d'animaux et de végétaux par des bactéries ou des champignons inférieurs. Mais elles peuvent également provenir du métabolisme des êtres vivants supérieurs: excréments racinaires des plantes et déjections d'animaux. (**Lefevre, 1993**).

Les matières organiques susceptibles d'être rencontrées dans une eau comprennent, d'une part, celles provenant spontanément de la vie végétale ou animale et, d'autre part, celles provenant de la contamination des eaux par la pollution urbaine et/ou industrielle (**Boeglin, 2012**)

I.2.1.7.Azote ammoniacal (NH_4^+) : les eaux naturelles contiennent toujours de l'azote ammoniacal, produit normal de la biodégradation de l'azote organique (protéines, acides aminés, urées, etc.) (**Henry et Beaudry, 1992**). Il n'a pas d'effet appréciable sur la santé du consommateur, mais sa présence dans l'eau de surface est un indicateur de pollution. L'ammonium doit être éliminé dans les eaux de consommation, car il interfère avec la chloration (formation de chloramines) et c'est un aliment qui peut permettre à bactéries de proliférer dans les réseaux de distribution (**Degrémont, 1995**).

I.2.1.8.Nitrites (NO_2^-) : les nitrites constituent une forme intermédiaire de l'azote. Ils résultent :

- soit de l'oxydation partielle de l'azote ammoniacal sous l'action des bactéries nitrifiantes.
- soit de la réduction des nitrates par les bactéries dénitrifiantes.

Les nitrites peuvent également provenir de rejets industriels puisqu'ils sont utilisés pour inhiber la corrosion des réservoirs (**Henry et Beaudry, 1992**).



I.2.1.12. Le 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)**.

On constate une importance primordiale des ions Ca^{2+} (paramètre ayant une action sur les organismes vivants, et conditionnant souvent leurs répartitions). Ces ions sont dits « non conservatifs », car leur concentration varie au gré des échanges entre l'eau et les organismes vivants (**Frontier et Pichod-viale, 1993**).

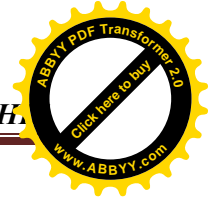
I.2.1.13. Le Magnésium (Mg^{2+}) : le magnésium est un élément très répandu dans la nature. Son abondance géologique, sa grande solubilité, ses larges utilisations industrielles font que les teneurs dans l'eau peuvent être importantes (**Rodier et al., 2005**). Il constitue un élément significatif de la dureté de l'eau sans en être l'élément essentiel (**Potellon et al., 1998**).

I.2.1.14. Les Chlorures (Cl^-) : Les chlorures sont des anions inorganiques importants contenus en concentrations variables dans les eaux naturelles (**Makhoukh, 2011**). L'eau contient toujours de chlorure, mais en proportion très variable. La teneur en chlorure augmente avec le degré de minéralisation d'une eau (**Henry et Beaudry, 1992**).

I.2.1.15. Sulfates (SO_4^{2-}) : la concentration en sulfates dans des eaux naturelles est très variable mais ne dépasse généralement pas le gramme par litre (**Potellon et Zysman, 1998**). Il est assimilable par les plantes mais n'est généralement pas considéré comme minéral majeur à l'eutrophisation (**Cornaz, 2004**). La décomposition de sulfate en milieu anoxique aboutit à la formation de l'hydrogène sulfaté très toxique pour la faune

I.2.1.16. Les matières en suspension (MES) : c'est la matière minérale ou organique qui reste en suspension du fait de la turbulence de l'eau ou de sa densité trop voisine de celle de l'eau (**Valiron, Tabuchi, 1992**).

Ces matières en suspension posent des problèmes particuliers qui sont d'une grande importance (**Kneese, 1967**), car des teneurs élevées dans les eaux limitent la pénétration de la lumière, diminuent l'oxygène dissous et nuisent au développement de la vie aquatique créant ainsi des déséquilibres entre les diverses espèces (**Potellon et al., 1998**).



Une hausse en MES peut entraîner un réchauffement de l'eau lequel aura pour effet une détérioration de la qualité de l'habitat pour les organismes d'eau froide (**Hebert et Legare, 2000**).

I.3. Facteurs biotiques

I.3.1. Paramètres bactériologiques

Les analyses bactériologiques de l'eau ont pour but de mettre en évidence la présence des bactéries qui modifient l'aptitude d'une eau pour une utilisation donnée. La qualité bactériologique d'une eau n'est pas un paramètre stable mais sujet à des fluctuations en rapport avec une pollution accidentelle qui peut être d'origine domestique, agricole ou industrielle.

Les micro-organismes les plus utilisés comme indicateurs de contamination fécale sont les coliformes fécaux (**Prescott et al., 2003**).

I.3.1.1. Coliformes totaux : les coliformes sont des bacilles à Gram négatif (BGN), aérobies ou anaérobies facultatif, non sporulés, En forme de bâtonnet, ne possédant pas d'oxydase, capable de se multiplier en présence de sels biliaires et fermenter le lactose avec production d'acide et de gaz en 22 ± 2 h à 36 ± 2 °C (**Delarras, 2007**). Ils sont largement répandus dans la nature et survivent plus longtemps (**Leclerc et Haslay, 1993**).

I.3.1.2. Coliformes fécaux : on les retrouve en grand nombre dans les intestins et les excréments des animaux à sang chaud. Ils sont utilisés comme indicateurs de la qualité des eaux brutes, ce qui permet de distinguer la présence d'organismes pathogènes. Ces coliformes résistent mieux à la chloration que les coliformes totaux ou les bactéries pathogènes communes (**Singleton, 1999**).

Les *E. Coli* sont des bactéries coliformes qui sont capables de produire de l'indole à partir de tryptophane dans (22 ± 2) h à (44 ± 0.5) °C. Ils possèdent également l'enzyme B-glucuronidase. Réagissent positivement à l'essai rouge de méthyle et peuvent décarboxyler l'acide L-glutamique. Mais ils ne sont pas capables de produire racétylméthylcarbinol. d'utiliser le citrate comme seule source de carbone ou de croître dans un bouillon cyanure de potassium (KCN).



Ils font notamment partie de la microflore normale de l'intestin de l'homme et d'autres animaux. Certaines souches peuvent être pathogènes (**Norme ISO, 2000**).

I.3.1.3. Staphylocoques : sont des bactéries qui se présentent sous forme de cocci à Gram positive (CGB), sphériques, isolées ou regroupées formant ainsi des grappes de raisin, possédant l'enzyme catalase et la coagulase. Ils sont capables de se développer en 24 à 48 heures à $36 \pm 2^\circ \text{C}$ sur milieu sélectif Chapman au mannitol. L'espèce type du genre est *Staphylococcus aureus*, elle est pathogène et la plus redoutée.

I.3.1.4. Entérocoques : Les entérocoques intestinaux sont des hôtes de l'intestin de l'homme et des animaux à sang chaud. Ce sont des bactéries en forme de cocci ou ovoïdes, à gram positif (**ISO 7899, 2000**), anaérobies facultatifs, ils fermentent le glucose. Ce sont des espèces commensales du tube digestif de l'homme et des animaux. Ils sont recherchés dans les eaux et les aliments comme germe de test de contamination fécale (**Delarras, 2000**)

I.3.1.5. Microorganismes revivifiables : appelés aussi germes totaux, ils n'ont pas d'effets directs sur la santé, mais sous certaines conditions ils peuvent générer des problèmes dans les systèmes de dialyse. Ce sont toute bactérie aérobie, levure ou moisissure, capable de se développer en formant des colonies dans le milieu spécifié (**ISO 6222, 1999**).

I.3.1.6. Pseudomonas aeruginosa : les micro-organismes se développant sur des milieux sélectifs contenant du Cétrimide et produisant de la pyocyanine ou micro-organismes se développant sur des milieux sélectifs contenant du cétrimide, oxydase positive donnant lieu à fluorescence sous rayonnement ultraviolet $360 \pm 20 \text{ nm}$ et également capables de produire de la pyocyanine et de la fluorescéine.

I.3.1.7. Les Anaérobies Sulfito-Réducteurs (ASR) : appartient à la famille des Bacillaceae et au genre *Clostridium*, Constituent un vaste groupe, ont une forme bacillaire. Gram positif, sporulés ; sont des bactéries du sol, des sédiments marins, accessoirement du tube digestif. Certaines espèces sont pathogènes et toxigènes (*Clostridium botulinum*, *Clostridium Perfringens*) (**Sebald, 1981**). Les ASR sont des bactéries qui poussent en anaérobiose en donnant des colonies caractéristiques dans un milieu défini (**Larpen, 1997**).



I.3.2. La Chlorophylle a

Les algues possèdent une diversité de pigment dont les plus importants sont les chlorophylles a, b, c1, c2 et d (**Hallegraff, 1976 et Riemann, 1982**).

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 (**Clement et Ouimet, 2004**). Elle représente le plus important pigment chez les organismes photosynthétiques aérobiques (excluant les cyanobactéries) (**Anonyme, 2003**).

La chlorophylle a été corrélée de façon significative aux numérations d'algues vivantes, de sorte que 1 mg de pigment correspond à 230.10^6 cellules algales (**Edeline, 2001**). Les pigments chlorophylliens sont très sensibles à la lumière et au pH (**Rodier et al., 2005**).

I.3.3. Phytoplancton

L'identification et le recensement des espèces planctoniques permettent de caractériser l'état biologique d'une masse d'eau et de suivre leur évolution dans le temps et dans l'espace (**Champiat et Larpent, 1988**).

Le phytoplancton est composé d'algues de très petite taille incapables de lutter contre le courant, Néanmoins, certaines d'entrées elles peuvent nager (flagelles) (**Jaquet, 2003**).

Il représente le premier maillon de la chaîne trophique (**Regnuzt, 1990**). Leur métabolisme est dominé par le mode de vie autotrophe basé sur la photosynthèse (besoin de lumière) qui est la source principale voire unique de leur énergie (**Dauta et Feuillade, 1995**). Toutefois, certains groupes du phytoplancton comme les dinoflagellés sont hétérotrophes et utilisent des substances organiques à la base de leur métabolisme (**Derivers, 2003**).

Les analyses de phytoplancton sont effectuées pour évaluer la qualité écologique des eaux de surface par l'estimation de l'abondance et la composition taxinomique de phytoplancton d'eau douce (**AFNOR, 2005**).

Les algues appartiennent au règne végétal en raison de la présence constante de chlorophylle a dans leur appareil plastidial. Leurs tissus sont peu différenciés. Elles sont classées dans les Thallophytes chlorophylliens (**Champiat et Larpent, 1988**). Certaines d'entre elles possèdent des vacuoles gazeuses et flottent facilement à la surface des eaux,



privant de lumière les phototrophes plus denses ; de plus, leur indépendance vis-à-vis des sources d'azote telles que les nitrates ou l'ammoniac les privilégient par rapport aux autres algues. Ces fleurs d'eau s'accompagnent parfois de très forts goûts et d'odeurs de moisi dans l'eau (Haslay et Lerclerc, 1993).

I.3.3.1. Classification des algues

Les algues forment un groupe très diversifié et compte plus de 20.000 espèces. La classification est basée sur l'organisation cellulaire, la mobilité, la nature des composés chimiques associés à la cellulose de la membrane cellulosique, la nature des pigments cellulaires, la composition chimique des éléments nutritifs de réserve et le mode de reproduction (Regnuzt, 1990). Elles se divisent en deux grands groupes les procaryotes et les eucaryotes

- **Les cyanobactéries ou "algues bleues" :**

Les cyanobactéries se caractérisent par l'absence d'un vrai noyau cellulaire (procaryotes) et par la présence de la chlorophylle a, de phycobilines et de caraténoïdes (Champiat et Larpent, 1988).

- **Rhodophytes**

Les Rhodophytes se réduisent en eau douce à quelques genres. La distinction avec les cyanophytes sera souvent difficile à faire car les pigments sont les mêmes; cependant ils sont toujours portés par un ou plusieurs plastes, Les rhodophytes ou algues rouges ont des chlorophylles a et b, des caroténoïdes et des phycobiliprotéines (Champiat et Larpent, 1988).

- **Chrysophytes**

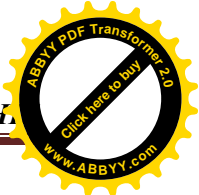
Les Chrysophytes sont à chromatophore brun, jaune ou vert-jaunâtre, elles ne possèdent jamais d'amidon comme réserve mais de la chrysolamine qui est un polysaccharide appelé aussi leucosine ou chrysose (ONEPM, 1995).

- **Phéophytes**

Les Phéophytes ou algues brunes de nos mers, ne sont représentées en eau douce que par quelques genres très rares (Bourelly, 1972).

- **Pyrrophytes**

Les Pyrrophytes possèdent des plastes bruns, parfois rouges ou bleu-verts.



Ce groupe est divisé en deux classes :

-Les **Dynophycées ou péridiniens** : ce sont des cellules nageuses à deux fouets, l'un ondulant dans un sillon équatorial et l'autre dans un sillon longitudinal.

-Les **Cryptophycées** sont également nageuses et toutes unicellulaires.

Elles sont comprimées en haricot avec deux fouets légèrement inégaux sortant d'une fossette latérale (O.N.E.P.M, 1995).

- **Euglenophytes**

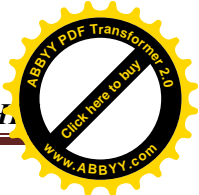
Les Euglenophytes sont toutes unicellulaires et flagellées, elles ont des plastes d'un bleu vert renfermant les chlorophylles (a) et (b), la Bétacarotène et de xanthophylles.

- **Les chlorophytes**

Les Chlorophycophytes ou algues vertes renferment des chlorophylles a et b associées à des caraténoides avec élaboration d'amidon intraplastidial (Champiat et Larpent, 1988). Dans les eaux douces, on a Cladophora, Stigeoclonium, caractéristiques de milieux pollués, se rencontrent entre 0 et 30 cm le long des berges de cours d'eau (Guillemin et Roux, 1992)

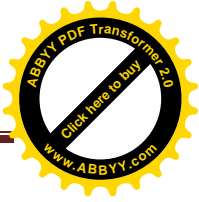
.Tableau I: les Principales classes d'algues aquatiques

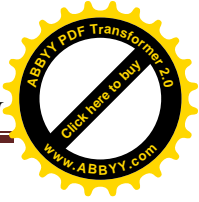
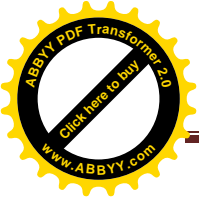
classes	Genres	Classes	Genres
Classe des Chlorophycées	<i>Actinastrum</i> <i>Ankistrodesmus</i> <i>Botryococcus</i> <i>Carteria</i> <i>Chlamydomonas</i> <i>Chlorella</i> <i>Closteriospis</i> <i>Coelastrum</i> <i>Crucigenia,</i> <i>Crucigeniella,</i> <i>Tetrastrum</i> <i>Dictyosphaerium</i> <i>Euastrum</i> <i>Eutetramorus,</i> <i>Sphaerocystis</i> <i>Eudorina</i>	Classe des Cyanobactéries	<i>Anabaena</i> <i>Anabaenopsis</i> <i>Aphanizomenon</i> <i>Aphanocapsa</i> <i>Aphanothece</i> <i>Chroococcus</i> <i>Coelosphaerium</i> <i>Gomphosphaeria,</i> <i>Coelomoron</i> <i>Cylindrospermopsis</i> <i>Limnothrix</i> <i>Merismopedia</i> <i>Oscillatoria,</i> <i>Microcystis</i> <i>Planktothrix</i> <i>Planktolyngbya</i>



	<i>Golenkinia</i> <i>Gonium</i> <i>Monoraphidium</i> <i>Lagerheimia (ex Chodatella)</i> <i>Lobomonas</i> <i>Micractinium</i> <i>Kirchneriella</i> <i>Oocystis</i> <i>Pandorina</i> <i>Planctonema</i> <i>Phacotus</i> <i>Pediastrum</i> <i>Scenedesmus</i> <i>Selenastrum</i> <i>Tetraedron</i> <i>Ulothrix</i> <i>Treubaria</i>	Classe des Diatomophycées	<i>Achnanthes</i> <i>Asterionella</i> <i>Aulacoseira (ex Melosira)</i> <i>Cyclotella</i> , <i>Stephanodiscus</i> <i>Diatoma</i> <i>Eunotia</i> <i>Fragilaria (ex Synedra)</i> <i>Tabellaria</i> <i>Melosira</i> <i>Nitzschia</i> <i>Meridion</i>
Classe des Chrysophycées	<i>Chrysococcus</i> <i>Dinobryon</i> <i>Kephyrion</i> <i>Mallomonas</i> <i>Synura</i> <i>Pseudokephyrion</i>	Classe des Zygothycées	<i>Closterium</i> <i>Cosmarium</i> <i>Mougeotia</i> <i>Spirogyra</i> <i>Staurodesmus</i> <i>Staurast</i>
Classe des Xanthophycées	<i>Centritractus</i> <i>Goniochloris</i> <i>Ophiocyth</i>	Classe des Euglenophycées	<i>Euglena</i> <i>Phacus</i> <i>Trachelomonas</i>
Classe des Dinophycées	<i>Ceratium</i> <i>Péridiniens</i> <i>Gymnodinium</i>	Classe des Cryptophycées	<i>Chroomonas</i> , <i>Plagioelmis</i> <i>Cryptomonas</i>

(AFNOR, 2006)





Sur notre planète bleue, l'eau est l'élément naturel indispensable à la vie et à la satisfaction des différents besoins humains, c'est également un patrimoine culturel et social qui est fortement présent dans la vie quotidienne de l'homme. L'eau est une source de bien être et de progrès, mais aussi un facteur de productions et de richesses, grâce à l'agriculture, l'élevage et l'industrie.

La plupart des ressources en eau, utilisées en Algérie pour nos divers besoins, proviennent des eaux de surface ; les écoulements superficiels sont évalués à **12,4** milliards de m³/an. Les sources d'eau de surface sont beaucoup moins sûres que les sources d'eau souterraines en termes de qualité. Ces eaux demandent en règle générale un traitement afin de les rendre potables. (**Bouziane, 2002**).

Les eaux naturelles contiennent de très nombreux composés qui peuvent être classés par taille (matières en suspension, colloïdes, composés dissous tels que matières organiques ou minérales, ionisées ou non). Elles véhiculent en outre de nombreux micro-organismes dont certains peuvent être pathogènes.

Nous avons choisi d'étudier les eaux de surface, de point de vue diversité microbienne, algale et de pollution. Le site ciblé au cours de notre étude sont des eaux brute du lac de barrage KEDDARA a l'entre du centre de traitement Boudouaou.

Cette étude a pour objectif principal de déterminer les qualités physico-chimiques, bactériologiques et phytoplanctoniques des eaux brutes du lac de barrage KEDDARA, et des objectifs spécifiques :

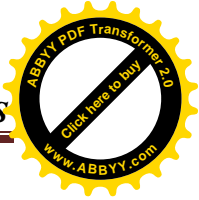
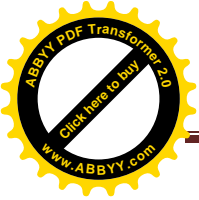
- déterminer des éléments présentant des risques de pollution des eaux.
- analyse de la flore et déterminer sa distribution mensuelle

Préalablement nous poserons la question ; comment classer l'eau du lac de barrage KEDDARA ?

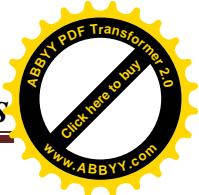
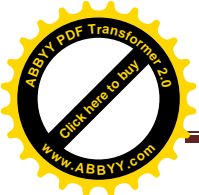
Notre étude débute par bibliographie, où nous présenterons des différentes sources de l'eau, les facteurs abiotiques et les facteurs biotiques

Deuxième chapitre a été consacrée à la description du lac de barrage KEDDARA, les différentes méthodes d'analyses physico-chimique, bactériologique et phytoplanctonique utilisées, ainsi qu'une étude statistique des données.

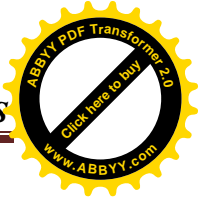
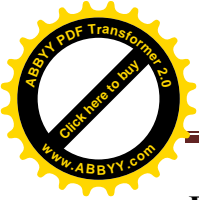
Troisième chapitre a été consacrée a l'interprétation des résultats obtenus. Cette étude se termine par conclusion



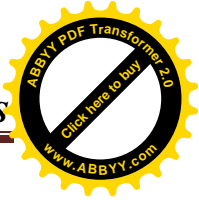
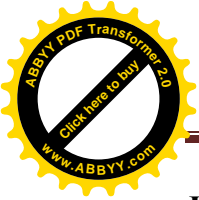
- AFNOR (2005).** Mode opératoire d'analyse de la technique de sédimentation classique : utermôhl, Association Française de Normalisation, 48 p.
- Arrignon F.(1991).** Aménagement piscicole des eaux douces, 4 édition. Tec et Doc.. Lavoisier. 613p.
- Arrignon J. (1982).** Aménagements écologiques et piscicole des eaux douces. 3^{ème} édition, Gauthier-Villard, Paris, PP : 340.
- Barnabe G.(1989).** Aquaculture. 2^{ème} édition. Tec et Doc. Édition Lavoisier. 565p.
- Barrion G. (2003).** De gestion risques santé et environnement cas de nitrate, Phosphore, azote et prolifération des végétaux aquatiques. Paris, 17p.
- Bliefert C. et Perraud R. (2001).** Chimie de l'environnement. Air, eau, sols, déchets, 1^{ère} édition, © Paris, PP: 290-293.
- Behar S. (1997).** Definition of Water Quality Parameters. Testing the Waters: Chemical and Physical Vital Signs of a River. Montpelier, VT: River Watch Network, 1997. 10p.
- Benamar N. Mouadiah N. et Benamar A. (2011).** Étude de la biodiversité et de la pollution dans les canaux de l'Ouest algérien : le cas de l'oued Cheliff Colloque international usages écologiques, économiques et sociaux de l'eau agricole en méditerranée : quels enjeux pour quels services ?, Université de Provence, Marseille, 20-21 janvier 2011. 6p.
- Berne F. et Cordonnier J.(1991).** Traitement des eaux -Epuraton des eaux résiduaires de raffinage Pans. 2^{ème} tirage, édition Technip, 306 p.
- Bodelle (J). et Margot (J). (1980).** L'eau souterraine en France. Masson Éd., Paris
- Boeglin J.C . (2002)** traitement physicochimique de la pollution.
- Bontoux J.(1993)** introduction a l'étude des eaux douces,eaux naturelles, eaux usées,eaux de boisson.edition technique et documentation lavoisier,166p.
- Bourrelly P. (1972).** Les algues d'eau douce, « les algues vertes », Paris : Editions N. Boubée et Cie. 569 p.
- Bouziane M. (2002).** Utilisation rationnelle des ressources en eau conventionnelles et non conventionnelles. Département de génie de l'environnement, école poly technique.
- Biais S. et Patoine M. (2002).** Le phosphore en milieu aquatique dans les agroécosystèmes. Colloque sur le phosphore, Une gestion éclairée. Ordre des agronomes du Québec. 19p.
- Cerdan P., Horeau V., Richard S. et Vicouroux R. (2004).** Synthèse des travaux hydro biologiques et hydro climatiques. Réalisée au laboratoire hydroco de petit saut. 34p.
- Champiat D. et Larpent J.P. (1988).** Biologies des eaux. 374 p.



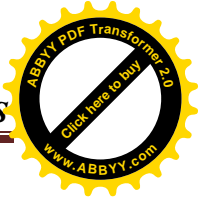
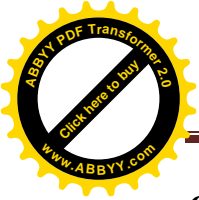
- Chapman D., Kimstach V. (1996).** Selection of water quality variables. Water quality assessments: a guide to the use of biota, sediments and water in environment monitoring, Chapman edition, 2nd ed. E and FN Spon, London, pp. 59-126.
- Cherbi M. 1984.** Contribution à l'étude des peuplements zooplanctoniques de trois lacs: Hamiz, Ghrib et Boughzoul. Thèse de l'Université d'Alger, 154 p.
- Chevallier H. (2007).** L'eau, un enjeu pour demain : état des lieux et perspective. Edition Ellébore-Sang de la terre, Paris, France. 352p.
- Claude F., Christianne F., Paul M. et Jean D. (1998).** Ecologie : Approche scientifique et pratique, 4^{ème} Edition, Lavoisier TEC and DOC, Paris.
- Clement V. , Ouimet G. (2004)** : «Programme d'évolution et de surveillance des lacs : ville de ment Tremblant ». BIOFILLA, Québec. 1 lp.
- Colwell R.(2000).** Programme and short summaries of the présentation. National Science Foundation .Arlington.USA . 14p.
- Cornaz A. (2004).** Evaluation du statu trophique d'un canal de drainage sous l'impact des pollutions d'origine diffuses et ponctuelles. 152p.
- Dabbadie I. (2005).** L'activité des bactéries aquatiques et ces conséquences sur la qualité de l'eau. Centre de Coopération International en Recherche Agronomiques pour le Développement (INRA) paris 4p.
- Dabbadie L. (2005)** .Les organismes aquatiques. (INRA) .7p.
- Dauta A. et Feuillade J. (1995).** Croissance et dynamique des populations algales. *In* : Limnologie générale. R. POURRIOT et M. MEYBECK. Paris, Masson, coll. Ecol : 25. PP : 328-350.
- Debieche. T.H. (2004).** Evolution de la qualité des eaux sous l'effet de la pollution saline, agricole et industrielle : la base plaine Seybouse, Thèse de doctorat, UFR des sciences et techniques de l'université de Franch comté. PP : 199.
- Degremont T. (1978)** . Mémento technique des eaux. 8^{ème} édition -Paris.
- Degremont T.(2005).** Mémento technique de l'eau. Tome 2, 10^{ème} édition Lavoisier, France. 1928 p.
- Dellarass G.(2007).** Microbiologique pratique pour le laboratoire d'analyses ou de contrôle sanitaire. Ed Médicales Internationales, 476p.
- Dellarass G.(2000).** Microbiologie de l'environnement avec législation, édition Gaétan marin, Paris.
- Derivers B. (2003).** Biologie et phylogénie des algues Belin, Paris. Collection sup science. Tome 2. PP : 225.



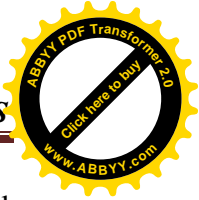
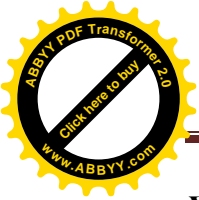
- Dupieux N. (2004).** Une proposition de protocole commun pour la description et le suivi des annexes hydrauliques du bassin de la Loire, 18P.
- Dussart B. (1966)** .Limologie l'étude des eaux continentales Edition (.uthier villars Pans 667p.
- Dussart.B (1992)** . Limnologie, l'étude des eaux continentales 2^{ème} édition. Collection « faunes et flores actuelles » .PP 630.
- Edelin F. (2001)** : « le pouvoir autoépuration des rivières ». Edition CEBEDOC sprl, liège, pp : 164-172.
- El haite H ., Laforest V. et Bourgois J. (2010).** Des réservoirs opérationnels pour la valorisation des eaux d'épuration urbaines : Colloque Eau, Déchets et Développement Durable, 28-31 mars 2010, Alexandrie, Egypte, pp : 69-74.
- Evens E. (2004).** Evaluation des risques sanitaires et écotoxicologiques liés aux effluents hospitaliers. Thèse de doctorat institut national des sciences appliquées de Lyon. 237p.
- Frontier S. et Pichod-Viale (1993).** Ecosystèmes: structure, fonctionnement, évolution, 2^{ème} édition MASSON, Paris.
- Frontier S. et Pichod-Viale D.(1999)** . Ecosystème Structure. Fonctionnement. Evolution. Collection d'écologie. 2^{ème} Edition. DUNOD : 447p.
- Gayral L.P. (1975)** . Les algues (morphologie cytologie reproduction - ecologie. édition : DOIN. I66p.
- Gaujous D. (1995)** . La pollution des milieux aquatiques, aide mémoire. PP 200.
- Genin B., Chauvin C. et Ménard F. (2003).** Cours d'eau, pollutions-méthodes-IBGN et indices biologiques. 2^{ème} édition Martine et Poillot. 221 p.
- Grosclaude G., Balvay G., Pelletier J.P. et Druart. J.C (1999).** Un point sur : L'eau, milieu naturel en maîtrise. Tome I, © INRA, Paris, PP: 103-111.
- Hamaidi M.S., Hamaidi F., Zoubiri A., Benouaklil F. et Dhan Y(2009).** Etude de la dynamique des Populations Phytoplanctoniques et Résultats Préliminaires sur les Blooms Toxiques à Cyanobactéries dans le Barrage de Ghrib (Ain Defla-Algérie). ISSN 1450-216X Vol.32 No.3 (2009), pp.369-380
- Haslay C.et Leclerc H. (1993).** Microbiologie des eaux d'alimentation - Paris: Lavoisier. 495 p.
- Hebert S. et Legare S. (2000)** . Suivi de la qualité de l'eau des rivières et petits cours d'eau, Direction de l'état de l'environnement, gouvernement de Québec.



- Hugh J.O., Matthew M., Allen J. et Choate J. (1994).** Entente Canada, surveillance de la qualité des eaux de surfac. Provinces Canadiennes de l'Atlantique.
- Ibge. 2005.** Institut Bruxellois pour la Gestion de l'Environnement. Observatoire des Données de l'Environnement, Bruxelles Environnement. Qualité physico- chimique et chimique des eaux de surface: cadre général. 16p.
- Jacquet S. (2003) :** Microalgues et cyanobactéries lacustre. INRA, 47p.
- Khattabi H. (2002).** Intérêt de l'étude des paramètres hydrogéologiques et hydrobiologiques pour la compréhension du fonctionnement de la station de traitement des lixiviats de la décharge d'ordures ménagères d'ettueffont. Thèse de doctorat, Belfort, France. PP : 173.
- Knesse A.V. (1967) :** « Economie et gestion de la qualité des eaux». Edition DUNOD, Paris, pp : 12-14.
- Ladjel F.(2001)** .exploitation d'une station d'épuration a boue activée ,edition ONA,74p.
- Larbi A. (2004).** Contribution à l'étude de la qualité des eaux de barrages de la région centre de l'Algérie, Thèse, institut hydraulique, Blida. PP.
- Larpent J.P. et Larpent-Gourgand M. (1997).** Mémento technique de microbiologie. 3^{ème} édition TEC et Doc. Lavoisier. 240-251p.
- Lefevre J.C. (1993).** Les zones humides : espaces en voie de disparition In Actes du colloques sur les zones humides du littoral aquitain, Le Teich, Septembre 1985, DRAE d'aquitaine, 27P.
- Lefevre M. (2004).** Biologie des eaux douces. Rapport Technique. 35p.
- Makhoukh M., Sbaa A., Berrahou M. et Van M. (2011).** Contribution à l'étude physico-chimique des eaux superficielles de l'Oued Moulouya (Maroc oriental). Larhyss/ Journal n° 09: 149-169.
- Mackenthun K.M. et Keup L.E. (1970).** Biological problems encountered in water supplies, water works Assor.62, PP: 520-526.
- NA 763 ISO 6222.** Dénombrement des micro-organismes revivifiables : comptage des colonies par inoculation dans ou sur un milieu de culture gélose.
- NF EN 26461-2 ISO 6461-2.** Recherche et dénombrement des spores de bactéries anaerobies sulfito-réductrices et de clostridium sulfito-réducteurs : Méthode par filtration sur membrane.
- NF EN 12780 :** Détection et dénombrement de *Pseudomonas aeruginosa* : Méthode par filtration sur membrane, Modes opératoires.
- Nueveux J. (1974)** . Recherche sur la chlorophylle a et la phéophytine a en milieu oligotrophe et en milieu eutrophe (Méditerranée) thèse de 3^{ème} cycle univer-paris VI. PP116.



- O.M.S (1994).** Directives de qualité pour l'eau de boisson, Vol 1. Recommandations, Genève. 202p.
- O.M.S (2004)** .Guidelines for drinking-water quality. Vol. 1. Recommandations, 3^{ème} Ed. World Health Organization. Geneva.
- O.N.E.P : Office National de l'Eau Potable. (1995).** Les algues dans les retenues de barrage utilisées pour la production d'eau potable au Maroc : Maroc 104 p.
- Permo S. (1981)** .La pratique de l'eau . Edition du Moniteur, Paris, pp : 7-29.
- Potellon J.L. et Zysman K. (1998)** . Le guide des analyses de l'eau potable, édition de la lettre du cadre territorial
- Prescott L., K l i e n D., et Hrle Y .J. (2003).** Microbiologie. 2^{ème} édition Française. I I36p.
- Prevost M., Rompre A., Baribeau H., Coallier J. et Lafrance P. (1997).** Service lines: their effect on microbiological quality. J. Am. Water Works Assoc., 89(7). pp: 78-91.
- Regnuzt J.P. (1990).** Microbiologie générale. Édition Cane vigot pans. 895p.
- Rodier J. (1984).** L'analyse de l'eau- eaux naturelles, eaux résiduaires. Eaux de mer. 7^{ème} édition Dunod.
- Rodier J. (1996)** . L'analyse de l'eau- eaux naturelles, eaux résiduaires. eaux de mer. Tome II 8^{ème} édition Dunod. 1382 p.
- Rodier J., Bazin C ., Broutin J.P., Charabon P., Champsau H. et Rodo L. (2005).** L'analyse de l'eau : Eau naturelle, résiduaire, eau de mer. 8^{ème} édition, pp : 130-151.
- Rodier J., Legube B. et Merlet N. (2009).** L'analyse de l'eau. 9^{ème} Ed Dunod, 1487p.
- Schoeller, H., (1962).** Les eaux souterraines: Hydrologie dynamique et chimique. Recherche, exploitation et évaluation des ressources Ed Masson,
- Self J-R. 2010.** Domestic Water QuaUty Criteria. Manager, Soil, Water and Plant Testing Laboratory, Colorado State University Crop Series|Irrigation, Fact Sheet. 3p.
- Singeeton P. (1999).** Bactériologie. 4^{ème} édition DUNOD, 415p.
- Sukopi. (2006).** Ekologie vodniho prostredi. Brno. Mendelova zemedelska a lesnicka universita v Brne.PP : 199.
- Tardot-Henry M et Beaudry. (1992).** Chimie des eaux Québec : édition le Griffon d'argile. 537 p.
- Thome J., Marneffe Y., Joaquim -Justoc et Louvet M. (2000).** Appréciation de la qualité biologique et physico-chimique des écosysternes limnetique ardennais, Université de Liège 22p.
- Valiron F.et Tabuchi J.P. (1992).** Maitrise de la pollution urbaine par temps de pluie, état de l'art, Edition technique et documentation, Lavoisier.



Vega, M., Pardo, R., Barrado, E. et Debán, L. (1998). Assessment of seasonal and polluting effects on the quality of river water by exploratory data analysis. *Water Research* 32, 3581-3592.

www.oica.fr,(2007).office nationale de l'eau