

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

UNIVERSITE 8 MAI 1945 GUELMA
FACULTE DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE
ET SCIENCES DE LA TERRE ET DE L'UNIVERS

DEPARTEMENT D'ECOLOGIE ET GENIE DE L'ENVIRONNEMENT



Mémoire du Master

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Biologie

Spécialité/Option : Santé, Eau et Environnement / Hydro-écologie

Thème:

*CONTIBUTION A L'ETUDE DE LA QUALITE
BACTERIOLOGIQUE ET PHYTOPLANCTONIQUE DE L'EAU
DU LAC OUBEIRA (PNEK - EL-TARF)*

Présenté par :

- SATHA Walid
- MAKROUDI Sara

Membres de jury :

Président	: Mr. ROUIBI Abdelhakim	M.C.B	Université de Guelma
Examinatrice	: M ^{me} . IBNCHERIF Hayet	M.C.B	Université de Guelma
Encadreur	: Mr. ROUABHIA Kamel	M.A.A	Université de Guelma
Co-encadreur	: Mr. MERZOUG Abdelghani	M.A.A	Université de Guelma

Juin 2015

Remerciements

Louange à Allah le Miséricordieux, qui nous a éclairé les chemins de la science et de la connaissance, et par sa grâce nous avons réussi d'accomplir ce travail.

*Nos reconnaissances, nos vives gratitudee et nos sincères remerciements vont à Monsieur **ROUIBI Abdelhakim**, Maître de Conférences au Département de Science de la Nature et de la Vie, d'avoir bien accepté de présider ce jury.*

*Nous tenons à remercier Madame **IBNCHRIF Hayet**, Maître de Conférences au Département d'Ecologie et Génie de l'Environnement pour avoir exprimé son entière disponibilité à participer à ce jury et examiner ce mémoire.*

*Nos vifs remerciements s'adressent à monsieur **ROUABHIA Kamel**, Maître assistant au niveau du département de Biologie et notre encadreur, qui nous a fait l'honneur de nous dirigé et nous guider avec patience et gentillesse tout au long de la réalisation de ce travail. Ses encouragements, sa disponibilité et surtout ses conseils nous ont été d'une précieuse aide. Sans oublier Mr **MERZOUG Abdelghani**, Maître assistant au département de Biologie, notre Co-encadreur, qui nous a aidés à compléter notre travail.*

*Nos sincères remerciements vont à tous les enseignants de notre Faculté, et les responsables des laboratoires pédagogiques. Et aussi à tous les personnels de la direction de l'ADE (Guelma). Sans oublier aussi le personnel du laboratoire du STEP de Guelma et leurs chefs Mr **AMRAOUI Salah** et Mr **BOUDJEHEM Faycel**.*

Et ne jamais oublie mes amis de l'Université d'Annaba, l'Université d'El-Tarf et de l'Université de Guelma. Qui ont participé aux sorties scientifiques et qu'ils ont m'aidé.

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

Dédicace



*Je dédié ce modeste travail à
mon exemple dans ma vie mon très chère père,
qui ma très bien élevé et ma pousser devenir ce qui je suis
que dieu le assure le paradis.*

*A la femme que son amour creusé dans mes fonds les plus profonds
depuis ma naissance,
à la femme que j'aime depuis mon enfance,
la source d'amour dans notre famille , merci pour ta très bien vaillance sur
moi,
et que dieu te garderas pour moi ma très douce maman.*

*A ma chère grande mère et
à mes frères et sœurs et je leurs souhaite de réussir
dans leur école.*

Pour tout qui m' aime et qui je les aime

Et à toute la famille SATHA.

SATHA WALID

Dédicace

Je dédie ce modeste travail à

A ma source de tendresse, l'être la plus chère dans Le monde,

La femme la plus patiente

Ma chère mère fouzia gueroui

Mon idéal, l'être le plus généreux

Mon cher père tahar makroudi

A mon cher frère idriss

A mon Mari « hamza » qui ma donner le pouvoir de terminer mes études

A maman chahira

En fin, je dédie ce travail à tous mes

Collègues de la promotion

Et Tout La Famille Geuroui

SARRA

Table des matières

Liste des abréviations

Liste des figures

Liste des tableaux

Introduction	1
Chapitre I : Etude bibliographique	
1. Les bactéries	3
2. Le phytoplancton	3
2.1. Aperçu sur la systématique des phytoplanctons	3
2.1.1. Les Cyanobactéries (Algues bleues)	3
2.1.2. Les Chlorophycées (Algues vertes)	4
2.1.3. Les Chrysophycées (Algues dorées)	4
2.1.4. Les Pyrrophycées (Algues bruns)	5
2.1.5. Les Euglenophycées	5
2.2. Distribution et facteurs d'influence	5
2.3. Les infections par les cyanobactéries	6
2.4. Rôle du phytoplancton dans l'eau	6
2.5. Les facteurs d'influence des phytoplanctons	6
2.5.1. Effets des facteurs abiotiques	6
2.5.2. Effet des facteurs biotiques	8
Chapitre II : Description du site d'étude	
1. Présentation du Parc National d'El-Kala (PNEK)	10
1.1. Localisation	10

1.2. Caractéristiques	11
2. Lac Oubeira	11
2.1. Description du Lac Oubeira	11
2.2. Localisation générale	11
2.3. La conservation du site	12
2.4. Caractéristiques physiques	12
2.4.1. Géologie, géomorphologie et hydrologie	12
2.4.2. Climat	13
2.5. Caractéristiques écologiques	13
2.6. Flore remarquable	14
2.7. Faune remarquable	15
2.8. Valeurs sociales et culturelles	16
Chapitre III : Matériel et méthodes	
1. Méthodologie de travail	17
1.1. Préparation du matériel	17
1.2. Enregistrement et étiquetage des échantillons	17
1.3. Le choix des stations et des prélèvements	17
1.4. Mode de prélèvement de l'eau	19
1.5. Transport et conservation de l'échantillon avant l'analyse	20
2. Les analyses physico-chimiques	21
2.1. Mesures <i>in situ</i>	21
2.1.1. La couleur apparente	22
2.1.2. La température	23
2.1.3. Le potentiel d'Hydrogène	23
2.1.4. La salinité	24

2.1.5. La conductivité électrique	24
2.1.6. Le taux des sels dissous (TDS)	25
2.2. Les mesures au laboratoire	25
2.2.1. La turbidité	25
2.2.2. Les matières en suspension (MES)	25
2.2.3. La demande chimique en oxygène (DCO)	26
2.2.4. La demande biochimique en oxygène (DBO5)	26
2.2.5. L'oxygène dissous	26
3. Les analyses bactériologiques	26
3.1. Recherche et dénombrement des germes revivifiables (germes totaux)	27
3.2. Recherche et dénombrement des coliformes totaux, fécaux avec identification d' <i>Escherichia coli</i> en milieu liquide	29
3.3. Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux (<i>Enterococcus</i>)	31
3.4. Recherche et dénombrement des spores de bactéries anaérobies sulfito-éductrices et de <i>Clostridium</i> sulfito-réducteurs	34
3.5. Détermination de l'origine de la contamination fécale	35
4. Les analyses phytoplanctoniques	36
4.1. Analyse qualitative et quantitative	36
4.1.1. Identification des espèces	36
4.1.2. Richesse spécifique	37
4.1.3. Abondance	37
4.1.4. Diversité globale	37

Chapitre IV : Résultats et discussion:

1.1. Résultats des analyses physicochimiques mesurés <i>in situ</i>	38
1.1.1. Couleur apparente	38
1.1.2. Température	38
1.1.3. Potentiel d'hydrogène (pH)	39
1.1.4. Conductivité électrique (C.E)	40
1.1.5. Taux des Sels Dissous (TDS)	41
1.1.6. Salinité	42
1.2. Résultats des analyses physicochimiques mesurés dans le laboratoire	43
1.2.1. Matière en suspension	43
1.2.2. Oxygène dissout	43
1.2.3. Demande biologique en oxygène pendant 5jours (DBO ₅)	44
1.2.4. Demande chimique en oxygène (DCO)	45
1.2.5. Turbidité	46
2. Résultats des analyses bactériologiques	47
2.1. Résultat du dénombrement de la flore mésophile totale	48
2.2. Résultat du dénombrement des coliformes totaux et coliformes fécaux	49
2.3. Résultat du dénombrement des streptocoques fécaux	51
2.4. Résultat du dénombrement des spores de bactéries sulfito-reductrices (ASR)	52
2.5. Résultats de la détermination de l'origine de la contamination fécale	53
3. Résultats des analyses phytoplanctoniques	54
3.1. Analyses qualitatives et quantitatives	54
3.1.1. Richesse spécifique des groupes phytoplanctoniques	54

3.1.2. Abondance total des groupes phytoplanctoniques	56
3.1.3. Diversité globale	57
<i>Conclusion et Perspectives</i>	59
<i>Références bibliographiques</i>	
<i>Annexes</i>	
<i>Résumé</i>	
<i>Abstract</i>	
<i>ملخص</i>	

Liste des abréviations

ASR : Anaérobies sulfito-réducteurs

CF : Coliforme fécaux

Cond : conductivité

CSR : Clostridium sulfato-réducteur

CT : Coliforme totaux

D/C : Double concentration

E.coli: *Escherichia coli*

EPA : Eau Peptonée Alcaline

Eva Litsky: Bouillon à l'éthyle violet et aide de sodium

Fig: Figure.

GT : Germes totaux

Ish: indice de Shannon

M.D.D.E.F.P : Ministère du Développement durable, de l'Environnement, de la Faune et des Parcs.

N : Nord

NaCl: Chlore de sodium

nm: Nanomètre

NPP : Nombre le plus probable

OMS : Organisation mondiale de santé

PNEK : Parc National d'El-Kala

RM : Rouge de méthyle

S : Station

S/C : Simple Concentration

sp: Espèce

SF : Streptocoques fécaux

Tab : Tableau

µl : Micro litre

µs : Micro-Siemens

Liste des figures

Figure N°	Titre des figures	Page N°
01	Localisation du Parc National d'El Kala, Wilaya d'El-Tarf.	10
02	Climagramme d'Emberger pour la région d'El-Kala.	13
03	Photo de la châtaigne d'eau <i>Trapa natans</i> .	14
04	Photo de la Grande aigrette <i>Egretta alba</i> .	15
05	Localisation satellite des stations de prélèvement.	18
06	Photos de la station 01 durant la période d'étude.	18
07	Photos de la station 02 durant la période d'étude.	19
08	Photos de la station 03 durant la période d'étude.	19
09	Prélèvement de l'eau du lac Oubeira	20
10	L'utilisation d'une glacière contenant des poches de glace.	21
11	Mesure <i>in situ</i> des paramètres physicochimiques.	22
12	Le multi-paramètre utilisé.	22
13	Schéma du protocole de recherche et de dénombrement des micro-organismes revivifiants à 22 et à 37°C dans les eaux.	29
14	Protocole de recherche et dénombrement des coliformes totaux, fécaux et <i>E. coli</i> dans les eaux.	31
15	Protocole de recherche et de dénombrement des Entérocoques fécaux dans les eaux	33
16	Protocole de recherche et de dénombrement des spores des bactéries anaérobies sulfitor-éducteurs (ASR).	35
17	Variations spatiotemporelle de la température de l'eau du lac Oubeira.	39
18	Variations spatiotemporelle du pH de l'eau du lac Oubeira.	40
19	Variation spatiotemporelle de la conductivité électrique de l'eau du lac Oubeira.	41
20	Variation spatiotemporelle du taux des sels dissouts dans l'eau du lac Oubeira.	42
21	Variation spatiotemporelle de la salinité de l'eau du lac Oubeira.	42

22	Variation spatiotemporelle de la matière en suspension de l'eau du lac Oubeira.	43
23	Variation spatiotemporelle de l'oxygène dissout de l'eau du lac Oubeira.	44
24	Variation spatio-temporelle de la demande biologique en Oxygène pendant 5 jours (DBO 5).	45
25	Variation spatiotemporelle de la demande chimique en oxygène (DCO) dans l'eau du lac Oubeira.	46
26	Variations spatiotemporelle de la turbidité du lac Oubeira	47
27	Evaluations du nombre des germes révivifiabiles à 22°C à 37°C de l'eau du Lac Oubeira.	48
28	Photos présentant le résultat de la recherche et dénombrement des germes révivifiabiles à 22°C et à 37°C.	49
29	Photo présent le résultat de la recherche des coliformes totaux.	49
30	Evaluation du nombre des coliformes totaux de l'eau du lac Oubeira.	50
31	Photo présent le résultat de la recherche des coliformes fécaux.	50
32	Evaluation du nombre des coliformes fécaux de l'eau du lac Oubeira.	51
33	Photo présent le résultat de la recherche des streptocoques fécaux.	51
34	Evaluation du nombre des streptocoques fécaux de l'eau du lac Oubeira.	52
35	Photos présentant le résultat de la recherche des ASR.	53
36	Evaluation de la richesse spécifique des groupes phytoplanctoniques dans les eaux du lac Oubeira.	56
37	Variation de la densité totale des groupes Phytoplanctoniques des eaux du la Oubeira.	57
38	Variation de la diversité des classes phytoplanctoniques durant la période d'étude selon l'indice de Shannon.	58

Liste des tableaux

Tab N°	Titre des Tableaux	Page N°
01	Localisation des stations et la période de prélèvement.	17
02	Grille d'appréciation de la qualité de l'eau en fonction de la température.	23
03	La variation du pH de l'eau.	24
04	Qualité des eaux en fonction de la conductivité électrique.	24
05	Classes de turbidité usuelles (NTU, nephelometric turbidity unit).	25
06	Résultat de la recherche des Anaérobies sulfito-réducteurs (ASR).	52
07	Origine de la pollution selon le rapport coliformes fécaux/streptocoques fécaux (CF/SF).	53
08	Résultats des analyses qualitatives et quantitatives des espèces phytoplanctoniques des eaux du lac Oubeira.	54
09	Table de Mac Grady utilisé en technique de numération en milieu liquide	Annexe 2
10	Identifications et classifications des phytoplanctons.	Annexe 3

Introduction Générale

L'eau est un élément vital et indispensable à la vie. Elle couvre 70% de la planète. Son importance pour l'économie ne cesse de croître. Sa demande et son approvisionnement deviennent de plus en plus difficiles à acquérir. Elle est nécessaire à la santé, l'agriculture, l'industrie, le tourisme, les loisirs et la navigation. [Anonyme., 2009]

La quantité d'eau dont nous disposons dépend de son degré de propreté ou de pollution. La problématique de l'eau est un souci de quantité et de qualité ; La mauvaise qualité de l'eau se répercute sur l'environnement et le bien-être de l'homme. [Kouadri., 2013]

L'Algérie est riche en zones humides qui jouent un rôle important dans les processus vitaux, entretenant des cycles hydrologiques et accueillant poissons et oiseaux migrateurs. Pourtant, de nombreuses menaces pèsent sur elles. Tout comme les forêts tropicales, les zones humides sont détruites à un rythme sans précédent. [4]

Le Parc National d'El-Kala (**PNEK**) situé dans la wilaya d'El-Tarf au nord-est algérienne, est une grande réserve hydrique naturelle faisant partie des réserves des zones humides en Algérie, enregistré dans la convention de Ramsar à cause de nombreuses richesses écologiques (*Typha angustifolia*) avec une diversité abondante de la faune (*Aythya nyroca*) et de la flore (*Trapa natans*). Elle est aussi réputée d'être l'escale prolongée des oiseaux migrateurs, regroupant plusieurs lacs d'eaux douces et salées tel que le lac Mellah et le **lac Oubeira**. [Messerer., 1999]

Le plancton végétal est le premier maillon biologique des chaînes alimentaires dans les écosystèmes aquatiques, la production primaire est principalement assurée par ce maillon. Ces organismes photosynthétiques utilisent l'énergie lumineuse pénétrant dans l'eau pour effectuer la photosynthèse. Leur croissance dépend de la disponibilité en nutriments et de la présence de toxiques, de la température et de la lumière. Dans certaines conditions, avec des apports élevés de nutriments, la croissance excessive de ce phytoplancton conduit à une situation d'eutrophisation. Ce dernier est la conséquence d'un apport excessif en phosphore, généralement lié aux activités urbaines, agricoles et industrielles. [Ariane., 2009]

Dans le cadre de ce travail notre objectif est :

- Etudier et mesurer les paramètres physicochimiques des eaux du lac Oubeira.
- Déterminer la qualité bactériologique des eaux du lac Oubeira.
- Faire l'inventaire du phytoplancton des eaux du lac Oubeira.

Ce travail est structuré en quatre chapitres :

- Le premier chapitre ; Etude bibliographique et généralité sur les bactéries et le phytoplancton d'eau douce.
- Le deuxième chapitre ; Description du site de travail.
- Le troisième chapitre ; Le matériel utilisé et les méthodes utilisées.
- Le quatrième chapitre ; Illustre tous nos résultats avec leur discussion possible et enfin, nous terminerons par une conclusion.

Etude bibliographique

1. Les bactéries

Les bactéries sont ubiquitaires dans la nature, elles se trouvent dans tous les milieux ; air, sol, eau et même dans/sur d'autres êtres vivants. Chez les humains on les dit alors commensales. Elles peuvent faire partie des flores cutanée, digestive, buccale génitale. Une minorité est pathogène et certaines ne le sont que dans certaines conditions. [Rodier., 2009]

2. Le phytoplancton

Elément essentiel de la productivité, le phytoplancton est composé d'organismes unicellulaires, filamenteux ou coloniaux, microscopiques en suspension dans la colonne d'eau, dont majoritairement la chlorophylle a. Ces micro-organismes ont qualifiés de thallophytes, c'est à dire dépourvus de tige, racine et de vaisseaux conducteurs. Ils sont localisés dans les couches superficielles éclairées des étendues d'eau. En effet 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 et permettant la constitution des molécules pour les cellules. [Dauta et Feuillade., 1995]

Toutefois, certains groupes du phytoplancton comme les Dinoflagellés (*Protoperdium sp* et *Gymnodinium sp...*) sont hétérotrophes et utilisent des substances organiques à la base de leur métabolisme. [De Reviens., 2003]

2.1. Aperçu sur la systématique des phytoplanctons

2.1.1. Les Cyanobactéries (Algues bleues)

Organismes procaryotes, regroupent plus de 110 genres et environ 1000 espèces dulçaquicoles. La plupart des cyanobactéries sphériques appartiennent à la famille des Chroococcacées et les filamenteuses aux familles des Nostocacées et Oscillatoriacées. Les cellules appartenant à cette classe se caractérisent par l'absence de noyau, de plaste et de reproduction sexuée. [Bourrelly., 1985]

Les cyanobactéries [ou « algues bleues »] se distinguent des procaryotes hétérotrophes parla présence de chlorophylle a et de pigments accessoires (phycocyanine, phycoérythrine, caroténoïdes), certaines possèdent des vacuoles gazeuses qui leur

permettent de réguler leur position dans la colonne d'eau et de se maintenir à une profondeur où la température, la lumière et les éléments nutritifs sont favorables à leur développement. [Ganf et *al.*, 1991; Schagerl et Donabaum., 2003; Colyer et *al.*, 2005]

Cyanobactéries se divisent essentiellement par fission binaire ou division végétative, c'est à dire que la membrane cellulaire s'invagine et sépare la cellule mère en deux cellules filles iso morphique. [Thomzeau., 2006]

Elles sont présentes sur tous les continents et largement étudiées en écologie, en toxicologie, en taxinomie, ou encore en microbiologie. [Thomzeau., 2006]

2.1.2. Les Chlorophycées (Algues vertes)

Forment un groupe extrêmement vaste et morphologiquement très diversifié. Elles sont réparties en quatre classes : les Euchlorophycées, les Ulothricophycées, les Zygothricées et les Charophycées. Celles-ci comportent environ 500 genres, représentant plus de 15000 espèces [John., 1994]. Toutefois, la plupart des algues vertes planctoniques lacustres appartiennent à l'ordre des Volvocales et à celui des Chlorococcales qui font partie de la classe des Euchlorophycées [Bourelly., 1985b]. Les cellules des Volvocales possèdent une paroi cellulaire glycoprotéique pourvue de 2, 4 ou 8 flagelles de même taille, 1 noyau et 2 vacuoles contractiles localisées à la base des flagelles. Les chloroplastes de la plupart des volvocales sont en forme de « U » et les chlorophylles a et b sont les pigments majeurs. [Ettl., 1983]

2.1.3. Les Chrysophycées (Algues dorées)

Sont des algues unicellulaires ou coloniales [rarement filamenteuses], dont certaines vivent dans une enveloppe protectrice appelée *lorique*. Leurs cellules possèdent un ou plusieurs plastes jaunes ou bruns à cause de la forte concentration en xanthophylles [lutéine, fucoxanthine, diadinoxanthine] et caroténoïdes [β -carotène] masquant la couleur due aux chlorophylles a etc. [Wetzel et *al.*, 2001]

On en distingue 3 classes : les Chrysophycées, les Xanthophycées et les Bacillariophycées ou Diatomées [Bourelly., 1972]

2.1.4. Les Pyrrophycées (Algues bruns)

Les Pyrrophycées (ou Pyrrophytes) ont des plastes bruns, moins souvent rouges ou bleu-vert et mettent de l'amidon en réserve. Mais cet amidon n'est pas contenu dans des plastes ; il est extra plastidiale. [Bourelly., 1970]

2.1.5. Les Euglénophycées

Ces algues sont réparties en 13 genres et plus de 2000 espèces. Ils sont presque tous unicellulaires, sans paroi cellulaire, possèdent un, deux ou trois flagelles qui émanent d'une invagination de la membrane cellulaire, une vacuole contractile et un stigma (eyespot) orange à rouge composé de globules de caroténoïdes. [Rosowski., 2003]

Bien que certaines euglènes soient non pigmentées, phototrophes [capable d'ingérer des particules solides] et par conséquent considérés comme des protistes animaux (ex : protozoaires), la plupart sont photosynthétiques et parfois hétérotrophes. Il reste que même si la phagotrophie peut constituer le mode d'assimilation de carbone principal, aucune de ces espèces n'en dépend uniquement. Ce dernier est toujours combiné à l'absorption de composés organiques dissous. En ce qui concerne leur mode de reproduction, la division cellulaire semble être la règle pour cette classe du phytoplancton. [Bourelly., 1985]

2. 2. Distribution et facteurs d'influence

La distribution spécifique des phytoplanctons provient du fait qu'elles présentent des différences à plusieurs niveaux : exigences en nutriments, taux d'assimilation des nutriments, taux de croissance, températures optimale, etc. [Dekayir., 2007]

Ainsi, les variations de la composition des populations algales dans des bassins de stabilisation dépendent des changements climatiques, notamment la durée d'ensoleillement et la température, de la charge en substances minérales et organiques et du temps de rétention de la masse d'eau dans les bassins. [Vanderpost et Toerien, 1974 ; Patil et *al.*, 1975 ; Shiillinglaw et Pietrese., 1977 ; Steiner., 1982 ; Ergashev et Tajiev., 1986 ; Oudra., 1990]

De nombreux travaux montrent que la prédation et la toxicité de certaines substances s'ajoutent aux conditions climatiques et nutritionnelles pour influencer les peuplements algaux des bassins de stabilisation. Ces deux facteurs sont souvent responsables d'un déclin marqué des populations algales, ce qui perturbe le déroulement normal de l'autoépuration.

[Raschke., 1970 ; Oswald., 1973 ; Denoyelle., 1976 ; Shillinglaw et Pietrese., 1977 ; Verity et Villareal., 1986 ; Pearson et *al.*, 1987 ; kankaala., 1988]

2.3. Les infections par les cyanobactéries

Les toxines cyanobactériennes sont des poisons naturels qui sont emmagasinés dans certaines cyanobactéries. Ces toxines sont libérées dans l'eau lors de la mort des cyanobactéries. Lors de l'ingestion de l'eau : maux de ventre, nausées, diarrhées, vomissement.

2.4. Rôle du phytoplancton dans l'eau

Si les organismes phytoplanctonique représentent seulement 1% de la biomasse des organismes photosynthétiques sur Terre, ils assurent 45% de la production primaire [Chisholm., 1995; Behrenfeld *et al.*, 2001]. Ils sont ainsi à la base de la chaîne trophique pélagique et sont donc responsables d'une part essentielle de la production primaire dans les milieux aquatiques. [Azam et Malfatti., 2007]

La prolifération du phytoplancton a un impact direct sur les écosystèmes aquatiques entraînant des modifications de la diversité et de la dynamique des populations. En outre, certaines espèces, dont les cyanobactéries, sont susceptibles de synthétiser des toxines à l'origine d'intoxications plus ou moins graves, représentant des risques important pour la santé humaine et animale, les usages de l'eau peuvent ainsi être limités par ces contaminations. [Chorus et Bartram., 1999]

Les eaux douces et particulièrement les eaux de surface, qui représentent une ressource vitale pour l'homme, sont menacées par des pollutions diverses, d'origine anthropique. Le phytoplancton réagit à ces altérations et peut être considéré comme un indicateur de la dégradation de la qualité des eaux continentales, proposé par la Directive Cadre sur l'Eau (DCE) comme élément de qualité biologique.

2.5. Les facteurs d'influence des phytoplanctons

2.5.1. Effets des facteurs abiotiques

Les populations phytoplanctoniques varient avec les saisons et dépendent de facteurs à la fois physique et chimiques. Les concentrations de nutriments constituent des indicateurs fondamentaux de prolifération phytoplactonique, ainsi sous le contrôle de plusieurs

paramètres abiotiques en interaction qui révèlent à la fois du climat et des conditions lithologiques. [Findley et Klingh., 1994]

➤ **Le climat**

Le climat est le principal facteur de répartition et de dynamique des écosystèmes [Anglier., 2003 ; Ramade., 2005]

➤ **La température**

Paramètre actif, qui agit sur la rapidité des processus biologiques. Par opposition aux milieux terrestres, la température en milieux aquatiques est plus tamponnée et moins sujette aux variations. [Anglier., 2003 ; Ramade., 2005]

➤ **Le vent**

Il joue un rôle important dans le cycle de l'eau, il augmente l'évaporation consommatrice d'énergie et a donc un pouvoir de refroidissement considérable. Dans les systèmes aquatiques le vent détermine la profondeur maximale à laquelle se fait sentir l'action du vent. L'eau brassée devient homogène sur toute la hauteur d'une couche de mélange, par ailleurs ce processus y assure une bonne oxygénation dans les lacs profonds. [Ricklifs et Miller., 2005]

D'autre part dans les lacs moins profonds on observe une remise en suspension du sédiment avec comme conséquences, une augmentation de la turbidité, réduction de la transparence et de la pénétration de la lumière. [Pourcher., 1990]

➤ **Lumière**

La limitation de la croissance des organismes photosynthétiques entraîne progressivement une anoxie de la masse d'eau au fond du lac. [Ricklifs et Miller., 2005], les hautes intensités lumineuses ont une action inhibitrice sur le mécanisme photosynthétique ainsi que sur l'activité fixatrice des microorganismes photosynthétiques fixateurs d'azote. [Anglier., 2000]

En milieu aquatique ont observé une dominance des Chlorophycées filamenteuses en surface et des Cyanobactéries en profondeur. De ce fait ce groupe phytoplanctonique évite les surfaces trop exposées. [Anglier., 2000]

➤ **Les nutriments**

Les éléments nutritifs sont des composés essentiels à la croissance et à la survie des organismes. Leurs apports dans un écosystème influent grandement sur l'abondance de la vie végétale et animale ainsi que sur le genre et la variété des espèces. Par ailleurs les activités humaines ont considérablement accru la biodisponibilité de deux éléments nutritifs clefs de l'environnement, soit l'azote et le phosphore.

Les principales formes et origines des apports sont dues aux :

- Rejets domestiques
- Rejets industriels
- Rejets diffus [issus du lessivage des sols]

En milieux aquatiques la forme minérale soluble du phosphore est rapidement assimilable, de sorte que les teneurs y sont très faibles de l'ordre de 0.01 mg/l pour les orthophosphates [PO_4^{3-}] et de 0.025 mg/l pour le phosphore dissous incluant les formes organiques. [Cemagref., 2003]

Cette rareté qui peut être transitoire est liée aux faits suivants :

En eau bien oxygénée le phosphore se combine à d'autres éléments [fer, aluminium, calcium] pour former des composés insolubles qui précipitent au niveau du sédiment de fond. Il se produit également des phénomènes d'adsorption des ions phosphates sur des argiles, sur des constituants organiques et surtout sur des hydroxydes et oxydes métalliques. [Leveque., 2001]

- **Les oligoéléments** : tels que le soufre et le chlore.
- **L'oxygène dissous** : nécessaire à la respiration des algues et des animaux aquatiques. [Olivier et Ganf., 2000 ; Ramade., 2005]

2.5.2. Effet des facteurs biotiques :

- a. les facteurs physico-chimiques d'origine biotique conséquences des activités métaboliques et par les sécrétions dans le milieu de substances favorables ou toxiques pour les autres espèces.
- b. Les facteurs trophiques de nature biologique, à l'exemple des sels nutritifs libérés dans les eaux [ou le sol] sous l'action de la décomposition.

- c. Les facteurs intraspecifics, qui regroupent les interactions se déroulent à l'intérieur d'une même espèce [entre individus]
- d. Les facteurs interspecifics, qui concernent les interactions entre populations d'espèces différents [facteurs de prédation et de parasitisme]
- e. La régulation de la position dans la colonne d'eau par l'intermédiaire de vacuoles gazeuses est l'une des caractéristiques des Cyanobactéries.
- f. Broutage par le zooplancton. [Olivier et Ganf., 2000 ; Ramade., 2005]

Description du site d'étude

1. Présentation du Parc National d'El-Kala (PNEK)

1.1. Localisation

Le Parc National d'El Kala a une superficie actuelle de 80000 ha. Situé entre 36°55' et 36°90' N et 08°16' et 08°43' E. Appartenant à la partie Nord-est du Tell algérien, le Parc National d'El Kala est limité au Nord par la mer Méditerranée, à l'Est par la frontière algéro-tunisienne et au Sud par les monts de la Medjerda (fig. 1). La limite Ouest du Parc est tracée de façon à englober le bassin versant de l'Oued Bougous vers le sud et la ville d'El Tarf plus au nord, puis continue vers l'ouest parallèlement à la route N44 jusqu'au village de Bouteldja, et se prolonge vers le nord jusqu'à l'ouest immédiat du Cap Rosa.

Le PNEK viendrait en troisième position après ceux du Delta de l'Ebre, en Espagne et la Camargue en France. [Direction des forêts, 2003]



Figure 01 : Localisation du Parc National d'El-Kala, Wilaya d'El-Tarf. [1]

1.2. Caractéristiques

Le Parc National d'El-Kala présente un ensemble lacustre unique en Algérie et en Afrique du Nord. Ces lacs sont représentés par : le Lac Oubeira et le Lac Tonga (classés comme zones d'importance internationale (RAMSAR), le Lac El-Mellah, le Lac Bleu, le Lac Noir et le Marais de Bourdhim.

2. Lac Oubeira

2.1. Description du Lac Oubeira

Le lac Oubeira est un plan d'eau douce d'une superficie de 2200 ha, qui fait partie du complexe de zones humides le plus important du Maghreb que le Parc National d'El Kala abrite. [Miri., 1996]

Le lac Oubeira est situé au centre d'un bassin versant de 9.900 hectares, à 4 Kilomètres à vol d'oiseau de la mer. Très important pour l'hivernage des oiseaux d'eau et à un degré moindre, pour la nidification de quelques espèces rares, il abrite une flore aquatique intéressante dont la châtaigne d'eau.

C'est un système endoréique dont l'alimentation en eau est assurée par l'oued Messida, par l'oued El-Kebir et plus particulièrement par le ruissellement des eaux sur les estuaires argilo-gréseux composant le bassin versant. [Bouguessa., 1993]

De ce fait, le régime hydrologique du lac Oubeira est fortement influencé par les variations climatiques.

2.2. Localisation générale

Le Lac Oubeira est situé à 3 Km à l'Ouest de la ville d'El-Kala, dans la Wilaya d'El-Tarf à l'extrême Nord-Est de l'Algérie entre 36°50' N et 08°23' E. à une altitude de 25 m. [Marre., 1987]

La grande ville la plus proche est Annaba à 70 Km à l'Ouest. Ce lac est situé près des Lacs Mellah et Tonga. [Direction des forêts, 2003]

2.3. La conservation du site

Le lac Oubeïra (2200 ha) a été inscrit sur la liste des sites Ramsar d'importance internationale peu après la déclaration du Parc National, le 4 novembre 1983. En 1990 une mission a eu lieu pour évaluer l'état de conservation et la problématique du site Ramsar et pour fournir des solutions. [Smart & Hollis., 1990]

2.4. Caractéristiques physiques

2.4.1. Géologie, géomorphologie et hydrologie

Oubeïra est un lac endoréique, d'eau douce, permanent. Il est en forme de cuvette à fond plus ou moins plat légèrement incliné vers le Nord, d'origine naturelle ayant une profondeur maximale de 4m, la profondeur moyenne étant de 1,24 m. Cette première profondeur constitue le toit d'une couche de vase dont la profondeur moyenne est de 1.30m et une valeur maximale de 2,50 m. Le fond de cette dernière constitue le substratum réel du lac avec une forme concave inclinée vers le Sud-ouest [Direction des forêts, 2003].

Ce lac contient un volume de vase de 30.207.685,30 m³, par contre son volume d'eau varie selon les saisons. En période estivale, il est de 22.031.078,80 m³ avec une profondeur moyenne de 0,96 m et en période hivernale un volume d'eau de 32.535.096,80 m³ avec une Profondeur moyenne de 1,24 m. [Direction des forêts, 2003]

Le substrat est entièrement composé d'argile de Numidie datant du Tertiaire, avec la présence tout autour du Lac de dépôts récents du Quaternaire. Les alluvions limoneuses du fond de vallée, datant du Quaternaire, sont localisées au Sud-est du lac. Le bassin versant occupe une superficie de 9919,35 ha. [Direction des forêts, 2003]

Le lac est alimenté par quatre oueds dont le plus important, l'oued Messida au Sud-est, recueille les eaux de crues de l'oued El Kebir au Nord d'El Tarf. [Direction des forêts, 2003]

Oubeïra joue un rôle de réservoir permettant la maîtrise des crues parfois spectaculaires, de l'Oued El-Kebir. Il constitue un réservoir de dépôt des sédiments provenant du bassin versant et charriés par les eaux de crue. [Direction des forêts, 2003]

2.4.2. Climat

Le lac Oubeïra, avec la région d'El Kala, se place dans l'étage subhumide à hiver chaud, avec des vents permanents à dominance Nord-Ouest. La pluviométrie annuelle moyenne est située entre 700 et 800 mm et s'étale essentiellement du début du mois de d'octobre jusqu'à la fin mars. La région est caractérisée par deux saisons, l'une sèche de mai jusqu'à septembre et l'autre humide de septembre à avril. Les eaux du lac sont très turbides surtout en hiver. [Direction des forêts, 2003]

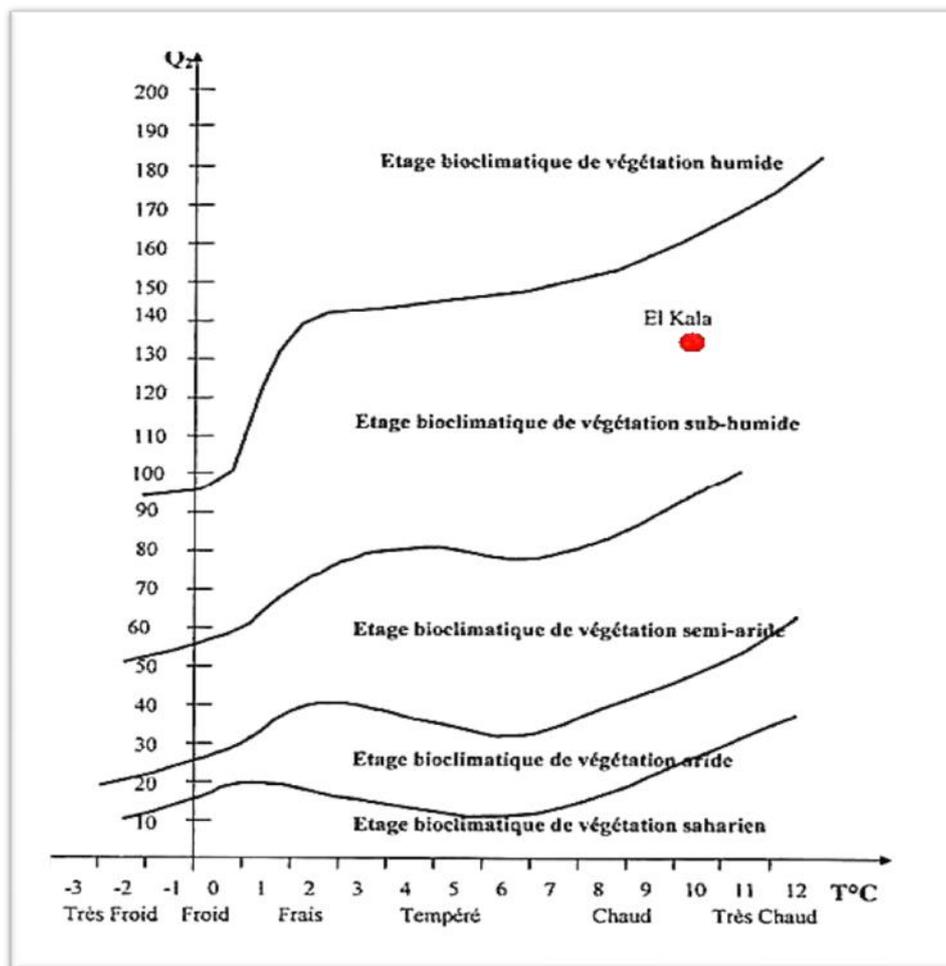


Figure 02: Climagramme d'Emberger de la région d'El Kala. [Touati., 2008]

2.5 Caractéristiques écologiques

C'est le seul grand site du complexe humide de la région qui présente une organisation spatiale typique en ceintures de végétation (Hélophytes) avec une importante superficie colonisée par des herbiers flottants d'Hydrophytes. En été, les ceintures de végétation sont bien visibles et pratiquement ininterrompues tout autour du lac et ont une

largeur et une densité différentes selon les rives; les ceintures les plus larges (environ 400 m) sont formées essentiellement d'Hélophytes, *Phragmites australis*, *Typha angustifolia* et le Scirpe *Scirpus sp.*). Les herbiers flottants sont constitués par les Hydrophytes, Châtaigne d'eau *Trapa natans*, Myriophylle *Myriophyllum sp.* Potamots *Potamogeton sp...* etc.

Ces formations occupent la grande surface d'eau libre. Bien que considéré comme site d'hivernage par excellence, ce lac, malgré son couvert végétal limité aux bordures, est un lieu de nidification pour plusieurs espèces d'oiseaux d'eau telles que la poule d'eau *Gallinula chloropus*, le Blongios nain *Ixobrychus minutus*, la Marouette ponctuée *Morzana morzana*, le Râle d'eau *Rallus aquaticus*, etc. C'est également le site d'alimentation pour des espèces qui nichent dans les autres zones humides de la région comme les canards, les Guifettes moustac et noire *Chlidonias hybrida et C. niger*, les Hérons pourpré et crabier *Ardea purpurea et Ardeola ralloides*, l'aigrette garzette *Egretta garzetta* et le garde boeu *Bubulcus ibis* et des limicoles). [Direction des forêts, 2003]

2.6. Flore remarquable

Une ceinture d'Hélophytes indispensable à la nidification des oiseaux d'eau. Parmi les Espèces rares et très rares, nous citons, la châtaigne d'eau *Trapa natans* et le Nénuphar jaune *Nuphar luteum* (seule station en Algérie), le Nénuphar blanc *Nymphaea alba*. Le Polygomum *Polygonum senegalense*, le Scirpe incliné *Scirpus inclinatus* et l'Utriculaire *Utriculariae xoleta*. [Direction des forêts, 2003]

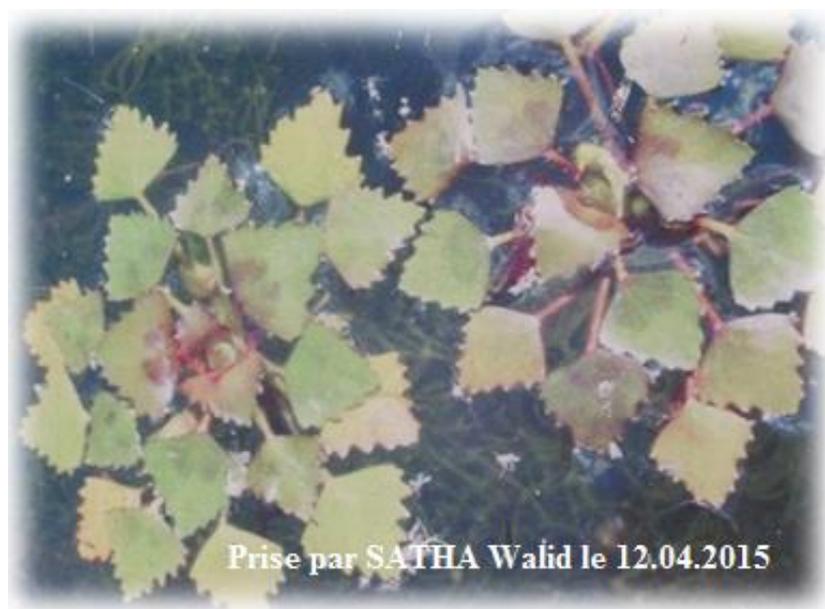


Figure 03 : Photo de la châtaigne d'eau *Trapa natans*.

2.7. Faune remarquable

2.7.1. Oiseaux d'eau

Les sédentaires sont représentés par le Blongios nain *Ixobrychus minutus*, la Talève sultane *Porphyrio porphyrio*, la Rousserolle turdoïde *Acropcephalus arundinaceus*, le Butor étoilé *Botaurus stellaris*, le Busard des roseaux *Circus aeruginosus* et le balbuzard pêcheur *Pandion halieutus*. [Direction des forêts, 2003]

Les hivernants sont représentés par l'Erismature à tête blanche *Oxyura leucocephala*, la Grande aigrette *Egretta alba*, la Spatule blanche *Platalea leucorodia*, l'Oie cendrée *Anser anser*, le Grand cormoran *Phalacrocorax carbo*, la Grue cendrée *Grus gruset* plusieurs Espèces de limicoles, telles que l'Avocette *Recurvirostr aavosetta*, les chevaliers, les bécasseaux, la bécassine des marais *Gallinago gallinago*... etc. Les oiseaux d'eau observés tout au long de l'année mais de façon irrégulière sont l'Ibis falcinelle *Plegadis falcinellus* et le Flamant rose *Phoenicopterus ruber*.

Les insectes sont représentés par au moins 28 espèces d'Anisoptères (Odonates), parmi elles nous citons *Anax imperator*, *Anax parthenope*, *Ashna mixta*, *Aeschna affinis*, *Hemiana xephippiger*, *Orthetrum cancellatum*, et *Acisoma panorpoides ascalaphoides*... etc. [Direction des forêts, 2003]



Figure 04 : Photo de la Grande aigrette *Egretta alba*.

2.8. Valeurs sociales et culturelles

Le lac Oubeira est d'un intérêt social et culturel par la Production halieutique, l'exploitation de l'eau pour l'agriculture autour du lac (il s'agit surtout de cultures spéculatives telles que la culture d'arachides consommatrice d'eau), la présence d'un site archéologique (Mégalithique) au Sud-est du lac et l'éducation et la recherche scientifique (aspect paysager ouvert et présence de deux postes d'observation ornithologique). [Direction des forêts, 2003]

Matériel et méthodes

1. Méthodologie de travail

1.1. Préparation du matériel

La préparation du matériel est une étape importante qui doit être bien planifiée. Le matériel de terrain doit inclure notamment une quantité suffisante de bouteilles stérilisées clairement identifiées, une glacière, de la glace, un carnet pour prendre des notes sur le terrain et un multi-paramètre. Des bouteilles conformes vous seront fournies par le laboratoire accrédité que vous aurez choisi. [M.D.D.E.F.P., 2013]

1.2. Enregistrement et étiquetage des échantillons

Pour faciliter le travail et l'exploitation des résultats tout en évitant les erreurs, Il est essentiel que les échantillons soient clairement étiquetés immédiatement avant les prélèvements et que les étiquettes soient lisibles et non détachables. [Rodier et *al.*, 1996] Dans ces derniers, on doit noter avec précision : la date, l'heure, les conditions météorologiques, un numéro et toutes circonstances anormales. [Lightfoot., 2002]

1.3. Le choix des stations et des prélèvements

Pour contribuer à l'évaluation de la qualité bactériologique et phytoplanctonique de l'eau du lac Oubeira. L'échantillonnage a été réalisé *in situ*, mensuellement à raison d'un prélèvement par site, dans 3 sites différents, pendant la période de trois mois qui s'étalant de Février à avril 2015. Les sites d'échantillonnage ont été choisis en fonction de leur exposition aux vents. (Tab. 01 et Fig. 5; 6; 7 et 8)

Tableau 01 : Localisation des stations et la période de prélèvement.

Localisation GPS des stations	Nature de prélèvement	Date de prélèvement		Heure de prélèvement
S1 : 36°86'N 8°37'E	Eau du lac Oubeira	P1	14-02-2015	09h30
		P2	14-03-2015	09h45
		P3	12-04-2015	09h55
S2 : 36°86'N 8°41'E		P1	14-02-2015	10h10
		P2	14-03-2015	10h20
		P3	12-04-2015	10h45
S3 : 36°82'N 8°39'E		P1	14-02-2015	13h30
		P2	14-03-2015	13h50
		P3	12-04-2015	14h10



Figure 05 : Localisation satellite des stations de prélèvement.

(Google earth, 2015. Modifié) [2]



Figure 06: Photos de la station 01 durant la période d'étude.



Figure 07: Photos de la station 02 durant la période d'étude.



Figure 08: Photos de la station 03 durant la période d'étude.

1.4. Mode de prélèvement de l'eau

Le prélèvement se fait en immergeant la bouteille, l'ouverture vers le bas jusqu'à 30 cm sous la surface de l'eau, puis en la remontant en exécutant un mouvement en « U ». Lorsque le prélèvement est effectué en eau peu profonde, il faut éviter la récolte des particules déposées en surface ainsi que celles provenant des sédiments. [MDDEF., 2013]. Pour cette raison, les lieux de prélèvement d'échantillons sont généralement choisis aux endroits où la profondeur de l'eau se situe entre 1 et 1,5m. [Lightfoot., 2002]

Le prélèvement a été effectué manuellement sur des points de prélèvement fixes en utilisant des flacons stériles. (**Fig. 09**)

Un examen microbiologique ne peut être valablement interprété que s'il est effectué sur un échantillon correctement prélevé, dans un récipient stérile, selon un mode opératoire précis évitant toute contamination accidentelle, correctement transporté au laboratoire et analysé sans délai ou après une courte durée de conservation dans des conditions satisfaisantes. [Rodier et *al.*, 2005]

Pour l'analyse physicochimique, les échantillons ont été prélevés dans des flacons, rincés plusieurs fois avec l'eau à analyser, puis fermés hermétiquement sans laisser de bulles d'air, ils ont été utilisés à environ 50 cm, en évitant la remise en suspension des dépôts. [Rodier., 1984]



Figure 09: Prélèvement de l'eau du lac Oubeira

(Photos prise par Mr ROUABHIA. k)

1.5. Transport et conservation de l'échantillon avant l'analyse

Pendant le transport, il faut éviter surtout la destruction de l'échantillon, ou, inversement la surcroissance de micro-organismes à l'intérieur de l'échantillon. Ceci peut être obtenu en mettant l'échantillon à l'abri de la lumière visible ainsi que dans des températures ambiantes. Habituellement, cette protection est obtenue grâce à l'utilisation

d'une glacière contenant des poches de glace (**Fig. 10**). On conserve généralement les échantillons à une température inférieure ou égale à +4°C. [Raymond., 1977; Mayat., 1994]



Figure 10: L'utilisation d'une glacière contenant des poches de glace.

(Photo prise par Mr ROUABHIA. K)

2. Analyses physico-chimiques

Les substances présentes dans l'eau peuvent être classées selon deux modes différents :

- ☞ Suivant leur nature chimique : organique ou minérale.
- ☞ Suivant leur état physique : matières dissoutes, colloïdes ou en suspension.

Ces distinctions sont arbitraires dans la mesure où, d'une part une substance peut se trouver soit à l'état dissous, soit en suspension selon les conditions du milieu, et d'autre part l'eau est le siège de phénomènes de dégradation biologique qui peuvent transformer des substances organiques en substances minérales. [Merzoug., 2009]

2.1. Mesures *in situ*

Les mesures *in situ* sont des analyses réalisées sur place en plongeant directement le matériel dans l'eau.

Ces paramètres sont très sensibles aux conditions du milieu et sont susceptibles de changer dans des proportions importantes s'ils ne sont pas mesurés sur place.

La température, Le pH, La salinité, La conductivité électrique, Le taux des sels dissouts, et l'Oxygène dissout ont été mesurés à l'aide d'une sonde multi paramètres (**Fig. 11 et 12**), La couleur, a été estimée à l'œil nue.



Figure 11: Mesure *in situ* des paramètres physicochimiques.

(Photo prise par Mr ROUABHIA. K)



Figure 12: Le multi-paramètre utilisé. (Photo prise par SATHA Walid)

2.1.1. Couleur apparente

Le paramètre de la couleur apparente se fait par un examen visuel en observant la couleur de l'eau. C'est la seule qui puisse être utilisée sur le terrain de manière simple.

La couleur des eaux de surface est due, généralement, à des substances colorées d'origine variées ; (substance humique, algues, substance minérale et rejets). [Rejsek., 2002]

La couleur apparente d'une eau c'est la couleur due aux substances dissoutes et aux matières en suspension. [Rejsek., 2002 ; Rodier et *al.*, 1996]

2.1.2. Température

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

La mesure de la température est effectuée sur terrain à l'aide d'un thermomètre ou multi paramètre. (**Fig 11**). Et selon le tableau 02, on détermine la qualité de l'eau.

Tableau 02 : Grille d'appréciation de la qualité de l'eau en fonction de la température.

[Monod., 1989]

Température	Qualité
< 20 °C	Normale
20 °C – 22 °C	Bonne
22 °C – 25 °C	Moyenne
25 °C – 30 °C	Médiocre
> 30 °C	Mauvaise

2.1.3. Potentiel d'hydrogène

La valeur du pH permet de déterminer l'acidité, la neutralité ou la basicité de l'eau, autrement dit la concentration en ions hydrogène. (**Tab. 03**). [Zerluth., 2004]

Le pH est mesuré à l'aide d'un multi paramètre, la mesure est réalisée selon les étapes suivantes :

- Plonger la sonde du pH mètre dans l'eau.
- Attendre quelques secondes la stabilisation de l'affichage sur l'écran, puis lire le résultat de la mesure. [Amri., 2008]

Tableau 03: La variation du pH de l'eau. . [Zerluth., 2004]

pH ≤ 5	Acidité forte = présence d'acides minéraux ou organiques dans les eaux naturelles
pH = 7	pH neutre
7 ≤ pH ≤ 8	Neutralité approchée la majorité des eaux de surface
5.5 ≤ pH ≤ 8	Majorité des eaux souterraines
pH = 8	Alcalinité forte évaporation intense

2.1.4. Salinité

La présence de sel dans l'eau modifie certaines propriétés (densité, compressibilité, point de congélation, température du maximal de densité), d'autres (viscosité, absorption de la lumière) ne sont pas influencées de manière significative. Enfin certains sont essentiellement déterminés par la quantité de sel dans l'eau (conductivité, pression osmotique). [Bousaaroura., 2011]

2.1.5. Conductivité électrique

La conductivité est la propriété que possède une eau de favoriser le passage d'un courant électrique. Elle est due à la présence dans le milieu d'ions qui sont mobiles dans un champ électrique (elle dépend de la nature de ces ions dissous et de leurs concentrations). [Rejsek., 2002]

Dans une eau stagnante, il existe toujours des « flux » invisibles. L'eau conduit la chaleur, le courant électrique et le son, ce dernier étant propagé encore plus rapidement que dans l'air. [Zerluth., 2004], Et selon le Tableau 04, on détermine leur qualité.

Tableau 04 : Qualité des eaux en fonction de la conductivité électrique. [Monod., 1989].

Conductivité électrique (µs/cm)	Qualité des eaux	Classe
CE < 400	Bonne	1A
400 < CE < 750	Bonne	1B
750 < CE < 1500	Passable	2
1500 < CE < 3000	Médiocre	3

2.1.6. Taux des sels dissous (TDS)

La quantité des sels minéraux dissous influence la conductivité, la mesure qui permet de déterminer la quantité totale des sels minéraux dissous dans l'eau qu'est appelée le TDS. [Rodier., 2005]

2.2. Mesures au laboratoire

2.2.1. Turbidité

La turbidité mesure la quantité de matière en suspension à l'origine d'un trouble. [Beaux., 1998]. Et le Tableau 05 présent les classes de la turbidité de l'eau.

La turbidité est favorisée par la pluviométrie. Dans les eaux profondes, la turbidité empêche la lumière influençant ainsi la végétation. [Rodier., 2005]

A l'aide d'un turbidimètre, il est recommandé d'effectuer la mesure aussi rapidement que possible après prélèvement, de préférence le même jour. Les échantillons doivent être agités avant la mesure. [Boukertouta et *al.*, 2009]

Tableau 05 : Classes de turbidité usuelles (NTU, nephelometric turbidity unit).

[Merzoug., 2009]

NTU < 5	Eau claire
5 < NTU < 30	Eau légèrement trouble
NTU > 50	Eau trouble

2.2.2. Matières en suspension (MES)

La matière en suspension représente l'un des paramètres globaux de pollution les plus facilement perceptible mais l'un des plus difficilement mesurables en continu. En effet les matières en suspensions ne sont des particules solides véritablement en suspension que dans des conditions moyennes d'écoulement des effluents correspondant à une vitesse minimale de 0.5 m/s. En fonction de la taille des particules, on distingue les matières grossières ou décantables (diamètre supérieur à 100µm) et les matières en suspension. [Djebbars et *al.*, 2008]

2.2.3. Demande chimique en oxygène (DCO)

La DCO représente la quantité d'oxygène nécessaire pour oxyder toute la matière organique contenue dans une eau. C'est l'un des paramètres de la qualité d'une eau. [3]

2.2.4. Demande biochimique en oxygène (DBO5)

C'est la demande biochimique en oxygène dissout pendant cinq (5) jours à une température donnée, Généralement exprimée en milligrammes d'oxygène dissous par litre, la DBO d'une eau polluée par des rejets d'égouts est élevée. Ce qui signifie qu'il ne reste presque plus d'oxygène dissous dans l'eau. [P. Haven et *al.*, 2002]

2.2.5. Oxygène dissous

La concentration en oxygène dissous est un paramètre essentiel dans le maintien de la vie et donc dans les phénomènes de dégradation de la matière organique et de la photosynthèse utilisée essentiellement pour les eaux de surface. [Leclerc., 1969]

3. Les analyses bactériologiques

Les bactéries dans l'eau peuvent avoir trois origines différentes:

- ☞ Origine purement aquatique.
- ☞ Origine terrestre.
- ☞ Origine animale ou humaine: ce sont des germes de contamination; le plus souvent fécale, parfois rhino-pharyngée dont la température de développement est au voisinage de 37°C et qui sont accoutumés à un milieu nutritif (matière fécale) riche en matière organique. [Sayad., 2008]

Nous avons effectué pendant notre travail un dénombrement systématique des germes indicateurs de pollution qui sont :

- ☞ Les germes totaux (la flore totale ou germes revivifiables) ;
- ☞ Les coliformes (coliformes totaux) ;
- ☞ Les coliformes fécaux;
- ☞ Les streptocoques fécaux ;
- ☞ Les Clostridium sulfito-réducteurs ;

L'analyse pourra s'effectuer directement à partir de l'eau ou de ses dilutions. Dans le cas d'une eau peu chargée en microorganismes, on pratique une filtration ou une numération en milieu liquide à partir de l'eau brute ; dans le cas d'une eau chargée, on réalise des dilutions [Guiraud., 1998] (eaux de rivière, eaux usées, etc.) [Rodier et *al.*, 2009], pour pouvoir dénombrer les microorganismes présents. [Rejsek., 2002]

3.1. Recherche et dénombrement des germes revivifiants à 22 °C et à 37 °C (germes totaux)

œ Définition

Il s'agit de l'ensemble des micro-organismes capables de se multiplier en aérobiose à des températures optimales de croissance (à 37°C pendant 24h et à 22°C pendant 72h).

Bien que la présence en grande quantité de bactéries revivifiants ou la microflore totale aérobie mésophile n'est, a priori, aucune valeur indicative, leur dénombrement dans les conditions doit être régulièrement effectué car une évolution importante, peut être représentative d'un apport contaminant (matières organiques par exemple). [Bouchaala., 2010]

œ Mode Opératoire

A partir de l'eau à analyser (Solution mère = 1) et/ou des dilutions décimales 10^{-1} et 10^{-2} , porter aseptiquement 1 ml en double dans deux boîtes de Pétri vides, numérotées et préparées à cet usage comme indique le schéma ci-après. (**Fig. 13**)

Compléter ensuite avec environ 19 ml de gélose TGEA fondue puis refroidie à $45 \pm 2^\circ\text{C}$. Le temps qui s'écoule entre le moment où l'on a distribué l'inoculum dans la boîte et celui où le milieu est coulé ne doit pas excéder 15 minutes.

Faire ensuite des mouvements circulaires et de va-et-vient en forme de « 8 » sur une surface horizontale pour permettre à l'inoculum de se mélanger à la gélose.

Laisser solidifier les boîtes sur la paille.

☞ Incubation

Les boites seront partagées en deux séries distinctes :

- ✓ La première série sera incubée à $22 \pm 2^\circ\text{C}$ pendant 68 ± 4 heures.
- ✓ La seconde série sera incubée à $36 \pm 2^\circ\text{C}$, pendant $44 \pm 4^\circ\text{C}$ heures. [Labres *et al.* 2008]

☞ Lecture

Examiner les boites dès que possible après la période d'incubation, sinon les conserver à 4°C pendant 48 heures au maximum. [Rodier *et al.*, 1996]. Les germes revivifiants se présentent dans les deux cas sous forme de colonies lenticulaires poussant en masse, ne dénombrer que les boites contenant entre 15 et 300 colonies. [Labres, 2002]

☞ Dénombrement

Calculer la valeur du nombre N de microorganismes revivifiants à $22^\circ\text{C} \pm 2^\circ\text{C}$ à part et celle du nombre N de microorganismes revivifiants à $37^\circ\text{C} \pm 2^\circ\text{C}$ à part, en tenant que moyenne pondérée, à l'aide de l'équation suivante :

$$N = \frac{\sum c}{1.1 \times d}$$

Où :

$\sum c$: est la somme des colonies dénombrées sur deux boites de dilutions successives retenues.

d : est le taux de dilution correspondant à la première dilution.

Arrondir les résultats calculés à deux chiffres significatifs après la virgule. Le résultat final de microorganismes revivifiants dénombrés à 22°C et à 37°C par ml d'eau est noté par un nombre compris entre 1,0 et 9,9 multiplié par 10^x où x est la puissance appropriée de 10. [Labres *et al.*, 2008]

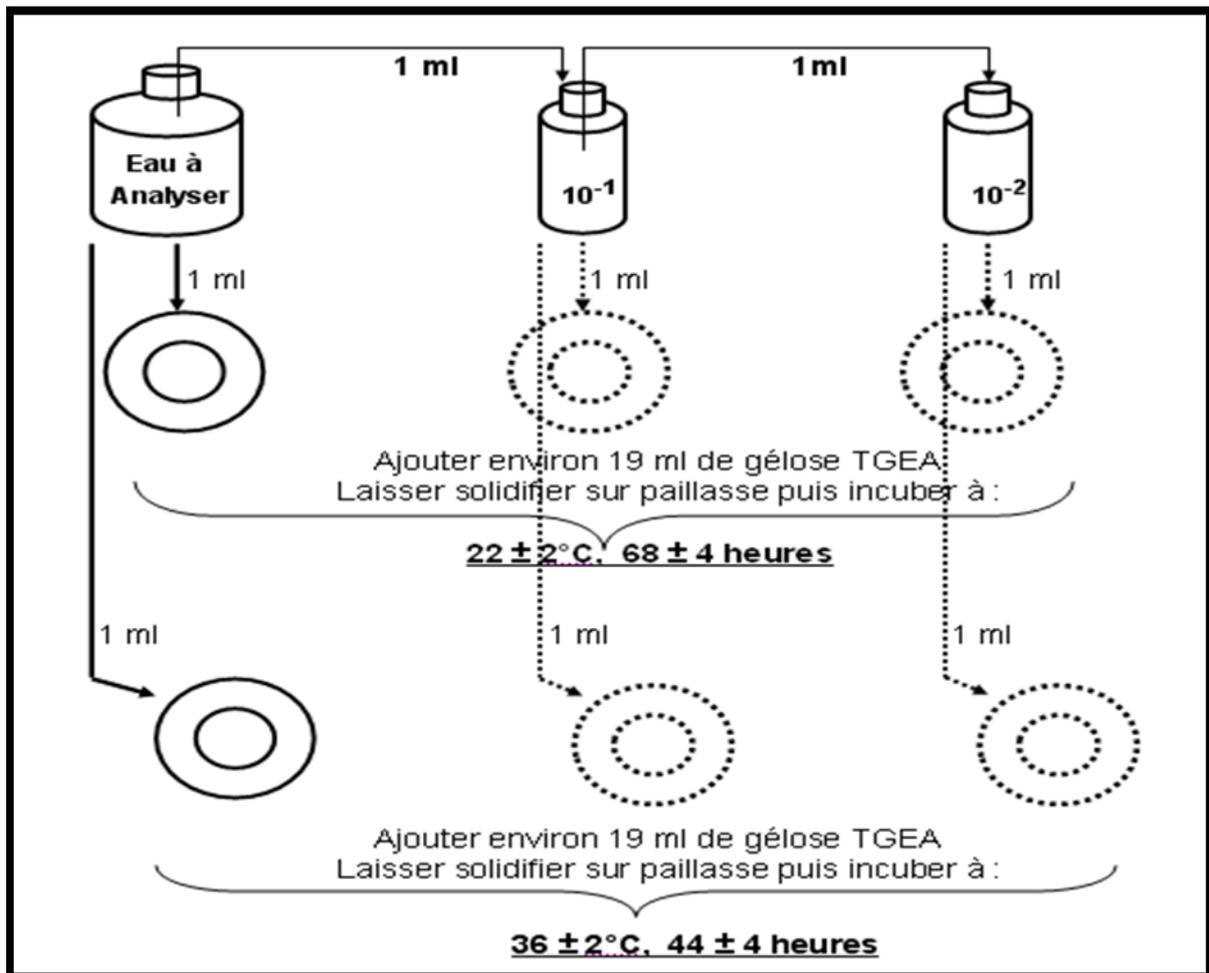


Figure 13 : Schéma du protocole de recherche et de dénombrement des micro-organismes revivifiants à 22 et à 37°C dans les eaux. [Labres *et al.*, 2008]

3.2. Recherche et dénombrement des Coliformes totaux et fécaux avec identification d'*Escherichia coli* en milieu liquide

œ Mode opératoire

La recherche et le dénombrement des bactéries coliformes, coliformes thermo-tolérants et des *Escherichia coli* dans les eaux, en milieu liquide par la technique du NPP, se fait en deux étapes consécutives (**Fig. 14**) :

- ✓ Le test de présomption: réservé à la recherche des coliformes.
- ✓ Le test de confirmation : réservé à la recherche des coliformes thermo-tolérants et d'*Escherichia coli*. [Labres *et al.*, 2008; Chaouch *et al.*, 2009]

1. Test de présomption

On a travaillé avec 3 séries de 3 tubes :

- ✓ 3 tubes de BCPL D/C+ cloche de Durham,ensemencé avec 10 ml d'échantillon.
- ✓ 3 tubes de BCPL S/C+ cloche de Durham,ensemencé avec 1 ml d'échantillon.
- ✓ 3 tubes de BCPL S/C+ cloche de Durham,ensemencé avec 0.1 ml d'échantillon.

Les tubes inoculés sont homogénéisés par agitation douce pour ne pas faire pénétrer d'air dans la cloche.

La lecture se fait après 48 heures d'incubation dans une étuve à 37°C.

On considère comme positifs tous les tubes présentant à la fois une couleur jaune et de dégagements gazeux dans la cloche.

On note le nombre de tube positifs dans chaque série et on reporte à la table du NPP (**Annexe 2**) le nombre de coliformes totaux dans 100 ml d'échantillon d'eau. [Labres., 2012]

œ Lecture

Seront considérés comme positifs, les tubes présentant à la fois :

- ✓ Un dégagement de gaz (supérieur au 1/10^{ème} de la hauteur de la cloche).
- ✓ Un trouble microbien accompagné d'un virage du milieu au jaune (ce qui constitue le témoin de la fermentation du lactose présent dans le milieu).

Ces deux caractères étant témoins de la fermentation du lactose dans les conditions opératoires décrites. [Labres *et al.*, 2008]

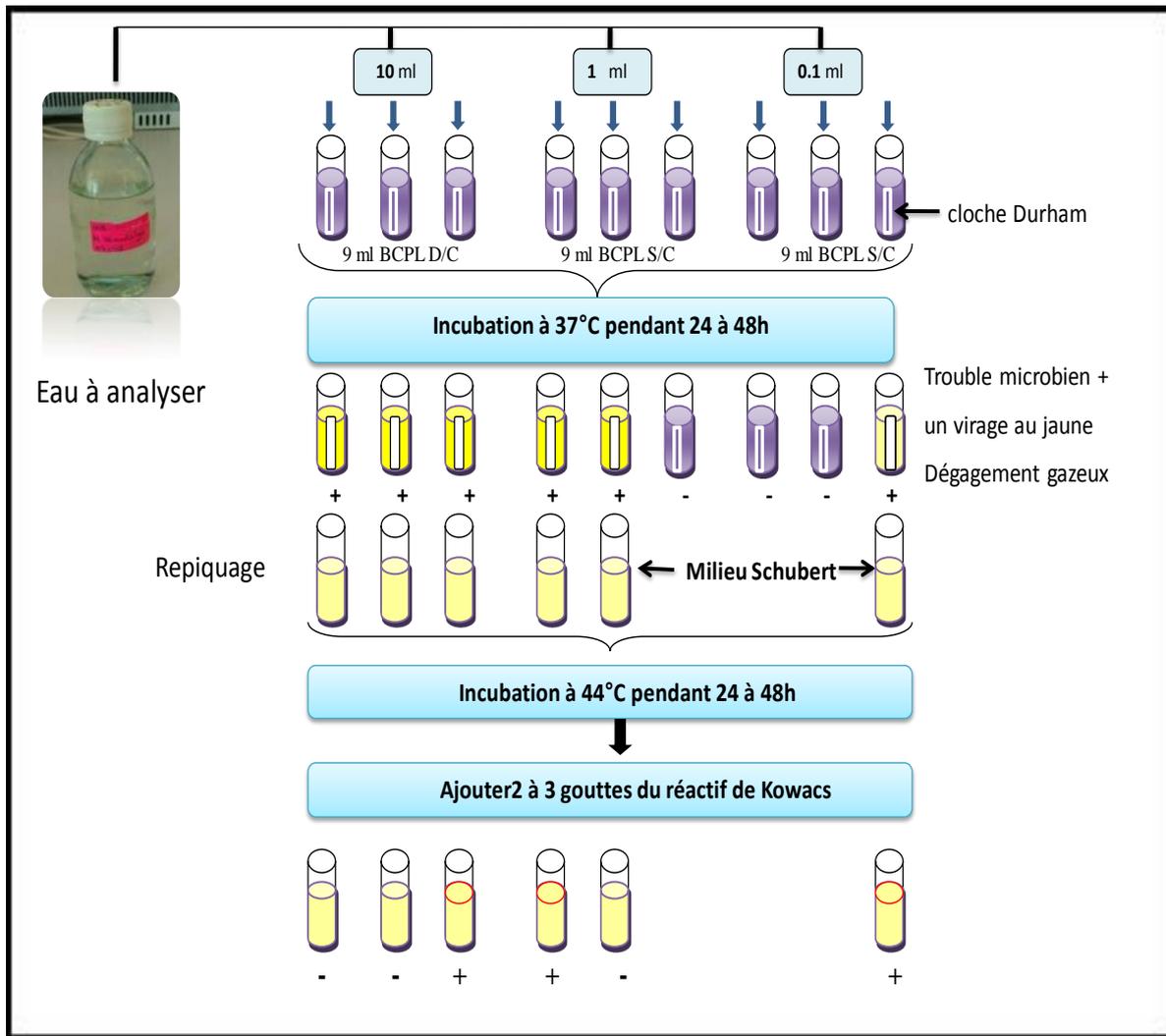


Figure 14: Protocol de recherche et de dénombrement des coliformes totaux, fécaux et *E. coli* dans les eaux.

3.3. Recherche et dénombrement des Streptocoques fécaux (*Enterococcus*)

œ Définition

Les streptocoques fécaux ou streptocoques du groupe D de la classification de Lancefield, se présentent sous forme de cocci à Gram +, sphériques à ovoïdes formant des chaînettes. [Hidouci., 2009 ; Lebres., 2002]

Ces entérocoques intestinaux sont généralement pris globalement en compte comme des témoins de pollution fécale [Mouffok., 2001], car tous ont un habitat fécal. [Rodier et al., 2009]

œ Mode opératoire

La recherche et le dénombrement des streptocoques du groupe (D) dans les eaux, en milieu liquide par la technique du NPP (**Annexe 2**), se fait aussi en deux étapes consécutives (**Fig. 15**) :

- ✓ Le test de présomption : réservé à la recherche des streptocoques.
- ✓ Le test de confirmation : réservé à la confirmation réelle des streptocoques du groupe (D).

1. Test de présomption

L'inoculation du milieu de culture s'effectue comme le cas précédent pour le milieu BCPL. Le dénombrement est réalisé en milieu liquide sur bouillon glucosé à l'azoture (Roth).

On travaille avec une série de 3 tubes :

- œ 3 tubes de Roth D/C,ensemencé avec 10 ml de l'échantillon.
- œ 3 tubes de Roth S/C,ensemencé avec 1 ml de l'échantillon.
- œ 3 tubes de Roth S/C,ensemencé avec 0.1 ml de l'échantillon.

L'incubation des tubes ensemencés s'effectue dans l'étuve à 37° C pendant 24 à 48 heures. [Labres., 2002]

œ Lecture

Seront considérés positifs les tubes présentant un trouble microbien, seulement ces tubes doivent faire l'objet d'un repiquage sur milieu Eva Litsky dans le but d'être justement confirmés.

2. Test de confirmation

Le test de confirmation est basé sur la confirmation des streptocoques du groupe « D » éventuellement présents dans le test de présomption.

Les tubes de Rothe trouvés positifs feront donc l'objet d'un repiquage à l'aide d'une anse bouclée dans un tube contenant le milieu Eva litsky.

Bien mélanger le milieu et l'inoculum.

L'incubation se fait cette fois-ci à 37°C, pendant 24 heures. [Labres *et al.*, 2008]

☞ Lecture

Seront considérés comme positifs, les tubes présentant à la fois :

- ✓ Un trouble microbien.
- ✓ Une pastille violette (blanchâtre) au fond des tubes.

La lecture finale s'effectue également selon les prescriptions de la table du NPP (Annexe 02). [Labres *et al.*, 2008]

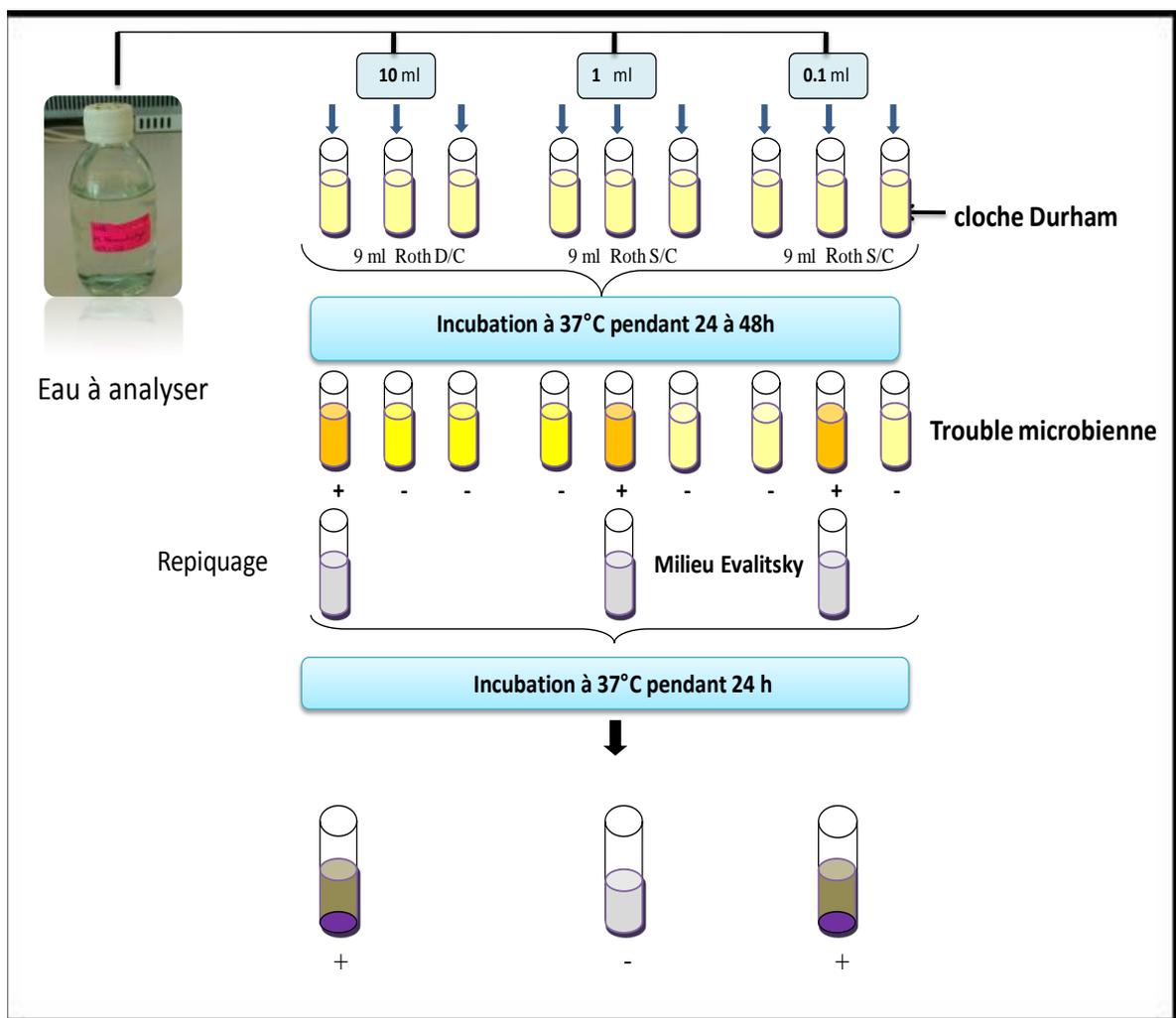


Figure 15 : Protocole de recherche et de dénombrement des Entérocoques fécaux dans les eaux.

3.4. Recherche et dénombrement des spores de bactéries anaérobies sulfito-réductrices et de *Clostridium* sulfito-réducteurs

œ Définition

Les bactéries anaérobies sulfito-réducteurs (ASR) se présentent sous forme de bacilles Gram positif [Lebres., 2002], ils sont capables de sporuler et résistent longtemps dans l'environnement [Ferron., 1984] ; se développent à une température de 36 ± 2 °C en 24 à 48 heures sur une gélose viande foie en donnant des colonies typiques réduisant le sulfite de sodium (Na_2SO_3) qui se trouve dans le milieu, en sulfure qui en présence de Fe_2^+ donne FeS (sulfure de fer) de couleur noire. [Lebres., 2002 ; Pechère et *al.*, 1982]

œ Mode opératoire

A partir de l'eau à analyser :

- Transférer environ 25 ml dans un tube stérile, qui sera par la suite soumis à un chauffage de l'ordre de 80°C pendant 15 minutes, dans le but de détruire toutes les formes végétatives des bactéries anaérobies sulfito-réductrices éventuellement présentes.
- Après chauffage, refroidir immédiatement le flacon destiné à l'analyse, sous l'eau de robinet.
- Répartir ensuite le contenu de ce tube, dans 4 tubes différents et stériles, à raison de 5 ml par tube.
- Ajouter environ 18 à 20 ml de gélose Viande Foie, fondue puis refroidie à 47 ± 1 °C, additionnée de leurs additifs spécifiques. (Alune de fer et Sulfite de sodium).
- Mélanger doucement le milieu et l'inoculum en évitant d'introduire des bulles d'air et de l'oxygène.

Laisser solidifier sur paillasse pendant 30 minutes environ, puis incuber à 36 ± 2 °C, pendant 44 ± 4 heures, dans le cas de la gélose Viande Foie. (**Fig.16**). [Labres *et al.*, 2008]

œ Lecture et interprétation

La première lecture doit être absolument faite à 16 heures car très souvent les spores des bactéries anaérobies sulfito-réductrices sont envahissantes sinon on se trouvera en face d'un tube complètement noir rendant ainsi l'interprétation difficile voire impossible et l'analyse sera à refaire en utilisant des dilutions décimales de 10^{-1} voire 10^{-2} . La deuxième lecture se fera à 24 heures.

Dénombrer toutes colonies noires de 0,5 mm de diamètre, ayant poussé en masse et rapporter le nombre total des colonies dans les quatre tubes à 20 ml d'eau à analyser. [Labres *et al.*, 2008]

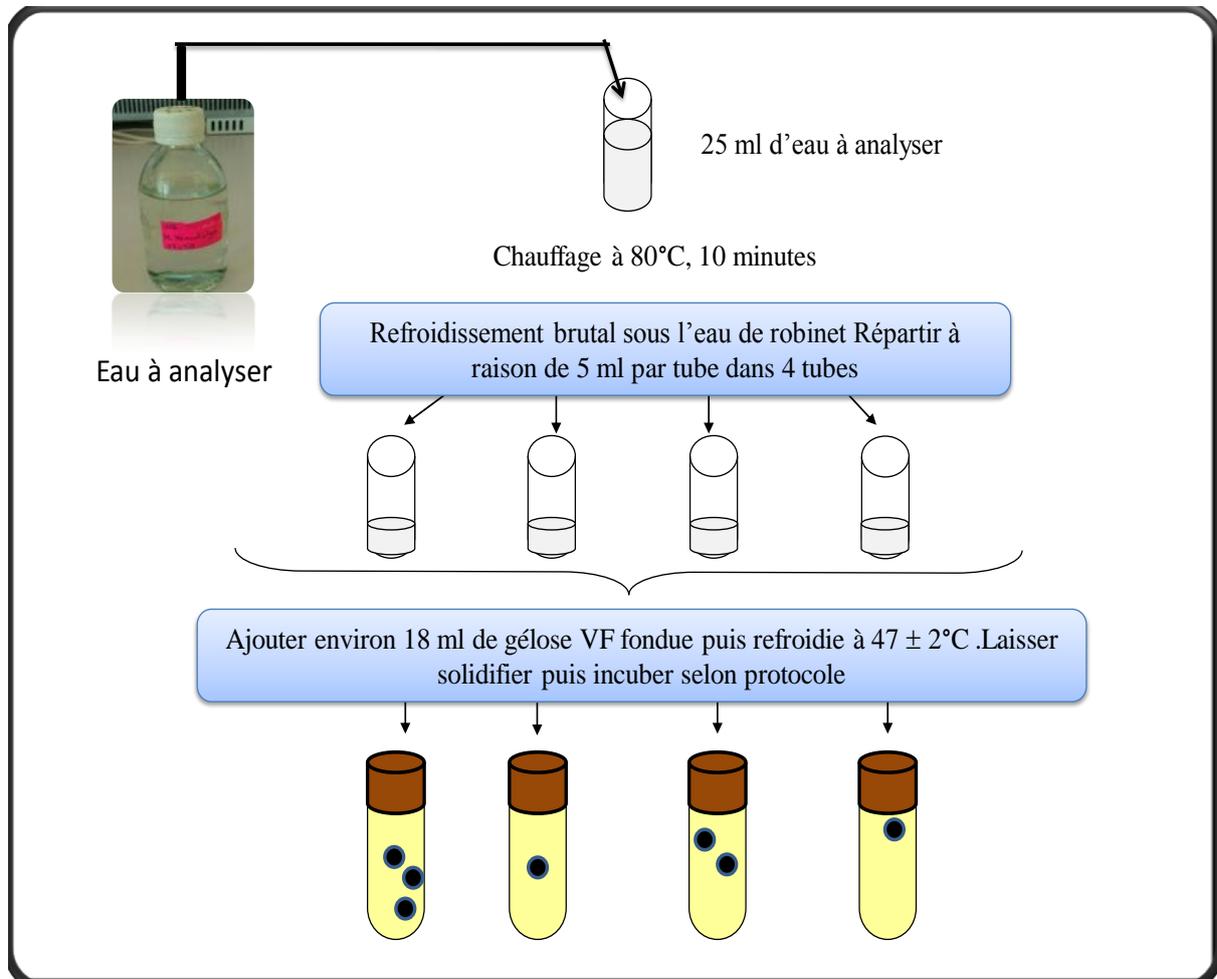


Figure 16 : Protocole de recherche et de dénombrement des spores des bactéries anaérobies sulfito-réducteurs (ASR).

3.5. Détermination de l'origine de la contamination fécale

L'origine de la pollution fécale est liée au rapport quantitatif des coliformes fécaux sur les streptocoques fécaux (CF/SF). Lorsque ce rapport CF/SF est supérieur à 4 (**Tab.05**), la pollution est essentiellement humaine (rejet des eaux usées) [Borrego et Romero., 1982]. Lorsqu'il est inférieur à 0,7, l'origine animale, notamment le bétail et en particulier les moutons, semble jouer un rôle prédominant dans la contamination de l'eau. [Geldreih., 1976]

4. Les analyses phytoplanctoniques

Pour Analyse quantitative et qualitative des phytoplanctons les prélèvements sont effectués avec les mêmes fréquences que pour l'étude physico-chimique et bactériologique.

L'échantillon de phytoplancton est fixé sur le terrain à l'aide d'une solution de lugol Alcalin afin d'obtenir une concentration finale d'environ 0,5 % dans l'échantillon, soit environ 8 gouttes pour 100 ml (ou 2,5 ml pour un flacon de 500 ml). Cette concentration finale peut s'apprécier à la couleur brun clair, orangée. [Christophe et *al.*, 2009]

À partir des échantillons d'eau brute fixés au Lugol, un sous échantillonnage de 25 ml a été réalisé après agitation et homogénéisation, on la laisse se sédimenter dans une éprouvette graduée pendant 24 h, on garde que 5ml se trouvent en bas et qui présente le sous échantillon, et on se débarrasse du reste, et à partir de cette petite quantité on fait notre analyse quantitative et qualitative en même temps selon La méthode de comptage d'UTERMÖHL (1958).

4.1. Analyse qualitative et quantitative

Dans un premier temps les échantillons destinés à la détermination des espèces sont analysés comme suite :

Après le dépôt des espèces lugolées au fond du flacon, un volume de l'eau (20 μ l) est prélevé au fond à l'aide d'une micropipette après homogénéisation. cette eau est déposée entre lame et lamelle, luter la lamelle avec du vernis et observée au microscopes optiques Olympus et Zeiss à l'objectif à immersion (x100) suivant un parcours horizontale sur toute la longueur de la lamelle, cette opération est répétée 3 fois en se décalant nettement sur hauteur de la lamelle, d'environ un champ de microscope, afin d'éviter tout chevauchement.

4.1.1. Identification des espèces

L'identification des taxons est basée sur l'observation des caractères morphologiques (formes, taille, couleur...) anatomique (disposition des chloroplastes, flagelles...) et à l'aide des clés de détermination. [Fott., 1969 ; Bourelly., 1966, 1970, 1972 ; Pestalozzi et *al.*, 1983 ; John et *al.*, 2001]

La détermination taxonomique des diatomées a été faite grâce aux travaux d'abord de Sournia (1968), puis de Compere (1991) et de Krammer et Lange-Bertalot (1986-2000).

4.1.2. Richesse spécifique

C'est le nombre total des diverses catégories taxonomiques auxquelles appartiennent les organismes prélevés à une station d'échantillonnage. Elle mesure la diversité la plus élémentaire, fondée directement sur le nombre total d'espèces dans un site. Un grand nombre d'espèces fait augmenter la diversité spécifique. Toutefois, cette méthode dépend de la taille des échantillons et ne considère pas l'abondance relative des différentes espèces. Sa valeur écologique est donc limitée. [Travers., 1964]

4.1.3. Abondance

En tant que concept écologique, l'abondance est une composante importante de la diversité [Hurlbert., 1971]. Suivant le type d'organismes, l'unité de comptage a été soit une cellule, une colonie ou un filament. Dans chaque champ, le nombre d'individus (ou unité de comptage) a été déterminé.

Le comptage s'effectue à l'aide d'un objectif x100 avec des balayages de toute la surface de la lamelle.

4.1.4. Diversité globale

De nombreux indices de diversité sont ainsi proposés et permettent de donner une expression qualitative plus ou moins pertinente de la structure de l'écosystème.

Dans cette étude, nous avons utilisé l'indice de Shannon qui considère à la fois l'abondance et la richesse spécifique.

L'indice de Shannon (Ish) peut se calculer sous deux formes, en utilisant le biovolume et l'effectif spécifique :

$$\text{Ish} = -\sum [(ni/N) \times \ln (ni/N)]$$

Avec :

ni = le biovolume ou l'effectif de la $i^{\text{ème}}$ espèce.

N = le nombre total d'individus dans l'échantillon.

Résultats et discussion

1. Résultats des analyses physicochimiques

Notre travail a été réalisé au niveau de la station d'épuration de Guelma (S.T.E.P.) durant les trois mois (février, mars et avril) pour déterminer les paramètres physicochimiques suivant : L'Oxygène dissous, La DCO, La DBO5, les MES, et la turbidité.

La température, le pH, la Conductivité électrique, le taux des sels dissous (TDS) et la Salinité ont été mesurés *in situ* avec un multi-paramètre.

1.1. Résultats des analyses physicochimiques mesurés *in situ*

1.1.1. La couleur apparente

La coloration de l'eau peut être causée par la présence de minéraux naturels (le fer et le manganèse), Les algues, les protozoaires, les produits de la décomposition des végétaux de même que les composés organiques et inorganiques provenant d'effluents industriels et des eaux de ruissellement des terres agricoles peuvent aussi teinter l'eau. [Rejsek., 2002]

Pour le lac Oubeira on a constaté que ses eaux étaient claires durant toute la période de notre étude. Cette couleur a été altérée à partir du mois de février surtout en période de crue ou elle a pris une couleur jaunâtre brune, surtout au niveau de la station 2. Mais d'une manière assez générale et mis à part le mois d'avril on a constaté que l'eau redevient de plus en plus claire.

1.1.2. La Température

La température est un facteur écologique très important qui a une grande influence sur les propriétés physico-chimiques des écosystèmes aquatiques. Elle conditionne les possibilités de développement et la durée du cycle biologique des espèces aquatiques. [Chaouch et al., 2009]

D'après les résultats (**Fig. 17**), la température minimale obtenue est de 13.3 °C enregistrée dans la station 2 pendant le mois de février cette température caractérise la période d'étude (saison hivernale) et de mars. La température maximale est de 22.5°C noté dans la station 3 pendant le mois d'avril.

Ces valeurs se rapprochent de la température minimale de l'air ambiant car le mois d'avril représente un mois plus ou moins chaud, en plus, le prélèvement est effectué presque à midi. Néanmoins, la qualité de cette eau est bonne en fonction de la température selon la grille d'appréciation de la qualité de l'eau. (**Tab. 02**)

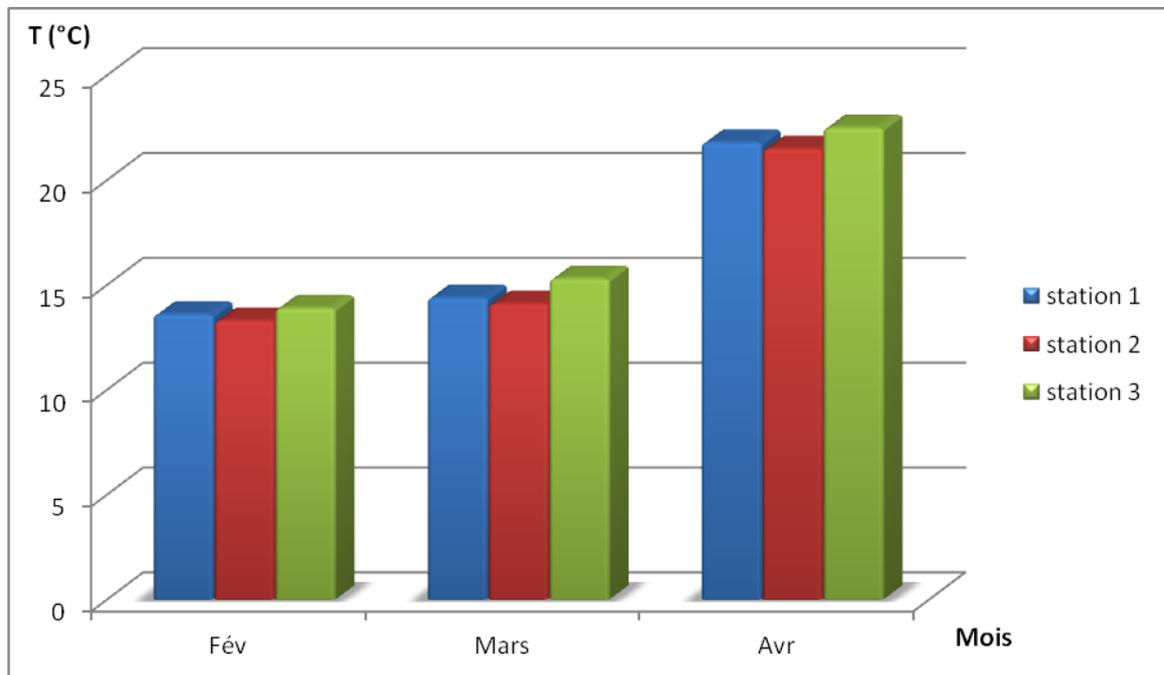


Figure 17 : Variations spatiotemporelle de la température de l'eau du lac Oubeira.

1.1.3. Potentiel d'hydrogène (pH)

Le pH doit être compris entre 5 et 9 pour permettre un développement normal de la faune et de la flore.

Le pH des eaux naturelles est lié à la nature des terrains traversés. Il donne une indication sur l'acidité ou l'alcalinité d'une eau. Du point de vue sanitaire, un pH élevé peut provoquer un problème de corrosion alors qu'un pH faible peut modifier le goût de l'eau. [Aouissi., 2009]

La valeur la plus faible est de 6,5 mesurée dans la station 3 pendant le mois de mars et la plus élevée est de 7.5 obtenue dans la station 2 pendant le mois de Février (**Fig. 18**). Le pH de l'eau de lac Oubeira est plus au moins neutre, ce qui est le cas de la majorité des eaux de surface (**Tab. 3**). Cette gamme de pH favorise la multiplication et la croissance des microorganismes.

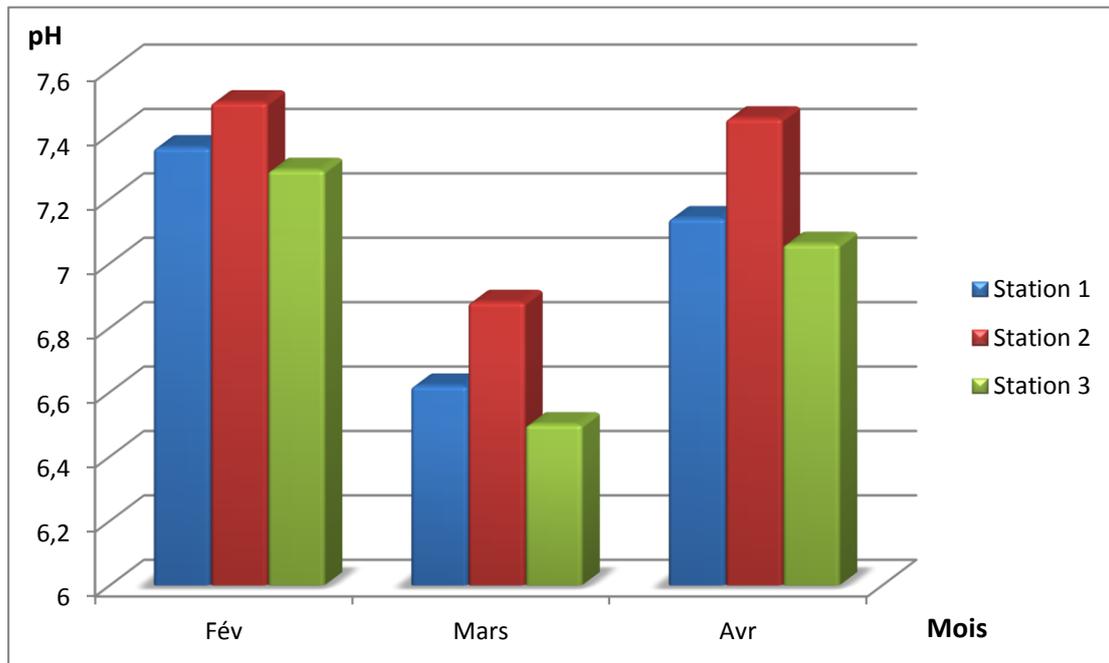


Figure 18 : Variations spatiotemporelle du pH de l'eau du lac Oubeira.

1.1.4. Conductivité électrique (C.E)

Une conductivité électrique élevée est synonyme de pollution de l'eau. Elle permet d'avoir une idée sur la qualité de l'eau. Une conductivité élevée traduit soit des pH anormaux, soit une salinité élevée [Rodier., 2005]. Elle s'exprime en micro siemens par centimètre. [Detay., 1993]

La conductivité de l'eau du lac Oubeira durant les trois mois varie entre 322 et 436 $\mu\text{s}/\text{cm}$ respectivement dans les stations 2 et 3 ce qui signifie que l'eau est moyennement minéralisée, parce qu'il s'agit de l'eau douce. Mais on note une petite élévation dans la station 3 surtout dans le mois d'Avril. (**Fig. 19**)

La conductivité est également en fonction de la température de l'eau : elle est plus importante lorsque la température est importante. [Detay., 1993]

Donc l'eau du lac Oubeira est de bonne qualité selon la grille d'appréciation de la qualité de l'eau en fonction de la conductivité. (**Tab. 04**)

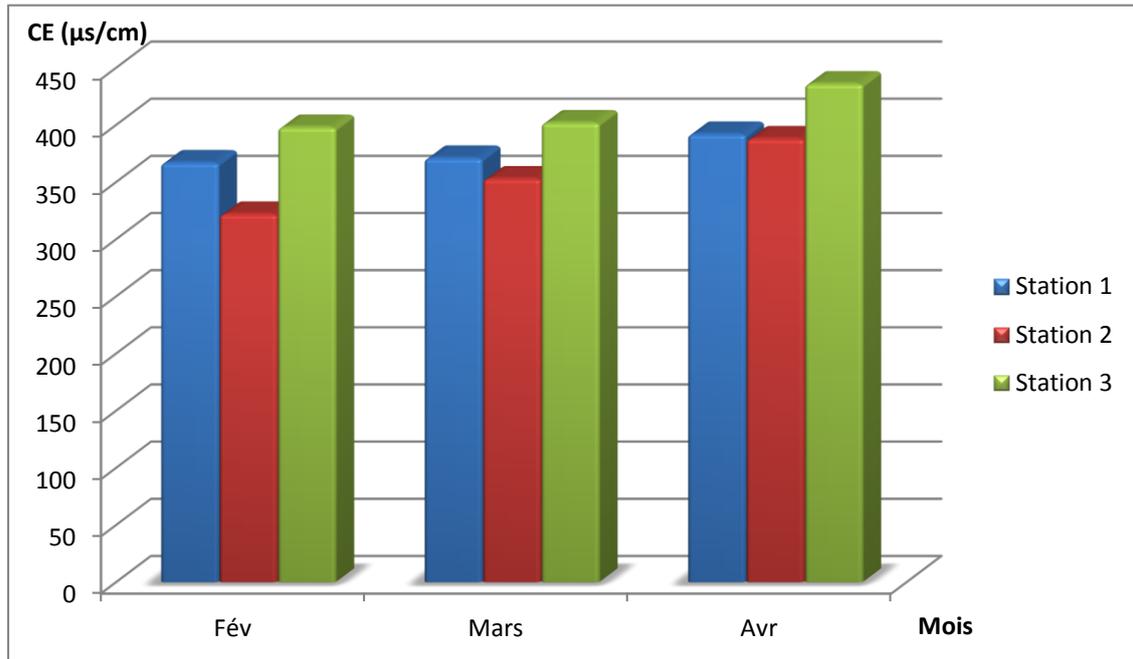


Figure 19 : Variations spatiotemporelle de la conductivité électrique de l'eau du lac Oubeira.

1.1.5. Taux des Sels Dissous

Les teneurs en sels dissous de l'eau peuvent être mesurées et exprimées de différentes manières selon la période de prélèvement. [Rodier., 1996]

La mesure des TDS pendant les différents prélèvements permet d'illustrer que la valeur minimale enregistrée est 193 mg/l dans la station 2 pendant le mois de Février tandis que la valeur maximale est 255 mg/l enregistrée au niveau de la 3^{ème} station pendant le mois d'Avril. (**Fig. 20**). Ces résultats ont une relation directe avec la conductivité électrique.

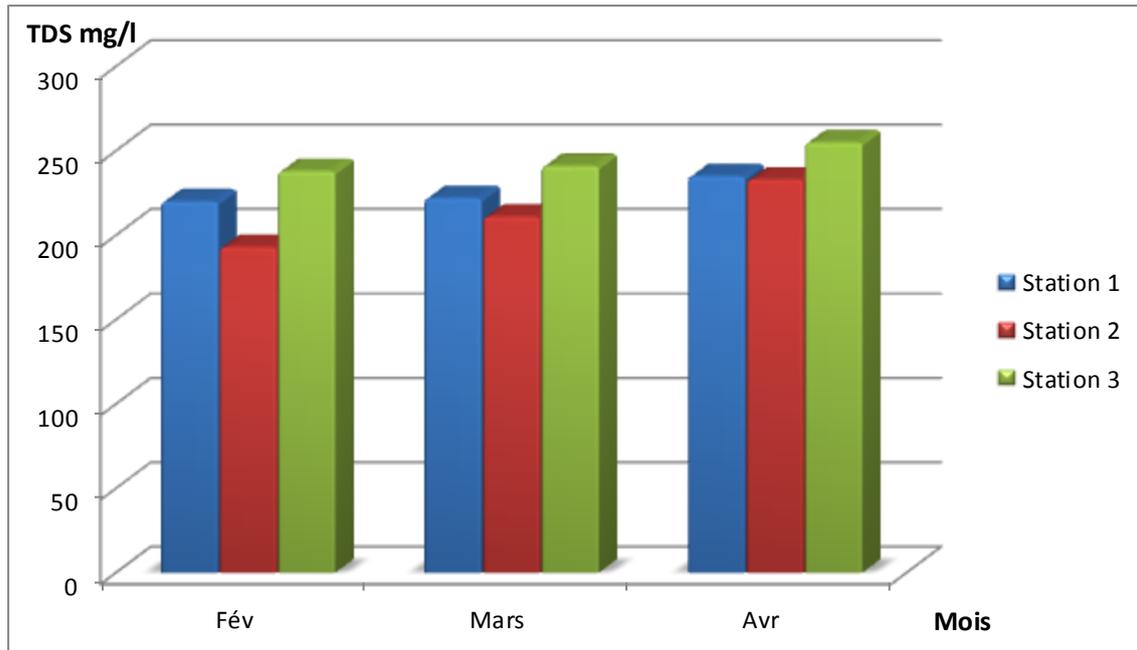


Figure 20 : Variations spatiotemporelle du taux des sels dissous dans l'eau du lac Oubeira.

1.1.6. La salinité

La mesure de la salinité de l'eau du lac Oubeira affirme qu'il s'agit de l'eau douce car le seul résultat enregistré est de 0.1 ppt dans la station 3 pendant le mois d'avril et dans cette station on à enregistré la valeur la plus élevée de la conductivité électrique suite a l'évaporation hydrique sous l'effet de l'augmentation de la température influencé par les conditions climatiques du milieu. (Fig. 21)

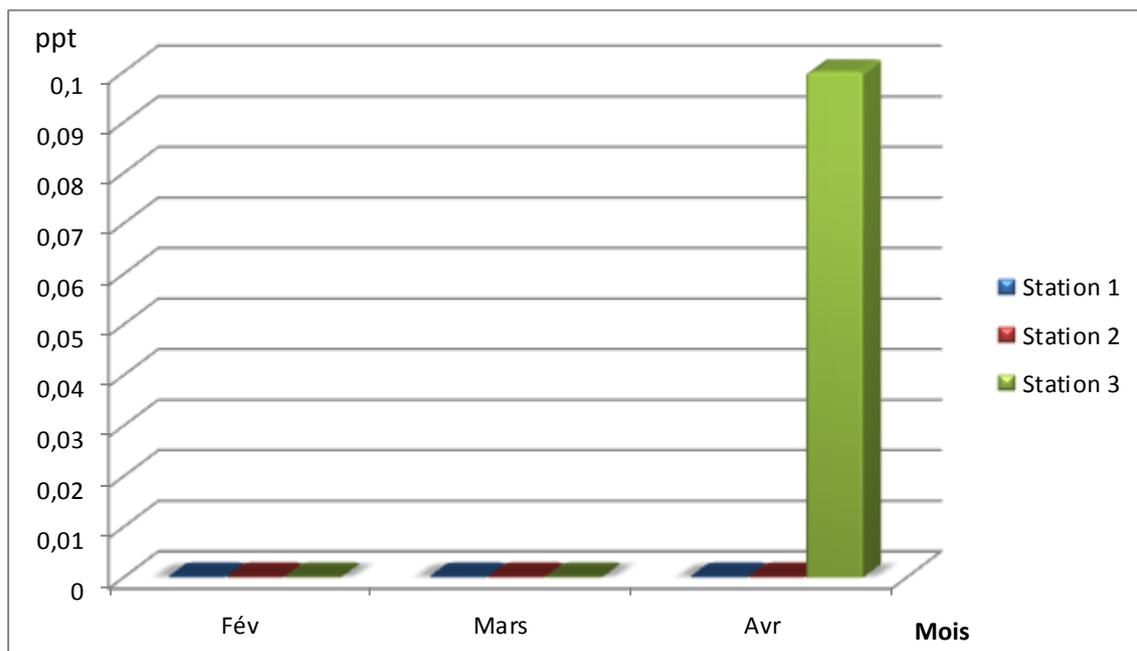


Figure 21 : Variation spatiotemporelle de la salinité de l'eau du lac Oubeira.

1.2. Résultats des analyses physicochimiques mesurés dans le laboratoire

1.2.1. Matière en suspension

Toutes les eaux superficielles contiennent des matières en suspension et des teneurs de quelques mg/l ne posent pas de problèmes majeurs. Leurs teneurs et leurs compositions minérales et organiques sont très variables. [Mebarki., 2006]

Le taux de la matière en suspension varie de 40 mg/l à la station 2 durant le mois d'avril à 108 mg/l dans la station 3 pendant le mois de mars. (**Fig. 22**)

Les valeurs des MES varient de manière régulière dans toutes les stations. Elles sont importantes durant la saison pluvieuse.

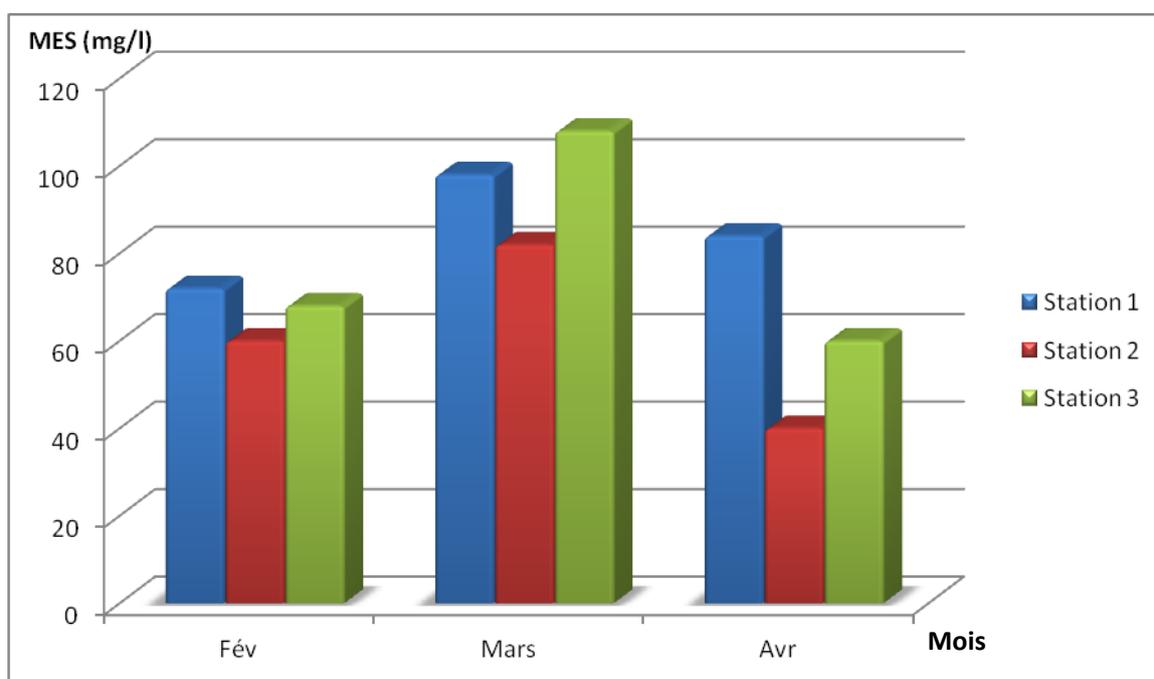


Figure 22: Variations spatiotemporelle de la matière en suspension de l'eau du lac Oubeira.

1.2.2. L'Oxygène dissout

Les valeurs enregistrées durant les trois mois montrent qu'au mois de février des valeurs d'oxygène dissous sont élevées avec des valeurs entre 7,12 et 7,98 mg/l. Qui est due à la présence d'une dense végétation (Macrophytes et microphytes) Et également à une forte agitation des masses d'eau. Et on a une moyenne de 6.7 mg/l pendant le mois de mars. Au mois d'avril les valeurs enregistrées moins élevée de 6,06 à 6.82 mg/l. (**Fig. 23**)

Selon les résultats enregistrés durant notre période d'étude, la teneur de l'oxygène varie entre 6.06 et 7.98 mg /l durant les trois mois, selon la grille d'appréciation de la qualité des eaux en fonction de l'oxygène dissous (**Tab. 03**), l'eau de cet lac est de qualité normale, alors il est favorable pour le développement des microorganismes.

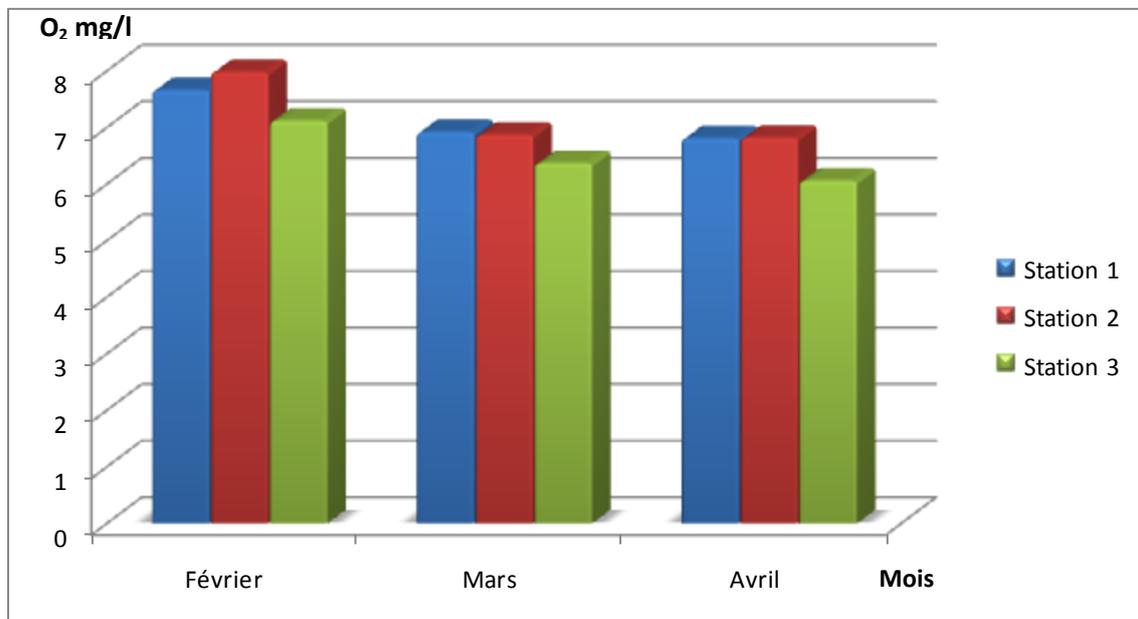


Figure 23 : Variations spatiotemporelle de l'oxygène dissout de l'eau du lac Oubeira.

1.2.3. La demande biologique en oxygène pendant 5 jours (DBO₅)

Le résultat obtenu le plus élevé a été enregistré au niveau de la station 2 au mois d'février (24.3 mg/l) et la plus faible au niveau de la station 1 au mois d'avril (12.8 mg/l), avec une moyenne de 17.2 mg/l. (**Fig. 24**)

Ce qui explique que la dégradation des composés glucidique, lipidiques et protidiques des matières organiques existants dans le lac est difficile, ses composés peut être dus aux rejets domestiques et industriels. [P.BUTLER D.BRINK., 2004]

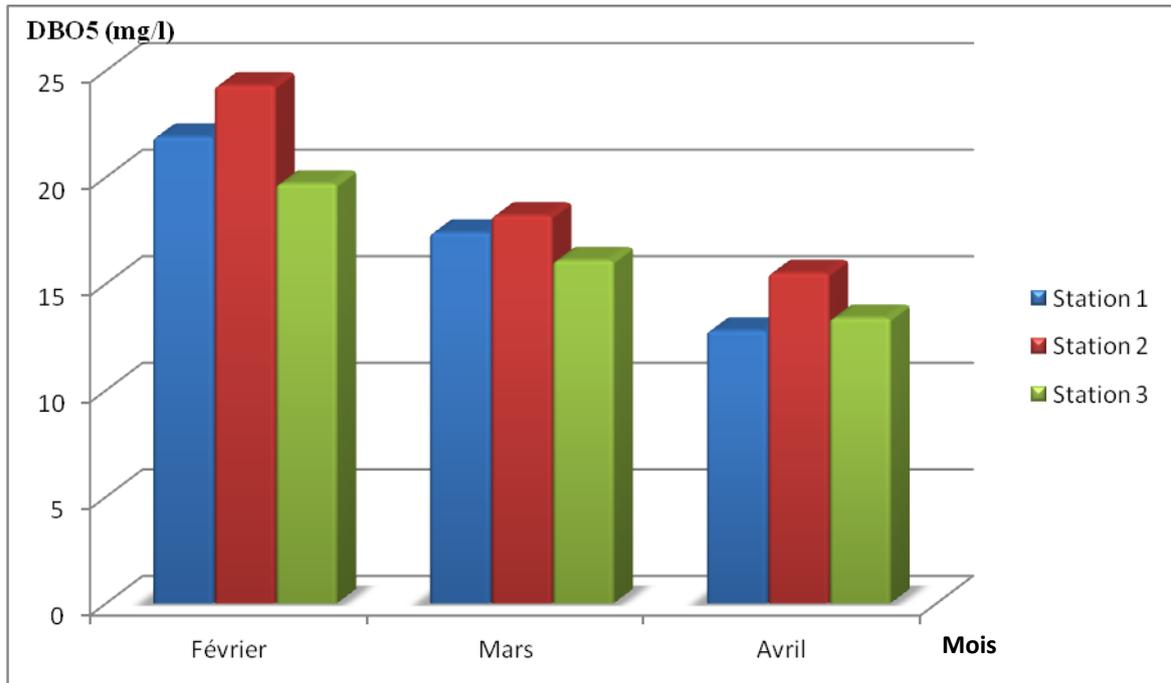


Figure 24 : Variations spatiotemporelle de la demande biologique en oxygène pendant 5 jours (DBO_5).

1.2.4. Demande chimique en oxygène (DCO)

La DCO représente la quantité d'oxygène nécessaire pour oxyder toute la matière organique contenue dans une eau. C'est l'un des paramètres de la qualité d'une eau.

Les sites présentent des valeurs irrégulières importantes (**Fig. 25**), avec une moyenne de 59.26 mg/l. Ce qui exprime la présence des composés azotés provenant des rejets industriels de la décomposition par des bactéries de l'azote organique ou des rejets d'animaux (urines, excréments). [5]

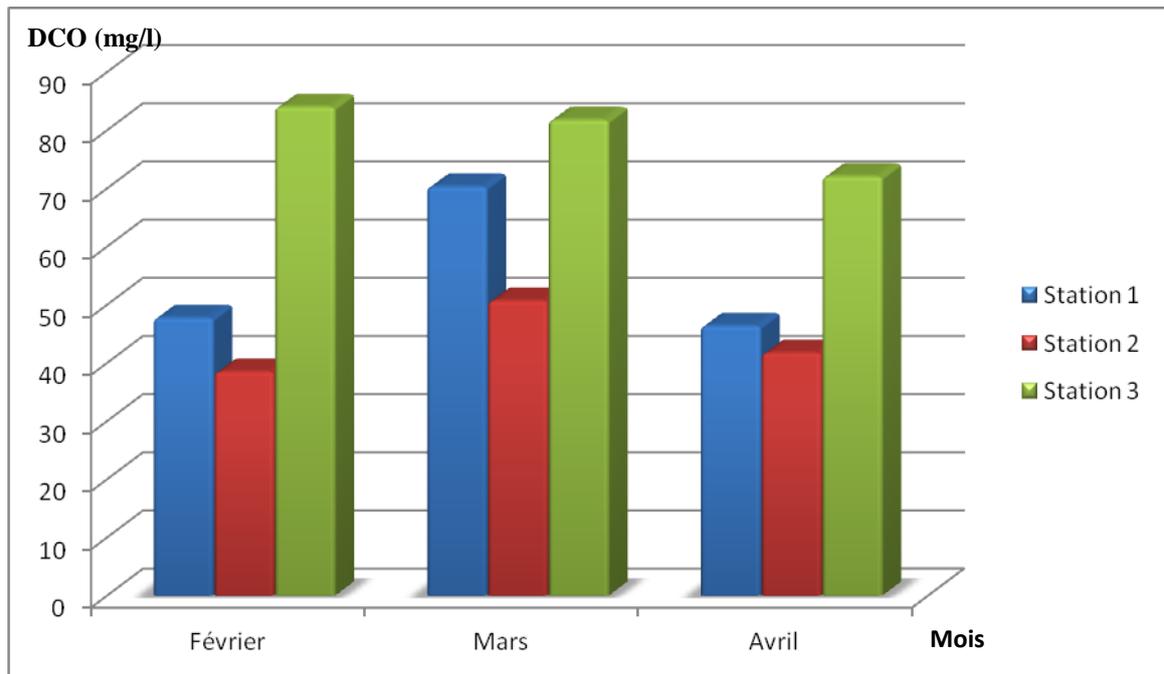


Figure 25 : Variations spatiotemporelle de la demande chimique en oxygène (DCO) dans l'eau du lac Oubeira.

1.2.5. La turbidité

La turbidité est liée à la présence de particules organiques diverses, d'argile, de colloïdes de plancton, etc.

La turbidité est favorisée par la pluviométrie. Dans les eaux profondes, la turbidité empêche la lumière influençant ainsi la végétation. [Rodier., 2005]

D'après les résultats (**Fig. 26**). La valeur minimale est généralement enregistrée dans la première station pendant le mois d'avril (37,8 NTU), et la valeur maximale est enregistrée dans la deuxième station pendant le mois de Février (70.7 NTU).

Selon la grille de la qualité des eaux de surfaces en fonction de la turbidité [Merzoug, 2009], (**Tab. 05**), l'eau du lac Oubeira est trouble.

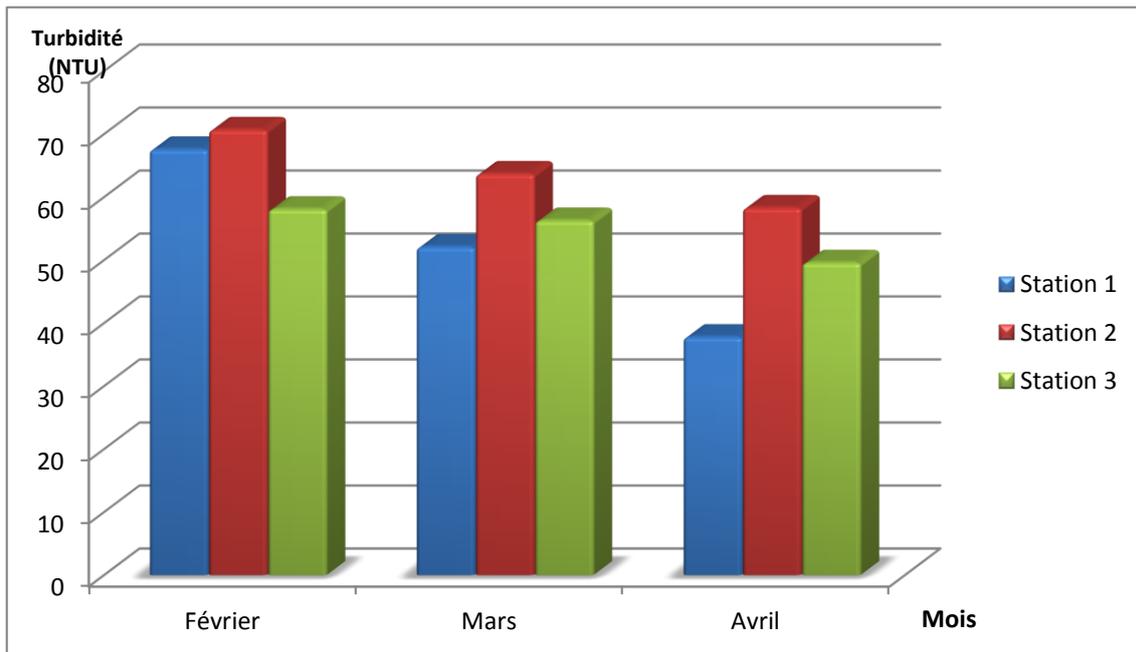


Figure 26 : Variations spatiotemporelle de la turbidité du lac Oubeira.

2. Résultats des analyses bactériologiques :

Dans les milieux aquatiques, les micro-organismes tel que les bactéries, les moisissures, jouent un rôle important dans l'évolution de la qualité de l'eau. En dehors de toutes agressions, leur nombre est naturellement faible, mais peut être modifié sous l'influence de plusieurs facteurs tels que la température, l'enrichissement du milieu en substances nutritives...etc. [Bouchaala., 2010]

Nous avons effectué notre travail au niveau du laboratoire pédagogique de l'université 08 mai 1945 de Guelma, pour un dénombrement et une recherche systématique des germes indicateurs de pollution qui sont :

- Les germes totaux (flore mésophile totale ou germes revivifiables).
- Les coliformes totaux.
- Les coliformes fécaux (thermotolérants).
- Les streptocoques fécaux.
- Les bactéries anaérobies sulfito-réductrices.

2.1. Résultat du dénombrement de la flore mésophile totale

Nos résultats ont montrés que le nombre des germes totaux incubés à 22°C en mois d'Avril est plus élevé qu'en mois de Mars et mois de février dans les trois sites du lac Oubeira, avec un taux maximum de 303000 GT/l dans la station 1 (en avril), et un minimum de 64000 GT/l (en février) (Fig. 27), et même chose est observé pour ceux qui ont été incubés à 37°C avec un maximum 364000 en mois d'avril et un minimum de 292000 GT/l en février, donc il y a une augmentation de croissance lorsque la température augmente.

Cela peut s'expliquer par l'augmentation et la diminution des chutes de pluies et/ou de température.

➤ Germes totaux (GT) Incubés à 22°C et à 37°C

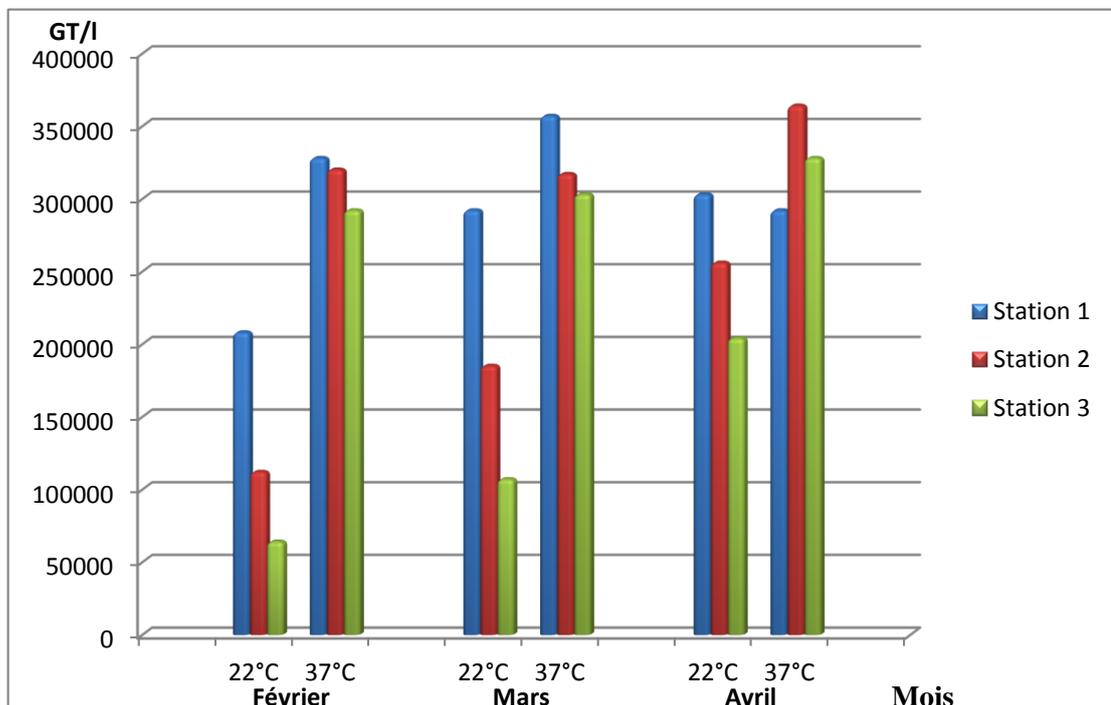


Figure 27 : Evaluations du nombre des germes revivifiables à 22°C à 37°C de l'eau du Lac Oubeira.



Figure 28 : Photos présentant le résultat de la recherche des germes révivifiables à 22°C et à 37°C. (Photos prise par MAKROUDI Sarra)

2.2. Résultat du dénombrement des coliformes totaux et coliformes fécaux

La présence de bactéries coliformes dans un milieu signifie forcément une contamination fécale d'origine humaine. [Camille *et al.*, 2003]

➤ Coliformes totaux

L'effectif des coliformes totaux à atteint son maximum en mois de février dans les deux stations 1 et 2 respectivement avec 30000 CT/l et 45000 CT/l Par contre au mois de mars est diminué à 7500 CT/l dans la première station et pour le minimum est observé dans la station 3 en mois d'avril avec 1600 CT/l. (Fig. 30)

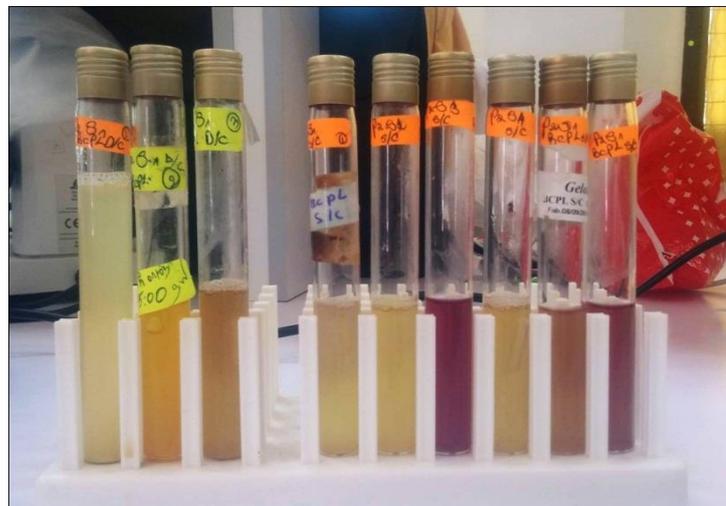


Figure 29 : Photo présent le résultat de la recherche des coliformes totaux. (Photo prise par SATHA Walid)

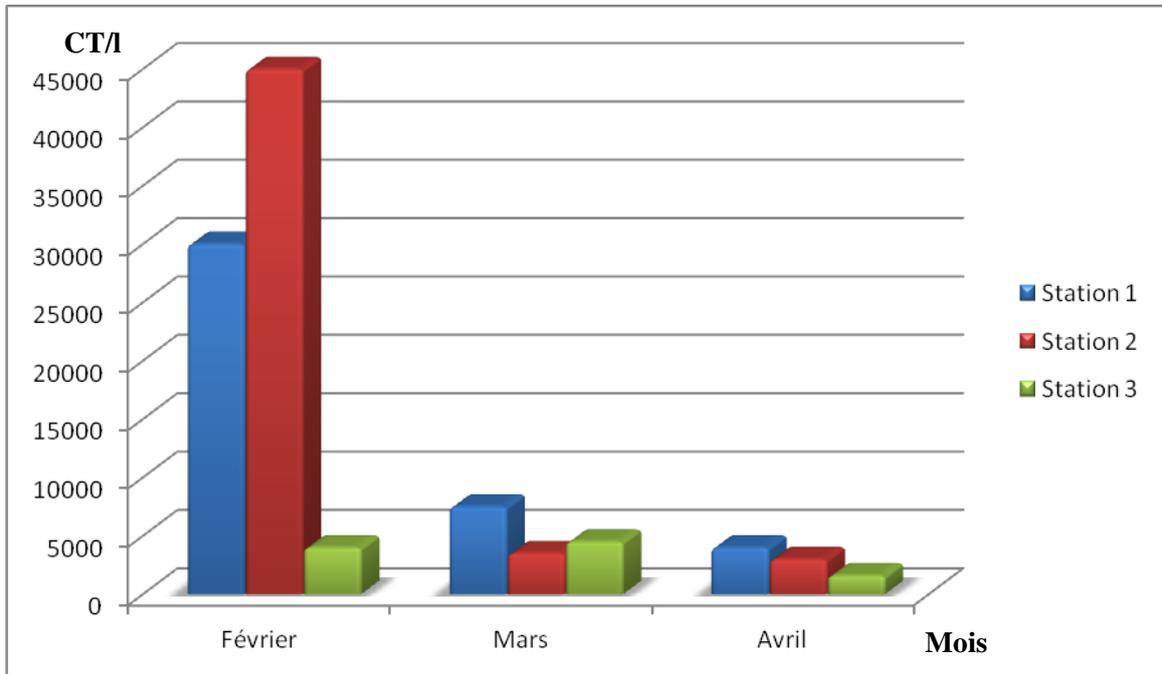


Figure 30 : Evaluation du nombre des coliformes totaux de l'eau du lac Oubeira.

➤ Coliformes fécaux

Les deux résultats des coliformes exposent des graphes plus au moins similaires (**Fig. 30**) et (**Fig. 32**). Le nombre des coliformes totaux est naturellement plus important que celui des coliformes fécaux.

La présence d'une contamination fécale à lac Oubeira, est synonyme principalement de l'élevage et à la présence d'énormes nombre d'oiseaux au niveau de ce lac.



Figure 31: Photo présent le résultat de la recherche des coliformes fécaux.
(Photo prise par SATHA Walid)

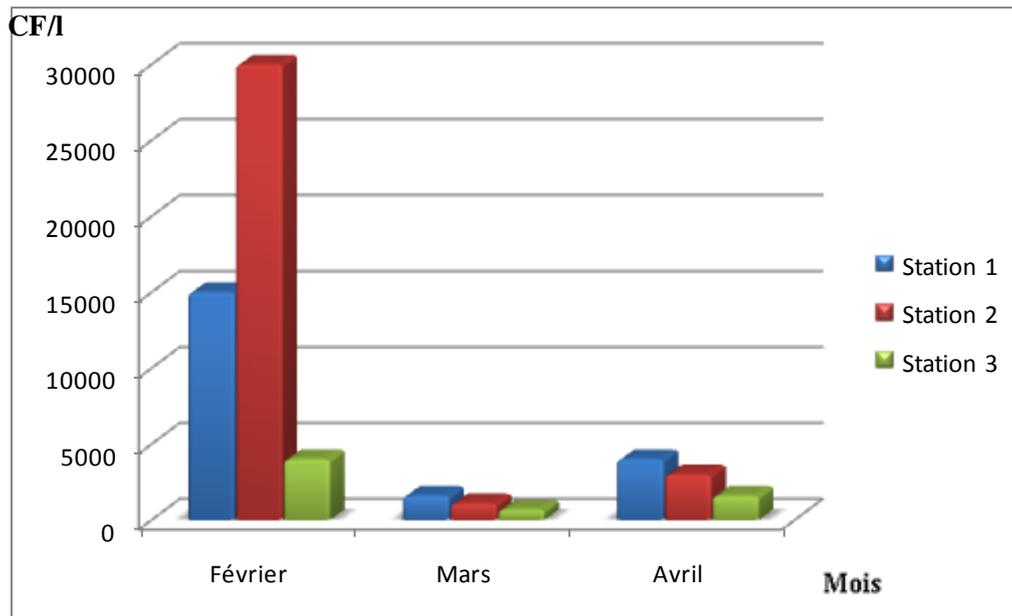


Figure 32 : Evaluation du nombre des coliformes fécaux de l'eau du lac Oubeira.

2.3. Résultat du dénombrement des streptocoques fécaux

D'après le graphe des streptocoques fécaux on a noté que le nombre maximale de ces germes obtenu au niveau de la station 3 pour le mois de février 1100SF/l, et pour le mois de mars 2000 SF/l et le nombre minimale de ces germes obtenu au niveau de la deuxième station pour les trois mois. (Fig. 34)

Les streptocoques fécaux sont des flores intestinales dominantes chez les animaux herbivores domestiques. Donc la présence de ceux-ci indique une signal de pollution fécale récente d'origine animale.

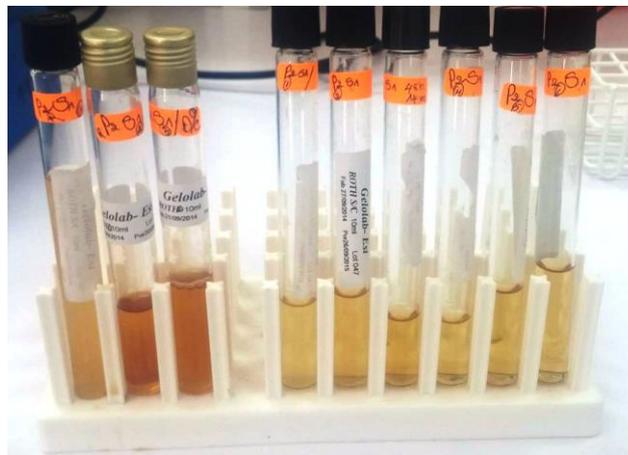


Figure 33: Photo présent le résultat de la recherche des streptocoques fécaux. (Photo prise par MAKROUDI Sara)

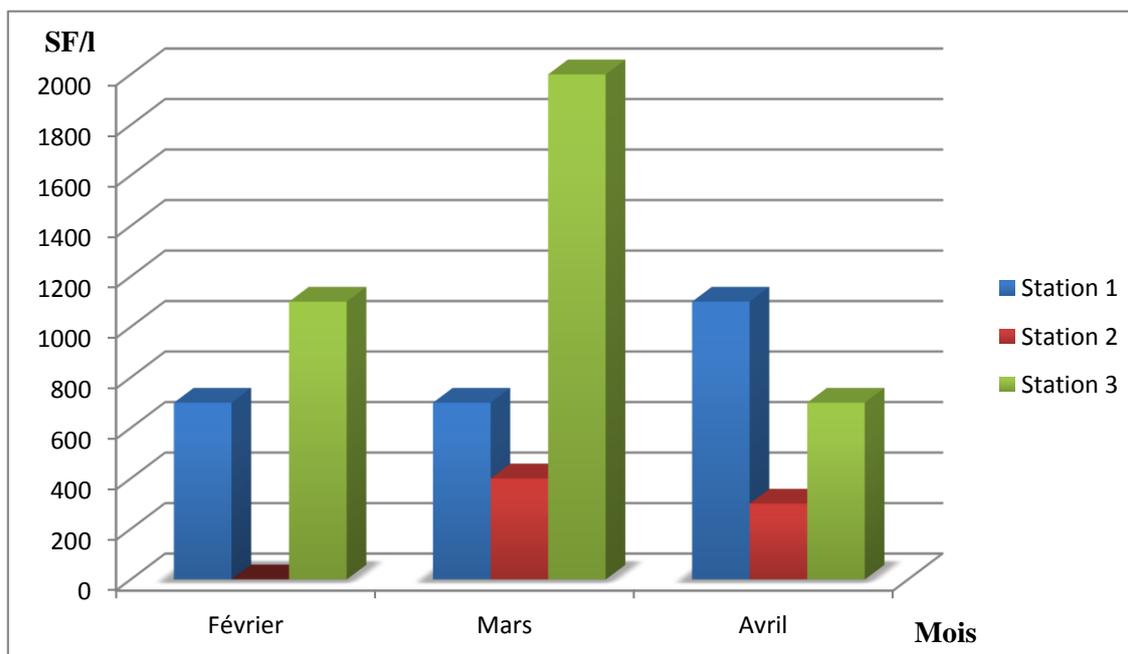


Figure 34 : Evaluation du nombre des streptocoques fécaux de l'eau du lac Oubeira.

2.4. Résultat du dénombrement des spores des bactéries sulfito-réductrices (ASR)

Les spores des anaérobies sulfito-réducteurs (ASR) constituent généralement des indices de contamination ancienne.

Pour le mois de février on a enregistré une seule station (S2) qui contient le maximum des germes sulfito-réducteurs (27 germes/ml), par contre, pendant le mois de mars on a enregistré le minimum des germes, 5 germes/ml à la station 1, et 20 germes/ml à la station 2. Enfin, pour le mois d'avril, on a enregistré 22 germes/ml au niveau de la station 2, et 26 germes au niveau de la station 3. (**Tab. 06**)

D'après les résultats obtenus on observe qu'il y a une contamination ancienne surtout au niveau de la deuxième station. (**Fig. 35**)

Tableau 06: Résultat de la recherche des Anaérobies sulfito-réducteurs (ASR/20ml).

Mois \ Station	S 1	S 2	S 3
Février	00	27	00
Mars	05	20	00
Avril	00	22	26



Figure 35 : Photos présentant le résultat de la recherche des ASR.
(Photo prise par SATHA Walid).

2.5. Résultats de la détermination de l'origine de la contamination fécale

CF/SF < 0,7 Principalement ou entièrement d'origine animale, CF/SF compris entre 0,7 et 1 Mixte à prédominance animale, CF/SF compris entre 1 et 2 Origine incertaine, CF/SF compris entre 2 et 4 Mixte à prédominance humaine, CF/SF > 4 Source exclusivement humaine. [Borrego et Romero., 1982]

Tableau 07 : Origine de la pollution selon le rapport coliformes fécaux/streptocoques fécaux (CF/SF).

Mois \ Station	Rapport CF/SF		
	Station 1	Station 2	Station 3
Février	21.43	00	3.33
Mars	2.28	2.75	0.35
Avril	3.63	10	2.28

Selon les résultats du rapport (CF/SF), (**Tab. 07**). On note que la source de la pollution de l'eau du lac Oubeira est mixte à prédominance humaine.

3. Résultats d'analyse phytoplanctonique

3.1. Analyses qualitatives et quantitatives

3.1.1. Richesse spécifique des groupes phytoplanctoniques

Après l'identification des phytoplanctons on obtient des résultats trouvée pendant la période d'étude (**Annexe 03, Tab. 10**), ces résultats montrent qu'il y a 5 familles et 24 genres et 50 espèces. (**Tab. 08**)

Ces espèces appartiennent au cinq (5) Famille qui sont les suivantes :

Les Chlorophycées représente la classe la plus élevée (42%) en terme de nombre total d'espèces, suivie par celle des Cyanobactéries 22%, les Chrysophycées et les Euglenophycées représentent respectivement 18% et 16% des espèces recensés, et enfin, Les Pyrrophyées représente la classe la moins représentée soit seulement 1%.

Tableau 08: Résultats des analyses qualitatives et quantitatives des espèces phytoplanctoniques des eaux du lac Oubeira.

Cyanobactéries				
Genre	Espèce	Février	Mars	Avril
Anabaena	<i>Anabaena cylindrica</i>	25	16	13
	<i>Anabaena planktonica</i>	16	7	4
	<i>Anabaena sp</i>	10	3	7
	<i>Anabaena sphaerica</i>	7	0	3
Aphanocapsa	<i>Aphanocapsa sp</i>	1	0	2
Chroococcus	<i>Chroococcus turgidus</i>	0	2	3
Cylindrospermopsis	<i>Cylindrospermopsis sp</i>	11	4	25
Pseudanabaena	<i>Pseudanabaena catenata</i>	8	6	3
	<i>Pseudanabaena limnetica</i>	3	1	10
	<i>Pseudanabaena sp</i>	5	3	2
Rhabdoderma	<i>Rhabdoderma lineare</i>	3	5	7
Chlorophycées				
Closterium	<i>Closterium acutum</i>	1	0	1
	<i>Closterium macilentum</i>	1	1	1
	<i>Closterium strigosum</i>	1	0	0
Coelastrum	<i>Coelastrum microporum</i>	3	2	5
	<i>Coelastrum sphaericum</i>	2	2	6
Monoraphidium	<i>Monoraphidium griffithii</i>	1	0	2
	<i>Monoraphidium sp</i>	2	1	4
Oocystis	<i>Oocystis sp</i>	1	0	2
Pediastrum	<i>Pediastrum boryanum</i>	2	1	3
	<i>Pediastrum simplex</i>	6	3	12
	<i>Pediastrum tetras</i>	4	1	1

Scenedesmus	<i>Scenedesmus abundans</i>	3	2	5
	<i>Scenedesmus sp</i>	5	4	8
	<i>Scenedesmus acuminatus</i>	8	1	2
	<i>Scenedesmus magnus</i>	4	1	3
	<i>Scenedesmus quadricauda</i>	4	2	3
	<i>Scenedesmus granulatus</i>	1	0	4
Selenastrum	<i>Selenastrum gracile</i>	1	0	3
Staurastrum	<i>Staurastrum gracile</i>	3	0	5
	<i>Staurastrum johnsonii</i>	1	0	2
Tetrastrum	<i>Tetrastrum staurogeniaeforme</i>	1	2	1
Tetredron	<i>Tetredron minimum</i>	1	1	2
Chrysophycées				
Aulacoseira	<i>Aulacoseira granulata</i>	4	1	8
Cyclotella	<i>Cyclotella acellata</i>	2	0	1
Melosira	<i>Melosira ambigua</i>	7	2	7
	<i>Melosira granulata</i>	3	1	16
	<i>Melosira italica</i>	6	1	11
Navicula	<i>Navicula rostellata</i>	1	0	0
	<i>Navicula sp</i>	1	0	0
	<i>Navicula trivialis</i>	1	1	1
Nitzschia	<i>Nitzschia linearis</i>	1	1	2
Euglenophycées				
Euglena	<i>Euglena caudata</i>	1	0	3
	<i>Euglena proxima</i>	2	1	3
	<i>Euglena sp</i>	1	1	1
	<i>Euglena viridis</i>	1	2	3
Trachelomonas	<i>Trachelomonas sp</i>	2	0	4
	<i>Trachelomonas granulosa</i>	2	3	4
	<i>Trachelomonas hispida</i>	1	4	3
	<i>trachelomonas volvocina</i>	7	3	2
Pyrrhophycées				
Cryptomonas	<i>Cryptomonas erosa</i>	2	0	3

L'analyse qualitative des phytoplanctons pendant la période d'étude (**Fig. 36**). Montre qu'il y a une richesse spécifique importante des Chlorophycées, sa valeur enregistrée est de 10 genres et 21 espèces, la richesse élevée de ce groupe est liée au brassage de l'eau. Pour le groupe des Chrysophycées on a enregistré 9 espèces et 5 genres.

Le nombre des taxons des Cyanobactéries est de 6 genres et 11 espèces, elles présentent une richesse élevée. Cette évolution est probablement liée à l'augmentation de la température.

Le groupe des Euglenophycées présente 2 genres et 8 espèces.

Les Pyrrophytées présentent une faible richesse (un seul genre et une seule espèce). Ceci pourrait être à cause des conditions défavorables.

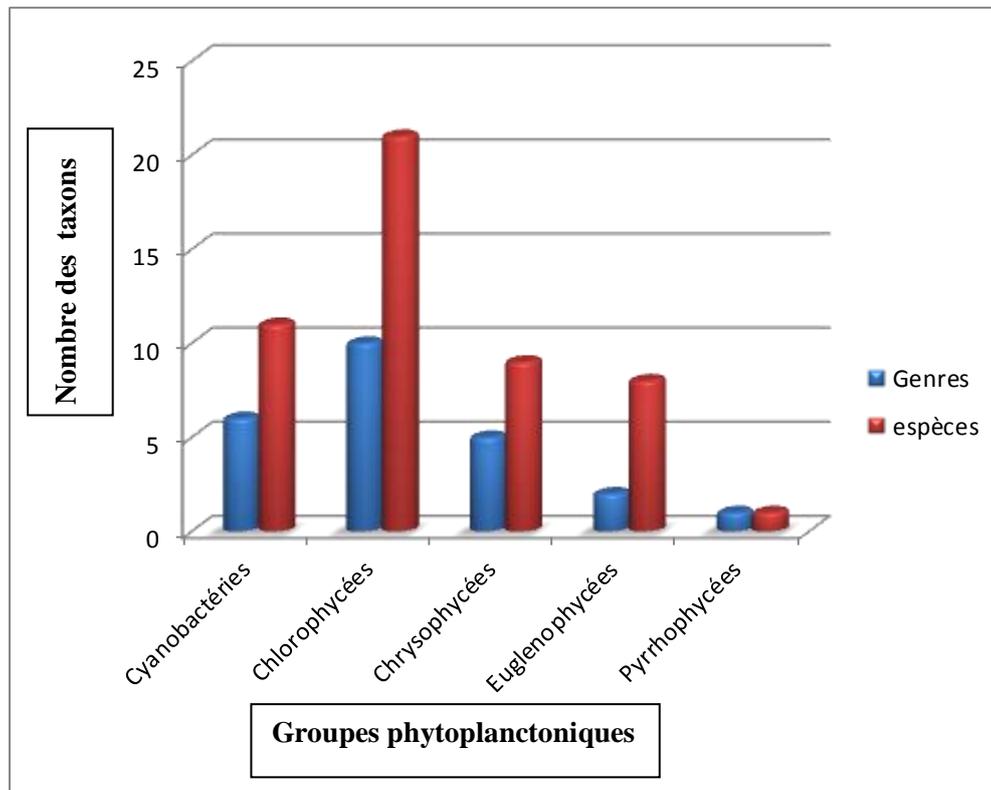


Figure 36 : Evaluation de la richesse spécifique des groupes phytoplanctoniques dans les eaux du lac Oubeira.

3.1.2. Abondance total des groupes phytoplanctoniques

Selon la **figure 37**, Les Cyanobactéries dominent les trois mois ; février, mars et avril avec densités respectivement de 4.45×10^6 , 2.35×10^6 et 3.95×10^6 indv/l. Suivie par les Chlorophycées qui ont une densité plus ou moins élevée varie de 1.2×10^6 à 3.75×10^6 indv/l. Ceci s'explique probablement par le brassage de l'eau ou bien le facteur température.

Pour les Chrysophycées, ont une densité moyenne par rapport aux autres classes, les Euglenophycées ont une densité généralement faible entre 0.85×10^6 indv/l pendant le mois

de février et 0.7×10^6 indv/l pendant le mois de mars et une petite augmentation durant le mois d'avril 1.15×10^6 indv/l. On peut dire que les conditions de la croissance microbienne deviennent favorables au mois d'avril.

Enfin pour les Pyrrophytes, on a enregistré une densité très faible à nulle.

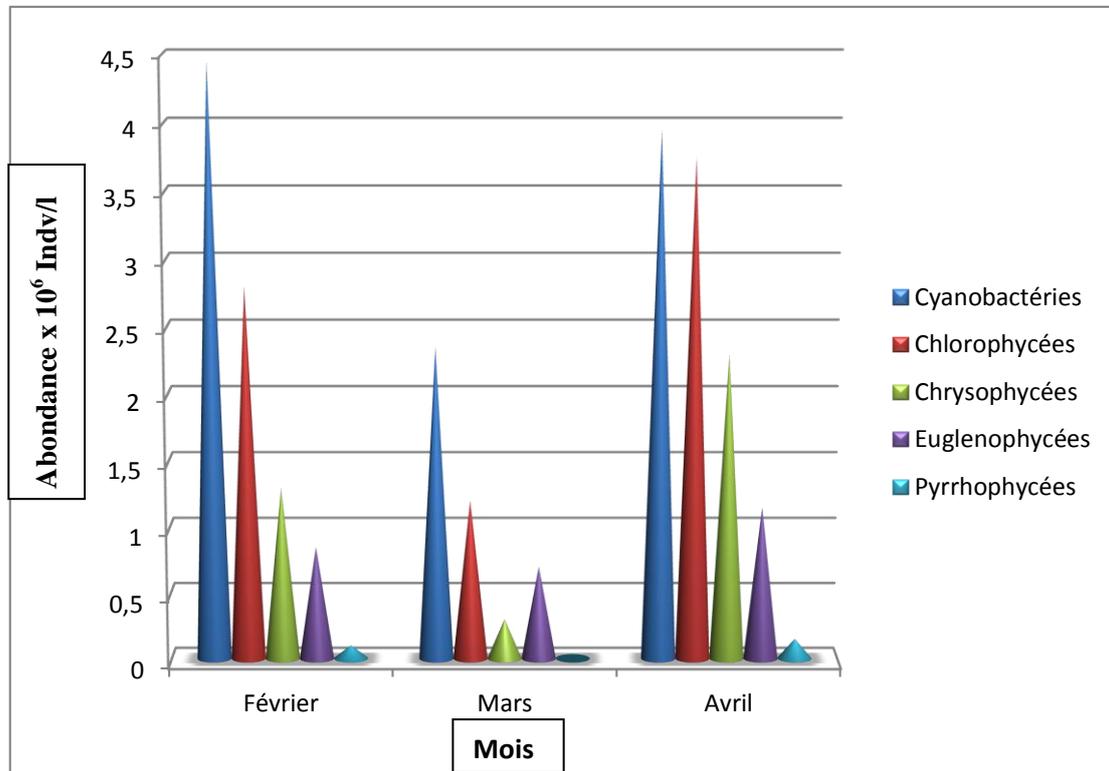


Figure 37: Variation de la densité totale des groupes Phytoplanctoniques des eaux du la Oubeira.

3.1.3. Diversité globale

Selon l'indice de diversité de Shannon et les résultats obtenues (**fig. 38**), la classe la plus diversifiée au mois de février et de mars est la classe des Cyanobactéries (1.3044 bit/indv et 1.3284 bit/indv). Par contre, la diversité des Chlorophycées se diminue au mois de mars (de 1.1985 bit/indv au mois de février, à 1.0081 bit/indv), et en ce qui concerne les Euglenophycées, et les Chrysophycées sont moins diversifiées au mois de février et mars respectivement 0.3758 bit/indv et 0.3289 bit/indv. Ceci est lié probablement à la dilution du lac à cause des crues du mars.

Mais la diversité s'élève rapidement au mois d'avril en raison de développement de plusieurs autres espèces des Chlorophycées, Chrysophycées et Euglenophycées. C'est-à-dire que les conditions favorable pour la diversité des espèces comme la température.

Finalement, les Pyrrhophycées ont toujours des valeurs très faible à nulle, elles ne sont pas diversifiées dans cette période d'étude.

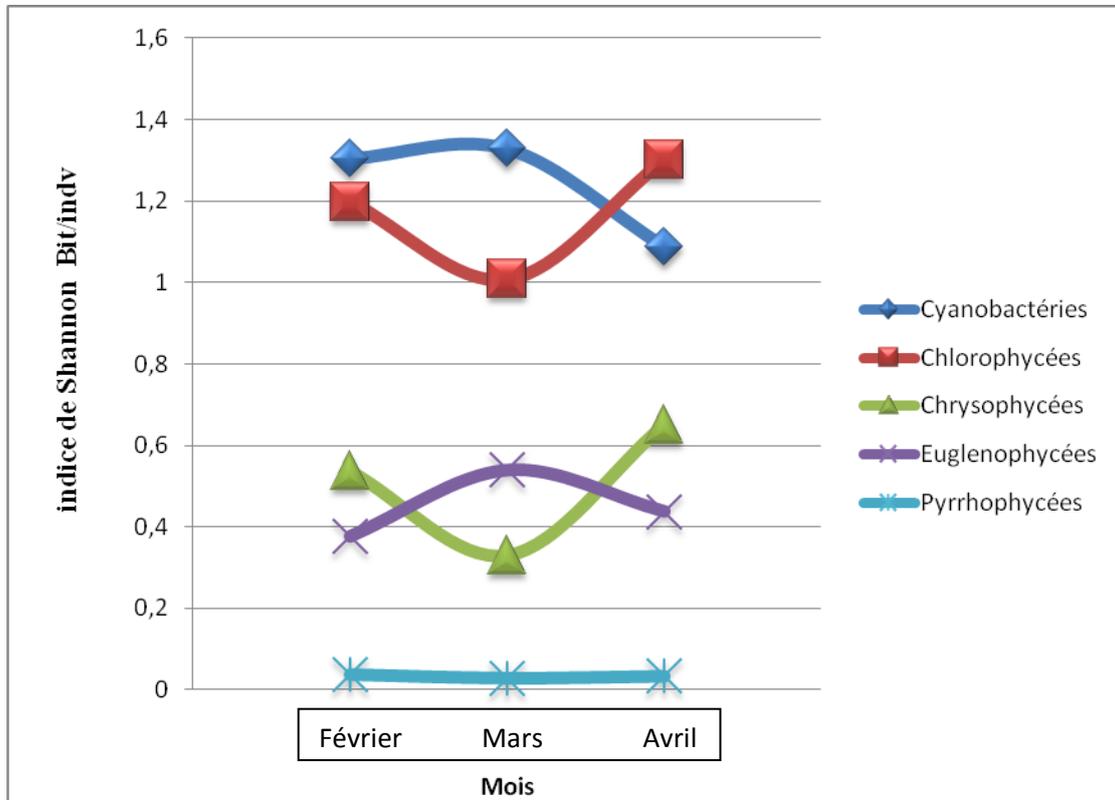


Figure 38 : Variation de la diversité des classes phytoplanctoniques durant la période d'étude selon l'indice de Shannon.

Conclusion et perspectives

L'étude de la qualité bactériologique, physico-chimiques et phytoplanctonique de l'eau du lac Oubeira, durant une période de trois mois (février, mars et avril), a aboutie à des résultats de l'analyse des différents paramètres.

Les résultats des analyses physicochimiques présente une variation des températures normale, un pH neutre, et une bonne oxygénation...etc. c'est-à-dire que les résultats sont saisonnière et dans les normes.

Du point bactériologique, Les analyses ont portées principalement sur la quantification des bactéries indicatrices de contamination fécale, à savoir les Coliformes totaux, les Coliformes fécaux et les Streptocoques fécaux, et un dénombrement des spores des bactéries sulfito-reductrices. Les résultats obtenues nos permettre de conclure qu'il y a une présence d'un nombre élevé d'organismes de contamination fécale d'origine animale et/ou humaine et une contamination ancienne.

Le rapport (CF/SF) indique que cette pollution est d'origine mixte à prédominance humaine.

Le peuplement phytoplanctonique du lac Oubeira est dominé par la classe des Cyanobactéries, suivit par les Chlorophycées et les Chrysophycées. Par contre, pour les Euglenophycées et les Pyrrhophycées on n'a enregistré que des faibles abondances. Nos résultats ont permis de constater qu'il existe une forte homogénéité dans le lac pour cette période.

Devant le danger qui représente la forte présence des Cyanobactéries productrices des toxines, il est nécessaire de :

- Procéder à la mise en place d'un programme de surveillance du lac afin de déterminer son profil phytoplanctonique.
- Evaluer les risques que pourraient engendrer les toxines produites.

Finalement, nous suggérons, d'aider à la conservation de cet écosystème lacustre et à la sensibilisation des habitants autour du lac à ne pas déverser leurs rejets domestiques dans ce lac.

Références bibliographiques

- **Amri S., 2008.** Inventaire des cyanobactéries potentiellement toxique dans la tourbière du lac Noir « PARC NATIONAL D'EL-KALA » ALGERIE. Mémoire de Magister. Université Badji Mokhtar d'Annaba.122p.
- **Anglier E., 2000.** Ecologie des eaux courantes. Edit : Tec et Doc, paris p.350.
- **Anglier E., 2003.** Introduction à l'écologie. Des écosystèmes naturels à l'écosystème humain. Edit : Tec et Doc, Paris. 230P.
- **Anonyme., 2009.** La « Guerre de l'eau » : nouveau moyen de pression économique pour demain? p2
- **Aoussi A., 2009.** Microbiologie et physico-chimie de l'eau de l'eau des puits et des sources de la région de Guelma Nord-est de l'Algérie. Mémoire de Magister, Université 08 mai 1945, Guelma.141p.
- **Ariane C., 2009.** Abaissement artificiel de la thermocline d'un Lac: effets sur le plancton. Université du Québec à Montréal.
- **Azam F., et Malfatti F., 2007.** Microbial Structuring of marine ecosystems. Nature Reviews Microbiology. 5: 782-791.
- **Beaux J-F., 1998.** L'environnement. Repère pratique. NATHAN. 155P.
- **Bouchaala L., 2010.** Contribution à l'étude de la qualité microbiologique et physicochimique de l'eau de l'Oued-Zénati Guelma. Mémoire de Magister. Université 8 Mai 1945 de Guelma.135.
- **Bouguessa S., 1993.** "Contribution à l'étude bactériologique des anisoptères Odonata du lac Oubeira PNEK", Thèse de Magister. Université d'Annaba, 1993, 70 p.
- **Boukertouta S., Sellaoui C., Tahraoui C., 2009.** Contribution à l'étude des paramètres physicochimiques et l'identification fongiques à partir des eaux du lac Oubeia. Mémoire d'ingénieur. Université 8 Mai 1945 Guelma.36p.
- **Bourgeois C. Met Leveau J.Y., 1980.** Technique d'Analyse et de contrôle dans les industries agro-alimentaire. PRIA .331 P.

- **Bourrelly P., 1970.** Algues d'eau douce ; Initiation à la systématique. Tome III : Les Algues bleues et rouges, les Eugléniens, Peridiniens et Cryptomonadines. Edition N.Boubée& Cie, 572 p.
- **Bourrelly P., 1972.** Les Algues d'eau douce ; Initiation à la systématique. Tome I : Les Algues vertes. Edition N.Boubée& Cie, 512 p.
- **Bourrelly P., 1985a.** Les algues d'eau douce: Initiation à la systématique. Tome I: Lesalgues bleues et rouges. Les Eugléniens, Péridiniens et Cryptomonadines. Société nouvelle des éditions Boubée. Paris.
- **Bourrelly P., 1985b.** Les algues d'eau douce: Initiation à la systématique. Tome III: Les algues Vertes. Editions N. Boubée et Cie, Paris.
- **Bourrelly P., 1985.** Les algues d'eau douce: Initiation à la systématique. Tome I: Les algues bleues et rouges. Les Eugléniens, Péridiniens et Cryptomonadines. Société nouvelle des éditions Boubée. Paris.
- **Bousaaroura A., 2011.** Etude de la qualité bactériologique et physico-chimique du lac Tonga.Mémoire de master II. université de 8Mai 1945 Guelma p 20 ,53 ,52.
- **Borrego A.F. et P.Romero., 1982.** Study of the microbiological pollution of waters a Malaga littoral area II.Relationship fecal coliforms and fecal streptococci. Vi_e journée étude. Pollutions, Cannes, France, pp. 561-569.
- **Camille D., Trébaol B., 2003.** Surveillance sanitaire et microbiologique des eaux : Réglementation, prélèvements, Analyses. Lavoisier Masson. 594 p. d'Endoume et Centre d'Océanographie, Marseille, France : 308-343.
- **Cemagref., 2003.** Protocole actualisé de la diagnose rapide des plans d'eau. Juillet 2003, 24p.
- **Chaouch R., Moumed S., Mebarki F., 2009.** Suivi de quelques paramètres physicochimiques et bactériologiques dans les eaux du barrage et de l'Oued de Bouhamdane. Mémoire d'ingénieur. Université 8 Mai 1945 de Guelma.56p.
- **Chorus I., Bartram J., 1999.** Toxic Cyanobacteria in Water: a Guide to Their Public Health Consequences, Monitoring and Management. E & FN Spon: London. 416p.
- **Christophe L-T., 2009.** Protocole standardisé d'échantillonnage, de conservation, d'observation et de dénombrement du phytoplancton en plan d'eau pour la mise en oeuvre de la DCE édition Inra.

- **Colyer, C. L., Kinkade, C. S., Viskari, P. J. et Landers, J. P., 2005.** Analysis of cyanobacterial pigments and proteins by electrophoretic and chromatographic methods. *Analytical and Bioanalytical Chemistry*. 382: 559-569.
- **Compere P., 1991.** Contribution à l'étude des algues du Sénégal. Algues du lac de Guiers et du Bas Sénégal. *Bulletin du jardin botanique national de Belgique*, 61 : 171-267.
- **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 : 328-350.
- **De Reviere B., 2003.** Biologie et phylogénie des algues. Belin, Paris. Collection Sup, Sciences. Tome 2: 255p.
- **Dekayir S., 2007.** Gestion, récupération et valorisation de la biomasse produite dans une filière d'épuration des eaux usées par Chenal Algal à Haut Rendement, Thèse de doctorat, Université de Liège, Belgique, 184p.
- **Denoyelles Jr. R., 1976.** Factors affecting phytoplankton distribution in double-Cellsewagelagoon, *J. Phycol.*, 31: 174-181.
- **Detay M. L., 1993.** le Forage D'eau, Réalisation, Entretien et Réhabilitation .Masson .393P .
- **Direction des forêts., 2003.** Fiche descriptive sur les zones humides Ramsar, Réserve Intégrale du Lac Oubeïra, Wilaya d'El-Tarf Ministre de l'agriculture et du développement rural.
- **Djebbar S., Zahed N., 2008.** Caractérisation de quelques paramètres physicochimiques et l'identification fongiques à partir des eaux du lac Oubeia. Mémoire d'ingénieur. Université 8 Mai 1945 Guelma. 62p.
- **Ergashev A. E. et Tajiev S. H., 1986.** Seasonal variation of phytoplankton in series of wastetreatment lagoons Chmkent, Central Asia; Artificial inoculation and role of algae in sewage purification. *Int. Res. Der. Ges. Hydrobiol.* 17 4: 545-555.
- **Ettl H., 1983.** Chlorophyta I Phytomonadina. Ettl, H., Gerloff, J. Heynig, H. et Mollenhauer, D. eds. *Süßwasserflora von Mitteleuropa*. Gustav Fisher Verlag, Stuttgart.
- **Findley DL., Klingh HJ., 1994.** Protocole de mesure de la biodiversité : le phytoplancton d'eau douce. Ministère des pêches et océans Institut des eaux douces. 501 University Crescent Winnipeg Manitoba R3T2N6 Canada 17P.

- **Fott B., 1969.** Studies in Phycology, E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart.
- **Ganf, G.G., Heaney, S.I. and Corry. J., 1991.** Light absorption and pigment content in natural populations and cultures of a non-gasvacuolate cyanobacterium *Oscillatoria bourrellyi* = *Tychomemabourrellyi*. Journal of Plankton Research. 13: 1101-1121.
- **Geldreich E., 1976.** Fecal coliform and fecal streptococcus density relationships in waste discharges and receiving waters. Crit. Environ. Control, 6,349-369.
- **Grimes S., 2005.** Plan de gestion de l'aire marine du Parc National d'El-Kala Wilaya d'El Tarf, 147p.
- **Guiraud J. P., 1998.** Microbiologie alimentaire. Dunod. Paris. France. 651 p.
- **Hidouci S., 2009.** Qualité bactériologique des eaux du golf d'Annaba. Mémoire de Magister. Université Badji Mokhtar Annaba. 132 p.
- **Hurlbert S.H., 1971.** The nonconcept of species diversity: a critique and alternative parameters, *Ecology* 52 1971, pp. 577-586.
- **John D.M, Whitton B.A. et Brook A.J., 2001.** The Freshwater Algal Flora of the British Isles, An identification Guide to freshwater and terrestrial algae, *Cambridge University Press*, 710p.
- **Kankaala., 1988.** The relative importance of algae and bacteria as food of *Daphnia longispina* Cladocera in a polyhumic lake, *Freshwater Biology*, 19: 285-296
- **Kouadri I., 2013.** Analyse physico-chimique des eaux de différente origine. Mémoire de Master. Université 08 Mai 1945 Guelma 32 -34p.
- **Krammer K., et Lange-Bertalot H., 1986-2000.,** Bacillariophyceae. In: Susswasserflora von Mitteleuropa Ettl H., Gerloff J., Heynig H. & Mollenhauer D., eds. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg, Berlin, 1-5.
- **Labres E., 2002.** Cours national d'hygiène et des microbiologies des aliments «Microbiologie des eaux, des boissons et des produits de la mer». Institut Pasteur d'Algérie. 34 p.
- **Labres E., Mouffouk F., 2008.** Les cours national d'hygiènes et de microbiologie des eaux de boisson. Manuel des travaux pratiques des eaux. Institut Pasteur d'Algérie. Algérie. 53 p.
- **Leclerc H., 1969.** Microbiologie générale. Edition Doin. P 384, 386.
- **Leveque C., 2001.** De l'écologie à la biosphère. Dunod. Paris 502p

- **Lightfoot N. F., 2002.** Analyses microbiologiques des aliments et de l'eau. Directive pour l'assurance qualité. France. 387 p.
- **Marre A., 1987.** Etude géomorphologique du tell oriental Algérien de Collo à la frontière Tunisienne, Thèse de Doctorat, Université Aix-Marseille II. UER de géographie, 1987, 559 p.
- **Mebarki W., 2006.** Contribution à l'étude de certaines propriétés physico-chimiques des eaux des Lacs Tonga et Obeira nord-est algérien. Mémoire de Magister. Université Badji Mokhtar, Annaba, 143 p.
- **Merzoug S., 2009.** Étude de la qualité microbiologique et physico-chimique de l'eau de l'écosystème lacustre Garaet Hadj-Taher Benazzouz, wilaya de Skikda. Mémoire de Magister. Université 8 mai 1945, Guelma. 113 p.
- **Messerer Y., 1999.** Etude morphométrique et hydrologique du complexe lacustre d'El Kala cas du lac Mellah et du lac Oubeira. Memoire de Magister. Université d'Annaba.
- **Ministère du Développement durable, de l'Environnement, de la Faune et des Parcs. M.D.D.E.F.P., 2013.** Guide pour l'évaluation de la qualité bactériologique de l'eau en lac, Québec. Direction du suivi de l'état de l'environnement, ISBN 978-2-550-67327-9 PDF, 30 p. + 1annexe.
- **Miri Y., 1996.** Contribution à la connaissance des ceintures de végétation du lac Oubeira PNEK. Approche physicoécologique et analyse de l'organisation partielle, Thèse de Magister, INA Alger, 1996, 83 p.
- **Monod T., 1989.** Méharées géographie. France loisire. 233p.
- **Mouffok F., 2001.** Guide technique d'analyses bactériologiques des eaux de mer. Institut Pasteur d'Alger. 40 p. nouvelles des éditions Boubée, Paris.
- **Oliver, R. L. & G. G. Ganf., 2000.** Freshwater blooms, in: The ecology of cyanobacteria. B.A. Whitton, & M. Potts eds.: 158-194. Kluwer. Dordrecht. Nertherlands.
- **Oswald W. J., 1973.** Productivity of algae in sewage disposal, *SolarEnergy*, 15:107-117.

- **Oudra B., 1990.** Bassins de stabilisation anaérobie et aérobie facultatif pour le traitement des --eaux usées à Marrakech : Dynamique du phytoplancton Microplancton et Picoplancton et évaluation de la biomasse primaire. *Thèse de 3ème cycle, Univ. Cadi Ayyad, Marrakech.* 124p.
- **Butler P., Brink D., 2004.** The determination of magnesium calcium, potasium, soduim, copper and iron in watter samples by atomic absorption spectrophotometer p 17-152.
- **P.hraven, All., 2002.** Environnement, traduction de la 6eme editionamericaine par marie-pascal colace, annehancock, guylemperiere, chapitre, 22 la pollution de l'eau p551
- **Pearson H. W, Mara D. D, Mills S. W. et Smallman D.L., 1987.** Factors determining algal population in waste stabilization ponds and the influence of algae on pond performance. *Wat. Sci. Tech.* 19 12: 131-140.
- **Pechère J-C et collaborateurs. 1982.** Les infections. edisem inc.497p.
- **Pestalozzi G.H., Komarek Trebon J. et Fott B., 1983.** Das Phytoplankton des Süßwassers, Systematikund Biologie, E. Schweizerbart'scheVerlagsburchhandlung, Stuttgart.
- **Ramade P., 2005.** Elements d'écologie : écologie appliquée. Edit Dunod. 6 édition.Paris, 863P.
- **Raschke R.L., 1970.** Algal periodicity and wastereclamation in astabilization ponds system, *J.W.P.C.F., 42 4:* 518-530.
- **Rejesk F., 2002.** Analyse De L'eau ; Aspects Régimentaires Et Techniques .Sceren .Paris 360p.
- **Ricklifs et Miller., 2005.** Ecologie. Edit. De Boek.821p.
- **Rodier J. et Coll., 2005.** l'analyse de l'eau ; Eaux Naturelles, Eaux Résiduelles, Eaux De Mer .8ème-Edition .Dunod. 1383p.
- **Rodier J., 1984.** L'analyse de l'eau : Eaux naturelles, eaux résiduaires, eaux de mer. 6ème Edition Dunod Paris. 1245 p.
- **Rodier J., Bazin C., Broutin J. P., Chambon P., Champsaur H., Rodi L., 1996.** L'analyse de l'eau : Eaux naturelles, eaux résiduaires, eaux de mer. 8ème édition. Dunod. Paris. 1383 p.

- **Rodier J., Legube B., Marlet N., et Coll., 2009.** L'analyse de l'eau. 9^{ème} édition. Dunod. Paris. 1579 p.
- **Rosowski, J.R., 2003.** Photo synthetic Euglenoids. *Dans: Freshwater Algae of North America: Ecology and Classification.* Wehr, J.D. et Sheath, R.G. eds. Academic Press, Paris.
- **Sayad L., 2008.** Qualité physicochimique et bactériologique des eaux de l'écosystème lacustre Lac Oubaira Wilaya de Taraf. Mémoire de Magister. Université Badji Mokhtar Annaba. Algérie. 125 p.
- **Schagerl, M. et Donabaum, K., 2003.** Patterns of major photosynthetic pigments in freshwater algae. 1. Cyanoprokaryota, Rhodophyta and Cryptophyta. *Annales de Limnologie.* 39:35-47.
- **Shillinglaw S. N. et Pieterse A.J.H., 1977.** Observation on algal populations in an experimental maturation pond system, *Water S.A.*, 3 4: 183-192.
- **Smart M. et Hollis G.E., 1990.** *Ramsar Advisory Missions: Report No. 21. Lac Oubeïra and Lac Tonga, Algeria.*
- **Sournia A., 1968.** « Diatomées planctoniques du canal de Mozambique et de l'île Maurice » p 152.
- **Steiner B., 1982.** Evolution des peuplements planctoniques d'une installation de lagunage naturel Chaucenne, Doubs, *Actes colloque Montpellier/Lagunage*, 1-5 Juin 1982, 84p.
- **Thomazeau S., 2006.** Diversité phylogénétique et toxinique de cyanobactéries du sénégal et du burkinafaso. 06p.
- **Touati L., 2008.** Distribution spatio-temporelle des genres Daphnia et Simocephalus des mares temporaire de la Numidie. Thèse de Magistère. Université de Guelma. 70p.
- **Travers M., 1964.** Diversité du microplancton du Golf de Marseille. Station Marine d'Endoume et Centre d'Océanographie, Marseille, France : 308-343.
- **Utermohl H., 1958.** Zur Vervollkommnung der quantitativen Phytoplankton-Method. *Int. Ver. theor. angew. Limnol.*, 9: 1-39.

- **Verity P.G. et Villareal T. A., 1986.** The relative food value of Diatoms, Dinoflagellates, Flagellates and Cyanobacteria for Tintinnuid-Ciliates, *Arch. Protistenkd.*, 131: 71-84.
- **Wetzel R. G., 2001.** Limnology. Lake and River Ecosystems. 3rd Edition. Académie Press, London.
- **Zerluth J., Gienger M., 2004.** L'eau et ses secrets. Edition désirés. 223p.

Webographies :

- [1] http://www.elkala.com/images/elkala_carte.gif consulté le 10/03/2015 à 09h30
- [2] <https://www.google.dz/maps/@36.86027> consultée le 01/04/2015 01h40
- [3] https://www.futura-sciences.com/fr/definition/t/developpement-durable-2/d/demande-chimique-en-oxygene_6372 consultée le 15/04/2015 à 19h55
- [4] http://www.dgf.gov.dz/zones_humides/zhumide.php consultée le 24/03/2015
- [5] <http://www.developpement-durable.gouv.fr/IMG/pdf/ED57.pdf> consulté à 11h05 13/05/2015

Les milieux de culture en boîtes

❖ TGEA Gélose Tryptone-Glucose-Extrait de levure

✓ Formule (en gramme par litre d'eau distillée)

Tryptone.....	.05g
Extrait de viande de boeuf.....	.03g
Glucose.....	.01g
Agar.....	.15g
pH final à 25°C = 7.0 (± 0.2)	

❖ Viande foie (VF)

Préparer en deux étapes:

➤ Milieu de base

Base viande foie.....	30g
Glucose.....	.02g
Amidon.....	.02g
Agar.....	.01g
Eau distillée	1000ml

➤ Au moment de l'emploi

Ajouter à 20ml de base fondé

Sulfate de sodium à 5%.....	.0,5ml
Alun de fer commonacol.....	.04gouttes.

Les milieux de culture en tubes

❖ Eau peptonée exemple d'indole

L'eau peptonée est un milieu liquide qui permet la croissance des germes ne présentant pas d'exigences particulières. Elle est surtout utilisée pour la recherche de la production d'indole.

✓ Formule (en gramme par litre d'eau distillée)

Peptone exemple d'indole.....	10g
Chlorure de sodium05g
pH final= 7.2	

✓ **Préparation**

Mettre 15g de milieu déshydraté dans un litre d'eau distillée. Mélanger soigneusement jusqu'à complète dissolution. Ajuster, si nécessaire, le pH = 7.2. Répartir puis stérilisé à l'autoclave à 120°C pendant 15 minutes.

❖ **Milieu de Litsky**

Le milieu de Litsky est utilisé pour la recherche et le dénombrement des Streptocoques fécaux dans les eaux. Cette recherche comprend deux temps : présomption et confirmation. Le milieu de Rothe sert au test présomptif, le milieu de Litsky au test confirmatif.

✓ **Formule (en gramme par litre d'eau distillée)**

Peptone	20g
Glucose	05g
Chlorure de sodium	05g
Phosphate monopotassique.....	2,7g
Azothydrate de sodium	0,3g
Ethyl-violet	0,0005g
pH final = 6,8 – 7	

✓ **Préparation**

Mettre 35,7 g de milieu déshydraté dans un litre d'eau distillée. Mélanger soigneusement jusqu'à complète dissolution. Ajuster, si nécessaire, le pH à 6,8-7. Répartir à raison de 10 ml par tube. Stériliser à l'autoclave à 115°C pendant 20 minutes.

❖ **Bouillon de Rothe**

Le milieu de Rothe est utilisé pour la recherche et le dénombrement des Streptocoques fécaux dans les eaux.

✓ **Formule (en gramme par litre d'eau distillée)**

○ **Milieu simple concentration**

Peptone	20g
Glucose	05g
Chlorure de sodium	05g
Phosphate bipotassique	2.7g
Phosphate monopotassique.....	2.7g
Azothydrate de sodium	0.2g
pH final= 6.8-7	

- **Milieu double concentration**

Peptone	40g
Glucose	10g
Chlorure de sodium	10g
Phosphate bipotassique	5.4g
Phosphate monopotassique	5.4g
Azothydrate de sodium	0.4g
pH final= 6.8-7	

- ✓ **Préparation**

Pour obtenir le milieu de Rothe « simple concentration » : Mettre 35.6g de milieu déshydraté dans 1 litre d'eau distillée.

Pour obtenir le milieu de Rothe « double concentration » : Mettre 71.2g de milieu déshydraté dans 1 litre d'eau distillée.

Mélanger soigneusement jusqu'à complète dissolution. Ajuster, si nécessaire, le pH à 6.8-7. Répartir à raison de 10ml par tube. Stériliser à l'autoclave à 115°C pendant 15 minutes.

- ❖ **B.C.P.L (bouillon lactosé au bromocrésol- pourpre)**

Le bouillon lactosé au bromocrésol- pourpre est utilisé en bactériologie alimentaire, principalement au cours de l'analyse de l'eau. Il permet de rechercher et de dénombrer les coliformes, par la fermentation du lactose et la production de gaz.

- ✓ **Formule (en gramme par litre d'eau distillée)**

Peptone	05g
Extrait de viande	03g
Lactose	05g
Pourpre de bromocrésol.....	0.025g
pH final : 6.7	

- ✓ **Préparation**

Mettre 12g de milieu déshydraté dans un litre d'eau distillée. Mélanger soigneusement jusqu'à complète dissolution. Ajuster, si nécessaire, le pH à 6.9. Répartir en tube, avec cloche de Durham, à raison de 10 ml par litre. Stériliser à l'autoclave à 115°C pendant 20 minutes.

Les réactifs utilisés

➤ Réactif de Kowacks

La mise en évidence de la production d'indole :

Paradiméthylaminobenzaldéhyde.....	05g
Alcoolamylique	75g
HCl pur	2.5ml

➤ Lugol

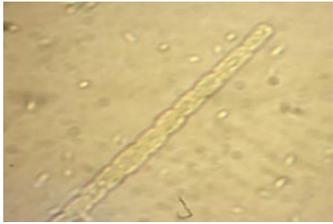
Iode.....	01g
Iodure de potassium.....	02g
Eau distillée.....	1000ml

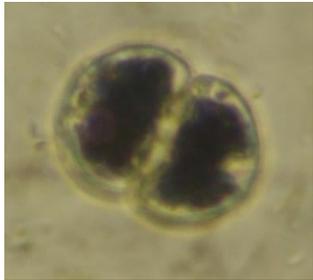
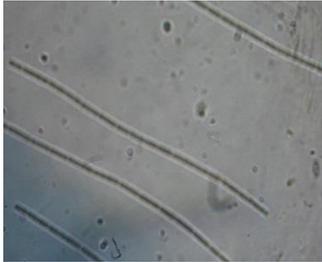
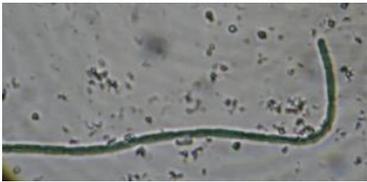
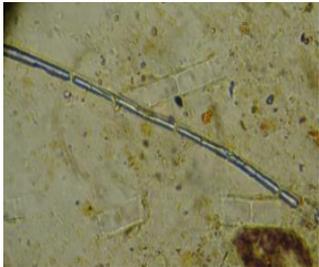
Tableau 09 : Table de Mac Grady utilisé en technique de numération en milieu liquide.

[Mouffok., 2001]

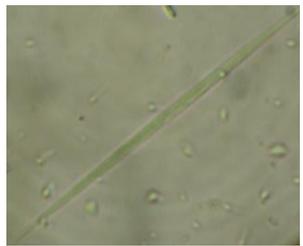
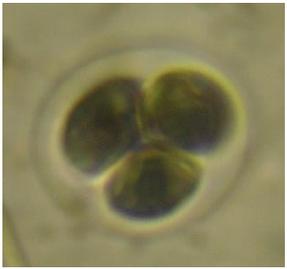
Nombre des tubes donnant une réaction positive			Indice de NPP
3 tubes de 10 ml	3 tubes de 01 ml	3 tubes de 0.1 ml	
0	0	1	0003
0	1	0	0003
1	0	0	0002
1	0	1	0007
1	1	0	0007
1	1	1	0011
1	2	0	0011
2	0	0	0009
2	0	1	0014
2	1	0	0015
2	1	1	0020
2	2	0	0021
2	2	1	0028
3	0	0	0029
3	0	1	0039
3	0	2	0064
3	1	0	0043
3	1	1	0075
3	1	2	0120
3	2	0	0093
3	2	1	0150
3	2	2	0210
3	3	0	0240
3	3	1	0460
3	3	2	1100
3	3	3	1400

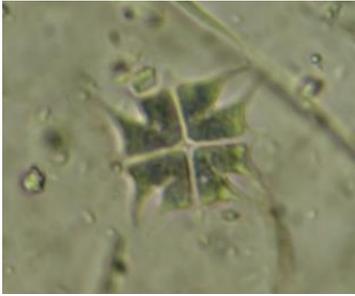
Tableau 10 : Identifications et classifications des phytoplanctons.

<i>Famille</i>	<i>Genre</i>	<i>espèce</i>	<i>Aspect microscopique</i>
Cyanobactéries	<i>Anabaena</i>	<i>Anabaena cylindrica</i>	
		<i>Anabaena planktonica</i>	
		<i>Anabaena sp</i>	
		<i>Anabaena sphaerica</i>	
	<i>Aphanocapsa</i>	<i>Aphanocapsa sp</i>	

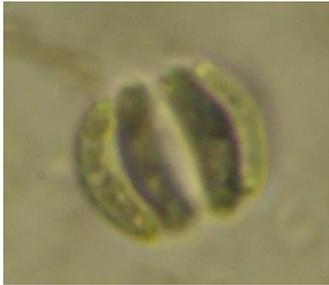
Cyanobactéries	<i>Chroococcus</i>	<i>Chroococcus turgidus</i>	
			
	<i>Cylindrospermopsis</i>	<i>Cylindrospermopsis sp</i>	
	<i>Pseudanabaena</i>	<i>Pseudanabaena catenata</i>	
		<i>Pseudanabaena limnetica</i>	
		<i>Pseudanabaena sp</i>	

	<i>Rhabdoderma</i>	<i>Rhabdoderma lineare</i>	
<i>Chlorophycées</i>	<i>Closterium</i>	<i>Closterium acutum</i>	
		<i>Closterium macilentum</i>	
		<i>Closterium strigosum</i>	
		<i>Coelastrum microporum</i>	

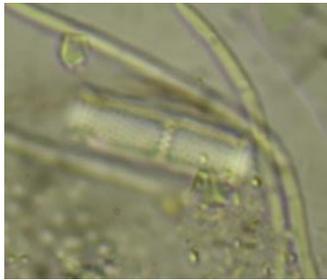
Chlorophycées	<i>Coelastrum</i>	<i>Coelastrum sphaericum</i>	
	<i>Monoraphidium</i>	<i>Monoraphidium griffithii</i>	
		<i>Monoraphidium sp</i>	
	<i>Oocystis</i>	<i>Oocystis ssp</i>	
			
	<i>Pediastrum</i>	<i>Pediastrum boryanum</i>	

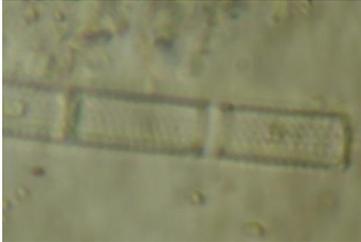
<i>Chlorophycées</i>	<i>Pediastrum</i>	<i>Pediastrum simplex</i>	
		<i>Pediastrum tetras</i>	
			
	<i>Scenedesmus</i>	<i>Scenedesmsus abundans</i>	
			

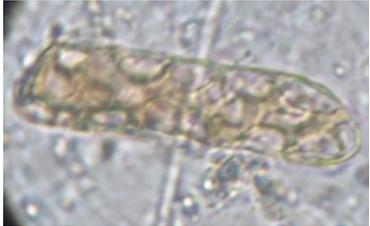
Chlorophycées

<i>Scenedesmus</i>	<i>Scenedesmus abundans</i>	
	<i>Scenedesmus acuminatus</i>	
	<i>Scenedesmus magnus</i>	
	<i>Scenedesmus quadricauda</i>	
	<i>Scenedesmus granulatus</i>	

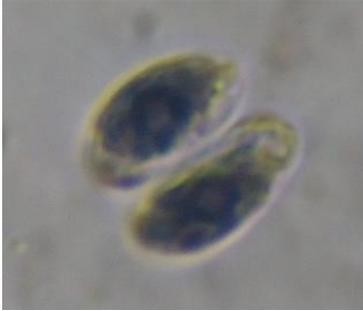
Chlorophycées	<i>Selenastrum</i>	<i>Selenastrum gracile</i>	
	<i>Staurastrum</i>	<i>Staurastrum gracile</i>	
		<i>Staurastrum johnsonii</i>	
	<i>Tetrastrum</i>	<i>Tetrastrum staurogeniaeforme</i>	
			

	<i>Tetredron</i>	<i>Tetredronmininum</i>	
<i>Chrysophycées</i>	<i>Aulacoseira</i>	<i>Aulacoseira granulata</i>	
	<i>Cyclotella</i>	<i>Cyclotella acellata</i>	
			
	<i>Melosira</i>	<i>Melosira ambigua</i>	

<i>Chrysophycées</i>	<i>Melosira</i>	<i>Melosira granulata</i>	 
		<i>Melosira italica</i>	
	<i>Navicula</i>	<i>Navicula rostellata</i>	
		<i>Navicula sp</i>	
		<i>Navicula trivialis</i>	

	<i>Nitzschia</i>	<i>Nitzschia linearis</i>	
<i>Euglenophycées</i>	<i>Euglena</i>	<i>Euglena caudata</i>	
		<i>Euglena proxima</i>	
		<i>Euglena sp</i>	
			

		<i>Euglina viridis</i>	
<i>Euglenophycées</i>	<i>Trachelomonas</i>	<i>Trachelomonas sp</i>	
		<i>Trachelomonas granulosa</i>	
		<i>Trachelomonas hispida</i>	
		<i>Trachelomonas volvocina</i>	

<i>Pyrrhophycées</i>	<i>Cryptomonas</i>	<i>Cryptomonas erosa</i>	
			

Résumé

Le lac Oubeira est situé à 3 Km à l'Ouest de la ville d'El-Kala, dans la Wilaya d'El-Tarf à l'extrême Nord-est de l'Algérie entre 36°50' N et 08°23' E. à une altitude de 25 m et une profondeur maximal de 4 mètres, constitué un réservoir naturel d'eau douce. Ce lac est considéré comme un grand site Ramsar en Algérie depuis 1983.

Notre travail consiste à caractériser la qualité physico-chimique et bactériologique et de faire un inventaire des phytoplanctons durant la période s'étalant de février à avril 2015, où on a effectué des prélèvements mensuels sur trois stations.

Les résultats des analyses physico-chimiques de l'eau du lac Oubeira sont dans les normes des eaux superficielles, une température normale et un pH neutre varie entre 6.5 et 7.5, mais l'eau est un peut turbide.

L'étude bactériologique réalisée a montrée qu'il y a une contamination fécale ancienne par la présence de 5 à 27 spores de Clostridium sulfito-réducteurs par 20 ml, et une contamination récente d'origine animale à prédominance humaine.

Les données de l'observation des caractères morpho-anatomiques des phytoplanctons récoltées du lac Oubeira nous révèlent une dominance des Cyanobactéries en terme de densité avec 6 genres et 11 espèces, suivit par les Chlorophycées (10 genres, 21 espèces), les Chrysophycées (5 genres, 9 espèces) et les Euglenophycées (2 genres, 8 espèces), enfin les Pyrrhophycées (1 genre, 1 espèce). La densité de ce peuplement phytoplanctonique varie de $0,15 \times 10^6$ à $4,45 \times 10^6$ indiv/l.

Mots clés : Qualité physico-chimique, Contamination fécale, Phytoplancton, Lac Oubeira, Algérie.

Abstract

The lake Oubeira is located 3 km west of the town of El-Kala, in the Wilaya of El-Tarf in the extreme North-East of Algeria between 36 ° 50 'N and 08 ° 23' E . at an altitude of 25 m and a maximum depth of 4 meters, formed a natural freshwater reservoir. This lake is considered a great Ramsar site in Algeria since 1983.

Our work consists to characterize the physico-chemical and bacteriological quality and make an inventory of phytoplankton during the period extending from February to April 2015, where we make monthly withdrawals from three stations.

The results of physicochemical analyzes of lake water of Oubeira are in standards of surface water, a normal temperature and neutral pH varies between 6.5 and 7.5. But the water is a bit cloudy.

The bacteriological study showed that there is an old fecal contamination by the presence of 5 to 27 spores of *Clostridium sulfite-reducing* by 20 ml, and a recent contamination animal to human dominance.

The data from the observation of morphological and anatomical characteristics of phytoplankton collected lake Oubeira reveal us a dominance of cyanobacteria in terms of density, with 6 genera and 11 species, followed by Chlorophyceae (10 genera, 21 species), Chrysophyceae (5 genera, 9 species) and Euglenophyceae (2 genera, 8 species), and finally the Pyrrophyceae (1 genus, 1 species) The density of this phytoplankton population ranges from 0.15×10^6 to 4.45×10^6 indiv /l.

Keywords : Physicochemical quality, fecal contamination, Phytoplankton, lake Oubeira, Algeria.

المخلص

تقع بحيرة أوبيرة على بعد 3 كم غرب بلدية القالة في ولاية الطارف في أقصى شمال شرق الجزائر ما بين $36^{\circ}50'$ شمالا و $08^{\circ}23'$ شرقا. على ارتفاع 25 مترا و عمق أقصاه 4 أمتار، تشكل أوبيرة خزان للمياه العذبة الطبيعية. وتعتبر هذه البحيرة كموقع رامسار كبير في الجزائر منذ عام 1983.

مهمتنا في هذه الدراسة هي وصف النوعية الفيزيوكيميائية والجرثومية و تقييم الوضع في ما يخص العوالق النباتي خلال الفترة الممتدة من فبراير إلى أبريل 2015، حيث أجرينا أخذ العينات في هذه الأشهر من ثلاث محطات مختلفة.

نتائج التحاليل الفيزيوكيميائية لمياه البحيرة هي في مستوى المعايير الطبيعية للمياه السطحية. درجة الحرارة عادية ودرجة الحموضة محايدة تتراوح بين 6.5 و 7.5، ولكن مياه بحيرة أوبيرة عكرة قليلا.

وأظهرت الدراسة الجرثومية على وجود تلوث برازي قديم من خلال وجود ما يتراوح من 5 إلى 27 أبواغ من سلفيت كلوستريديوم في 20 مل، وكذلك وجود تلوث حديث النشأة ذو أصل حيواني لكن معظمه إنساني.

نتائج مراقبة الخصائص المورفولوجية للعوالق النباتية التي تم جردها من هذه البحيرة تكشف لنا عن وجود هيمنة البكتيريا الخضراء المزرقفة (Cyanobactéries) من حيث الكثافة بـ 6 أجناس و 11 نوعا، تليها الطحالب الخضراء (Chlorophycées) بـ 10 أجناس و 21 نوعا، الطحالب الذهبية (Chrysophycées) بـ 05 أجناس و 9 أنواع. الـ Euglenophycées بجنسين اثنين و 08 أنواع. وأخيرا Pyrrhophycées بجنس واحد ونوع واحد.

كثافة العوالق النباتية في مياه هذه البحيرة تتراوح من 0.15×10^6 إلى 4.45×10^6 indv/l

الكلمات المفتاحية : الخصائص الفيزيوكيميائية، التلوث البرازي، العوالق النباتية، بحيرة أوبيرة، الجزائر.

Réalisé par : SATHA Walid
MAKROUDI Sarra

Mémoire Pour l'obtention du Diplôme de Master en Biologie.
Option : Hydro-écologie.



*CONTRIBUTION A L'ETUDE DE LA QUALITE BACTERIOLOGIQUE ET
PHYTOLANCTONIQUE DE L'EAU DU LAC OUBEIRA (PNEK - El-Tarf)*

Résumé

Le lac Oubeira est situé à 3 Km à l'Ouest de la ville d'El-Kala, dans la Wilaya d'El-Tarf à l'extrême Nord-est de l'Algérie entre 36°50' N et 08°23' E. à une altitude de 25 m et une profondeur maximal de 4 mètres, constitué un réservoir naturel d'eau douce. Ce lac est considéré comme un grand site Ramsar en Algérie depuis 1983.

Notre travail consiste à caractériser la qualité physico-chimique et bactériologique et de faire un inventaire des phytoplanctons durant la période s'étalant de février à avril 2015, où on a effectué des prélèvements mensuels sur trois stations.

Les résultats des analyses physico-chimiques de l'eau du lac Oubeira sont dans les normes des eaux superficielles, une température normale et un pH neutre varie entre 6.5 et 7.5, mais l'eau est un peu turbide.

L'étude bactériologique réalisée a montré qu'il y a une contamination fécale ancienne par la présence de 5 à 27 spores de Clostridium sulfito-réducteurs par 20 ml, et une contamination récente d'origine animale à prédominance humaine.

Les données de l'observation des caractères morpho-anatomiques des phytoplanctons récoltées du lac Oubeira nous révèlent une dominance des Cyanobactéries en terme de densité avec 6 genres et 11 espèces, suivit par les Chlorophycées (10 genres, 21 espèces), les Chrysophycées (5 genres, 9 espèces) et les Euglenophycées (2 genres, 8 espèces), enfin les Pyrrophycées (1 genre, 1 espèce). La densité de ce peuplement phytoplanctonique varie de $0,15 \times 10^6$ à $4,45 \times 10^6$ indiv/l.

Mots clés : Qualité physico-chimique, Contamination fécale, Phytoplancton, Lac Oubeira, Algérie.

Membres du jury :

Président	: Mr. ROUIBI Abdelhakim	M.C.B	Université de Guelma
Examinatrice	: Mme. IBNCHEIF Hayet	M.C.B	Université de Guelma
Encadreur	: Mr. ROUABHIA Kamel	M.A.A	Université de Guelma
Co-encadreur	: Mr. MERZOUG Abdelghani	M.A.A	Université de Guelma