

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
Ministère de l'Enseignement Supérieur Et de la Recherche Scientifique
Université Saad Dahlab de Blida

Faculté des Sciences Agro-Vétérinaires et Biologiques

Département de Biologie

Mémoire

De **F**in d'**E**tudes en **V**ue de l'**O**btention du **D**iplôme de **M**aster en **B**iologie

Spécialité : *Restauration Des Ecosystèmes Aquatiques continentaux*

Thème

**Etude de la qualité physico-chimique,
microbiologique et parasitologique des eaux
brutes du barrage de Bouroumi**

Soutenu publiquement le: 03/10/2013

Présenté par :

Melle TABELLOUT Fatima Zahra

Devant le jury composé de:

Mme CHELGHOUM H.....Maître assistance A.....USDB...Présidente

Mme MEKLAT A.....Maître de conférences B...USDB...Examinatrice

Mme MOHAMED MAHMOUD F.....Maître assistance A.....USDB....Examinatrice

Mr BENDJOUDI D.....Maitre de Conférences B...USDB.....Promoteur

Promotion : 2012-2013

Remerciements

Au terme de ce travail, je tiens en premier lieu à remercier le bon Dieu de m'avoir donné la santé, la volonté et surtout la patience durant mes années d'études et pendant mes recherches scientifiques qui m'a donné la force de mener à bien ce travail.

Le présent travail est le fruit des efforts conjugués de tant de personnes que je voudrai remercier avec beaucoup de vivacité. Parmi elles,

D'abord mon promoteur Dr. Djamel Bendjoudi, Maître de Conférences B au département de biologie pour l'effort fourni, les conseils prodigués, sa patience et sa persévérance dans le suivi.

M^{me} Chelrhoun. Maître assistante A de m'avoir fait l'honneur d'assurer la présidence du jury.

Je remercie vivement les membres du jury Mme Med Mahmoud F. et Dr. Meklat A. de bien vouloir accepter d'examiner ce modeste travail.

Ni les mots, ni les pages ne suffisent pour exprimer ma gratitude à monsieur Rahmani A pour tous ce qu'il m'a apporté tout au long de mon travail, ainsi qu'à ces conseils, ces encouragements et sa grande disponibilité.

Mes remerciements vont également à monsieur Dellal N. chef du centre de traitement de l'eau potable de Mazafran et le secrétaire général monsieur Khazlawi A pour leurs conseils et leurs aides pendant toute la période du stage

Mais un profond remerciement s'adresse à monsieur Raissi A. cadre d'études dans l'agence nationale des ressources hydriques de m'avoir orienté et aidé sur le terrain.

Je tiens à remercier Monsieur Amri M. responsable du laboratoire central de station de traitement de l'eau potable de Mazafran, monsieur Merzoug A. chef du centre de production (Mitidja west), monsieur Abdslamain A. chef service de laboratoire d'hygiène de Tipaza, monsieur Talbet pour leur aide et leur accueil.

Mes remerciements vont également à l'ensemble du personnel des laboratoires du centre de traitement Mazafran, le centre de production Mitidjaouest, et le laboratoire du PFE.

Enfin, il me serait difficile d'omettre de remercier tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à ce travail. Qu'ils trouvent dans ces quelques lignes l'expression de mes sincères remerciements.

Dédicace

Tous d'abord je veux remercier dieu le tout puissant de m'avoir permis de réaliser ce modeste travail et donner la force et la patience d'accomplir mes études.

Je voudrais à toute modeste dédier ce travail :

A la lumière de ma vie, mes très chères parents qui ont été toujours à mes côtés, qui m'ont soutenue et encouragée, et qui sans leur amour, leur compréhension, leur conseil et leur tolérance je n'ai jamais pu atteindre mes objectifs, ma mère et mon père je vous dis merci et que dieu vous protège pour nous.

A mes très chères sœurs : Zineb et Myriam

A mes très chères frères : Saïd et Othman

Surtout à Ayoub qui m'a beaucoup aidé.

A tous mes amis qu'avec eux j'ai passé le meilleur moment

A tous mes enseignants depuis le primaire jusqu'à l'université avec tous mes sincères remerciements et tous mes respects.

A vous promotion LMD.SNV.2013.

Résumé

Cette étude traite sur l'évaluation de la qualité physicochimique, microbiologique et parasitologique de l'eau du barrage de Bouroumi, destinée à l'approvisionnement en eau potable et l'irrigation agricole.

L'approche physicochimique révèle des teneurs élevées en sulfate (119,42 mg/l), en chlorure (69,41 mg/l) et en calcium (90,14 mg/l), ce qui témoigne la dureté des eaux analysées.

L'étude microbiologique de l'eau a permis d'évaluer la qualité bactériologique plus ou moins satisfaisante au niveau de ce barrage avec l'absence des vibrions cholériques.

La diversité et les variations de la microfaune représentée par les algues, les rotifères et les amibes sont conditionnées par les facteurs abiotiques comme l'oxygène et la température et les facteurs biotiques tels que le phénomène de prédation.

Du point de vue parasitologique, les espèces rencontrées dans le barrage de Bouroumi sont représentées par les kystes de protozoaires (*Entamoeba coli*) et les œufs d'helminthes avec huit espèces entre Nématodes, Cestodes et Trématodes.

Que se soit physico-chimique, bactériologique ou parasitologique la qualité des eaux du barrage Bouroumi, demeure variable par rapport aux saisons.

Mots clés : Barrage de Bouroumi, qualité, eau superficielle, microfaune, parasitaire, physico-chimique.

الملخص :

هذه الدراسة تعالج تطور نوعية الفيزيوكيميائية , ميكروبيولوجيا والبرازيتولوجيا لمياه سد بورومي , حتى تستعمل كمياه صالحة للشرب والري .

الخاصية الفيزيوكيميائية تظهر الكميات العالية للسلفات 119.42 ملغ /ل , للكلور 69.41 ملغ /ل وللكالسيوم 90.14 ملغ/ل وهذا ما يظهر قساوت المياه المحلل

الدراسة الميكروبيولوجية للمياه سمحت بتقدير النوعية البكتيريولوجية المرضية لمستوى هذا السد مع غياب الفيريوكليك واختلافات الكائنات المجهرية المتمثلة في الفطريات

الرونيفار والامبيات تتأثر بالعوامل الأبيوتيكية مثل الأوكسيجين ودرجة الحرارة و العوامل البيوتيكية مثل عامل الإفتراس من الناحية البارازيتولوجية , الكائنات المتحصل عليها في سد بورومي تتمثل في كيسيت بروتوزوار وبيوض الإلمنت مع ثمانية كائنات من بينها سيستود و تريماتود

سواء كانت فيزيوكيميائية , بكتريولوجية أو برازيتولوجية فإن نوعية مياه سد بورومي تتغير مع تغير الفصول .

الكلمات الجوهرية :

سد بورومي , نوعية , المياه السطحية , الكائنات المجهرية , الطفيلية , الفيزيوكيميائية .

Tableaux des tableaux

Tableau	Titres	Pages
Tableau n°01	Principaux virus d'origine hydrique	10
Tableau n°02	Les maladies a transmission hydrique d'origine bactérienne	12
Tableau n°03	Les parasites d'origine hydrique	13
Tableau n°04	Valeurs des paramètres climatiques de la zone d'étude de l'année 2013 (station de Bou Medfaa)	16
Tableau n°05	Résultats mensuelles des paramètres physicochimiques des eaux du barraga Bouroumi.	Annexe 02
Tableau n°06	Résultats mensuelles des paramètres bactériologiques des eaux du barraga Bouroumi.	Annexe 02
Tableau n°07	Abondance de la microfaune trouvée dans l'eau du barrage de Bouroumi	48
Tableau n°08	Résultat des paramètres physico-chimique des eaux du barraga Bouroumi.	Annexe 02
Tableau n°09	Objectif de qualité des eaux superficielle destiné a l'alimentation en eau potable (JORA, 2011).	Annexe 02
Tableau n°10	Résultats mensuelles des paramètres parasitologiques des eaux du barraga Bouroumi.	Annexe 02
Tableau n°11	Résultats de corrélation entre les différents paramètres des eaux du barrage de Bouroumi.	Annexe 02

Tableaux des figures

Figures	Titre	Pages
Figure 01	Dénombrement des coliformes et E-coli par la méthode colilert-18 (Originales).	35
Figure 02	Lecture des résultats a l'éclairage normal (Originales).	35
Figure 03	Lecture des résultats a l'éclairage fluorescent (Originales).	36
Figure 04	Dénombrement des entérocoques par la méthode Enterolert-E (Originales).	36
Figure 05	Lecture des résultats des entérocoques (Originales).	39
Figure 06	Différentes étapes pour la confection des lames selon la méthode de Bailenger (OMS, 1997)	46
Figure 07	Variation mensuelle de la température des eaux du barrage Bouroumi.	48
Figure 08	Variation mensuelle du pH dans les eaux du barrage Bouroumi.	49
Figure 09	Variation mensuelle de la conductivité dans les eaux du barrage Bouroumi.	50
Figure 10	Variation mensuelle de la turbidité dans les eaux du barrage Bouroumi.	50
Figure 11	Variation mensuelle de la matière organique et en suspension dans les eaux du barrage Bouroumi.	51
Figure 12	Variation mensuelle de l'oxygène dissous dans les eaux du barrage Bouroumi.	52
Figure 13	Variation mensuelle de l'anhydride carbonique dans les eaux du barrage Bouroumi.	53
Figure 14	Variation mensuelle des nitrites, nitrates et ammoniums dans les eaux du barrage Bouroumi.	54
Figure 15	Variation mensuelle de l'ortho-phosphate dans les eaux du barrage Bouroumi.	56
Figure 16	Variation mensuelle des chlorures et sulfates dans les eaux du barrage Bouroumi.	57
Figure 17	Variation mensuelle du calcium et magnésium dans les eaux du barrage Bouroumi.	58
Figure 18	Variation mensuelle des bicarbonates dans les eaux du barrage Bouroumi.	59
Figure 19	Variation mensuelle du titre alcalimétrique complet dans les eaux du barrage Bouroumi.	60

Figure 20	Variation mensuelle de la dureté de l'eau du barrage Bouroumi.	60
Figure 21	Variation mensuelle du fer dans les eaux du barrage Bouroumi.	61
Figure 22	Variation mensuelle de la chlorophylle (a) dans les eaux du barrage Bouroumi.	62
Figure 23	Variation mensuelle des coliformes totaux, fécaux, streptocoques fécaux et ASR dans les eaux du barrage Bouroumi	63
Figure 24	Variations mensuelle du rapport coliformes fécaux/streptocoques fécaux (CF/SF) dans les eaux du barrage Bouroumi.	65
Figure 25	Nématodes (G×40) (Originales).	67
Figure 26	<i>Rotaria sp</i> (G×40) (Originales).	67
Figure 27	Grande Amibe (G×40) (Originales).	67
Figure 28	<i>Trachelophyllum sp.</i> (G×40) (Originales).	68
Figure 29	<i>Coleps sp.</i> (G×40) (Originales).	68
Figure 30	<i>Paramecium sp.</i> (G×40) (Originales).	68
Figure 31	Différentes algues trouvées dans les eaux du barrage de Bouroumi (G×40) (Originales).	69
Figure 32	Différents types de kystes de protozoaires et d'œufs d'helminthes(G×40) (Originales).	70
Figure 33	Variation des kystes de protozoaires et d'œufs d'helminthes dans les eaux du barrage Bouroumi.	71
Figure 34	Répartition des kystes de protozoaires et d'œufs d'helminthes dans le barrage de Bouroumi.	72
Figure 35	Mécanisme de dégradation des matières azotées dans les procédés biologiques (Bassompierre, 2007).	73
Figure 36	Localisation géographique du barrage Bouroumi (ANRH, 2013).	Annexe 01
Figure 37	Localisation du barrage Bouroumi en 3D (ANR, 2013).	Annexe 01

Sommaire

Introduction.....	01
Chapitre I- Référence bibliographique	
1.1.- Généralité sur l'eau de surface.....	02
1.1.1.- Origine des eaux de surface.....	02
1.1.2.- Les différents types des eaux de surface.....	02
1.1.3.- Origine de la pollution des eaux de surface.....	03
1.2.- Les barrages.....	04
1.2.1.- Définition.....	04
1.2.2.- Rôle des barrages.....	04
1.2.3.- Impacts des barrages sur l'environnement.....	05
1.2.4.- Caractéristiques des eaux de barrages.....	05
1.2.4.1.- Paramètres physico-chimiques.....	05
1.2.4.1.1.- Paramètres physiques.....	05
1.2.4.1.2.-Paramètres chimiques.....	06
1.2.4.2.- Caractéristiques microbiologiques.....	09
1.2.4.2.1.- Les virus.....	10
1.2.4.2.2.- Les bactéries.....	10
1.2.4.2.3.- Les parasites.....	12
1.2.4.2.4.- Les champignons.....	13
1.2.4.3.- Les niveaux trophiques.....	13
1.2.4.3.1.- Les milieux oligotrophes.....	13
1.2.4.3.2.- Les milieux mésotrophes.....	13
1.2.4.3.3.- Les milieux eutrophes.....	13

Chapitre II-Matériel et méthodes

2.1.- Objectif de l'étude.....	15
2.2.- Matériel et présentation de la zone d'étude.....	15
2.2.1.- Matériel non biologique.....	15
2.2.2.- Matériel biologique.....	15
2.2.3.- Zone d'étude.....	15
2.2.3.1.- Description de la zone d'étude.....	15
2.2.3.2.- Situation géographique.....	15
2.2.3.3.- Situation climatique.....	16
2.3.- Méthodes.....	16
2.3.1.-Echantillonnage.....	16
2.3.2.-Prélèvement et transport.....	17
2.3.3.-Méthodes d'analyses physicochimique.....	17
2.3.3.1.- Paramètres physiques.....	17
2.4.3.2.- Paramètres chimiques.....	19
2.3.4.- Méthodes d'analyses microbiologiques.....	34
2.3.4.1.- Analyses bactériologiques.....	34
2.3.3.2.- Méthode de recherche de la flore fongique.....	43
2.3.3.3.-Méthode d'analyse parasitologique.....	44
2.4.5.- Analyses statistiques des résultats.....	47

Chapitre III- Résultats et discussions

3.-Résultat et discussion.....	48
3.1.- Paramètres physico-chimiques.....	48
3.1.1.-Température.....	48

3.1.2.- Potentielle hydrogène.....	49
3.1.3.- Conductivité électrique.....	50
3.1.4.-Turbidité.....	50
3.1.5.- Matière en suspension et matière organique.....	51
3.1.6.- Oxygène dissous.....	52
3.1.7.- Anhydride carbonique.....	53
3.1.8.-Ammonium, nitrite et nitrate.....	54
3.1.9.- Ortho-phosphate.....	57
3.1.10.- Chlorure et sulfate.....	57
3.1.11.-Calcium et magnésium.....	58
3.1.12.- Bicarbonates.....	59
3.1.13.- Titre alcalimétrique complet.....	59
3.1.14.-Dureté de l'eau.....	60
3.1.15.- Fer.....	61
3.1.16.-Chlorophylle (a).....	61
3.2.- Paramètres microbiologique.....	62
3.2.1- Paramètre bactériologiques.....	62
3.2.2.- Origine de la pollution (CF/SF).....	65
3.2.3.- La flore fongique	66
3.3.3- Microfaune.....	66
3.3.- Résultats de l'étude parasitologie.....	69
3.4.- Analyse statistiques des données.....	72
Conclusion générale.....	78

Références bibliographiques

Annexes

Introduction

De tout temps, l'homme a recherché à disposer de réserve d'eau non seulement pour assurer ses besoins vitaux d'approvisionnement en eau potable et pour l'irrigation, mais aussi pour se protéger contre les crues et l'érosion. Bien plus tard, l'exploitation des barrages a été en phase avec l'essor démographique et industrielle. Il faut rappeler que selon l'agence nationale des barrages et du territoire (2013), notre pays dispose d'un parc de 94 barrages. Le comportement d'un barrage durant son cycle de vie est complexe. Il dépend de plusieurs phénomènes et facteurs plus ou moins définis tels que, les modification des caractéristiques du barrage, le vieillissement, les conditions météorologiques et thermiques, les effets chimiques de l'eau, les activités anthropiques, les risques hydrologiques et le mode d'exploitation de la retenue (Schleiss et Pougatsch , 2011)

Les eaux douces superficielles, ou brutes ne peuvent être captées et acheminées vers une unité de production d'eau de consommation si celles-ci satisferont aux limites de sa qualité par rapport aux normes algériennes recommandées (2011). Ces limites de qualité doivent répondre à des paramètres physico-chimiques relatifs à la structure naturelle des eaux, des paramètres concernant les substances indésirables et toxiques et des paramètres microbiologiques. Pour ces derniers, leur surveillance dans les eaux destinées à la consommation humaine repose sur la recherche des bactéries indicatrices de contamination fécale (Delarras *et al.*, 2010). C'est dans ce sens que nous avons choisi d'étudier les eaux du barrage de Bouroumi destinées à l'alimentation en eaux potable de la ville d'Alger et à l'irrigation de presque la plus grande tranche de la Mitidja; d'où la nécessité d'évaluer le suivi de la qualité physicochimique, microbiologique et parasitologique de ces eaux.

Le présent manuscrit est structuré en trois chapitres dont le premier chapitre traite sur des données bibliographiques sur les barrages et leurs impacts sur l'environnement ainsi que les eaux et leurs caractéristiques physicochimiques, microbiologiques et parasitologiques. Le second chapitre porte sur la méthodologie du travail. Les résultats et les discussions des paramètres de qualité et les niveaux trophiques, ainsi que la richesse de la microfaune aquatique des eaux de barrage en fonction des saisons sont rassemblés dans le troisième chapitre. Enfin l'étude est clôturée par une conclusion générale avec des recommandations et des perspectives.

Liste des abréviations

ARNH : Agence National des Ressources Hydriques.

AEP : Approvisionnement en Eau Potable

ANBT : Agence National des Barrage et Territoire.

ASR : Anaérobie sulfito-Réducteur.

B.E.A : Gélose Bile Esculine Azide.

E.D.T.A : Sel di sodique d'Acide Ethylène-Diamine Tétra acétique.

JORA : Journal Officiel de la République Algérienne.

ISO : Organisation Internationale de Standardisation.

NTU : Néphélométric Turbidité Unit.

NA : Norme Algérienne.

NF : Norme Française.

NE : Norme Européenne.

OMS : Organisation Mondiale de la Santé.

SEAAL : Société des Eaux et d'Assainissement d'Alger

SAA : Société Assainissement d'Alger.

UFC : Unité Formant Colonie.

1.1.- Généralité sur l'eau de surface

L'écologie des eaux superficielles est caractérisée par sa grande complexité, une diversité quasi infinie. Selon l'évolution des phénomènes dans le temps (système statique : eaux dormantes), ou dans l'espace (système dynamique : eaux courantes) les écosystèmes sont totalement différents.

Les eaux de surface sont généralement riches en gaz dissous, en matière en suspension et organique du type nitrates et pesticides d'origine agricole (Cardot, 2005).

1.1.1.- Origine des eaux de surface

Les eaux de surface ont pour origine, soit des nappes souterraines dont l'émergence constitue une source, soit les eaux de ruissellement. Ces eaux se rassemblent en cours d'eau, caractérisées par une surface de contact eau-atmosphère toujours en mouvement est une vitesse de circulation appréciable. Elles peuvent se trouver stockées en réserves naturelles (lac) ou artificielles (retenue et barrage) à surface d'échange eau-atmosphère quasiment immobile, une profondeur qui peut être importante et un temps de séjour considérable (Bliefret et Perraud, 2001).

1.1.2.- Les différents types des eaux de surface

On peut répartir les eaux de surface en trois catégories : eau de lac et barrages, eau de rivière partie amont et eau de rivière partie aval (Desjardins, 1990).

a.- Eau de barrage

On peut considérer un barrage comme un bassin naturel de décantation dont la période de rétention est longue ce qui a comme effet d'accroître la concentration de certains sels nutritifs comme le phosphore et l'azote, ce qui provoque l'eutrophisation c'est-à-dire la prolifération d'algues et de plantes aquatiques (Graindorge et Landot, 2007).

b.- Eaux de rivière partie amont

L'amont d'une rivière est en générale situé dans une région montagneuse. Les principales caractéristiques de ces eaux selon Desjardins (1990) sont présentées ci-dessous :

- Turbidité élevée : Le régime des rivières étant torrentiel, les eaux transportent de grande quantité de matières en suspension.
- Contamination bactérienne faible : La pollution causée par l'homme ou l'industrialisation y est pratiquement inexistante.

- Basse température : Ces eaux proviennent soit de sources, soit de la fonte des neiges et des glaciers.
- Indice de la couleur faible : Ces eaux n'ont pas eu le temps de dissoudre des matières végétales, principale source de couleur.

c.- Eaux de rivière partie aval

L'aval d'une rivière est en générale située dans une région où la pollution est dense. Les eaux y sont donc habituellement de moins bonne qualité et plus difficiles à traiter qu'en amont. Les principales caractéristiques de ces eaux sont présentées ci-dessous (Desjardins, 1990) :

- Contamination bactérienne élevée : Cette contamination est surtout imputable au déversement d'égouts domestique et agricoles.
- Contamination organique et inorganique élevée : Les eaux usées domestiques agricoles et industrielles contiennent de grandes quantités de matières organiques et inorganiques.
- Indice de la couleur pouvant être élevé : Dans beaucoup de cas, des eaux ont eu le temps de dissoudre des matières végétales, qui les colorent.

1.1.3.- Origine de la pollution des eaux de surface

Les problèmes de la pollution des eaux représentent sans aucun doute un des aspects les plus inquiétants de la crise globale de l'environnement (Ramade, 1998).

Selon Henry et Beaudry (1992), les eaux continentales de surface, des lacs et des cours d'eau sont alimentées par les ruissellements et les eaux souterraines résurgents.

Trop souvent, les eaux de surface sont polluées par l'apport des eaux de ruissellements, des eaux résiduaires et des eaux domestiques ménagères.

a.- Eaux de ruissellement ou eaux résiduaires d'origine agricole, riche en matières organique, en engrais et en pesticides. L'agriculture utilise des engrais chimiques azotés et phosphorés, des produits phytosanitaires destinés à protéger les cultures. Ces produits parfois toxiques lorsqu'ils sont utilisés en excès vont contaminer en période de pluie les eaux de surface et les eaux souterraines par infiltration.

b.- Eaux résiduaires d'origine industrielle due à des rejets renferment des produits divers sous forme insoluble ou soluble d'origine minérale et ou organique. Ces rejets sont à caractère plus ou moins biodégradable et parfois toxique même à très faible concentration

(Djabri, 1996), ou contenant de matières en suspension, organique, et de produits azotés ou phosphorés (Schmidt, 2005).

c.- Eaux domestiques ménagères riche en bactérie, virus, protéines, hydrates de carbone et autre déchets organiques ainsi qu'en détergent (Henry et Beaudry, 1992).

1.2.- Les barrages

1.2.1.- Définition

Les barrages sont par définition des ouvrages hydrauliques qui barrent sur toute la largeur une section d'une vallée et créent ainsi une cuvette artificielle géologiquement étanche. Ils constituent et depuis toujours un facteur implorant de développement et de prospérité économique. Ils ont pour rôle majeur de stocker les apports d'eau afin de répondre aux besoins vitaux et énergétique des populations, de protégé celle-ci et les paysages contre les effets destructeurs de l'eau, enfin de servir de recours dans de pénurie d'eau (Schleiss et Pougatsch, 2011).

1.2.2.- Rôle des barrages

Par la construction de barrages, l'homme influence de manier prépondérante l'écoulement naturel des eaux de ruissellement. D'après Schleiss et Pougatsch (2011), quatre raisons principales peuvent justifier cette invention :

*. **La création d'une retenue** : Selon le volume utile de la retenue, le débit des apports et le mode d'utilisation de l'eau stockée, on distinguera les accumulations journalière, saisonnière ou inter saisonnière.

*. **La régulation des apports** : Dans la plupart des régions du monde, les précipitations sont concentrée sur des périodes courtes. Ces apports sont souvent très irréguliers d'une année à l'autre alors que, les besoins en eau sont répartis de manière beaucoup plus homogène sur l'année. Il s'ensuit donc une succession de périodes de pénurie et d'excès que seule la réalisation d'une retenue permet de compenser. Par ailleurs, la régulation permet de prévenir des inondations en cas de crue.

*. **La surélévation du plan d'eau d'une rivière** : La mise en place d'un barrage en travers d'un cours d'eau à pour effet de surélever le plan d'eau a l'amont. Cet effet est bien entendu utilisé pour la production hydroélectrique, mais également pour gérer la dérivation des eaux

d'une rivière vers une prise d'eau, puis un canal d'amenée pour l'irrigation ou l'alimentation en eau potable.

*. **La création d'un plan d'eau** : La réalisation d'un lac artificiel permet de disposer d'une surface qui peut être destinée aux loisirs, tourisme, pisciculture, navigation et protection d'incendie.

1.2.3.- Impacts des barrages sur l'environnement

D'après Zwahlen (2003), la construction d'un barrage influence de manière significative :

- Constitue une barrière à l'écoulement naturel d'un cours d'eau, avec pour incidence d'affecter la migration des poissons et autres organismes, ainsi que le transport des sédiments.
- Peut avoir une incidence sur la nappe phréatique et également sur la qualité des eaux.
- Modifie le régime hydraulique à l'aval, ce qui peut conduire entre autres à des fluctuations journalières ou saisonnières des débits.

1.2.4.- Caractéristiques des eaux de barrages

1.2.4.1.- Paramètres physico-chimiques

Les paramètres physico-chimiques des eaux constituent un facteur de première importance pour la structuration des communautés vivantes aquatiques. Ces propriétés lui confèrent une certaine qualité qui la rendant plus au moins apte à assurer certaines fonctions naturelles (potentialité géologique) et usages humains (eau potable, irrigation...) (Dupieux, 2004).

1.2.4.1.1.- Paramètres physiques

a.- Température

La température influence plusieurs paramètres physico-chimiques de l'eau tels l'oxygène dissous, nutriment, conductivité électrique, et pH (Lavoie *et al.*, 2008).

La température des eaux superficielles est influencée par la température de l'air et ceci d'autant plus que leur origine est moins profonde. Elle est mesurée soit avec un thermomètre précis, soit un appareil électro-électrique (Rodier *et al.*, 2005).

b.- Conductivité électrique

C'est une mesure simple, qui se pratique avec une électrode est fournie une indication précise sur la concentration totale en sels dissous (Ouanouki, 2009). Une

conductivité élevée traduit soit des pH loin de la neutralité, soit une salinité élevée. Elle varie en fonction de la température (Degremont, 2005). Il faut ajouter qu'une augmentation excessive de la conductivité de l'eau entraîne des perturbations écologiques du milieu aquatique (Boeglin, 2001).

c.- Le potentiel d'hydrogène (pH)

Est un paramètre important dans l'étude des milieux aquatiques (Khattabi, 2002). La variation des valeurs du pH dépend étroitement de la température, des facteurs chimiques (concentration en O₂, salinité et alcalinité, et d'autres types d'ions présents dans le milieu) et biologiques tels que la photosynthèse et la respiration (Arfi, 1991 ; Dabbadie, 2005b). Il est à noter que le pH des eaux naturelles est lié à la nature des terrains traversés dont habituellement il varie entre 7,2 et 7,6 (Rodier *et al.*, 2005). Le pH d'une eau favorable à la vie aquatique se situe entre 7 et 9 (Dupieux, 2004).

d.- La turbidité

La turbidité est un élément important de la qualité de l'eau (Miquel, 2003). Elle est liée à la présence de particules organiques divers, d'argile, de colloïdes, de plancton, etc. ; elle peut être favorisée par la pluviométrie. La plupart des eaux superficielles ont une turbidité importante et leur consommation directe est impossible (Rodier *et al.*, 2005).

e.- L'oxygène dissout(O₂)

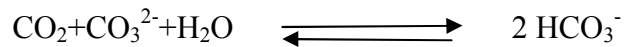
L'oxygène dissout, toujours présent dans l'eau, n'est pas un élément constitutif. Sa solubilité est fonction de la température, de la pression partielle dans l'atmosphère et la salinité. Dans les milieux à faible temps de renouvellement (lac, retenues de barrage, baies, etc.) la teneur en oxygène dissout a tendance à diminuer avec la profondeur, et des phénomènes anaérobies peuvent se développer dans les fonds (Rodier *et al.*, 2005). Le mélange air-eau est favorisé par le courant et ses turbulences qui permettent une augmentation de la teneur en oxygène dissout (Thomas, 2006).

1.2.4.1.2.-Paramètres chimiques

Les paramètres chimiques des eaux de surface dépendent des terrains traversés par l'eau durant son parcours dans l'ensemble des bassins versants ou hydrologiques (Boeglin, 2000).

a.- Les bicarbonates (HCO₃⁻) : Au cours de la photosynthèse, les cellules phytoplanctoniques prélèvent de l'eau du dioxyde de carbone CO₂. Le sens de la réaction est

dirigé vers la gauche, ceci entraîne une augmentation de CO_3^{2-} et une diminution de HCO_3^- . Il est à souligner que le rapport $\text{HCO}_3^- / \text{CO}_3^{2-}$ diminue, ce qui entraîne la diminution de H^+ , donc une augmentation du pH.



Au cours de la respiration, le sens de la réaction est dirigé vers la droite puisqu'il y a libération du dioxyde de carbone CO_2 et donc une diminution des carbonates (Henry et Beaudry, 1992).

b.- La dureté totale (TH) : La dureté a un caractère naturel lié au lessivage des terrains traversés et correspond à la teneur en calcium et en magnésium. Les eaux de surface, généralement moins riches en acide carbonique et en oxygène dissous que les eaux souterraines, ont une dureté moins élevée que ces dernières (Rodier *et al.*, 2005).

c.- Le calcium (Ca^{++}) : Le calcium est un alcalino-terreux extrêmement répandu dans la nature, sa teneur varie essentiellement suivant la nature géologique des terrains traversés, il peut varier de 1 à 150 mg/l (Rodier *et al.*, 2005). Les eaux riches en calcium sont dites eaux dures ; elles se rencontrent dans les régions où le sol organique est épais et les formations calcaires sont présentes (Bontoux, 1993).

d.- Le magnésium (Mg^{++}) : Le magnésium est un élément très répandu dans la nature. Sa teneur dépend de la composition des roches sédimentaires rencontrées ainsi il constitue un élément significatif de la dureté de l'eau. Le magnésium est aussi un composant de tous les types de chlorophylle (Rodier *et al.*, 2005). Il constitue un élément significatif de la dureté de l'eau sans être l'élément essentiel (Potelon *et al.*, 1998).

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

Il faut noter que les teneurs en chlorures des eaux sont extrêmement variées et liées principalement à la nature des terrains traversés (Rodier *et al.*, 2005). Ainsi, les eaux naturelles peuvent être attribuées aux effluents de l'industrie chimique, aux rejets des égouts, aux drainages d'irrigation, et à la pollution (*par lixiviation*) des décharges (Potelon *et al.*, 1998).

f.- Le sodium (Na^+) : Élément constant dans l'eau mais à des concentrations très variables. Il peut provenir de la décomposition des sels minéraux comme les silicates de sodium et d'aluminium, des retombées d'origine marine, de son emploi pour faire fondre la

neige, des nombreux usages industriels. (Rodier *et al.*, 2005). En effet, des teneurs anormalement élevées peuvent provenir d'apports industriels ou domestique, de lessivages ou de la percolation de terrains salés et d'infiltration des eaux saumâtres (Potelon *et al.*, 1998).

g.- Le potassium (K^+) : Sa présence est à peu près constante dans les eaux naturelles. On en retrouve généralement 10 fois moins que le sodium (Rodier *et al.*, 2005).

h.- Le sulfate (SO_4^{2-}) : La concentration en ion sulfate des eaux naturelles est très variable. Dans des terrains ne contenant pas une proportion importante de sulfates minéraux peut atteindre 30 à 50 mg/l mais elle peut être très largement dépassé dans les zones contenant du gypse ou lorsque le temps de contact avec la roche est élevé (Rodier *et al.*, 2005). Sa réduction est effectuée par des bactéries sulfito-réductrices assez courantes (Atterria, 2005).

i.- La matière organique (MO) : Une forte charge en matière organique oxydable est due aux rejets urbain et la pollution industrielle qui peut provoquer une désoxygénation de l'eau. Du fait de l'activité des organismes décomposeurs qui en consommant l'oxygène dissout dans l'eau vont entrainer des conditions défavorable pour la faune aquatique (Duplieux, 2004).

j.- Le phosphate (PO_3^{-4}) : Le phosphate est un composé qui contient du phosphore, lequel joue un rôle prédominant dans l'eutrophisation des lacs et les risques d'éclosion des cyanobactéries (Joseph et Marie, 2007). Cet élément est naturellement fort peu abondant en milieu aquatique pour deux raisons : d'une part sa source, strictement géologique, et d'autre part, au cours de sont cheminement à travers l'écosystème terrestre, il est fortement fixé par les constituants majeurs des sols qui sont les composés du fer, et de l'aluminium. Le phosphate est un facteur de maîtrise puisque c'est en agissant sur lui qu'il est possible d'augmenter ou de réduire les proliférations algales (Barroin, 2003).

K.- L'azote ammoniacal (NH_4) : L'azote ammoniacal est souvent rencontré dans les eaux et traduit habituellement un processus de dégradation incomplète de la matière organique. Il se transforme assez rapidement en nitrite et nitrate. Il faut ajouter que le NH_4 des eaux superficielles peut avoir pour origine la matière végétale des cours d'eau, la matière organique animale ou humaine, les rejets industriels et les engrais (Rodier *et al.*, 2005).

L.- Les nitrites (NO_2^-) : Les nitrites présentent souvent de faibles teneurs dans les eaux naturelles. Ils proviennent d'une oxydation incomplète de l'ammonium (Cornaz, 2004).

Ces éléments favorisent le développement des algues et engendrent l'eutrophisation des composés N-nitrosés (Cyr *et al.*, 2006).

M.- Les nitrates (NO_3^-) : L'ion nitrate est la forme oxydée stable de l'azote en solution aqueuse. Il constitue l'élément nutritif majeur aquatique, et stimule la flore aquatique en présence d'autres éléments indésirables (Henry et Beaudry, 1992). Des taux importante de nitrate sont responsables de l'eutrophisation des eaux et de prolifération végétales appelées *bloom* ou *efflorescences algales* (Dupieux, 2004).

N.- Les matières en suspension (MES) : Les matières en suspension sont toutes les matières minérales ou organiques qui ne se solubilisent pas dans l'eau. Elles incluent les argiles, les limons, les sables, les matières organiques et minérales de faibles dimension, le plancton et autres micro organismes de l'eau. Ces matières affectent la transparence de l'eau et diminuent la pénétration de la lumière (photosynthèse). Elles peuvent également gêner la respiration des poissons et accumuler des quantités élevées de matières toxiques comme les métaux et les pesticides (Rodier *et al.*, 2005).

O.- Le fer : Le fer est un élément de transition très réponsus sur la terre (Merksem, 2010). Il peut se rencontrer dans l'eau sous différentes formes. Dans les conditions habituelles, c'est à dire pour un pH variant entre 4,5 et 9, le fer soluble présent est généralement à l'état ferreux. Il faut ajouter que les eaux superficielles n'en contiennent que très peu de cet élément (Rodier *et al.*, 2005).

P.- La chlorophylle : La Chlorophylle a est reconnue depuis longtemps comme étant un indicateur biologique très important dans l'évaluation de l'état trophique. Elle représente la base de la chaine alimentaire. Les concentrations de celle-ci dans l'eau expriment la biomasse de phytoplancton (Clement et Ouimet, 2004).

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

1.2.4.2.- Caractéristiques microbiologiques

L'objectif de l'analyse bactériologique d'une eau n'est pas d'effectuer un inventaire de toutes les espèces présentes, mais de chercher celles qui sont susceptibles d'être

pathogènes ou celles qui les accompagnent et qui sont en plus grand nombre, en particulier (Rodier *et al.*, 2005).

1.2.4.2.1.- Les virus

Les virus pathogènes pour l'homme, susceptibles d'être dans le milieu hydrique, entrent dans le cycle de contamination virale du milieu hydrique (Delarras *et al.*, 2010). Les principaux virus d'origine hydrique, engendrant des maladies chez l'homme sont présentés dans le tableau 01 :

Tableau 01 : Principaux virus d'origine hydrique

Virus	Maladie	Donnés épidémiologiques mondiales
Famille des <i>HEPEVIRIDAE</i>		
Genre Hepevirus de l'hépatite E	Hépatite E	-Epidémies en Asie, en Afrique, au Mexique... -Epidémies au Darfour 2432 cas en 2004
Famille des <i>PICORNAVIRIDAE</i>		
Genre <i>Hepatitis</i> Virus de l'hépatite A	Hépatite A	- Sévit toute l'année en zone intertropicale -1,5 million de cas par an
Genre Enterovirus Virus de la poliomyélite	Poliomyélite	- Sévit sur les 5 continents
Famille des <i>ADENOVIRIDAE</i>		
Genre Mastadenovirus Adenovirus entériques	Diarrhées infectieuses Infantiles	Endémiques dans les pays développés
Famille des <i>REOVIRIDAE</i>		
Genre Rotavirus Rotavirus humains	Gastro-entérites (enfants de moins de 5 ans)	Epidémique dans les pays développés et en voies de développement

(Delarras *et al.*, 2010)

1.2.4.2.2.- Les bactéries

a.- Les bactéries indicatrice de contamination fécale :

*.- *Les coliformes totaux* : Le terme coliforme correspond à des micro-organismes en bâtonnets, non sporogène, à coloration gram négative, aérobies facultatifs. En effet, les coliformes totaux sont présents un peu partout dans la nature, dans les eaux riches en éléments nutritifs, dans les sols, sur la végétation et sur les animaux (Hade, 2003)

*.- **Les coliformes fécaux** : Groupe de bactéries coliformes qui produisent de gaz à partir du lactose en 48 heures et à 44.5°C. Ces micro-organismes appelés aussi ‘‘coliformes d’origine fécales’’ (Lebres *et al.*, 2002). Il est à mentionner qu’*Escherichia coli* est l’espèce la plus spécifique de ces bactéries car en plus de ces caractéristiques, elle produit de l’indole à partir de tryptophane (Bennofoy *et al.*, 2002).

*.- **Stréptocoques fécaux** : Les *stréptocoques fécaux* sont des streptocoques de groupe D présumés : cocci Gram positif regroupés en chaînettes, catalase négative, et possédant l’antigène de groupe D. Les Entérocoques sont très résistants et qui se multiplient sur des milieux hostiles (Bennofoy *et al.*, 2002). Ces derniers sont généralement des groupes à signification fécale (Brousseau *et al.*, 2009).

b.- Les bactéries pathogènes pour l’homme

*.- ***Clostridium sulfito-réducteur*** : Elles regroupent des espèces de *Clostridium* capables de produire de l’hydrogène sulfuré à partir du sulfite de sodium présent dans le milieu celui-ci se combine avec du citrate de fer ammoniacal ou de l’alun de fer pour donner du sulfure de fer noir. Ces germes ont été considérés comme des germes indicateurs de contamination fécale dans les eaux. *Clostridium perfringens* figure dans les critères microbiologiques applicables aux aliments (Delarras, 2003).

*.- **Salmonelles** : Appartient à la famille des entérobactéries, les salmonelles sont des bacilles Gram négatif de 1 à 3 microns, mobiles, aéro-anaérobies, non sporulés, poussant facilement sur les milieux de cultures ordinaires en 24 à 48 heures. Elles n’acidifient pas le lactose mais fermentent le glucose et possèdent une nitrate-réductase mais n’ont ni uréase (Bourillon *et al.*, 2008).

*.- **Vibrions cholériques** : Sont des bactéries qui peuvent vivre dans les eaux douces ou dans les eaux marines suivant les espèces, en fonction de leur tolérance ou de leurs exigences en chlorure de sodium « bactéries halotolérantes et bactéries halophiles ». Il faut noter que beaucoup de vibrions vivent en saprophytes dans les eaux douces, ainsi que l’espèce *Vibrio cholerae*, agent de choléra chez l’homme qui se rencontre aussi dans les eaux marines ; d’autres vibrions halophiles, vivent dans les eaux côtières et estuariennes, dans l’intestin des poissons et les coquillages (Delarras *et al.*, 2010). Les différentes maladies à transmission hydrique d’origine bactérienne sont représentées dans le tableau 2 :

Tableau 02 : Les maladies à transmission hydrique d'origine bactérienne

Type de maladies	Agent bactérien	Caractéristiques de la maladie
Fièvre typhoïdes et paratyphoïdes	<i>Salmonelle typhi</i> et <i>Salmonelle paratyphi</i> (A, B, C)	Infections bactériennes des voies intestinales et du courant sanguin.
Gastroentérite colibacillaire	<i>Escherichia coli</i>	Touche beaucoup plus les enfants que les adultes selon le stéréotype et truite par diarrhée aigue.
Diverse maladies	Coliformes totaux	Diarrhée, crampes, nausées, éventuellement la jaunisse, maux de tête et fatigue.
	<i>Staphylococcus aureus</i>	Furoncle, panaris, ostéomyélite, Pleurésie, abcès des poumons...etc.
	Entérocoques Intestinaux	Les infections urinaires et les abcès abdominaux. Les infections secondaires des plaies chirurgicales surtout abdominales responsables d'abcès.
	Sulfito-réductrices	Isolées d'abcès profonds, essentiellement abdominaux, et du sang au cours de processus septique aigus. L'initiation et ou à l'entretien des lésions observées dans des maladies inflammatoires chroniques du fait de la cytotoxicité de l'H ₂ S qu'elles produisent
Dysenterie	<i>Shigella dysenteriae</i>	Maladie infectieuse grave aigue ou chronique du colon de l'homme traduit par des diarrhées parfois mêlées au sang.
Cholera	<i>Vibrio cholerae</i> Sérogroupe 01 et 0139	Maladie diarrhéique.
Les infections nosocomiales	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	Des infections cutanées postchirurgicales, infection ayant des formes variées

(Lecler et Haslay 1993 ; Rodier *et al.*, 2005)

1.2.4.2.3.- Les parasites

Les parasites d'origine hydrique pouvant provoquer des maladies chez l'homme dont les principales espèces sont présentées dans le tableau 3 :

Tableau 3 : Les parasites d'origine hydrique

Parasites		Maladies
Protozoaires	*Sous-embranchement des sporosoaires - <i>Cryptosporium parvum</i> (parasite intracellulaire), <i>C.hominis</i> - <i>Plasmodium falciparum</i> , transmis par les anophèles, moustiques femelles du genre <i>Anopheles</i> *Sous-embranchement des rhizoflagellés - <i>Entamoeba histolytica</i> (amibe dysontrique)	-Cryptosporidiose humaine -Paludisme ou malaria -Amibiase
Némathelminthes (vers ronds) Classe des Nématodes	- <i>Ascaris lumbricoides</i> - <i>Dracunculus medinensis</i> - <i>Onchocerca volvulus</i>	-Ascariase -Dracunculose -Onchocercose (filariose)
Plathelminthes (vers plats) Classe des Trématodes	- <i>Schistosoma</i> Hôtes intermédiaires : mollusques gastéropodes d'eau douce	-Bilharzioses ou schistosomiasis
Arthropodes Classe des Arachnides	<i>Sarcoptes scabiei</i> (Acarien)	Gale

(Delarras et al., 2010)

1.2.4.2.4.- Les champignons

Organismes hétérotrophes, qui peuvent se développer au niveau des effluents résiduels ou dans les systèmes à forte charge organique (Genin et al., 2003).

1.2.4.3.- Les niveaux trophiques

1.2.4.3.1.- Les milieux oligotrophes

Ils sont caractérisés par une faible productivité et un faible niveau nutritif. Très aérés dans toute leurs profondeurs, et une très grande clarté de leur eau permet une bonne activité photosynthétique (Gaudillat et Henry, 2000).

1.2.4.3.2.- Les milieux mésotrophes

Ils sont caractérisés par une production moyenne ; résultat d'une charge en nutriments plus élevée et d'une clarté réduite (Skye, 2006).

1.2.4.3.3.- Les milieux eutrophes

Ils sont riches en azote, phosphore et éléments nutritifs, et moins riches en oxygène. La clarté de l'eau de ces milieux est très réduite (Bocard, 2005). En effet, l'eutrophisation signifie un enrichissement général d'un milieu en élément nutritif provoquant

un développement accéléré des algues et des végétaux d'espèces supérieures qui entraîne une perturbation indésirable de l'équilibre des organismes présent dans l'eau et une dégradation de sa qualité (Menesguen, 2001). Il comprend également des notions d'intensification des flux de matière et d'énergie dans l'écosystème (Genin *et al.*, 2003), ce qui conduisent un milieu aquatique d'un stade oligotrophe à un stade eutrophe (Bonnard *et al.*, 2003). Plusieurs facteurs contrôlent ce processus dont parmi eux on peut noter les facteurs chimiques et physiques.

*.- Les facteurs chimiques tels que les apports en azote, proviennent essentiellement de l'agriculture, en particulier d'un surplus d'engrais, lorsqu'ils sont utilisés en quantité trop importantes, ainsi que de l'élevage. Et le phosphore est introduit dans les eaux à partir de l'agriculture et des foyers domestiques (Bliefert et Perraud, 2001).

*.- Les facteurs physiques comprennent les conditions climatiques telles que la température, la lumière et les conditions hydrologiques telles que les matières en suspension, la turbidité et la transparence (Cornaz, 2004).

L'eutrophisation s'observe surtout dans les écosystèmes dont les eaux se renouvellent lentement, en particulier dans les lacs (Gravel, 2005). Dans un milieu stagnant, les algues ne sont pas amenées par les courants et elles s'accumulent en se décomposant par l'action bactérienne, celles-ci consomment de l'oxygène (Beuffe, 2006). Ce qui amène à une diminution de cette dernière qui est néfaste pour la faune, car la décomposition se poursuit jusqu'à des situations d'anaérobie (*milieu anoxique*) avec production de molécules indésirables voir toxique telle que le gaz carbonique (CO₂) et l'hydrogène sulfuré (SH₂) (Billen et Garnier, 2006).

2.1.- Objectif de l'étude

Le présent travail réalisé entre février et août 2013, a porté sur des analyses physico-chimiques, bactériologiques et parasitologiques des eaux du Barrage de Bouroumi. L'objectif de cette étude consiste à déterminer les aspects physico-chimique et bactériologique des eaux brutes du barrage afin de s'assurer sa conformité pour l'AEP et l'irrigation et à effectuer une étude quantitative et qualitative des parasites présents dans cette eau.

Les analyses physico-chimique et bactériologique ont été effectuées au sein du centre de production de Mazafron (SAA) et le centre de production Mitidja ouest et les analyses parasitologiques au laboratoire de projet de fin d'étude du département de biologie (Blida).

2.2.- Matériel et présentation de la zone d'étude

2.2.1.- Matériel non biologique

Le matériel utilisé pour l'analyse physico-chimique, parasitologique et bactériologique est présenté en annexe 03.

2.2.2.- Matériel biologique

Le matériel biologique est représenté par l'eau brute du barrage de Bouroumi.

2.2.3.- Zone d'étude

2.2.3.1.- Description de la zone d'étude

La zone d'étude est le barrage de Bouroumi mis en eau en 1986, il s'agit du seul barrage destiné à l'irrigation de la tranche I de la Mitidja ouest. En juillet 2002 ce retenue d'eau a alimenté la ville d'Alger en eau potable (AEP).

2.2.3.2.- Situation géographique

Le barrage de Bouroumi appelé aussi Al moustakbel se localise dans la wilaya de Blida à 8 km à l'Est du village de Bou Madfaa et 15 Km au sud d'El Affroun dont la capacité de rétention selon l'agence nationale des Barrages est de $188 \cdot 10^6 \text{ m}^3$ de 100m de haut, et de 800m d'empâtement. Contrôle un bassin versant de 150 km^2 l'alimentation de ce barrage se fait à partir de l'oued Djer, l'oued Chiffa, l'oued Harbil en plus de l'oued principal qui est celui de Bouroumi (fig. 35, 36 ; Annexe 01).

2.2.3.3.- Situation climatique

Le climat de la zone d'étude est de type méditerranéen avec une influence continentale (sirocco en été), des hivers pluvieux et doux, et des étés chauds et secs.

Les paramètres climatiques indiqués par la station de Bou Madfaa durant la période d'étude sont présentés dans le tableau suivant.

Tableau 04 : Valeurs des paramètres climatiques de la zone d'étude de l'année 2013 (station de Bou Madfaa)

Mois		Février	Mars	Avril	Mai	Juin	Juillet	Aout
Paramètres								
Pluies (mm)		46.2	48.8	28.4	10.7	5.0	3.0	1.0
	Max.	12.6	19.2	21.0	19.8	28.3	32.6	31
Température	Min.	7.5	7.7	13.0	14.0	18.0	24	25.5
	Moy.	13.1	13.8	16.2	17.6	23.0	26.6	27.9
Humidité(%)		13.6	20	22.5	20.6	29	31	29.2
Vent (m/s)		2.0	3.4	3.0	3.1	3.2	2.8	2.7
Insolation		6.6	6.8	8.9	6.1	10.2	11.3	9.7

(ANRH, 2013)

2.3.- Méthodes

2.3.1.-Echantillonnage

Sur une durée de sept (07) mois, l'échantillonnage de l'eau du Barrage de Bouroumi est réalisé selon les trois (03) saisons (hiver, printemps et été) avec un régime de deux échantillons par mois l'un au début du mois l'autre à la fin. Chaque échantillon contient trois prélèvements selon le protocole d'échantillonnage suivant (Tab. 05).

Tableau 05 : Protocole d'échantillonnage de l'eau de Barrage de Boutoumi

Paramètres	Quantité prélevé	Nombre de prélèvements
Physico-chimique	1 litre	13
Bactériologique	250 ml	13
Parasitologique	20 litre	7

2.3.2.-Prélèvement et transport

Les prélèvements de l'eau se font à la surface, en évitant la pénétration de l'air dans des flacons en verre étiquetés. Ces derniers doivent être stériles, complètement remplie et bien fermée afin d'éviter toute modification des caractères physico-chimique et bactériologique de l'eau. Le transport des échantillons depuis le point de prélèvement jusqu'au laboratoire se fait dans une glacière à 4 °C. Lorsque les échantillons sont conservés, ils sont mis au réfrigérateur.

Avant de procéder aux opérations analytiques, il est indispensable que toutes les dispositions soient prises, telles que l'homogénéisation au moment du dosage.

2.3.3.- Méthodes d'analyses physico-chimiques

Les modes opératoires sont fournis par la société des eaux et de l'assainissement d'Alger (SEAAL) qui suit les normes ISO, NA, NF et NE applicable depuis le premier janvier 2009.

2.3.3.1.-Paramètres physiques

Mesure de la turbidité

a.- Principe : Comparaison de la lumière diffusée et la lumière transmise par l'échantillon d'eau et par une gamme étalon constituée de solutions de formazine. Pour tout échantillon d'eau, la mesure de la lumière diffusée et de la lumière transmise permet la détection de matières non dissoutes, absorbant mais diffusant mal, qui passeraient inaperçues par la seule mesure de la lumière diffusée, mesurée selon (NA 746).

b.-Mode opératoire : Remplir une cuvette de mesure propre et bien essuyer par du papier hygiénique avec l'échantillon à analyser bien homogénéisé et effectuer rapidement la mesure, dont il est nécessaire de vérifier l'absence de bulle d'air avant la mesure.

Mesure de la température

La température de l'eau est mesurée sur place à l'aide d'un thermomètre numérique. Les résultats sont donnés directement en degré Celsius (C°).

Détermination de la conductivité électrique

a.-Principe

Détermination directe, mesurée selon (NA 749), à l'aide d'un instrument approprié de la conductivité électrique de solutions aqueuses. La conductivité électrique est une mesure du courant conduit par les ions présents dans l'eau et dépend de :

- la concentration des ions.
- la nature des ions.
- la température de la solution.
- la viscosité de la solution.

b.-Mode opératoire

Prendre un échantillon conservé dans de bonnes conditions. Par la suite remplir un bécher avec une quantité d'eau suffisante pour l'immersion de l'électrode de la conductivité. Mettre l'électrode dans le bécher, puis appuyer sur la touche READ, la valeur de la conductivité s'affiche sur l'écran de l'appareil avec une unité de micro siemens par centimètre ($\mu\text{S}/\text{cm}$) ou bien milli siemens par centimètre (mS/cm).

c.-Expression des résultats

Les résultats s'affichent en mS/cm .

Mesure du potentiel d'hydrogène pH

a.-Principe

La différence de potentiel existant entre une électrode de verre et une électrode de référence (Calomel-KCl saturé) plongeant dans une même solution, est une fonction linéaire du pH de celle-ci. Il faut ajouter que le potentiel de l'électrode est lié à l'activité des ions H^+ , mesuré selon (NA75/1990).

b.-Mode opératoire

Prendre un échantillon conservé dans de bonnes conditions (température ambiante -hygiène). Puis remplir un bécher avec une quantité d'eau et le placer sur un agitateur à faible agitation.

Mettre l'électrode du pH mètre dans le bécher, puis laisser le pH se stabiliser, la valeur du pH s'affiche sur l'écran de l'appareil.

Détermination de l'oxygène dissous

a.-Principe

Immersion d'une sonde, constituée d'une cellule fumée par une membrane sélective et contenant l'électrolyte et deux électrodes métalliques, dans l'eau à analyser la membrane est pratiquement imperméable à l'eau et aux matières ioniques dissoutes, mesurée selon (ISO 5814 :1990 (F)).

b.-Mode opératoire

Une fois l'électrode soigneusement stabilisée et calibrée, la mesure doit être effectuée comme suit :

- placer l'électrode dans l'échantillon .la sonde de la température doit être émergée.
- Agiter correctement l'échantillon ou remuer l'électrode dans l'échantillon afin de retirer toute bulle d'air de la membrane.
- Le résultat de mesure s'affiche lorsque la valeur de mesure est stabilisée.

c.- Expression des résultats

Les résultats s'affichent en en mg/l et % de saturation par pression sur la touche DO.

2.4.3.2.- Paramètres chimiques

Dosage du calcium et magnésium par méthode titrimétrique à l'EDTA

a.-Principe

Titration par complexométrie des ions calcium et magnésium avec une solution d'EDTA à pH 10. L'indicateur utilisé est le noir ériochrome T, qui donne une couleur rose en présence des ions calcium et magnésium. Lors du titrage avec l'EDTA la solution vire au bleu, mesuré selon (ISO 6058 NA 1655).

b.- Mode opératoire

-. (V_1) Ca^{2+} : Prélever une prise d'essai de 50 ml de l'échantillon, ajouter 2 ml de la solution d'hydroxyde 2N et une pincée d'indicateur (Murexide), bien mélanger le tout et titrer avec la solution d'EDTA, en versant lentement.

Le virage est atteint lorsque la couleur devient nettement violette.

La couleur ne doit plus changer avec l'ajout d'une goutte supplémentaire de la solution d'EDTA.

-. (V_2) Ca^{2+} , Mg^{2+} : Prendre 50 ml de l'échantillon, ajouter 2 ml de la solution $NH_4OH(10,1)$ et une pincée de noir ericromeT. Bien mélanger le tout.

Titre avec la solution d'EDTA, en versant lentement.

Le virage est atteint lorsque la couleur devient nettement bleue. La couleur ne doit plus changer avec l'ajout d'une goutte supplémentaire de la solution d'EDTA.

c.- Exploitation et interprétation des résultats :

La teneur en calcium, exprimée en mg/l, est donnée par l'équation :

$$[Ca^{2+}]_{mg/l} = \frac{C_1 \times V_1 \times A}{V_0} \times f_c \times 1000 \times F$$

Avec :

C_1 : concentration, exprimée en mole par litre, de la solution EDTA, soit 0,01.

V_0 : est le volume, en millilitres, de la prise d'essai, soit 50 ml.

V_1 : est le volume, en millilitres, de la solution d'EDTA, utilisé pour le dosage.

A : est la masse atomique du calcium (40,08 g).

f_c : facteur de correction du titre (1).

F : facteur de dilution.

La teneur en magnésium, exprimée en mg/l, est donnée par l'équation :

$$[Mg^{2+}] \text{ mg/l} = \frac{C_1 x (V_2 - V_1) x A}{V_0} x f_c x 1000 x F$$

Avec :

C_1 : concentration, exprimée en mole par litre, de la solution EDTA, soit 0,01.

V_0 : est le volume, en millilitres, de la prise d'essai, soit 50 ml.

V_1 : est le volume, en millilitres, de la solution d'EDTA, utilisé pour le dosage.

V_2 : Volume total d'EDTA.

A : est la masse atomique du magnésium (24,3 g).

f_c : facteur de correction du titre (1).

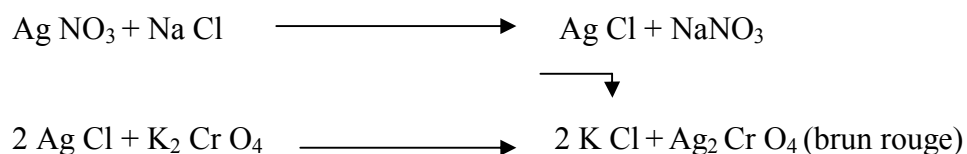
F : facteur de dilution.

+ Dosage des chlorures par méthode titrimétrique au nitrate d'argent avec du chromate comme indicateur

a.-Principe

Mesuré selon (NF ISO 9297), le dosage des chlorures est réalisé par titrage au nitrate d'argent ($AgNO_3$) en utilisant du dichromate de potassium (K_2CrO_4) comme indicateur. Réaction des ions chlorures avec des ions argent pour former du chlorure d'argent ($AgCl$) insoluble qui précipite. Ce précipité réagit avec l'indicateur (K_2CrO_4) pour former du chromate d'argent, brun rouge (Ag_2CrO_4). L'apparition de la coloration brun-rouge (virage) marque la fin du titrage.

Remarque : durant le titrage, le pH est maintenu entre 5 et 9,5 afin de permettre la précipitation.



b.-Mode opératoire

- **Dosage de l'échantillon**

- Introduire, au moyen d'une fiole, 100 ml de l'échantillon (volume V_a), dans un bécher conique, placé sur un fond blanc.
- Si le pH de l'échantillon n'est pas compris entre 5 et 9,5, il faut l'ajuster en utilisant soit la solution d'acide nitrique, soit d'hydroxyde de sodium, soit de carbonate de calcium ou d'hydrogénocarbonate de sodium, et noter le volume de réactif requis.
- S'il y'a des ions ammonium dans l'échantillon, à des concentrations supérieures à 10 mg/l, il faut ajuster le pH entre 6,5 et 7 et noter le volume de réactif requis.
- Ajouter 1 ml d'indicateur de chromate de potassium et titrer la solution par addition goutte à goutte de solution de nitrate d'argent jusqu'à ce que la solution prenne une couleur brun rougeâtre. Noter le volume V_s de nitrate d'argent versé.

- **Essai à blanc**

- Ajouter 1 ml d'indicateur de chromate de potassium a 100 ml d'eau distillée et titrer la solution par addition goutte à goutte de solution de nitrate d'argent jusqu'à ce que la solution prenne une couleur brun rougeâtre. Noter le volume V_B
- Ce volume V_B ne doit pas dépasser 0,2 ml, dans le cas contraire vérifier la pureté de l'eau (conductivité, pH ...)

c.- Exploitation et interprétation des résultats

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

$$[Cl] = \frac{(V_s - V_B) C x f}{V_a}$$

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

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

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

C : la concentration réelle exprimée en mole par litre, de la solution de nitrate d'argent, 0.02 mol/L.

f : 35453 (masse molaire du Cl x 1000).

✚ Dosage des sulfates par spectrophotométrie d'absorption moléculaire

a.-Principe

Les ions, en présence de chlorure de baryum (BaCl_2), précipitent à l'état de sulfate de baryum, mesuré selon (NF ISO 22743).

b.-Mode opératoire

La détermination de la teneur en SO_4^{2-} se fait de la manière suivante :

- Prendre 20 ml d'échantillon à analyser et ajouter 5 ml de la solution stabilisante, agiter quelques secondes (agitation mécanique lente)
- Ajouter 2 ml de chlorure de baryum.
- Compléter avec 100ml d'eau distillée.
- Laisser pendant 1 minute sous agitation mécanique rapide.
- Remplir rapidement la cuve avec l'échantillon a analysé.
- Effectuer les lectures au spectrophotomètre à la longueur d'onde 420nm.

c.- Expression des résultats

Les résultats sont donnés en en mg/l

✚ Détermination de l'alcalinité titre alcalimétrique et titre alcalimétrique complet

a.- Principe

Détermination des volumes successifs d'acide fort en solution diluée nécessaires pour neutraliser, aux niveaux de pH 8,3 et 4,3, le volume d'eau à analyser. La première détermination sert à calculé le titre alcalimétrique (TA), et la seconde à calculé le titre alcalimétrique complet (TAC), mesuré selon (NF T90-036).

b.- Mode opératoire

Amener 100 ml d'eau à analyser au pH 4,3 ; soit V_2 le volume total d'acide employé. Si le pH est supérieur à 8.3 verser lentement l'acide chlorhydrique pour obtenir cette valeur. Noter le volume V_1 lu au dosimat on suivant les instructions de l'utilisation du pH mètre.

c.- Exploitation et interprétation des résultats

Le titre alcalimétrique TA et le titre alcalimétrique complet TAC, exprimés en mg/l par litre sont donnés respectivement par les expressions :

$$TA = (V_1 \times N \times 1000) \times \text{masse molaire des carbonates} / V$$

$$TAC = (V_2 \times N \times 1000) \times \text{masse molaire des bicarbonates} / V$$

Masse molaire des bicarbonates = 61 mg

Masse molaire des carbonates = 60 mg

-. Si l'eau contient des bicarbonates seulement TA=0

$$TAC = (\text{HCO}_3^-) \text{ mg/l} = V_1 \times 61.$$

-. Si l'eau contient des carbonates et des bicarbonates.

$$TA = (\text{CO}_3^{2-}) \text{ mg/l} / 2.$$

$$TAC = (\text{HCO}_3^-) \text{ mg/l} + 2TA.$$

Avec :

V : le volume en millilitres, de la prise d'essai (100) ml.

V₁ : le volume d'acide chlorhydrique lu au dosimat.

V₂ : le volume d'acide chlorhydrique en millilitres lu au dosimat.

N : la normalité de la solution acide.

Les résultats sont donnés en mg/l.

Dosage de l'ammonium par spectrophotométrie d'absorption moléculaire

a.-Principe

Mesurage spectrométrique du composé bleu formé par réaction de l'ammonium avec les ions salicylate et hypochlorite en présence de nitroprussiate de sodium.

Les ions hypochlorite sont générés in situ par hydrolyse alcaline du sel de sodium du dichloroisocyanurate de sodium, mesuré selon (ISO 7150/1).

b.- Mode opératoire

Prélever 40 ml d'échantillon à analyser, ajouter dans l'ordre :

-. 4 ml du réactif coloré homogénéisé ;

-. 4 ml du réactif de Dichloroisocyanurate de sodium, et homogénéiser.

- . Après au moins 60 mn, attendre le développement de la couleur. Effectuer les mesures spectrophotométriques à la longueur d'onde de 655nm.

c.- Expression des résultats

Les résultats sont donnés directement en mg/l.

🚩 Dosage des Nitrites par spectrophotométrie d'absorption moléculaire

a.- Principe

Réaction des ions nitrites présents dans une prise d'essai, à pH 1,9 avec le réactif amino-4 benzène sulfonamide en présence d'aide ortho phosphorique pour former un sel diazoïque. Ce dernier forme un complexe de coloration rose avec le dichlor-hydrate de N-(naphthyl-1) diamino-1,2 éthane (ajouter avec le réactif amino-4 benzène sulfonamide) mesurage de l'absorbance à 540 nm, mesuré selon (ISO 6777).

b.- Mode opératoire

Prélever 40 ml de chacune des solutions obtenues, ajouter dans l'ordre 1 ml du réactif coloré. Homogénéiser immédiatement, le pH à ce stade doit être de 1,9. Laisser reposer au moins 20 min, effectuer la mesure spectrométrique à la longueur d'onde 540 nm.

c.- Expression des résultats

Les résultats sont donnés directement en mg/l.

🚩 Dosage des nitrates par spectrophotométrie au salicylate de sodium

a.- Principe

En présence de salicylate de sodium, les nitrates donnent du paranitrosanilate de sodium, coloré en jaune et susceptible d'un dosage colorimétrique, mesuré selon (NF ISO 13395).

b.- Mode opératoire

Introduire 10 ml d'eau dans une capsule de 60 ml (pour des teneur en nitrates supérieure à 10 mg/l, opérer par une dilution), alcaliniser faiblement avec la solution

d'hydroxyde de sodium, ajouter 1 ml de salicylate de sodium puis poursuivre le dosage comme pour la courbe d'étalonnage, effectuer les lectures au spectrophotomètre à la longueur d'onde 415 nm

c.- Expression des résultats

Les résultats sont donnés directement en mg/l.

✚ Dosage spectrophotométrique des orthophosphates "Méthode au molybdate d'ammonium"

a.- Principe

- Réaction des ions ortho phosphates avec une solution acide contenant des ions de molybdate et d'antimoine pour former un complexe d'antimonyl-phosphomolybdate.
- Réduction du complexe par l'acide ascorbique pour former un nouveau complexe de molybdène (fortement coloré en bleu).
- Mesure de l'absorbance de ce complexe pour déterminer la concentration en ortho phosphates présents, mesuré selon (ISO 6878).

b.-Mode opératoire

- Prélever 40 ml d'eau à analyser et ajouter :
1 ml d'acide Ascorbique à 100 g/l ; 2 ml d'heptamolybdate d'ammonium.
- Agiter quelques secondes. Après un temps compris entre 10 et 30 mn (temps nécessaire au développement de la couleur), effectuer les lectures spectrométriques à la longueur d'onde de 880 nm.

c.- Expression des résultats

Les résultats sont donnés directement en mg/l.

✚ Détermination de la matière organique

a.- Principe

Chauffage d'un échantillon en présence d'une quantité connue de permanganate de potassium et d'acide sulfurique pendant une période donnée 10 mn. Réduction d'une partie du permanganate par les matières oxydables présentes dans l'échantillon.

Détermination de l'excès de permanganate par addition d'une solution d'oxalate, suivi par un titrage de l'oxalate en excès par le permanganate, mesuré selon (ISO 8467 1993).

b.- Mode opératoire

-. Transférer à l'aide d'une pipette 100ml d'échantillon dans un bécher de 250ml. Ajouter 20ml d'acide sulfurique 2mol/l et mélanger en agitant doucement.

-. Placer le bécher sur une plaque chauffante et porter à ébullition.

-. Ajouter 20ml de la solution étalon 2m mol/l de permanganate de potassium.

-. Démarrer le chronomètre et maintenir à l'ébullition pendant $10mn \pm 2mn$.

Après 10 min, ajouter à l'aide d'une pipette 20ml de la solution étalon d'oxalate de sodium 5 m /mol et attendre que la solution se décolore.

-. Retirer alors le bécher de la plaque et le poser sur l'agitateur après avoir au préalable placé une feuille blanche sur ce dernier (pour une meilleure vision de la coloration rose pale à venir)

-. Titrer pendant que la solution est encore chaude, avec la solution titrant de permanganate de potassium 2m mol/l jusqu'à une coloration rose pale persistant environ 30s.

Noter V_1 volume de permanganate consommé.

-. Effectuer parallèlement à la détermination, un essai à blanc en utilisant le même mode opératoire, mais en remplaçant la prise d'essai par 100 ml d'eau distillée (de préférence sortant de purificateur)

Noter le volume V_0 solution de permanganate consommé.

-. Conserver le blanc titré pour la vérification du permanganate de potassium :

Au blanc titré, ajouter 20,00 ml de la solution d'oxalate de sodium 5 m mol /l.

-. Réchauffer la solution une à deux minutes (à environ $90^\circ C$.) et retirer avec le permanganate 2 m mol/l jusqu'à l'apparition d'une coloration rose persistant 30s.

-. Noter le volume V_2 de solution de permanganate consommé, qui devrait être entre 19 et 21 ml. Dans le cas contraire, préparer une solution mère de permanganate 20m mol/l.

c.-Exploitation et interprétation des résultats

L'indice de permanganate, IMn , exprimé en milligrammes d'oxygène par litre, est calculé selon la formule :

$$IMn = \frac{(V_1 - V_0)}{V_2} \times f$$

Avec :

V_0 : le volume en millilitres de la solution de permanganate consommé dans le dosage blanc.

V_1 : le volume, en millilitres, de la solution de permanganate consommé dans le dosage de la prise d'essai.

V_2 : le volume, en millilitres, de la solution de la vérification de la solution titrant.

f : le facteur correctif utilisé, compte tenu des unités, pour exprimer le résultat en milligrammes d'oxygène par litres ; f est égal à 16.

Ce facteur est calculé comme suit :

$$F = \frac{V_4 \times C_{(Na_2C_2O_4)} \times M_0 \times 1000}{1000 \times V_5}$$

Avec :

V_4 : le volume en ml, de la solution étalon d'oxalate de sodium consommé pour la détermination lors de l'étalonnage : $V_4 = 20ml$.

$C_{(Na_2C_2O_4)}$: la concentration, en m mol par litre, de la solution étalon d'oxalate de sodium :

$C_{(Na_2C_2O_4)} = 5m \text{ mol/l}$

1000 (numérateur) : le coefficient correcteur pour exprimer $C_{(Na_2C_2O_4)}$ de m mol/l à mmol/l.

M_0 : la masse molaire de l'oxygène, en milligrammes d'oxygène par mmol, $M_0 = 16$.

V_5 : le volume d'échantillon utilisé, en millilitres, $V_5 = 100ml$.

1000 (dénominateur) est le coefficient correcteur pour exprimer le volume d'échantillon de ml à l.

Compte tenu des valeurs ci-dessus : $f = 16$

Remarque : Les échantillons ayant un indice de permanganate supérieur à 10mg/l doivent être dilués et l'analyse recommencée, la limite inférieure de la gamme optimale de l'essai de 0.5mg/l.

Le résultat est donné directement en mg/l.

✚ Dosage des Matières en Suspension par méthode de filtration

a.-Principe

- Filtration sous vide de l'échantillon sur un filtre en fibres de verre et.
- Séchage à 105°C et pesée, mesuré selon (ISO 11923).

b.- Mode opératoire :

▪ *Essai à blanc (test de la perte de masse du filtre)*

L'objectif est de vérifier la perte de masse du filtre en filtrant 150 ml d'eau distillée.

Il est recommandé de laver les filtres en vrac par immersion dans l'eau distillée pendant environ 4 heures. Laisser s'écouler l'eau de lavage, puis sécher les filtres à 105 °C pendant au moins 1 heure, ou mieux encore, durant la nuit précédant l'essai.

La perte de masse dans un essai à blanc doit être inférieure ou égale à 0,017 mg/cm² (pour le diamètre le plus courant : 47 mm), ce qui correspond à une perte de masse inférieure ou égale à 0,3 mg).

▪ *Dosage de l'échantillon*

- Attendre jusqu'à ce que les échantillons soient à température ambiante.
- Peser le filtre à 0,100 mg. Eviter soigneusement de contaminer le filtre par des poussières, par exemple en utilisant un dessiccateur non nettoyé.
- Placer le filtre (la partie lisse en bas) dans l'entonnoir du dispositif de filtration et insérer l'entonnoir sur la fiole à vide.
- Agiter vigoureusement le flacon contenant l'échantillon et transférer immédiatement et d'un seul trait 200 ml dans une fiole jaugée.

Le résultat doit, pour être correct, être obtenu à partir d'un résidu sec (après filtration) d'au moins 2 mg.

- Verser les 200 ml d'échantillon dans l'entonnoir, puis rincer la fiole jaugée avec un peu d'eau distillée, et verser également dans l'entonnoir.
- Démarrer la filtration en enclenchant la pompe d'aspiration.

Une fois l'échantillon filtré, rincer les parois internes de l'entonnoir avec un peu d'eau distillée et filtrer cette eau.

- Libérer le dispositif sous vide lorsque le filtre est pratiquement sec.

- Retirer avec précaution le filtre de l'entonnoir à l'aide de pinces à extrémités plates. Si nécessaire, le filtre peut être plié. Placer le filtre dans le creuset et le sécher dans l'étuve à $(105 \pm 2) ^\circ\text{C}$ pendant au moins 2 h.
- Retirer le tout de l'étuve, passé au dessiccateur environ 30 min puis peser (masse M_1).

c.- Exploitation et interprétation des résultats

La teneur en matières en suspension est exprimée en milligrammes d'après l'expression :

$$P = \frac{(M_1 - M_0) \times 1000}{V}$$

Avec :

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

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

M_0 : masse, en milligrammes, de la capsule vide ;

M_1 : masse, en milligrammes, du creuset et de son contenu après séchage à $105 ^\circ\text{C}$ et dessiccation.

✚ Dosage du fer total par la méthode spectrométrique à la phénanthroline

a.- Principe

Addition d'une solution de phénanthroline-1.10 a une prise d'essai et mesurage photométrique du complexe rouge-orange à une longueur d'onde de 510 nm. Le complexe (fer-phénanthroline-1,10) est stable dans l'intervalle de pH de 2,5 à 9 et l'intensité de la coloration est proportionnelle à la quantité du fer présent.

b.-Mode opératoire

- Verser 50 ml de l'échantillon à analyser dans un Erlen Meyer de 100ml.
- Ajouter 1ml d'acide chlorhydrique à 10 %.
- Ajouter 5 ml de Peroxodisulfate de potassium.
- Placer l'échantillon sur la plaque chauffante à douce ébullition durant environ 40 min, en s'assurant que le volume ne descende pas en dessous de 20 ml.
- Ajouter 2 ml de la solution tampon acétate pour obtenir un pH entre 3,5 et 5,5 de préférence 4,5.

- Ajouter 2 ml de la solution phénanthroline et conserver pendant 15 min à l'obscurité.
- Effectuer la lecture spectrométrique à la longueur d'onde de 510 nm.

c.- Expression des résultats

Les résultats sont donnés en mg/l

✚ Dosage de l'anhydride carbonique libre (CO₂)

a.-Principe

L'eau est recueillie sur une quantité d'hydroxyde de sodium légèrement supérieur à celle qui est nécessaire pour neutraliser l'anhydride carbonique libre. L'hydroxyde de sodium en excès et ensuite dosé en présence de phénophtaléine, par une solution titrée d'acide chlorhydrique, mesuré selon (NFT 90-011).

b.-Mode opératoire

- Introduire 10 ml de la solution d'hydroxyde de sodium N/40 dans une fiole Jaugée de 200 ml.
 - Ajouter six à huit gouttes de phénophtaléine.
 - Compléter au trait de Jauge avec l'eau à analyser (V=190 ml) sans agitation ni barbotage d'air.
 - Fermer la fiole avec un bouchon en caoutchouc bien propre ; la retourner pour homogénéiser.
- La solution devient rose, si non opéré avec une plus grande quantité d'hydroxyde de sodium N/40.
- Poser la fiole sur l'agitateur après avoir au préalable placé une feuille blanche sur ce dernier.
 - Titré en utilisant une burette remplie avec la solution acide chlorhydrique jusqu'à disparition de la couleur rose.
 - Noter le volume (A) de l'acide chlorhydrique (N/40) consommé.
 - Faire un essai à blanc dans les mêmes conditions que pour le dosage et noter le volume de l'acide chlorhydrique (B).

c.-Exploitation et interprétation des résultats

La quantité obtenue dans l'eau en milliéquivalents par litre, est donnée par l'expression :

$$Co_2 = (B-A/10) \times (1000/V) \times 2$$

Soit :

$$Co_2 = 200 \times (B-A/V)$$

Avec:

V: volume en millilitre de la prise d'essais.

A : nombre de millilitre d'acide N/10 utilisé pour le dosage.

B : nombre de millilitre d'acide N/10 utilisé pour le dosage à blanc.

Dosage de la chlorophylle(a) par spectrophotométrie d'absorption moléculaire

a.- Principe

- Filtration de l'échantillon sur membrane afin d'isoler et de concentrer le plancton végétal
- Extraction par l'acétone à 90% (v/v) de chlorophylle a et des phéopigments
- Mesure de l'absorbance de l'extrait à des longueurs d'ondes spécifiées
- calcul des concentrations en chlorophylle a d'après l'équation trichromatique corrigée de SCOR-UNESCO, mesuré selon (NF T90-117).

b.- Mode opératoire

*.-Filtration

Homogénéisation du contenu des flacons puis filtration sur filtre. La dépression nécessaire à la filtration doit être la plus faible possible, et la durée de filtration ne doit pas excéder 10 min.

Le volume filtré varie selon que l'eau est chargée ou pas en phytoplancton et/ou en matière en suspension, il est de :

- 100 ml, pour une eau très chargée.
- 1000 ml, pour une eau très peu chargée.
- Jusqu'à 5 l, pour une eau pauvre en chlorophylle.

*.-Extraction

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

***.- Mesure**

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

c.- Exploitation et interprétation des résultats

Concentration brute en chlorophylle a (C) en $\mu\text{g/l}$:

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

Indice de dégradation (ID) :

$$ID = \frac{A_0 430 - A_0 750}{A_0 420 - A_0 750}$$

Pourcentage de chlorophylle a dans l'échantillon d'eau (P) :

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

Concentration en chlorophylle a (Ca) en $\mu\text{g/l}$ dans l'échantillon d'eau :

$$Ca = C \times \frac{P}{100}$$

Avec :

$A_0 750$: Absorbance à 750nm

$A_0 663$: Absorbance à 663 nm

$A_0 645$: Absorbance à 645nm

$A_0 630$: Absorbance à 630 nm

$A_0 430$: Absorbance à 430 nm

$A_0 410$: Absorbance à 410 nm

V : Volume de solvant initial utilisé pour l'extraction (15 ou 20 ml).

V : Volume d'eau filtrée (en litres).

L : Parcours optique de la cuve utilisée (1 cm). **Logigramme 1**(Annex).

2.3.4.- Méthodes d'analyses microbiologiques

Notre travail, a réuni le dénombrement des coliformes totaux et fécaux, des entérocoques intestinaux, les spores de bactéries sulfite-réducteur, la recherche de la flore fongique et des parasites. Les modes opératoires sont fournis par le laboratoire central de SEAAL.

2.3.4.1.- Analyses bactériologiques

Dénombrement des Coliformes et Entérocoques

Dans la présente étude, deux types de méthodes sont utilisés :

- La méthode de dénombrement indirecte par méthode statistique après une réaction de combinaison enzyme-substrat (colilert-18) et(Enterolert-E).
- La méthode Colimétrie et streptométrie par filtration.

A.- Dénombrement des Coliformes

a.- Coliformes (méthode colilert-18)

*. –**Principe** : Le milieu de culture Colilert contient de l'ONPG (ortho-nitrophényl-B-D galactopyranoside) et du MUG (4-méthyl-umbélliféryl-B-D-glucoronide). Lorsque des coliformes totaux sont présents dans l'échantillon, l'ONPG est utilisé par l'enzyme B-D-galactosidase, une enzyme spécifique au groupe des coliformes totaux.

L'utilisation de l'ONPG provoque l'apparition d'une coloration jaune dans le milieu de culture.

Lorsqu'*E.coli* est présent dans l'échantillon, le MUG est utilisé par l'enzyme B-D-glucoronidase, une enzyme spécifique à *E. coli*. L'utilisation du MUG amené une fluorescence bleue dans le milieu de culture lorsque ce dernier est éclairé avec une lumière fluorescente d'une longueur d'onde de 366 nm. Certaines bactéries qui ne sont pas des coliformes totaux ou *E. coli* peuvent aussi utiliser l'ONPG ou le MUG, mais le milieu colilert contient des inhibiteurs qui empêchent leurs croissances, mesuré selon (NF ISO 9308-1).

***.- Mode opératoire :**

- Ajouter le réactif à l'échantillon de 100 ml placé dans un récipient stérile (fig. 4, a).
- Fermer le récipient et agiter jusqu'à ce que le contenu se dissout totalement.
- Verser dans un Quanti-try (fig. 4, b).
- Sceller avec le conditionneur Quanti-try (sealer) (fig. 4, c) et placer dans une étuve à 35⁰ C. pendant 18 à 22 heures.



a) L'ajout du réactif



b) Remplir le Quanti-try



c) Sceller le Quanti-try

Figure n° 1(a-c) : Dénombrement des coliformes et *E.coli* par la méthode colilert-18 (originales)

*.-Expression des résultats

- Avec un éclairage normal (Fig. 5).
- Une coloration jaune ou plus jaune que le comparateur indique la présence de coliformes totaux dans l'échantillon.
- Une coloration jaune ou moins jaune que le comparateur indique l'absence de coliformes totaux et d'*E. coli* dans l'échantillon.



Figure n° 2 : Lecture des résultats à l'éclairage normal (originale)

- Avec un éclairage fluorescent :
- Une coloration jaune et une fluorescence égale ou supérieur à celle du comparateur indique la présence d'*E. coli* dans l'échantillon (Fig. 6).
- La lecture finale s'effectue également selon les prescriptions de la table du NPP IDEXX (Annexes 05) en tenant compte le nombre de puits positifs.



Figure n° 3 : Lecture des résultats à l'éclairage fluorescent (originale).

b.- Colimétrie par filtration:(NF en ISO 9308-1)

***.-Mode opératoire :**

Filtration de la prise d'essai de 100ml de l'échantillon à travers une membrane filtrante d'une porosité de 0,45µm. Dépôt de cette dernière sur la gélose lactosé au tergitol et au TTC. L'incubation se fait à 36±2°C. pendant 21 ± 3 heures.

*.-**Lecture** : Après la période d'incubation, on dénombre les colonies caractéristiques qui se présentent sous forme de petites colonies lisses légèrement bombée à contour régulier et pigmenté en jaune.

*.-**Confirmation** : (recherche et dénombrement des coliformes fécaux) :

Repiquer 5 colonies bien déterminer(ou un nombre représentatif) sur le milieu TSA (Trypticase-Soja-Agar) en stries. L'incubation se fait à $36 \pm 2^\circ \text{C}$. pendant 21 ± 3 heures.

*.-**Lecture** : Après la période d'incubation, on effectue le test d'oxydase.

On dépose une colonie sur le disque d'oxydase, on considère une réaction positive s'il y a apparition d'une couleur violette après 30 secondes.

*.-**Recherche et dénombrement d'*Escherichia coli*** :

Repiquage de 5 colonies sur milieu bouillon tryptophane dont l'incubation se fait à $44 \pm 0,5^\circ \text{C}$. pendant 21 ± 3 heures

*.-**lecture** : Mise en évidence de la production d'indole en ajoutant quelques gouttes du KOVACS ; l'apparition d'un anneau rouge confirme la présence d'*Escherichia coli* par la production d'indole

*.- **Interprétation des résultats** : Toutes colonies ayant une réaction négative à l'oxydase sont des bactéries coliformes. En revanche toutes colonies ayant une réaction négative à l'oxydase, mais positive à l'indole sont des *Escherichia coli*.

*.- **Expression des résultats** : Le nombre de bactéries coliformes fécaux et des *Escherichia coli* sera exprimé selon l'équation mathématique suivante :

$$a = \frac{b}{A \times C}$$

Avec :

a : nombre de bactéries coliformes ou *Escherichia coli* .

b : nombre de colonies répondant positivement aux critères du test de confirmation.

A : nombre de colonies caractéristiques repiquées (au moins cinq colonies).

C : nombre totale de colonies caractéristiques (jaunes) trouvées dans la boîte.

Logigramme 2(Annexe 04).

B.-Recherche et dénombrement des Entérocoques intestinaux

a.- Méthode Enterolert-E :

*.-**Principe** : Le réactif d'Enterolert, est employé pour la détection des entérocoques dans l'eau. Enterolert emploie 4-méthyl-umbelliféryl-B-D-glucoside comme aliment-nutriment-indicateur défini de substrat. Ce composé, une fois hydrolysé par l'entérocoque β -glucosidase, libère le 4-méthyl-umbelliférone qui montre la fluorescence sous une lampe d'UV 365nm.

Après 24 heures d'incubation à 41°C, si l'entérocoque est présent, le réactif devrait montrer la fluorescence une fois exposé (365-366 nanomètre) à une lampe UV grandes ondes.

*.-Mode opératoire :

1. Ajouter le réactif à l'échantillon de 100 ml placé dans un récipient stéril transparent et non fluorescent (fig.7a).
2. Fermer le récipient et agiter jusqu'à ce que le contenu se dissous totalement.
3. Verser dans un Quanti-try (numération de 1 à 2419) (fig.7b).
4. Sceller avec le conditionneur Quanti-try (sealer) (fig.7c) et placer dans une étuve à 35°C pendant 18 heures à 22 heures



a) l'ajout du réactif



b) remplir le Quanti-try



c) sceller le Quanti-try

Figure n° 4 (a-c) : Dénombrement des entérocoques par la méthode Enterolert-E (originales).

***.-Expression des résultats :**

Sont considérés comme positif, les puits présentant (fig.8)

- Une fluorescence égale ou plus jaune que le comparateur indique la présence des entérocoques dans l'échantillon.
- L'absence de fluorescence ou moindre que le comparateur indique l'absence des entérocoques dans l'échantillon.

La lecture finale s'effectue également selon les prescriptions de la table du NPP IDEXX (Annexes 05) en tenant compte du nombre de puits positifs.



Figure n° 5 : Lecture des résultats des entérocoques (originale).

b.- Stréptométrie par filtration (ISO 7899-2)

***.- Mode opératoire**

- Une quantité de 100 ml d'eau est filtrée à travers une membrane de porosité 0,45µm.
- Le filtre est placé sur une gélose SLANETZ BASE contenant de l'azoture de sodium pour supprimer la croissance des bactéries ram négatif et du chlorure de 2, 3, 5 triphenyltetrazolium, qui sont réduit en formazan rouge par les streptocoques fécaux

L'incubation se fait à $36 \pm 2^\circ$ C. pendant 44 ± 4 heures.

***.- Lecture**

Les colonies typiques sont bombées, de couleur rouge, marron ou rose soit au centre ou sur l'ensemble de la colonie.

***.- Confirmation**

Le filtre est ensuite transféré sur la gélose contenant de l'esculine (B.E.A) et incubé à 44° C. pendant 2 heures.

***.- Dénombrement**

Retirer la boîte de pétrie et compter les colonies entourées d'un halo noir indiquant l'esculine positif.

***.-Expression des résultats**

Compter le nombre de colonies et l'exprimer dans 100 ml d'eau.

Logigramme 3 (Annexe 04).

🚩 Recherche et dénombrement des sport de bactéries anaérobies sulfite réductrices :(ISO 6461- 2)

a.- Mode opératoire

- Avant de procéder à l'essai, l'échantillon d'eau doit être chauffé dans un bain marie à 75° C. pendant 15 min à partir du moment où cette température a été atteinte. Un autre flacon rempli d'une autre eau servir de témoin de température.
- Refroidir immédiatement sous l'eau de robinet, puis passer au passage de l'échantillon par filtration de 100 ml sur une membrane de 0,22 µm.

- Après filtration enlever la membrane avec une pince stérile et la placer, face supérieure tournée vers le bas dans le fond d'une boîte de Pétrie en s'assurant qu'il ne reste pas de bulles d'air sous le filtre.
- Ensuite verser soigneusement le milieu de culture VF liquéfié en ajoutant les additifs refroidie à environ 45° C. jusqu'au rebord de la boîte de Pétrie. L'incubation se fait à $37 \pm 1^\circ \text{C}$. pendant 20 ± 4 et 44 ± 4 heures.

b.- Dénombrement

- Une première lecture après 16 heures puis 20 ± 4 heures doit être impérativement faite en marquant les colonies.
- En effet en présence de nombreuse colonie une diffusion des halos peut conduire à une coloration noire uniforme de la membrane, rendant le dénombrement impossible en 48 heures.
- Toute colonie noire entouré d'un halo noir est considérée comme résultat d'une spore de bactérie anaérobie sulfite réductrice.

c.- Expression des résultats

Le résultat est exprimé en nombre de spores de germes anaérobies sulfite réducteurs dans 100 ml.

Logigramme 4 (Annexe 04).

🚧 Recherche des *Salmonelles* par filtration

***.-Mode opératoire**

- Stériliser un entonnoir à l'aide d'un bec bunsen.
- Le refroidir soit avec l'eau à analyser ou bien avec de l'eau distillée stérile.
- Mettre en place de façon aseptique une membrane de $0.45\mu\text{m}$ entre la membrane poreuse et l'entonnoir a l'aide d'une pince stérile.
- Fixer ce dernier avec la pince correspondante.
- Remplir de façon aseptique l'entonnoir avec 100 ml d'eau à analyser.
- Actionner la pompe à vide pour permettre le passage de l'eau à travers la membrane.

- Continuer à remplir l'entonnoir jusqu'à 5 litres d'eau à analyser selon la dernière recommandation de l'OMS s'il n'y a pas colmatage des pores de la membrane.
- Retirer la membrane à l'aide d'une pince stérile et la placer dans un flacon contenant du bouillon sélénite D/C, qu'on incube à 37° C. pendant 18 à 24 heures.
- Après 24 heures, procéder un isolement sur gélose Hektoen qui sera incubée à 37° C. pendant 24 heures.
- Après 24 heures repérer les colonies caractéristiques puis procéder à une identification classique puis à une identification antigénique. Logigramme 5 (Annexe 04).

🚦 Recherche des vibrions cholériques

a.- Principe

Après enrichissement par passage en milieu hypersalé, et après isolement d'une colonie sur un milieu non sélectif, d'autre part sur un milieu sélectif, l'identification est basée essentiellement sur des épreuves immunologiques (Rodier *et al.*, 2005).

b.- Mode opératoire

La recherche des *vibrions cholériques* est réalisée en 4 étapes :

❖ Jour 1. Premier enrichissement.

Le premier enrichissement s'effectue sur le milieu eau peptonée alcaline (EPA) 10 fois concentré réparti à raison de 50 ml par flacon auquel on ajoute aseptiquement 250 ml d'eau à analyser au moment du prélèvement. Ce dernier sera par la suite incubé à 37° C. pendant 18 à 24 heures.

❖ Jour 2. Deuxième enrichissement et isolement.

Ce flacon fera l'objet :

- D'une part, d'un deuxième enrichissement sur milieu EPA en tube à raison de 1ml.
 - D'autre part, d'un isolement sur gélose GNAB₁.
- L'incubation se fait donc à 37°C pendant 24 heures.

❖ Jour 3. Lecture des boîtes et identification :

- Le tube d'EPA fera l'objet d'un isolement sur GNAB₂.
- La boîte de gélose GNAB₁ subira une lecture.

La lecture se limite à la présence ou l'absence de colonies spécifique, en tenant compte que les vibrios se présentent le plus souvent sous forme de grosses colonies lisses et transparentes caractéristiques. Logigramme 6 (Annexe 04).

2.3.3.2.- Méthode de recherche de la flore fongique

a.- Principe

La gélose sabouraud est un milieu d'utilisation générale, permettant la croissance et l'isolement d'une grande variété de levures et moisissure. Elle est additionnée de :

- Chloramphénicol pour inhiber la croissance des bactéries Gram positif et Gram négatif.
- Actidione pour inhiber la croissance des champignons saprophytes mais n'a pas d'action sur les champignons pathogènes.

b.-Mode opératoire

- Les tubes se conservent entre 2° C. et 25° C. dans leur coffret jusqu'à l'heure de préparation.
- Prendre trois tubes de gélose : un tube de Sabouraud, un tube de Sabouraud additionné au chloramphénicol et un dernier tube de Sabouraud additionné au chloramphénicol et d'actidione.
- Laisser les tubes revenir à température ambiante.
- Ensemencer l'échantillon d'eau à tester directement sur la pente.
- Incuber à l'étuve, capsule débloquée, à 25° C. ou 37° C. Les cultures sont examinées généralement après 48 à 72 heures d'incubation pour la recherche des levures.
- En cas d'incubation a 37° C., les lectures peuvent être réalisées dès 24 heures.
- Pour la recherche de champignons filamenteux, observer la croissance à partir du 3^{ème} jours d'incubation.

2.3.3.3.-Méthode d'analyse parasitologique**✚Méthode de Bailenger modifiée (OMS, 1997)****a.-Principe**

Méthode de concentration dite diphasique ou la présence de deux miscibles permet de concentrer les éléments parasitaires dans le culot.

b.-Mode opératoire

- 1- Recueillir un échantillon d'eau brute de volume connu (V litre), en général 20 litres.
- 2- Laisser décanter pendant 1-2 heures, selon la dimension du récipient. Il est recommandé d'utiliser un récipient cylindrique ouvert à son sommet, car cela facilite l'élimination du surnageant et permet un rinçage soigneux (Fig. 9a).
- 3- Eliminer 90 du surnageant avec une pompe aspirante ou une pompe à main (siphon) et recueillir le culot (fig. 9b).
- 4- transvaser soigneusement le sédiment dans un ou plusieurs tubes à centrifuger, selon le volume et centrifuger à 4700 tous pendant 15 min. Ne pas oublier de rincer soigneusement le récipient avec une solution détergente (fig. 9c).
- 5- Eliminer le surnageant. Si l'on a utilisé à l'étape précédente plusieurs tubes à centrifuger, réunir tous les culots dans un seul tube (ne pas oublier de rincer soigneusement avec une solution détergente) et recentrifuger à 4700 tous pendant 15 minutes (fig. 9d).
- 6- Mettre le culot de centrifugation en suspension dans son volume de tampon acéto-acétique à pH 4,5 (autrement dit, si le volume du culot est de 2ml, ajouter de tampon) Toutefois, si le culot a volume inférieur à 2 ml, compléter à 4 ml avec le tampon.
- 7- Ajouter deux volumes d'acétate ou d'éther (soit 4ml dans l'exemple ci-dessus) et mélanger soigneusement la solution au moyen d'un agitateur vibrant.
- 8- Centrifuger à 4700 tours pendant 15 min. l'échantillon comporte alors trois phases distinctes.

Tous les débris lourds de nature non graisseur notamment les œufs d’helminthes et les kystes de protozoaires, sont rassemblés dans la couche inférieure. Au-dessus se trouve le tampon, qui doit être clair. Les matières grasses et autres ont migré dans l’acétate d’éther et forment un bouchon épais de couleur foncée au sommet de l’échantillon (fig. 9e).

9- Noter le volume du culot de centrifugation contenant les œufs, puis éliminer le reste du surnageant en une seul fois inclinant le tube avec précaution. Il faut parfois commencer par détacher le bouchon graisseux de la paroi du tube à centrifuger avec une aiguille fine

10- Remettre le culot en suspension dans 5 fois son volume de solution de sulfate de zinc (par exemple, pour un culot de 1 ml, ajouter 5 ml ZnSO₄). Noter le volume du produit final (X ml) (fig. 9f).

11- Prélever rapidement une fraction avec une pipette graduée un volume de 50 µl de notre échantillon et déposer entre une lame et lamelle. Il faut préparer 3 lames pour compter les œufs (fig.9g).

12- Laisser reposer les lames remplies sur une surface plane pendant 5 minutes avant de l’examiner cela laisse le temps à tous les œufs de venir flotter à la surface.

13- Placer la lame sur la platine d’un microscope et l’examiner au grossissement :

“10 × 10” ou “40×10” (fig. 9h), puis compter tous les œufs visibles.

14- Calculer le nombre d’œufs par litre à l’aide de la formule ci-dessous :

$$N = \frac{AX}{PV}$$

Avec :

N=nombre d’œuf par litre d’échantillon.

A=nombre d’œuf comptés sur les trois lames.

X=volume du produit final (ml).

P=Contenance des trois lames (0.15ml).

V=volume de l’échantillon initial (2litre).





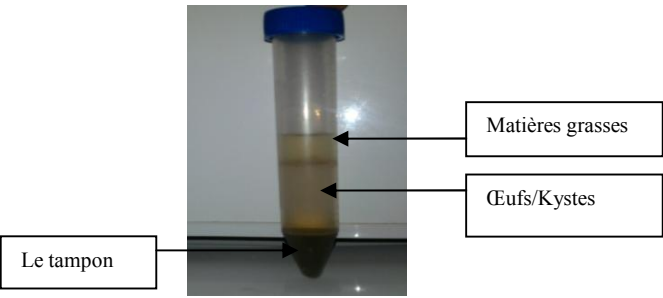

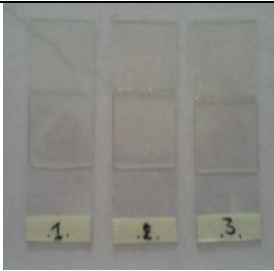
		
<p>a) Décantation de l'eau brute</p>	<p>b) Recueillir le culot</p>	<p>c) Centrifugation du culot</p>
		
<p>d) Séparation du culot et du surnageant</p>	<p>e) Ajouter l'acéto-acétique, l'éther et observation des trois phases</p>	
		
<p>f) Ajouter du sulfate de zinc</p>	<p>g) Préparation des lames et Observation sous microscope optique</p>	

Figure n°6 (a-g) : Différentes étapes pour la confection des lames selon la méthode de Bailenger (OMS, 1997).

🚧 Observation microscopique de la microfaune

a.-Principe

Observer et identifier les organismes vivants tels que les protozoaires et les métazoaires qui caractérisent les milieux qu'ils habitent. Ils témoignent des variations physiques ou chimiques de leur environnement. Certains organismes peuvent être des indicateurs de la qualité de l'eau.

b.-Mode opératoire

Après décantation d'un litre de l'échantillon, jeter le surnageant et récupérer le sédiment. Déposer quelques gouttes du sédiment dans une boîte de pétri et observer sous une loupe puis sous un microscope optique (G :10×40) les espèces présentes.

2.4.- Analyses statistiques des résultats

Les tests de corrélations entre les différentes variables ont été effectués à l'aide du logiciel **SPSS version 18.0**. La corrélation mesure la relation entre deux variables ou plus. Le coefficient de corrélation utilisé est le coefficient r de Bravais Pearson, également appelé coefficient de corrélation linéaire.

Le coefficient de corrélation linéaire est une normalisation de la covariance par le produit des écarts-type des variables.

$$r_{xy} = \frac{COV(x,y)}{\sigma_x \sigma_y}$$

Les coefficients de corrélation sont compris dans l'intervalle -1,00 à +1,00. Les valeurs -1,00 et +1,00 représentent une parfaite corrélation négative ou positive et la valeur 0,00 représente une absence de corrélation ou l'indépendance entre les variables.

3.- Résultats et discussions

Dans ce chapitre seront présentés les résultats de la composition physico-chimiques, microbiologiques et parasitologiques des eaux du barrage de Bouroumi. Les résultats obtenus seront comparés aux normes OMS (2004) et algérienne (JORA, 2011).

3.1.- Paramètres physico-chimiques

Les résultats des paramètres physicochimiques de l'eau du barrage de Bouroumi sont placés dans le tableau 5 (Annexe 02).

3.1.1.-Température

Les valeurs des températures de l'eau de Barrage de Bouroumi sur une période de 7 mois Février-Août sont présentées dans la figure 7.

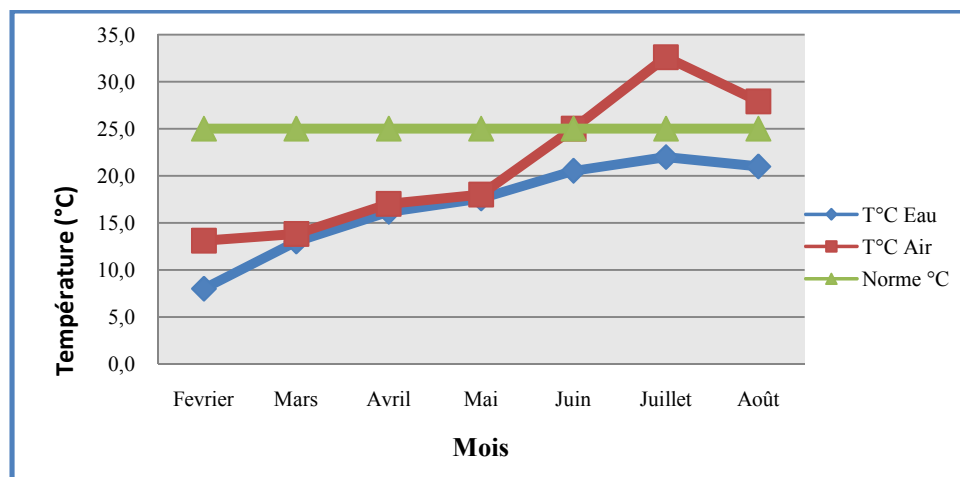


Figure n°7 : Variation mensuelle de la température dans les eaux du barrage de Bouroumi.

D'après la figure 7, on remarque une variabilité thermique spatiotemporelle des eaux de surface du barrage est suit celle de l'atmosphère avec une rythmicité saisonnière. Ces eaux sont généralement chaudes en été avec un maximum de 22° C. et froide en hiver avec un minimum de 8° C. D'après Potelon *et al.*, (1998), la température des eaux superficielles telles que les rivières, les lacs et les retenues est très variable selon les saisons et peut passer de 2° C. en hiver à 30° C. en été. Ce facteur climatique selon Rodier *et al.*, (2005) et Ibge, (2005) joue un rôle dans la dissociation des sels dissous, donc sur la conductivité électrique, la détermination du pH, la connaissance de l'origine de l'eau et des mélange éventuels.

3.1.2.- Potentielle hydrogène

Les résultats du potentiel hydrogène de l'eau du barrage de Bouroumi sont placés dans la figure 8.

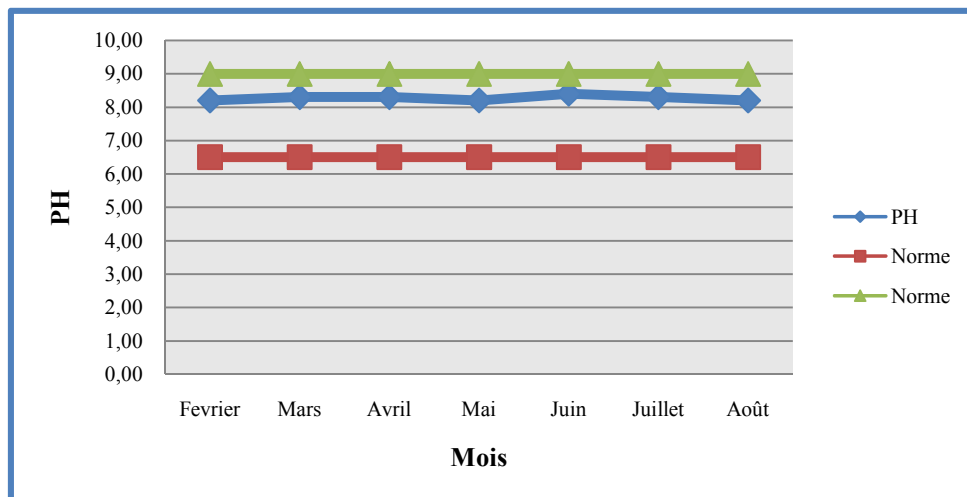


Figure n°8 : Variation mensuelle du pH dans les eaux du barrage de Bouroumi.

Les valeurs du pH de notre eau analysé sont comprises entre 8,2 et 8,4 (fig. 2), donc supérieur à 7 ce qui nous laisse supposer l'existence d'un milieu légèrement alcalin.

Le pH de notre eau de surface est probablement déterminé par l'origine de celle-ci et la nature géologique du bassin de drainage, ainsi influencé par les précipitations, l'activité biologique et certains rejets industriels. D'après Sevrin reyssac et *al.*, (1995) le pH alcalin et la température modérée constituent des conditions de milieu idéales pour la prolifération des microorganismes. Ces derniers établissent un parfait équilibre biologique, permettant la dégradation de la matière organique ce qui conduit à la décontamination de l'eau.

Selon Potelon *et al.*, (1998) dans certaines eaux superficielles (lacs, rivières, plans d'eau), le pH s'élève brutalement en été indiquant une forte production végétale. Dans la présente étude, l'existence de deux pics, l'un au début du mois de Mars et l'autre au mois d'Aout, cette période caractérisée par un ensoleillement important, favorise la croissance des micro-algues ; en conséquence l'activité photosynthétique a provoqué une diminution du pH dont les valeurs oscillaient entre 8 et 8,2. Blinda (2007) note que des pH compris entre 5 et 9 permettent un développement à peu près normal de la faune et la flore.

Nos valeurs sont généralement à l'intérieur des limites adéquates pour l'eau d'approvisionnement et pour la vie aquatique selon les normes algériennes (JORA, 2011) et OMS (2004).

3.1.3.- Conductivité électrique

Les valeurs de la conductivité électrique de l'eau de Barrage de Bouroumi sur une période de 7 mois (Février-Août) sont mises dans la figure 9.

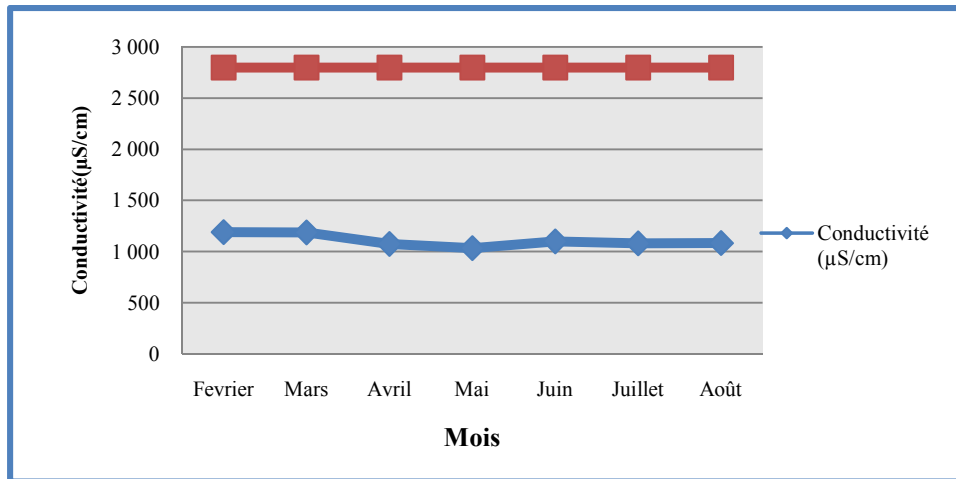


Figure n°9 : Variation mensuelle de la conductivité dans les eaux du barrage de Bouroumi.

Les valeurs de la conductivité de l'eau d'après la figure n°9, sont comprises entre 1034µs/cm et 1183µs/cm et 1105µs/cm comme valeurs moyenne, ceci montre une conformité à la norme algérienne (2011) et aux normes de l'OMS (2004).

Les valeurs élevées de la conductivité traduisent un apport extérieur continu des sels minéraux, selon Rodier (1996), une conductivité élevée traduit soit des pH anormaux, soit le plus souvent une salinité élevée.

3.1.4.-Turbidité

Dans la figure n°10 seront développés les résultats de la turbidité des eaux du barrage de Bouroumi durant la période d'étude (Février-Août) de l'année 2013.

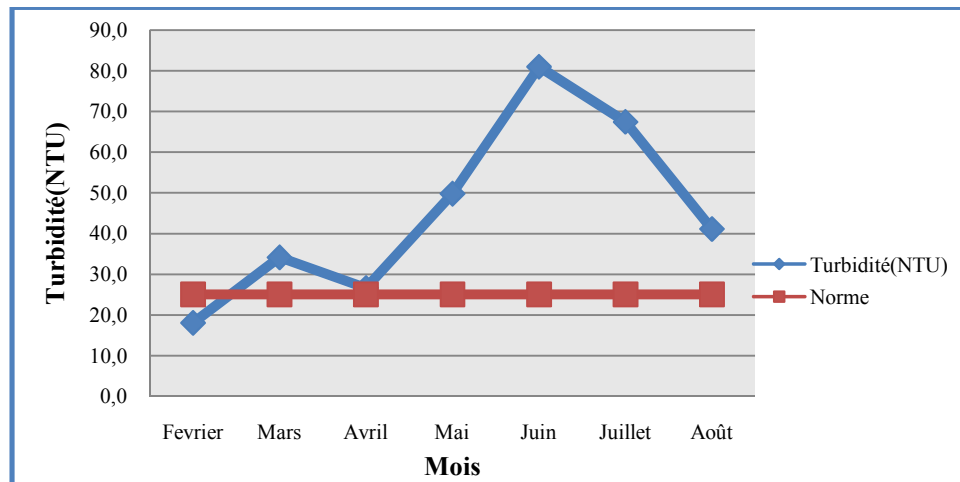


Figure n°10 : Variation mensuelle de la turbidité dans les eaux du barrage de Bouroumi.

D'après la figure 10 on remarque deux importants pics des valeurs de la turbidité notamment en Mars avec 34 NTU et en Juin avec 81 NTU. Probablement cette augmentation est due pendant la période d'été à la forte pluviométrie. En effet Tardat-Henry et Beaudry, (1984) ; Rodier *et al.*, (2005) ont expliqué que l'origine de la turbidité peut être extrêmement variable : érosion des roches, entraînement des matières minérales ou organiques du sol, déversement d'eaux usées domestiques ou industrielles riches en matières en suspension grossières.

Durant la période de sécheresse, l'augmentation de la turbidité peut être expliquée par le faible débit du barrage causé par l'utilisation des eaux dans l'irrigation, ainsi le déversement des eaux riches en matières en suspensions provenant des oueds qui alimentent le barrage.

3.1.5.- Matière en suspension et matière organique

Les résultats de la matière en suspension et de la matière organique des eaux du Barrage de Bouroumi sont présentés dans la figure 11.

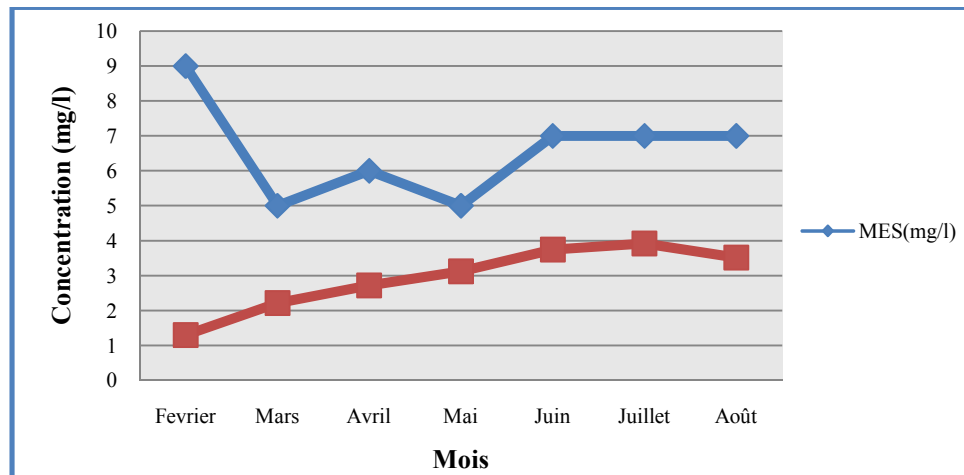


Figure n°11 : Variation mensuelle de la matière organique et en suspension dans les eaux du barrage de Bouroumi.

- Matière organique :** Le barrage de Bouroumi présente des concentrations peu élevées en matières organiques mais en fonction des fluctuations saisonnière, avec un maximum de 3.9 mg/l noté en mois de juillet (Fig. 11) pourraient surtout provenir de l'augmentation de la température (22° C.) et selon Vivier (1946), de la décomposition de la flore et la faune aquatiques et très peu de pollution d'origine exogène (rejets urbains et pratiques agricoles). Mouni *et al.*, (2009) souligne que la concentration en matières organiques augmente avec l'évolution de la matière en suspension, ce qui nous renseigne sur le caractère organique de notre matière en suspension. Il est à mentionner que les matières organiques dans les eaux représentent une source essentielle de substances nutritives directement utilisable par la plus part des organismes, qu'ils soient considérés comme autotrophes ou hétérotrophes (Dussart, 1966).
- Matière en suspension :** Les concentrations en matière en suspension varient de 5 à 9 mg/l et présentent un pic au mois de février (9 mg/l) (Fig. 11). Cette augmentation peut être expliquée par l'apport de divers détritux par ruissellement en période d'étiage et la charge en matière en suspension qui provienne des effluents. Dupieux (2004), attire l'attention qu'une forte charge en matière en suspension est due aux rejets urbains et à la pollution industrielle qui peut provoquer une désoxygénation de l'eau du fait de l'activité des organismes décomposeurs. Ces derniers consomment l'oxygène dissous dans l'eau va entrainer des conditions défavorables pour la faune aquatique. Baumont (2003) ajoute que les matières en suspension (MES) donnent également à l'eau une apparence trouble, un mauvais gout et une mauvaise odeur. Ces MES d'après la FAO (2003) sont, en majeure partie de nature biodégradable.

3.1.6.- Oxygène dissous

La figure 12 présente les résultats de l'oxygène dissous des eaux du Barrage de Bouroumi.

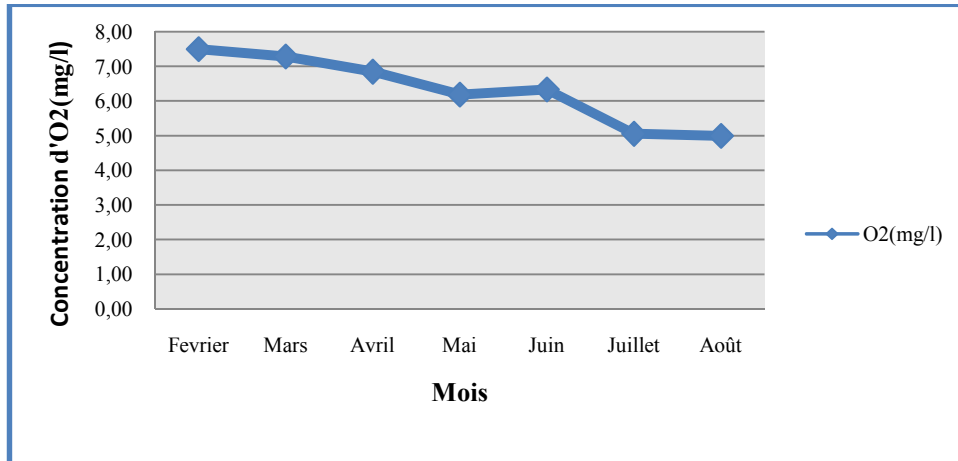


Figure n°12 : Variation mensuelle de l'oxygène dissous dans les eaux du barrage de Bouroumi.

D'après la figure 12 nous avons remarqué l'importance des fluctuations saisonnières malgré les faibles teneurs en oxygène comprises entre 5,00 et 7,50 mg/l. Ce déficit en oxygène et plus important durant l'été qui est due à une forte consommation d'oxygène par les microorganismes et à une activité photosynthétique importante des végétaux aquatiques. Selon Rodier *et al.* (2005), la solubilité de l'oxygène est fonction de la température, de la pression partielle dans l'atmosphère et la salinité bien que sa teneur est due à l'origine des eaux. L'anoxie est souvent en été avec une moyenne de 5 mg/l ce qui serait responsable de la libération du phosphore contenu dans le sédiment. Plusieurs travaux réalisés par Benzha *et al.* (2009), ont démontré que la mobilisation du phosphore peut être affectée par l'oxygène dissous. Le phosphore devient alors disponible pour les végétaux aquatiques qui utilisent le surplus pour proliférer, ce qui entraînerait également une augmentation de la matière organique à décomposer. Les teneurs d'oxygène dissous sont maximums au printemps, avec des valeurs comprises entre 6,19 et 7,29 mg/l puisque la production photosynthétique devient importante grâce à la richesse des eaux en éléments fertilisants.

Les matières organiques produites en abondance sédimentent et se décomposent en profondeur en consommant le stock d'oxygène constitué pendant l'hiver. Production et perte se poursuivent, d'où les fluctuations saisonnières.

3.1.7.- Anhydride carbonique

Dans la figure 10 seront développés les résultats de l'anhydride carbonique dans les eaux du Barrage de Bouroumi durant la période février-août de l'année 2013.

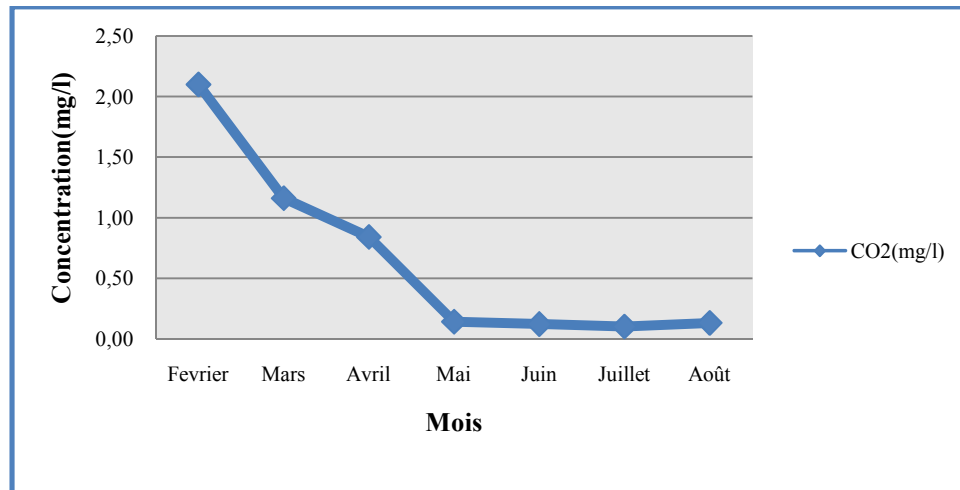


Figure n°13 : Variation mensuelle de l'anhydride carbonique dans les eaux du barrage de Bouroumi.

On note d'après la figure n°13. une diminution significative de la teneur en anhydride carbonique libre qui oscille entre 0,10 mg/l au mois de Février et 2,10 mg/l au mois de Juillet. Les variations de CO₂ sont fonction du développement des microorganismes aquatiques qui utilisent ce dernier comme source principale. Pizon (1943) a déjà signalé que le CO₂ est à la base de la synthèse organique. Il fait intervenir de nombreux organismes parmi lesquels les algues qui jouent un rôle non négligeable dans les milieux aquatiques.

Les faibles concentrations enregistrées en printemps et en été, amènent à élaborer une synthèse selon laquelle les bactéries fournissent du CO₂ aux algues en décomposant la matière organique, tandis que les algues fournissent aux bactéries selon Beuffe (2006) l'oxygène nécessaire à leur métabolisme. Cet oxygène provient en effet par la biosynthèse des plantes vertes aquatiques qui, sous l'effet de la lumière solaire utilisent le CO₂ dissous dans l'eau grâce à leur fonction chlorophyllienne (Tardat-Henry et Beaudry, 1984).

3.1.8.- Ammonium, nitrite et nitrate

Les valeurs de l'ammonium, nitrite et nitrate de l'eau de Barrage de Bouroumi sont présentées dans la figure 14.

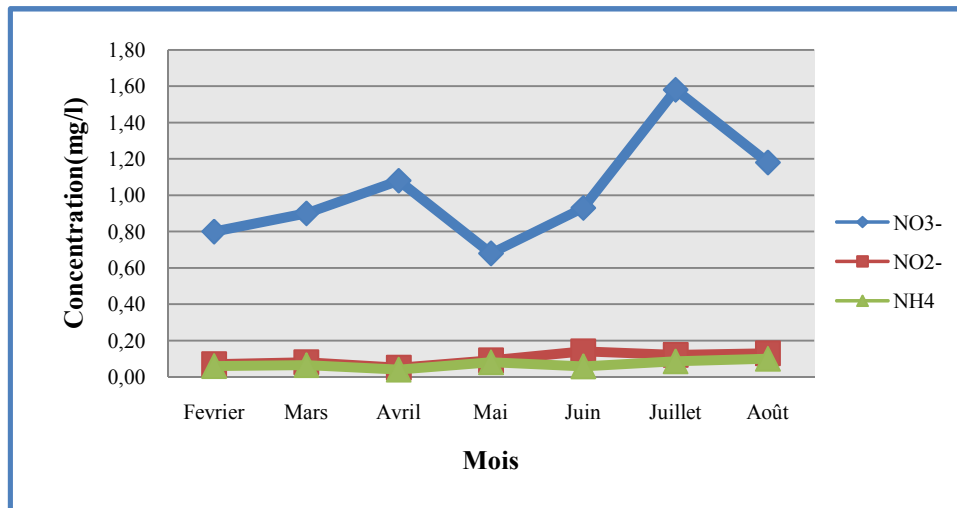


Figure n°14 : Variations mensuelle des nitrites, nitrates et ammoniums dans les eaux du barrage de Bouroumi.

- **Ammonium** : D'après les résultats obtenus, les valeurs de l'ammonium varient 0,04 à 0,10 mg/l, que ces teneurs (fig. 14) sont faibles et ne présagent d'aucune pollution d'origine anthropique.

Malgré les faibles teneurs d'ammonium enregistrées dans l'eau du barrage on remarque l'influence du facteur saison. Il se traduit par des teneurs plus élevées en période hivernale à cause des apports exogènes et en période estivale à cause des apports endogène en rapport avec la désoxygénation des couches profondes qui s'accompagne régulièrement de relargage d'ammonium à partir du sédiment par dénitrification. Selon Derradji (2007), l'ammonium des eaux superficielles peut avoir comme origine la matière végétale des cours d'eau, la matière organique animale ou humaine, les rejets industriels et les engrais. Aubry (2003), note que l'azote ammoniacal peut provenir aussi de la transformation de l'azote organique par ammonification.

Les teneurs les plus faibles sont relevées en période printanière (0,04 mg/l) causé par l'épuisement phytoplanctonique et d'après Rodier *et al.*, (2005), à la transformation assez rapide de l'ammoniaque en nitrite et nitrate par oxydation. Dans ce même contexte Chachuat *et al.*, (2007), expliquent dans leur écrits que les bactéries autotrophes telles que *Nitrosomonas* et *Nitrobacter*, transforment l'azote ammoniacal (NH_4^+) en présence d'oxygène pour produire des nitrites (NO_2^-) puis des nitrates (NO_3^-).

- **Nitrate** : Les valeurs des nitrates apparaissent comme non négligeables dans l'eau du barrage Bouroumi, variant entre 0,68 et 1,58 suivant les saisons (Fig.14). Dans les eaux

naturelles non polluées, le taux des nitrates est très variable suivant les saisons est l'origine des eaux (Rodier *et al.*, 2005). En effet, les nitrates sont souvent présents dans les eaux de surface, car c'est la forme la plus oxydée des composés azotés et le produit final de la décomposition aérobie de la matière organique azoté (Igbinosa, 2009).

On remarque aussi une augmentation subite dans des périodes bien définies de l'année (Avril et Juillet), correspond généralement aux périodes d'introduction des engrais dans les terres agricoles car en cas de pluie, les ions nitrates non assimilés par les plantes sont entraînés par lessivage vers le barrage. Et à l'absence d'une zone d'anoxie où se déroule les réactions de dénitrification car en environnement anoxique, certaines bactéries hétérotrophes anaérobies métabolisent les nitrates, à la place de l'oxygène, en oxyde d'azote en de l'azote gazeux (N_2) (Faurie *et al.*, 2005).

L'augmentation des nitrates dans le barrage entraîne une augmentation des plantes et algues en surface et peut aboutir à une eutrophisation du milieu. Par ailleurs, Slim *et al.* (2005) ont constaté qu'une quantité infinie des nitrates dans les eaux de surface est liée soit à la croissance algale accrue dans ces sites, soit au phénomène conjoint de dénitrification qui transforme le nitrate NO_3^- en azote N_2 grâce à la présence de la matière organique.

La présence excessive des nitrates peut aussi provoquer un problème de santé publique important tel que la méthémoglobinémie.

- **Nitrite** : D'après la figure 14, les valeurs obtenus durant notre étude sur le barrage de Bouroumi varient de 0,05 à 0,14 mg/l, avec une légère augmentation en période estivale. Cette augmentation est due selon Choubert (2002), à la provenance des nitrates soit d'une oxydation incomplète de l'ammonium où la nitrification n'était pas conduite à son terme, soit d'une réduction des nitrates sous l'influence d'une action dénitrifiant.

3.1.9.- Ortho-phosphate

Les résultats des concentrations de l'ortho-phosphate dans le barrage de Bouroumi sont présentés dans la figure 15.

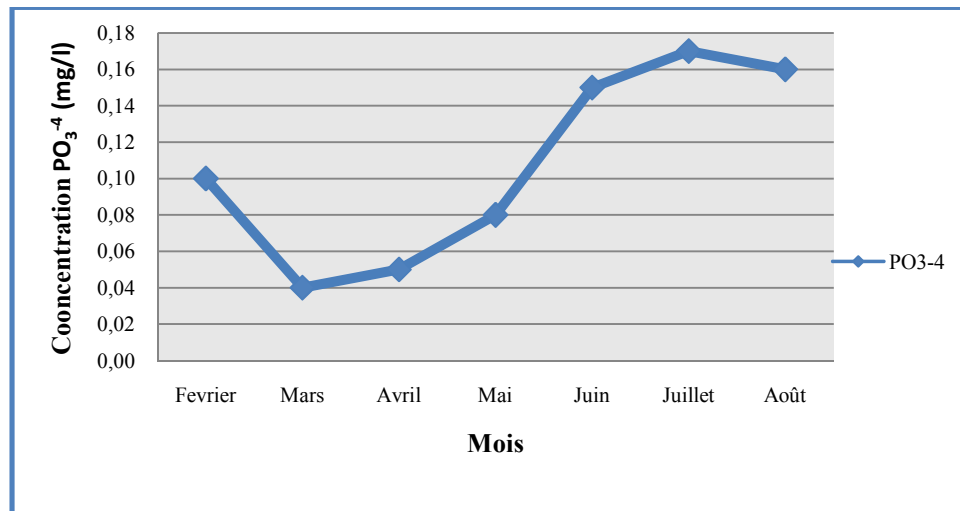


Figure n° 15: Variation mensuelle de l'ortho-phosphate dans les eaux du barrage de Bouroumi.

L'évolution mensuelle d'orthophosphates (fig. 15) permet de visualiser une rythmicité saisonnière dans le barrage de Bouroumi, marquée par des teneurs très faibles en période printanière (0,04 mg/l – 0,08 mg/l) et deux pics dont l'un en hiver (0,10mg/l) et l'autre en été (0,17 mg/l). Les teneurs enregistrées présentent une conformité aux normes algériennes et OMS qui est égale à 10 mg/l.

Les faibles teneurs sont due à l'épuisement significative de d'ortho phosphates exprimant la grande prolifération phytoplanktonique en printemps, associés selon Djermakoy (2005), aux nitrates. Les phosphates favorisent la croissance parfois exagérée de la flore aquatique, pouvant ainsi entraîner une eutrophisation des fleuves et des lacs. Cette diminution peut probablement être le résultat de développement des microorganismes car, ces derniers selon Deronzier et Choubert (2004) assurent la dégradation du carbone et de l'azote en intégrant du phosphore à leur matériel cellulaire (structure membranaire, ATP et ARN). Joseph et Marie (2007), signalent que le phosphore joue un rôle important dans la santé d'un plan d'eau, car un apport trop important de phosphore peut notamment y créer des conditions propices au développement des fleurs d'eau de cyanobactérie. Les grands niveaux hivernaux d'ortho phosphates sont attribués selon Festy *et al.*, (2003) et Rodier et al., (2005) aux caractéristiques des terrains traversées, à la décomposition de la matière organique, et aux engrais phosphatés industriels entraînés par lessivage.

3.1.10.- Chlorure et sulfate

La figure 16 montre les résultats des chlorures et sulfates des eaux du Barrage de Bouroumi.

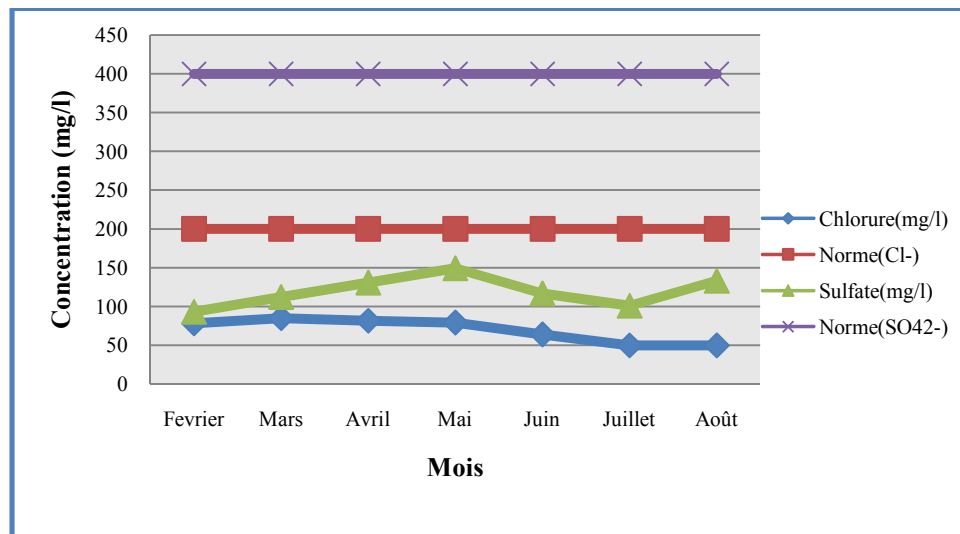


Figure n°16 : Variation mensuelle des chlorures et sulfates dans les eaux du barrage de Bouroumi.

- Sulfate :** Pendant la période d'étude les valeurs enregistrées des sulfates sont comprises entre 93 et 150 mg/l (fig. 16) avec une moyenne de 119 mg/l. Nous observons une concentration acceptable pour tous les prélèvements qui ne dépassent pas la concentration maximale (400 mg/l) recommandée (JORA, 2011). Le pic est observé en mai qui est due aux fortes pluies qui on conduit au lessivage intense des sols. Ces teneurs en sulfates pourraient s'expliquer par la géologie des terrains de la région. Rodier *et al.*, (2005), notent que certains terrains contenant des sulfures métallique tels que le fer, nickel et cuivre dont leur oxydation peut donner des sulfates. Ces mêmes auteurs ajoutent que les sulfates participent aux métabolismes des bactéries contenues dans l'eau, car les bactéries sulfito-réductrices transforment les sulfates en sulfures donnant lieu à des précipités de sulfure de fer, en créant des désagréments a l'environnement.

En plus de l'agressivité et de la minéralisation que les sulfates confèrent aux eaux, des taux élevés modifient leur saveur et contribuent aux dépôts de sels néfastes à l'agriculture (Mizi, 2006).

- Chlorure :** Concernant les chlorures, nous observons une concentration acceptable pour tous les prélèvements qui ne dépasse pas les normes (200 mg/l). La valeur la plus élevée est de 85 mg/l et la plus faible est de 50 mg/l (fig. 16), avec une moyenne de 70 mg/l. Généralement, ces chlorures rencontrés dans les eux proviennent essentiellement de la dissolution des sels naturels par lessivage des terrains salés, de l'utilisation des engrais et des rejets des eaux d'origine industrielle et domestique (Celerier et faby, 2003 ; Rodier *et al.*,

2005). Cet élément provoque un goût désagréable des eaux de consommation et les rendent corrosives vis-à-vis des conduites. Notons, que le chlorure provoque aussi l'augmentation du chlore résiduel de l'eau chargée en matière organique (Achour et Guergazi, 2005). Les valeurs enregistrées des chlorures sont conformes et concordent à celle obtenues par Harrat et Achour (2011) sur la qualité et la réactivité des eaux de barrage de Zit el-Emba alimentant la station de traitement d'Azzaba.

3.1.11.-Calcium et magnésium

La figure n°17 présente les teneurs de calcium et magnésium des eaux du barrage de Bouroumi.

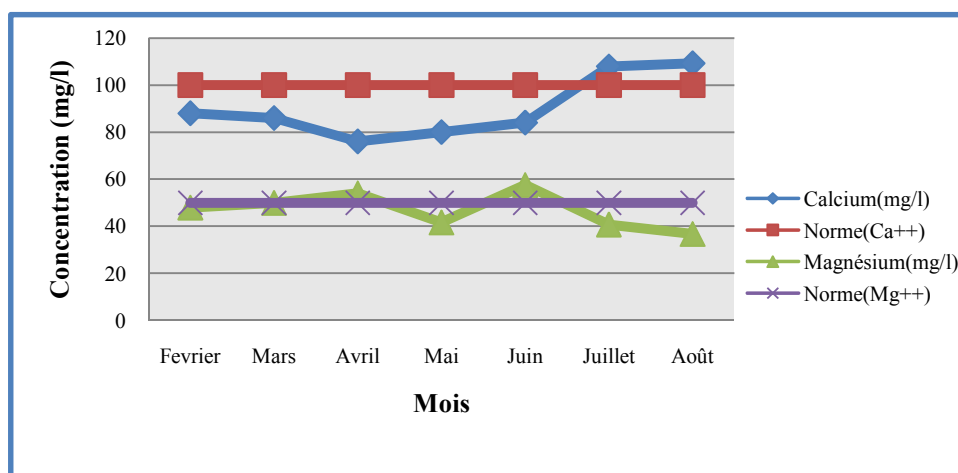


Figure n°17 : Variation mensuelle du calcium et magnésium dans les eaux du barrage de Bouroumi.

- Calcium :** Les concentrations de calcium varient entre 76 et 109 mg/l avec une moyenne de 90 mg/l. Ces valeurs sont acceptables et ne dépassent pas la norme algérienne (100 mg/l). D'après la figure 17, on remarque une diminution de la concentration du calcium pendant le printemps, qui peut être expliqué par l'activité photosynthétique, ainsi sa consommation par la faune aquatique. D'après Arrignon (1991), les eaux contenant moins de 6 mg/l de calcium sont impropres à la vie piscicole, de 6 à 20 mg/l sont peu productrices, de 20 à 60 mg/l sont moyennement productrices, de 60 à 120 mg/l sont d'excellente eau piscicoles et au delà de 160 mg/l, elles sont très dures et peu intéressantes pour la vie aquatique.
- Magnésium :** Les valeurs du magnésium sont comprises entre 37 et 50 mg/l (fig. 17) et 47 mg/l comme valeur moyenne conforme aux normes algériennes et OMS (50mg/l). Cet élément provient de la dissolution des roches magnésiennes. La dissolution du Ca_2^+ et du

Mg_2^+ résulte principalement de l'infiltration des eaux de surface à travers le sol (Monique et Beaudry, 1992 ; Diop et Tandia, 1997).

3.1.12.- Bicarbonates

Les résultats des concentrations des bicarbonates sont mentionnés (figure 18).

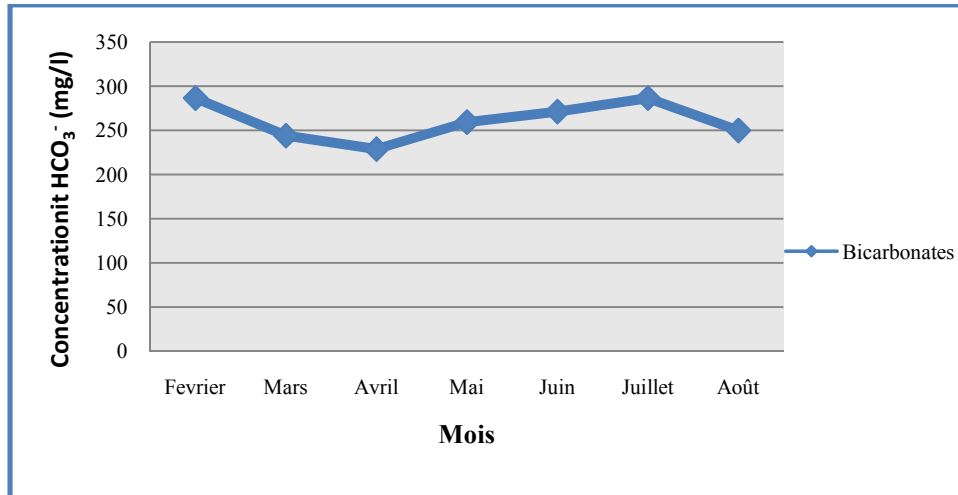


Figure n°18 : Variation mensuelle des bicarbonates dans les eaux du barrage de Bouroumi.

Les variations mensuelles des bicarbonates sont élevées dans le barrage de Bouroumi, comprises entre 244 et 287 mg/l (moy. = 261 mg/l) (fig.18). Ceci serait probablement dû à la nature des terres que traversent ces eaux, car selon Celerier et Faby (2003), Rodier *et al.*, (2005), la concentration des eaux en HCO_3^- est fonction de la lithologie des terrains traversés (calcaire, dolomite), du pH et de la température de l'eau. Ces teneurs sont dues aussi aux nombreux effluents chargés en ions bicarbonatés qui alimentent le barrage.

3.1.13.- Titre alcalimétrique complet

Dans la figure 19 seront développés les résultats de la turbidité des eaux du Barrage de Bouroumi durant février-août de l'année 2013.

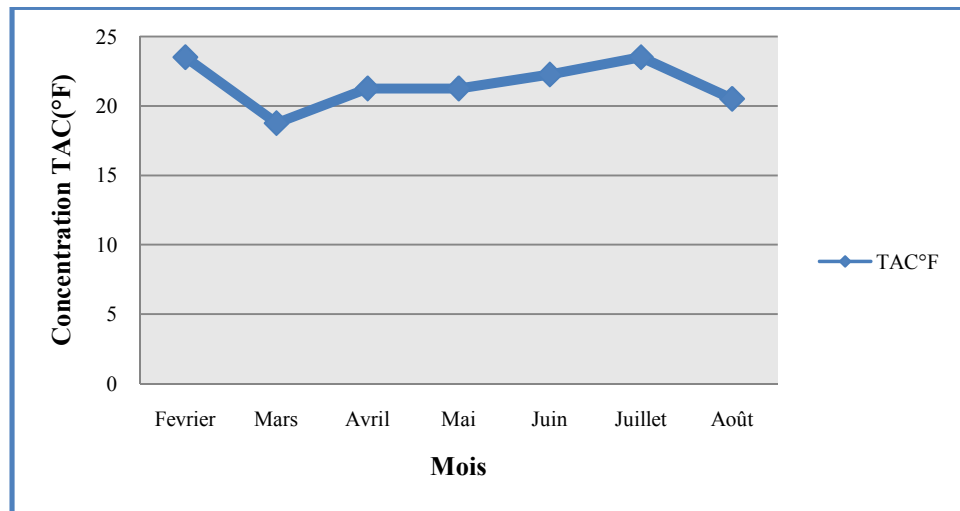


Figure n°19 : Variation mensuelle du titre alcalimétrique complet dans les eaux du barrage de Bouroumi.

Les résultats du titre alcalimétrique (TAC) ne sont pas trop variables pendant la période d'étude avec des valeurs comprises entre 19 et 24°F (moy. = 22°F) enregistrés (fig. 19). Les valeurs relatives du titre alcalimétrique complet (TAC) permettent de connaître les quantités d'hydroxydes, de carbonates ou d'hydrogencarbonates alcalins ou alcalinoterreux présents dans l'eau (Rodier *et al.*, 2005).

3.1.14.- Dureté de l'eau

Les valeurs de la dureté de l'eau de Barrage de Bouroumi selon les mois sont présentées dans la figure 20.

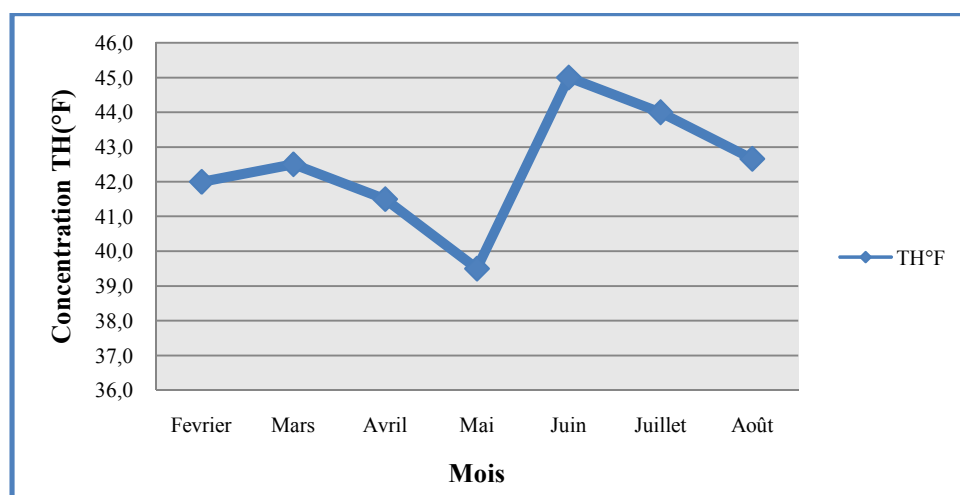


Figure n°20 : Variation mensuelle de la dureté de l'eau dans les eaux du barrage de Bouroumi.

D'après la figure 20, les valeurs mensuelles de la dureté de l'eau oscillent entre 39,5 et 44°F avec une moyenne de 42,5°F. Ces variations résultent probablement de la nature géologique des terrains traversés. Guergazi et Achour, (2005) signalent que la dureté a un caractère naturel lié au lessivage des terrains traversés et correspond à la teneur en calcium et en magnésium.

3.1.15.- Fer

Dans la figure 21 seront développés les résultats de la turbidité des eaux du barrage de Bouroumi durant la période Février-Août.

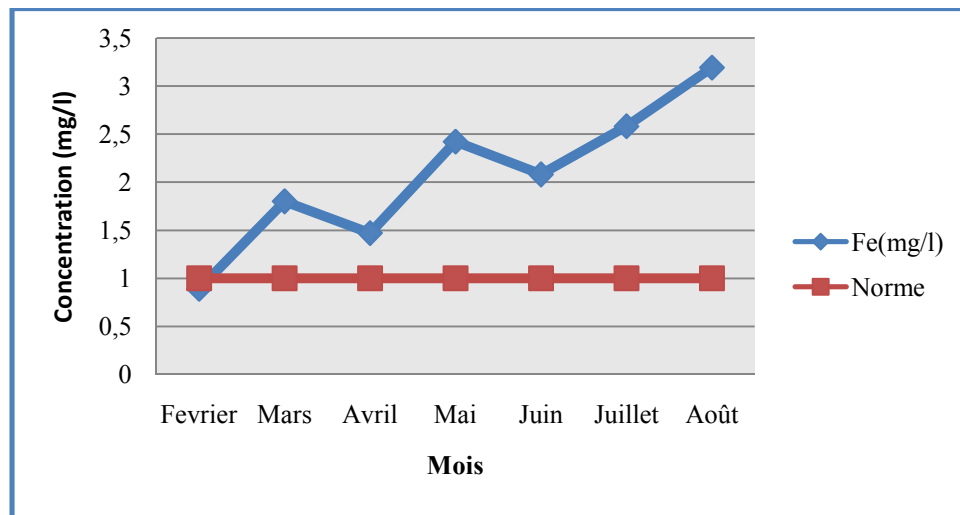


Figure n°21 : Variation mensuelle du fer dans les eaux du barrage de Bouroumi.

Les concentrations mensuelles du Fer varient entre 0,89 et 3,19 mg/l (Fig.29) avec une moyenne de ± 2 mg/l. Ces valeurs enregistrées ne sont pas conformes car elles sont supérieures aux normes OMS et algériennes (1mg/l). Le Fer provient selon Potelon et Zysman (1998), des lessivages des terrains avec dissolution des roches et des minerais contenus dans le sous-sol. Rodier (2005), ajoute que les eaux de surface peuvent contenir jusqu'à quelques mg/l de fer ayant pour origine la lixiviation des terrains traversés ou la pollution industrielle.

3.1.16.-Chlorophylle (a)

Les valeurs des variations mensuelles de la Chlorophylle (a) dans l'eau de Barrage de Bouroumi sont présentes dans la figure 22.

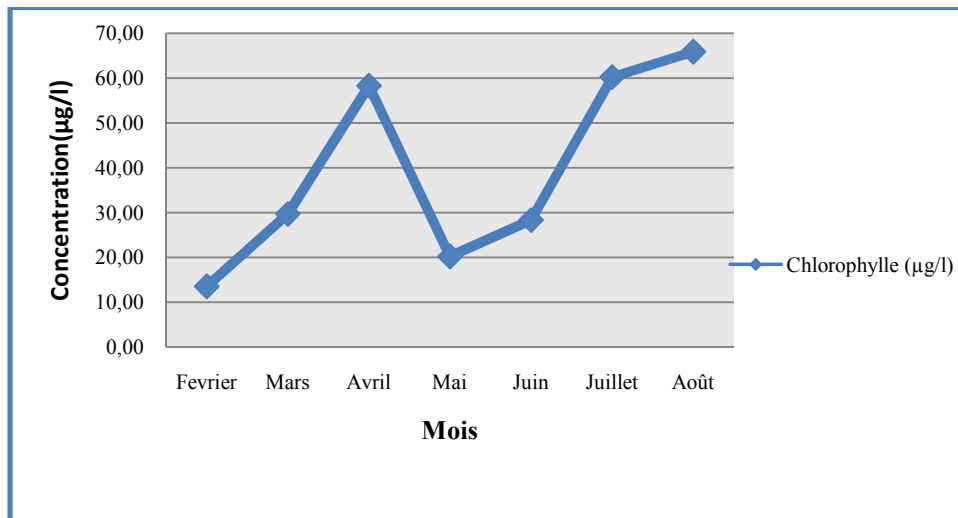


Figure n°22 : Variation mensuelle de la chlorophylle (a) dans les eaux du barrage de Bouroumi.

Les valeurs des teneurs en chlorophylle (a) présentent de grandes variations temporelles comprises entre 13,54 et 65,88 µg/l (fig. 22) montrant des fluctuations saisonnières. Les teneurs élevées en été et en printemps s'expliquent par la prolifération végétale et le rôle photosynthétique des algues, qui est plus importante en été du fait d'un rayonnement solaire et d'une température plus élevée. En effet, la chlorophylle (a) est le principal pigment photosynthétique de tous les algues, qui est largement utilisé comme paramètre commode et corrélatif pour l'estimation de la biomasse et la productivité phytoplanctonique (Liman, 2003).

Les résultats du présent travail ont permis de noter des taux de chlorophylle (a) très faibles au plus importants au mois de mai malgré la disponibilité des nutriments provenant des apports hivernaux, car cette régression du phytoplancton n'est pas seulement le résultat d'une diminution de la quantité de nutriments dans l'eau. Il faut rappeler que la prédation du zooplancton sur les producteurs primaires assure sans doute un rétrocontrôle négatif sur l'abondance du phytoplancton (Carlos *et al.*, 2000).

3.2.- Paramètres microbiologique

3.2.1- Paramètre bactériologiques

Les résultats des paramètres bactériologiques de l'eau du barrage de Bouroumi sont mis dans le tableau 06 (Annexe 02).

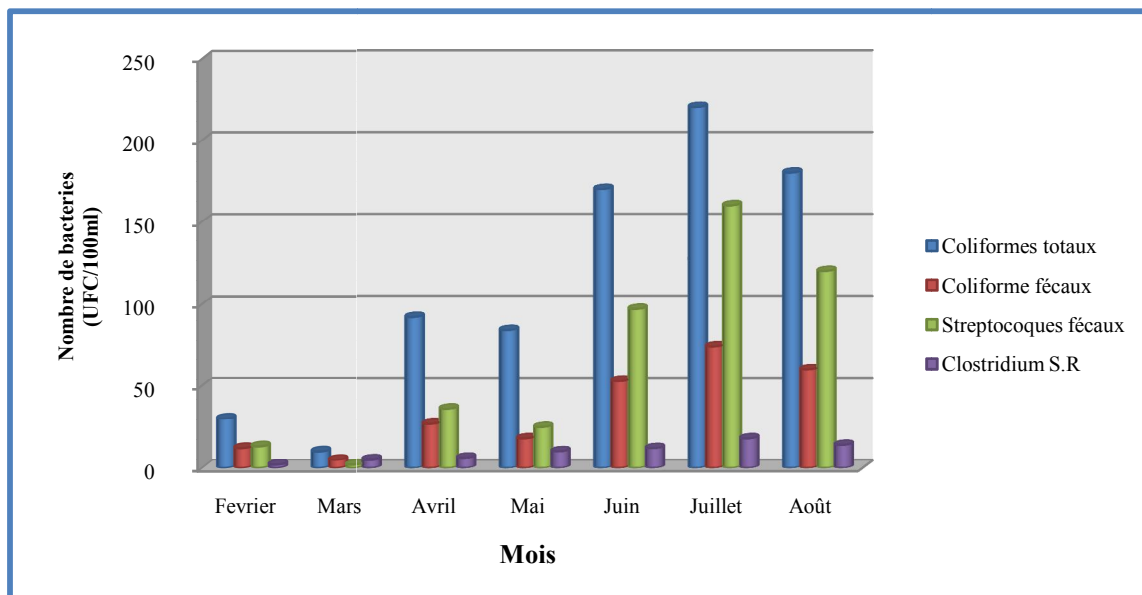


Figure n°23 : Variation mensuelle des coliformes totaux, fécaux, streptocoques fécaux et ASR dans les eaux du barrage Bouroumi

Les résultats des analyses microbiologiques (fig. 23) révèlent une influence du facteur saison sur la qualité bactériologique de l'eau du barrage de Bouroumi.

- Coliformes totaux et fécaux :** Les résultats de la figure 23, indiquent une forte présence des coliformes totaux et fécaux avec des taux comprises entre 05 et 220 germes/100ml. Jacin et *al.*, (2007), signalent que la qualité des eaux de surface de nombreux lacs et rivières souffre de la présence des niveaux élevés en coliformes fécaux considérés comme indicateur de contamination fécale. Cette augmentation des abondances bactériennes est plus importante en temps sec qui peut être attribué au rejet des eaux usées provenant des oueds qui alimentent le barrage. En plus les radiations ultraviolettes (ensoleillement), particulièrement importantes ont un pouvoir germicide. Ces radiations selon Crétuer (1998) sont potentiellement dangereuses pour la survie des bactéries. En plus, d'après Gleeson et Gray, (1997) cette charge due à la capacité de ces germes à résister aux conditions environnementales difficiles.
- Streptocoques fécaux :** Influencé aussi par le facteur saison avec la présence des germes dont leur nombres varient entre 02 et 160 germes/100ml. Cette charge microbienne est due aux matières fécales des animaux utilisées comme engrais dans les aires cultivées, ainsi que l'apport des eaux usées à partir des efflues. D'après El-Addouli *et al.*, (2009), les concentrations des streptocoques fécaux les plus élevées sont enregistrées en été et en

automne. Par contre la diminution du nombre des streptocoques fécaux est observée en printemps et en hiver ajoute les mêmes auteurs. Les résultats du présent travail montrent également que la concentration des streptocoques fécaux est la plus faible en comparaison avec celle des coliformes fécaux. Ceci pourrait expliquer d'après les travaux faites par Hunter et *al.*, (1999) que la moyenne du taux de mortalité des streptocoques fécaux est plus rapide.

♦ **Anaérobies sulfito-réducteurs** : D'après la figure 23, le nombre de spore des anaérobies sulfito-réducteurs (ASR) est variable de 02 à 18 spores par 100 ml avec une augmentation significative de ces spores dans l'eau du barrage pendant la période chaude. Cella est rapportée au faible débit et aux apports des eaux usées d'origines urbaines et industrielles.

On constate aussi que la charge microbienne en ASR est moins importante que celles des coliformes et des streptocoques, ce qui confirme le caractère domestique vu l'origine tellurique de ces micro-organismes. Selon Evens (2003), ce groupe de germes se compose des anaérobies d'origine tellurique et normalement présente dans les fèces mais en nombre moins important que les coliformes. Il est à souligner que la présence de ces ASR indique la présence de sulfite de fer qui provoque l'apparition des mauvaises odeurs et peut être à l'origine de la corrosion des conduites (Rodier, 2005).

D'une manière générale la diminution des paramètres bactériologiques bien que durant la période hivernale est due vraisemblablement aux pluies qui peuvent intervenir comme agents de dilution de la contamination bactérienne renforcé par les affleurements favorisant ainsi un ruissellement rapide, et cela en augmentant le débit de la rivière. Selon Hebert et Legare (2000), la teneur en polluants rejetés dans un cours d'eau diminue régulièrement et se trouve diluée dans un plus grand volume d'eau suite à la chute des pluies.

Les résultats obtenus du présent travail relèvent également d'importantes augmentations quantitatives des germes en période de crue surtout en février et en avril par rapport à la période d'étiage. Cette augmentation peut être reliée au lessivage des sols par les eaux de ruissellement, peut être néanmoins une raison principale pour la mobilisation des biomasses des sols. Egalement les charges bactériennes des eaux du barrage de bouroumi en fonction des saisons concordent avec celles menés en 2007 par Bou Saab *et al.*, sur le suivi de la qualité bactériologique des eaux de surface de la rivière Nahr Ibrahim au Liban.

3.2.2.- Origine de la pollution selon le rapport coliformes fécaux/streptocoques fécaux (CF/SF)

La figure 24 montre les variations mensuelle du rapport coliformes fécaux/streptocoques fécaux (CF/SF).

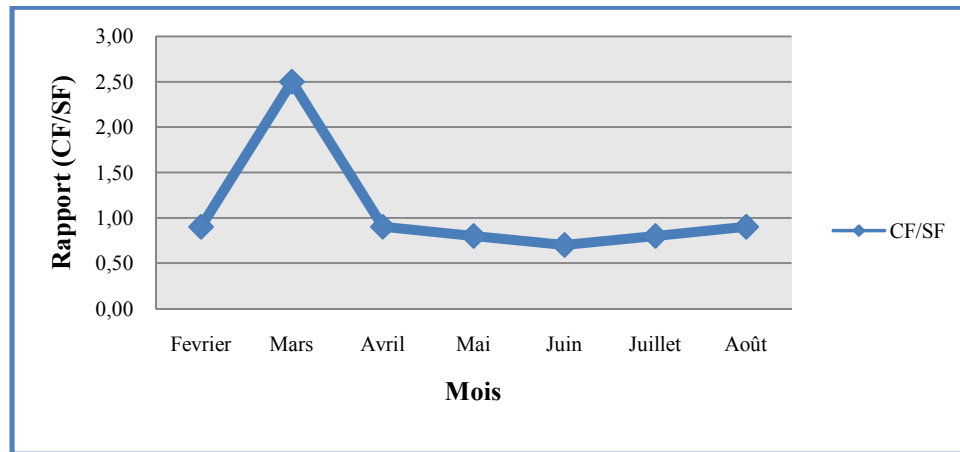


Figure n°24 : Variations mensuelle du rapport coliformes fécaux/streptocoques fécaux (CF/SF) dans les eaux du barrage de Bouroumi.

D'après la figure 24, on remarque en période d'étiage, le rapport CF/SF est nettement supérieur à 2.5 au mois de mars ce qui correspond à une pollution humaine. Ceci révèle l'impact majeur des rejets des villages proches et les eaux usées qui proviennent des oueds qui alimentent le barrage de Bouroumi.

Après la chute des pluies, ce rapport diminue considérablement par augmentation de la teneur en streptocoques fécaux. Ces apports en streptocoques proviennent du lessivage des sols et des aires de pâturage, alors qu'en période estivale.

Le rapport CF/SF a diminué significativement jusqu'à 0.8 après un lessivage intense des sols qui masque l'origine humaine de la pollution et indique une pollution d'origine animale. Cette origine animale peut être attribuée à l'utilisation des matières fécales des animaux comme engrais dans les aires cultivées au bord du barrage. Selon Borrego et Romero (1982), 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 $CF/SF < 0,7$ Principalement ou entièrement d'origine animale, CF/SF compris entre 0,7 et 1 Mixte à prédominance animale, CF/SF comprises entre 1 et 2 Origine incertaine, CF/SF compris entre 2 et 4 Mixte à prédominance humaine, $CF/SF > 4$ Source exclusivement humaine.

♦ **Germes pathogènes** : Pour ce qui est des germes pathogènes genre *Salmonella* et Vibrions colériques n'ont pas été détectés dans notre barrage, malgré la forte charge des

bactéries indicatrices de contamination fécale. Selon Aboukacem *et al.*, (2007) ceci peut être expliqué par l'absence des porteurs asymptomatique de la population habitante à proximité du barrage d'une part, et par la difficulté de recherche de ces germes d'autre part du fait de leur faible nombre par rapport au germe banales. El-Addouli *et al.*, (2009) expliquent que l'existence de ces germes serait due à l'état viable non cultivable, ce qui remettrait en question les techniques de culture classique utilisée.

3.2.3.- La flore fongique

Durant la période d'étude au niveau du barrage Bouroumi aucun développement de la flore fongique n'a été observé malgré la longue durée d'incubation, cela est due probablement à la variation temporaire de la température. En effet Dix et Webster (1995), notent que la température est l'un des plus importants facteurs affectant la croissance fongique devant les sources de carbone et d'azote.

3.3.- Microfaune

La microfaune composée d'organismes microscopiques (protozoaires et métazoaires) participent à l'élimination des bactéries libres qui constituent leurs proies (Cancler, 2004). Leur présence dans les eaux des barrages donne des indications sur la qualité de ce milieu. L'observation microscopique au cours de notre étude a permis de mettre en évidence les types de microorganismes selon les caractéristiques de Drakides (1994) et Duchene et Cotteux, (1993) (Tab 07).

Tableau 07 : Abondance de la microfaune trouvée dans l'eau du barrage de Bouroumi

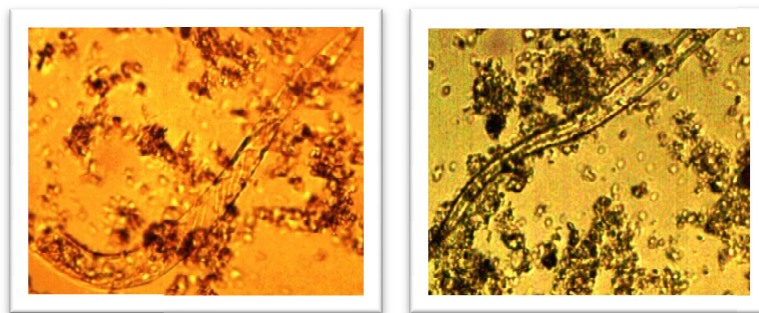
Microfaune		Abondance	Caractéristique
Nématodes	-Némathodes	+++	-Résistent au manque d'oxygène.
Rotifères	- <i>Rotaria sp</i>	++	-Résistent aux milieux acides.
Amibes	-Grande Amibe	++	-Bactérovore ou carnivore
Ciliés	- <i>Trachelophyllum</i>	+	-Concentration élevées en ammonium.
	- <i>Paramecium sp</i>	++	-Indique une bonne oxygénation.
	- <i>Coleps sp</i>	++	-Concentration élevées de la DBO ₅ .
Algues	- <i>Aulacoseira sp</i>	++	/
	- <i>Diatomée sp</i>	+	
	- <i>Navicula sp</i>	++	
	- <i>Cymatopleura elliptica</i>	++	
	- <i>Synedra acus</i>	++	
	- <i>Nitzschia sp</i>	++	

/ : Pas de caractéristique. + : Espèces faiblement fréquentes. ++ : Espèces moyennement fréquentes.
+++ : Espèces très fréquentes.

D'une manière générale, les amibes libres sont présentes en abondance dans les eaux de surface puisqu'elles sont très résistantes à la plupart des agents physiques ou chimiques de désinfection (Tomas, 2012). Il faut ajouter que la communauté des protozoaires et des métazoaires des eaux vivent en relation étroite avec les bactéries (Pasztor *et al.*, 2005).

♦ Nématodes

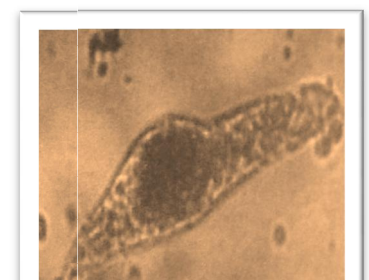
Les nématodes sont des métazoaires non segmentés et sans poil dont la forme et la souplesse sont caractéristiques. Ils apparaissent d'après Duchene et Cotteux (1993) souvent noirâtre, de tailles supérieures à 150 μm (fig. 25).



**Fig.25 : Nématodes (G×40)
(Originale)**

♦ Rotifères

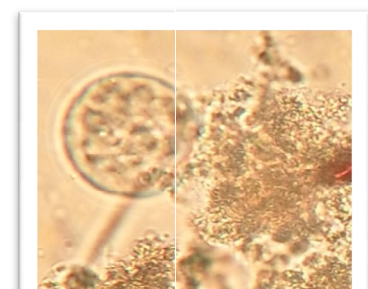
On note la présence de différentes formes de rotifères, dont l'espèce la plus fréquente appartient au genre *Rotaria sp* (fig.26). C'est un ver au corps souple, fortement contractile, mesurant de 100 à 250 μm . Ce protozoaire résistant dans les milieux acides, se déplace par nage ou par des mouvements de reptation dont son régime alimentaire est bactériophage (Drakides, 1994).



**Fig. 26 : *Rotaria sp*(G×40)
(Originale)**

♦ Amibes

On a noté la présence de grandes amibes (fig.27) Elles sont souvent corrélées à une bonne oxygénation (Cancler, 1999).



**Fig. 27 : Grande Amibe (G×40)
(Originale)**

♦ Ciliés

a.- *Trachelophyllum sp.*

Petit cilié holotriche (40µm), au corps mobile et souple, prédateur de grosses bactéries et petits flagellés (fig. 28). La présence du genre *Trachelophyllum* est caractéristique de conditions intermédiaires entre l'apparition des petits flagellés et des péritriches (Drakides, 1994).

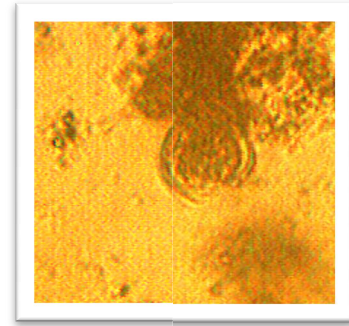


Fig.28: *Trachelophyllum sp.* (G×40)
(Originale)

b.- *Coleps sp*

C'est un autre cilié très fréquent (fig. 29) et ne se présente que si l'élimination du carbone est bien assurée et l'oxygénation est très suffisante (Duchene et Cotteux ,1993)

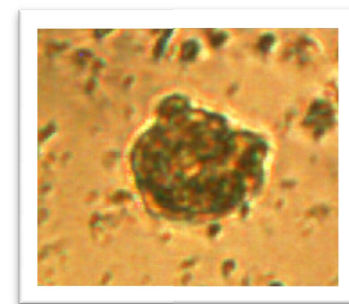


Fig.29 : *Coleps sp.* (G×40)
(Originale)

c.- *Paramecie*

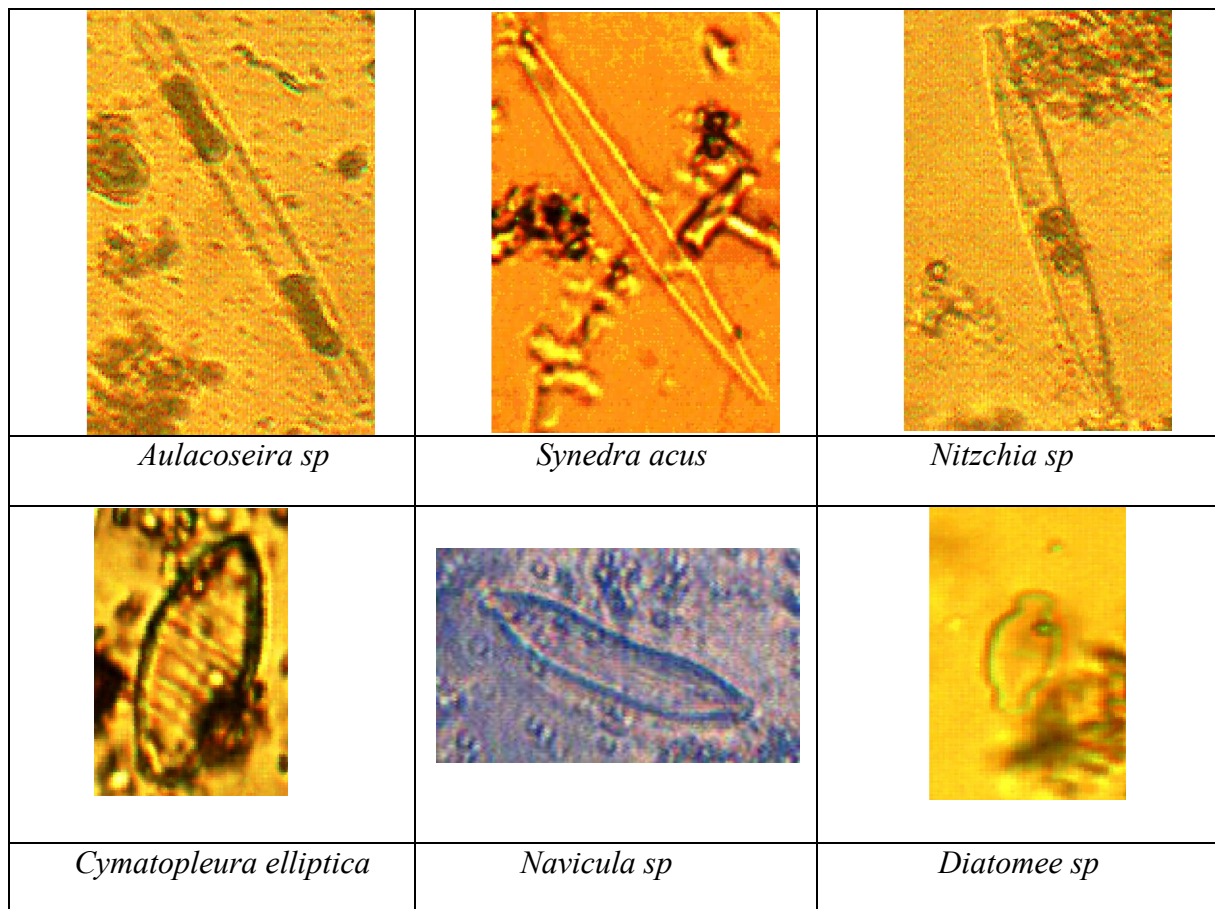
C'est un cilié holotriche (150-250µm), a ciliature dense et courte (fig. 30). Elle est fréquente dans les eaux là ou la concentration de l'azote ammoniacal est élevée sur les lits bactériens (Drakides, 1994).



Fig. 30 : *Paramecium sp.* (G×40)
(Originale)

♦ Algues

Les algues trouvées dans les échantillons prélevés sont présentés dans la figure 31.



**Figure n°31 : Différentes algues trouvées dans les eaux du barrage de Bouroumi (G×40)
(Originales).**

3.3.- Résultats de l'étude parasitologie

Les eaux brutes du barrage Bouroumi véhiculent habituellement quelques pathogènes humains à titre d'exemple les œufs d'helminthes parasites. Notre étude a consisté en la caractérisation parasitaire de ces eaux. Les résultats obtenus sont représentés par la figure 32. Les observations faites au microscope optique (G×40) nous ont permis l'obtention des différents kystes de protozoaires et d'œufs d'helminthes trouvés dans les eaux de notre barrage (fig.32).

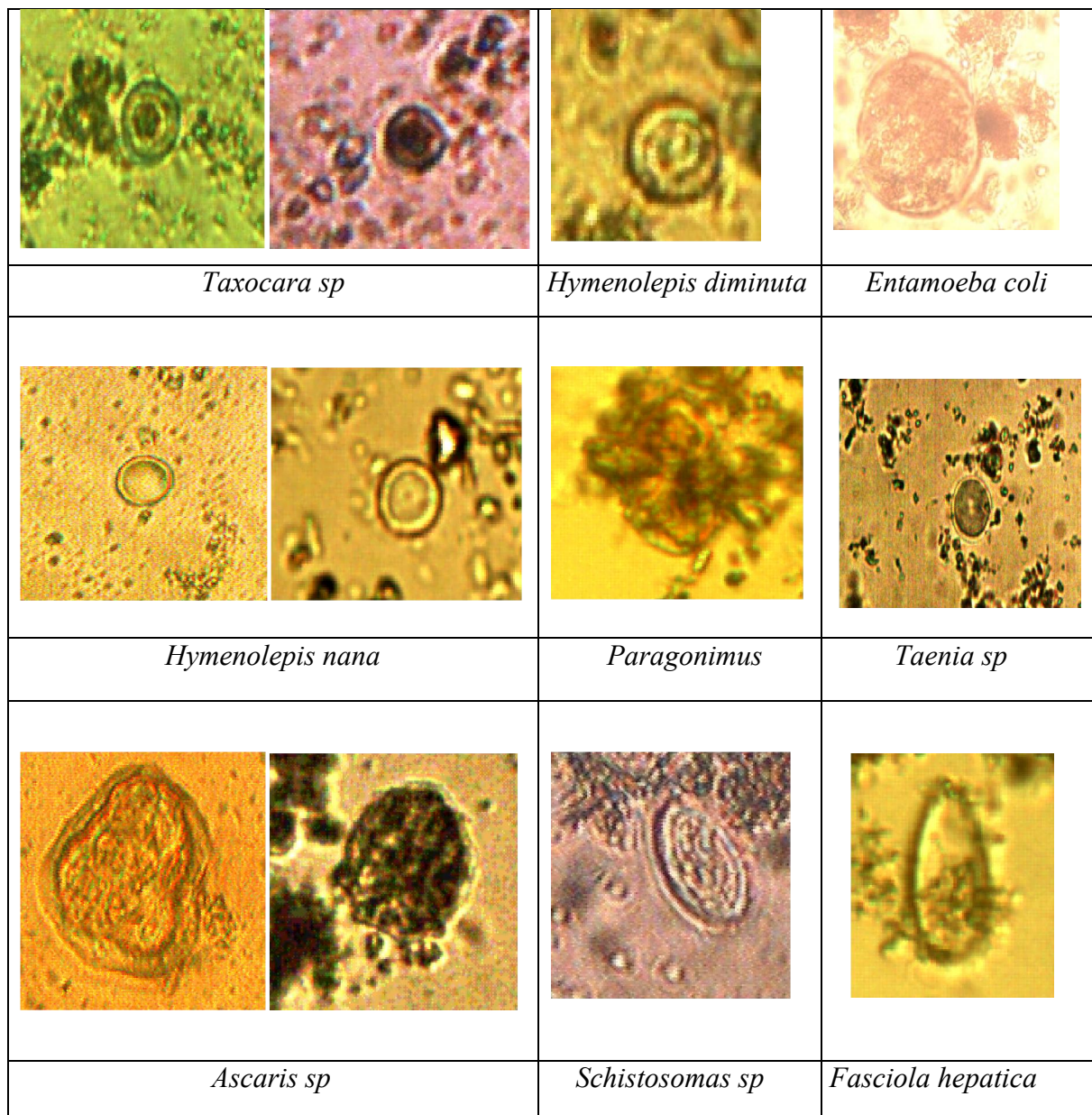


Figure n°32 : Différents types de kystes de protozoaires et d'œufs d'helminthes.

D'après le tableau n° 10 (Annexe 02), on a pu identifier les kystes de protozoaires par la présence de l'amibe *Entamoeba coli* et les œufs d'helminthes avec les Nématodes (*Ascaris sp*, *Taxocara sp*), les Cestodes (*Hymenolepis nana*, *Hymenolepis diminuta*, *Taenia sp*.) et les Trématodes (*Schistosoma sp*, *paragonimus*, *Fasciola hepatica*).

La figure 33 présente les variations des kystes de protozoaires et d'œufs d'helminthes dans le barrage de Bouroumi.

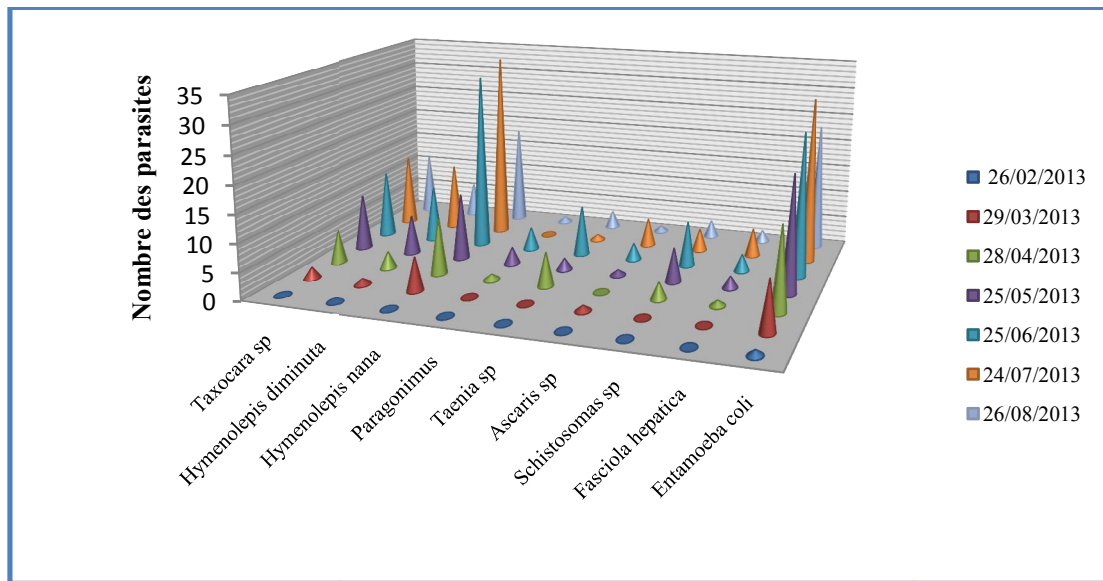


Figure n° 33 : Variation des kystes de protozoaires et d'œufs d'helminthes dans les eaux du barrage Bouroumi.

D'après la figure 33, on remarque que les espèces *Hymenolepis nana* et *Hymenolepis diminuta*, sont les plus fréquentes dans les eaux du barrage étudié, avec cependant une apparition de *Taenia sp*, dans les derniers échantillons et des Nématodes (*Ascaris sp*, *Taxocara sp*). Une moyenne de 283 œufs d'helminthes et de kystes de protozoaires par litre à été dénombrée dans les eaux analysées. Selon l'OMS (1989) l'abondance en œufs d'Helminthes en période printemps-été est due aux conditions de température, d'humidité, d'oxygène et de rayonnement solaire favorables à la maturation de ces helminthes parasites.

D'après la figure 34, on remarque que le nombre des œufs d'helminthes est supérieur aux kystes de protozoaires avec une répartition de 69% pour les helminthes et 31 % pour les protozoaires. Ces pourcentages indiquant que le barrage de Bouroumi reçoit des eaux usées qui n'ont pas été déversées directement mais probablement en provenance des oueds qui déversent dans ce barrage.

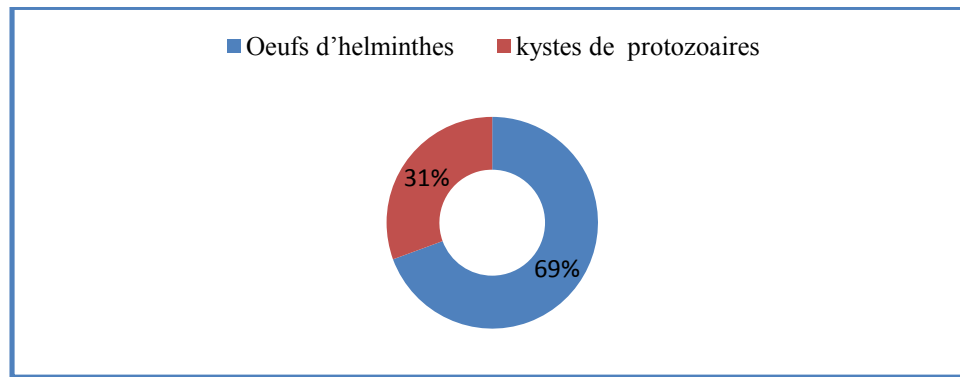


Figure n° 34 : Répartition des kystes de protozoaires et d'œufs d'helminthes dans le barrage de Bouroumi.

3.4.- Analyse statistiques des données concerne les paramètres étudiés

L'interprétation a porté sur la détermination des coefficients de corrélation de Bravais-Pearson entre les différents paramètres mesurés tout au long de notre période expérimentale. Le tableau 11 (Annexe 05) représente des matrices de corrélation entre les différents paramètres étudiés sur les eaux du barrage Bouroumi.

On remarque au niveau de la matrice de corrélations inter-paramètres appliquée aux eaux du barrage les résultats suivants :

*- Une forte corrélation positive entre les coliformes totaux et fécaux ($r = 0,987$) et entre les entérocoques et les coliformes totaux ($r = 0,973$), donc une forte corrélation positive entre différentes bactéries témoins de contamination fécale. Ceci peut être expliqué par l'origine domestique des eaux prévenant des oueds.

*- Une forte corrélation positive et significative entre les ions phosphates (PO_4^{3-}) et le différent type de bactérie présente dans le barrage de Bouroumi avec :

Coliformes totaux et (PO_4^{3-}) avec $r = 0,870$.

Coliformes fécaux et (PO_4^{3-}) avec $r = 0,895$.

Entérocoques et (PO_4^{3-}) avec $r = 0,902$.

Anaérobie sulfitoréducteur et (PO_4^{3-}) dont $r = 0,792$.

Ceci peut être expliquée par les apports en PO_4^{3-} provenant en grande partie des lessivages et des engrais (Festy *et al.*, 2003), proviennent également des déchets de métabolismes des protéines et son élimination sous forme des phosphates dans les urines par l'homme. Cette interprétation rejoint les affirmations de N'diaye *et al.*, (2011) que les ions des phosphates proviennent de la charge fécale d'origine domestique représenté essentiellement par divers matières organiques azotées, phosphatés et germes fécaux.

*- Une forte corrélation positive entre les coliformes totaux et fécaux ($r = 0,987$) et entre les entérocoques et les coliformes totaux ($r = 0,973$), donc il existe une forte corrélation positive entre les différentes bactéries témoins de contamination fécale. Ceci peut être expliqué que les oueds qui déversent dans le barrage contiennent des eaux usées. Cette interprétation rejoint les affirmations de Saliba *et al.*, (2003) en ce qui concerne les eaux usées issues d'effluents domestiques chargés de matière organique d'origine fécale.

*- Une forte corrélation positive entre les nitrites et l'azote ammoniacale ($r = 0,642$), ceci peut être expliqué selon Bassompierre (2007) par l'hydrolyse enzymatique de l'azote organique particulaire en azote organique soluble puis en azote ammoniacal puis en nitrites.

*- Une forte corrélation entre la matière organique et l'anhydride carbonique libre avec ($r = 0,842$). Ce qui explique le CO_2 est à la base de la synthèse organique (Rodier *et al.*, 2005).

*- Une forte corrélation positive entre les coliformes totaux et la température ($r = 0,786$), entre les coliformes fécaux et la température ($r = 0,726$), entre les entérocoques et la température ($r = 0,708$) et les anaérobies sulfitoréducteur ($r = 0,861$), donc il existe une forte corrélation positive entre les bactéries présentes dans le barrage et la température. Parce que cette dernière est favorable au développement des espèces bactériennes (Cebon, 2004).

*- Une forte corrélation négative entre la matière organique et la teneur en oxygène dissous ($r = -0,842$), ceci s'explique selon El-Addouli *et al.*, (2009) par l'instauration des conditions de dégradation de la matière organique par les microorganismes dont l'activité et la multiplication, nécessitant l'oxygène.

*- Une forte corrélation négative entre la température et l'oxygène dissous ($r = -0,796$), qui est due à une forte activité bactérienne dans le barrage.

*- Une forte corrélation positive entre les teneurs en nitrates et les différents types de bactéries trouvés dans le barrage (coliformes totaux : $r = 0,739$; coliformes fécaux : $r = 0,805$; Entérocoques : $r = 0,830$ et Anaérobies sulfitoréducteur : $r = 0,709$). Ce fait conforme selon Khalaf (1984), l'origine domestique d'une grande portion des nitrates.

*- Une forte corrélation négative entre les teneurs en nitrates et les teneurs en oxygène dissous ($r = -0,686$). D'après Cebon (2004), les bactéries nitrifiantes sous l'effet de l'oxygène synthétisent des nitrates à partir d'un support organique riche en azote.

*- Une forte corrélation positive entre l'anhydride carbonique libre et l'oxygène dissous ($r=0,818$) dont les bactéries fournissent du CO_2 aux algues en décomposant la matière organique, tandis que les algues fournissent aux bactéries selon Beuffe (2006), l'oxygène nécessaire à leur métabolisme.

*- Une forte corrélation négative entre la température et l'oxygène dissous ($r=0,796$) s'explique selon Rodier *et al.*, (2005) par la solubilité de l'oxygène en fonction de la température.

Conclusion générale

Les résultats obtenus dans cette étude nous ont permis de déterminer la qualité physicochimique, microbiologique et parasitologique des eaux du barrage de Bouroumi, inhérente aux fluctuations saisonnières et aux différentes activités intrinsèques liées au fonctionnement de l'écosystème aquatique.

Les paramètres physicochimiques présentent de très grandes variations à savoir :

L'évaluation de la température des eaux du barrage d'une façon saisonnière au cours du cycle hydrologique et l'alcalinité de ces derniers qui ne dépassent guère 8,5 unités de pH.

Les variations de la concentration des éléments chimiques (calcium, magnésium et chlorure) sont liées à l'effet des pluies, de l'évaporation et de l'irrigation.

L'importance des teneurs moyennes en nutriments phosphorés et azotés dans les eaux de barrage relève du fait des apports qu'elles reçoivent des niveaux trophiques différents.

La grande concentration en fer et en ammonium dans les eaux du barrage surtout en période estivale augmente les coûts des traitements des eaux sans que la qualité organoleptique soit entièrement satisfaisante.

Les teneurs en sulfates du fait qu'elles n'ont pas été impliquées dans le processus de décomposition de la matière organique sont très importantes avec une moyenne égale à 119,42 mg/l.

L'eutrophie du barrage par les rapports fonctionnels entre la production phytoplanctonique estimée par la chlorophylle (a) et la photosynthèse estimée par l'oxygène dissous qui présente un déficit en été, et entre la nutrition estimée par les orthophosphates et la production phytoplanctonique suggèrent l'interdépendance des paramètres de qualité.

La qualité bactériologique des eaux de barrage de Bouroumi et plus ou moins satisfaisante révèle la présence de pollution anthropique dans cet écosystème aquatique. Par conséquent la conformité de notre eau par rapport aux normes (OMS, 2004 ; JORA, 2011) permet leur utilisation dans l'approvisionnement en eaux potable et l'irrigation.

L'observation microscopique a révélé la présence d'espèces indicatrices de l'état du barrage Bouroumi, bien que la technique de Bellenger (1997) nous a permis d'identifier des kystes de protozoaires avec la présence d'amibe *Entamoeba coli* et d'œufs d'helminthes, tels que les

Nématodes (*Ascaris sp.*, *Taxocara sp.*), les Cestodes (*Hymenolepis nana*, *Hymenolepis diminuta*, *Taenia sp.*) et les Trématodes (*Schistosoma sp.*, *paragonimus*, *Fasciola hepatica*).

Recommandation et perspective

Des solutions à court terme d'ordre chimique et physique par des injections de nitrates, et d'aération verticale par oxygénation des eaux du barrage sont nécessaires pour une meilleure qualité d'eau.

Des solutions à moyen terme d'ordre biologique telles que l'empois-somment afin de diminuer la biomasse algale.

Des solutions à long terme par le reboisement du bassin versant puis que les apports en matières nutritives sont fortement corrèles aux apports de matières en suspension pour cela nous recommandons en dernier lieu de suivre les paramètres essentiels touchant à la prolifération du processus de l'eutrophisation au niveau de nos barrages afin de pouvoir réaliser des modèles mathématiques. Ces derniers serviront à systématiser les connaissances du fonctionnement de l'écosystème d'un barrage, à étudier la stratification thermique, les transports verticaux et horizontaux qui permettent de combattre les symptômes de l'eutrophisation et la pollution dans les plans d'eaux d'une manière continue.

Il est intéressant si nous voulons assurer la préservation du barrage de Bouroumi, de contrôler en permanence leur état de santé, tant au niveau de la qualité de leur eaux que de la diversité des organismes qui y vivent et de la qualité de leur biotopes. A ce titre, l'utilisent de ce qu'on appelle des indicateurs biologiques. Ces derniers sont très variés mais ont peut les répartir en 4 niveaux :

.- Niveau individuel, sont des indicateurs biochimiques (modifications enzymatiques. Carcinogénèse), physiologiques (taux de croissance, taux de fécondité, maladies), et de comportement.

.- Niveau de la pollution, sont principalement des indicateurs démographiques (structures en âge, taille et sexe, taux de natalité et de mortalité)

.- Niveau communautaire, les indicateurs concernent la présence ou l'absence de certaines espèces influentes.

.- Niveau de l'écosystème, on examine la structure des communautés (richesse spécifique, abondance, biomasse, indicateurs de structure), les processus (production primaire, production secondaire. Cycles des éléments nutritifs), les structures (niveaux trophiques, chaine alimentaire), ou le paysage (hétérogénéité, fragmentation), qui sont autant d'indicateurs dits écologiques.

- Aboukacem A., Chalaoui A., Soulaymani A., Rhazi-Filali F., Benali D. (2007).**- Etude comparative de la qualité bactériologique des eaux usées des oueds Boufekrane et Ouislane à la traversée de la ville de Meknés (Maroc). *REV. Microbiol. Ind. San. Et Environn.* N°1, pp 1-10.
- Achour S., Guergazi S. (2002).**- Incidence de la minéralisation des eaux algériennes sur la réactivité de composés organiques vis-à-vis du chlore, *Rev. Sci. Eau*, 15, 3,pp 649-668.
- Arfi R. (1991).**- Qualité des eaux : hydrogéologie, matériel particulier et plancton.rapport de convention 1991,Etang de bene,p 12-55.
- Attab S. (2011).**- Amélioration de la qualité microbiologique des eaux épurées par boues activées de la station d'épuration Haoud berkaoui par l'utilisation d'un filtre a sable local. Mémoire de Magister. Université Kasdi Merbah-Ouargla, P 152.
- Atteria O. (2005).**- Chimie et pollution des eaux souterraines, édition la voisier, p 398.
- Aubry G. (2003).**- Enlèvement de l'azote des eaux usées par un procédé à culture fixée immergée. Mémoire présenté à la faculté des études supérieures de l'université Laval pour l'obtention du grade de maîtres sciences (m.sc.) .université Laval Québec, p161.
- Barroin (2003).**-Gestion des risques. Santé et environnement : le cas des végétaux aquatiques. Le courrier de l'environnement de l'INRA n°48 février 2003. Paris, pp 1-17.
- Bassompierre E.-C. (2007).**- Procédé à boues activées pour le traitement d'effluents papetiers : de la conception d'un pilote à la validation de modèle. Thèse Doctorat Institut National Polytechnique de Grenoble, pp 25- 42.
- Baumont S., Camard J-F., Lefranc A., Franconi A., (2005).**- Réutilisation des eaux uséesépurées : risques sanitaires et faisabilité en Île-de-France. ORS (Observatoire régional desanté d'Ile-de-France). Institut d'aménagement et d'urbanisme de la région Ile de France ,p122.
- Bailenger J. (1979).** Mechanisms of parasitological concentration in coprology and their practical consequences. *Journal of American medical technology*,pp 41-65-71.
- Beuffe H. (2006).**- Gestion de la qualité de l'eau .Ed.Cemegref, 18^{ème} congrès des grands barrages, Paris, p157.
- Bennefoy,C.Guillet, F. Leyral, G. et Verne- Bourdais, E. 2002.** Microbiologie et qualité dans les industries agroalimentaires. Paris : collection : *biosciences et techniques*, série : *sciences des aliments*, p 248.
- Benzha. (2009) .-Benzha f., Hilali A., Kaoukaya A., Tahiri M., Delhi R., Hangouet B.(2009) .-** Evaluation de la qualité de l'eau brute servant à alimenter en eau potable la ville

de Casablanca (Maroc). 2^{ème}.Ed.congrès international sur les eaux, déchets et environnement à ELjadida. Union des pays de la méditerranée. Novembre 2009.

Bento A-P., Philippi L-S., Sezerino P-H., Reginatto, V., Lappoli, F-R. (2005).- Microfauna characterization in activated sludge waste water treatment plant : an instrument of assessment and control of process : Artigo Thechnico, pp 329-338.

Bliiefert C ., Perraud R.(2001).- Chimie de l'environnement : Air, Eau, Sols, Déchets. Ed. De Boek Diffusion,p 477.

Blinda M. (2007).- Pollution tellurique du littoral nord-ouest du Maroc entre Tanger et Tétouan Caractérisation, Impact sur l'environnement et Proposition de Solutions, Thèse de doctorat Université Mohammed V faculté des sciences Rabat, p 194.

Bontoux J. (1993).- Introduction à l'étude des eaux douces ; eaux naturelles, eaux usées, eaux de boisson. Ed. Technique et Documentation Lavoisier, p 166.

Bonnard R. (2001).- Le risque biologique et la méthode d'évaluation du risque. Ministère de l'aménagement du territoire et de l'environnement, rapport final, p 70.

Bouglin J-C.(2001).- Propriétés des eaux naturelles.Traité environnement,Ed. N.Boubee Cie, pp 1-110.

Bouglin J-C. (2000).- Envirennement, G1, thechnique de L'ingenieur, G1110, 6p.

Billen G., Garnier J.(2006) .-L'entrophisation dans le bassin de la seine :Role de l'évolution à longue terme des nutriments .CNRS,Paris ,p37.

Borrego F., Romeo. (1982).- BORREGO A.F. et P. ROMERO (1982). Study of the microbiological pollution of a Malaga littoral area II. Relationship between fecal coliforms and fecal streptococci.VIe journée. Pollutions, Cannes, France, pp 561-569.

Bocard D. (2005).-Les grands binômes .Département des sciences biologiques, université de montréal .Québec, p18.

Brousse N ., Leversque B ., Guillemet T., Dauvin D.,Giroux I P .,Cantin P .,Gingras S.,Laverdiere D .(2009).-Etude de la contamination microbiologique des spas publics au quebec .Direction des risques biologiques environnementaux et occupationnels , p107.

Canler J.P.(1999).- Aide au diagnostic des stations d'épuration par observation microscopique des boues activées. Paris : Cemagref,p 155.

Canler J.P. (2004).- Dysfonctionnements biologiques des stations d'épurations : origines et solutions. FNDAE N°33 Document Technique : Cemagref Ed. 107p.

Cardot C. (2005).-Les taitements de l'eau.Ed.Ellipses,p151.

- Carlos J., Maia DE Oliveira ., Jacques Clavier .(2000).**- Variations spatiotemporelles des matières en suspension dans l'estuaire du Sinnamary, Guyane française.
- Celerier J.L., Faby J.A. (2003).**-La dégradation de la qualité de l'eau potable dans les réseaux. Office international de l'eau, p 12-98.
- Cébron A. (2004).**-Nitrification, bactéries nitrifiantes et émissions de N₂O. Thèse de doctorat, Université. Paris VI-Pierre et Marie Curie, p289.
- Chachuat E., Roche N., Latifi M-A. (2007).**- Nouvelle approche pour la gestion optimale de l'aération des petites stations d'épuration par boues activées. L'eau, l'industrie, les nuisances, pp 24-30.
- Choubert J-M.(2002).**- Analyse et optimisation du traitement de l'azote par les boues activées à basse température. Thèse de Doctorat. Université Louis Pasteur- Strasbourg, pp 29-39.
- Clement V., Oriment G., (2004).**-Programme d'évolution et de surveillance des lacs : ville de ment tremblant .Biofilla Québec , p11 .
- Cornaz S. (2004).**- Evaluation de statut trophique d'un canal de drainage sous l'impact des pollutions d'origine diffuse et ponctuelles : cas de grand canal de la basse plaine de Rhone. Mémoire de Licence. Université de Lausanne, Suisse, p180.
- Creteur X. (1998).**- Pollution microbienne des eaux : origine et mécanismes. Mémoire D.U., Eau et Environnement, D.E.P. Univ. De Picardie Jules Verne, Amiens, France, p60.
- Dix N-J., Webster J. (1995).**-Fungal Ecology. Chapman and Hall, London, Cambridge, pp 546.
- Derradji F., Bousnoubra H., Kherici N., Romeo M., Caruba R. (2007).**-Impact de pollution organique sur la qualité des eaux superficielles dans le Nord-est algérien, Sécheresse vol.18, pp 23-27.
- Diop S ., Tandia A.(1997).**-Qualité de l'eau de la nappe phréatique a Yeumbeul, Sénégal étude sur le terrain. CSI info, p27.
- Drakides C. (1994) .**-Micro F Diagnostic. Ed.CNRS, université Montpellier , p 2- 46.
- Djabri .(1996) .-** Pollution des eaux de la vallée de La Seboue -régions Guelma - Bouchegouf - Annaba, ses origines Géologiques, Industrielles, Agricoles Et Urbaines. Thèse de doctorat D'état. Univ, Annaba , p274 .
- Delarras C ., Trebaol B., Durand J. (2010).**-Surveillance sanitaire et microbiologique des eaux : Réglementation, microorganisme, prélèvement, analyses. 2^{ème} Ed. TEC/DOC, l'avoisier, p542.

Dgremont A. (2000).- Mémento technique de l'eau. Ed. Technique et documentation, Tome 1, Paris, pp576-682.

Delarras C., (2003).- Surveillance sanitaire et microbiologique des eaux. Lavoisier technique et documentation, p 269.

Deronzier G., Choubert J-M. (2004).- Traitement du phosphore dans les petites stations d'épuration à boues activées, comparaisons techniques et économiques des voies de traitement biologique et physico-chimique. Ministère de l'Agriculture, de l'Alimentation, de la Pêche et des Affaires rurales FNDAE n° 29. Ed. Cemagref Antony, p 24.

Desjardins R. (1990).-Le traitement des eaux .2^{ème}Ed.L'ecole polytechnique de Montreal, pp 3-111.

Djermakoye M.(2005).- Les eaux résiduaires des tanneries et des teintureries : caractéristiques physico-chimiques, bactériologiques, et impact sur les eaux de surface et les eaux souterraines. Thèse de Doctorat. Université de Bamako. Mali, p 119.

Duchene PH ., Cotieux E.(1993).- Les éléments les plus significatifs de la microfaune des boues activées. Cemagref-Division qualité des eaux- Paris. pp471- 447.

Dupieux N. (2004). - Une proposition de protocole commun pour la description et la suivi des annexes hydrauliques du bassin de la Loire. Programme Loire nature, mission scientifique.Paris, p18.

Dussart B. (1966).-Limnologie : Etude des eaux continentales. Ed. Gauthier-Villars, Paris, pp32-676.

Edeline F. (2001).-Le pouvoire autoépuration des rivieres .Ed .Cebedoc sprl , liege pp164-172.

El-Addouli et al 2009 El-Addouli. J, Chahloui. A, Berrahou. A, Chafi. A, Ennabi. A, Karrouch L. (2009).- Influence des eaux usées utilisées en irrigation sur la qualité des eaux de l'Oued Bouishak région de Meknés (centre-sud du Maroc),Rev. Microbiol. Ind .San et Environn.Vol 3, pp 57-75.

Evans E. (2004).- Evaluation des risques sanitaires et écotoxicologiques liés aux effluents hospitaliers. Thèse de Doctorat. Institut nationale des sciences appliquées de Lyon, p 237.

Faby J.A., Brissaud F(1997).- L'utilisation des eaux usées épurées en irrigation. Office International de L'eau, p76.

FAO. (2003).- L'irrigation avec des eaux usées traitées. Manuel d'utilisation, p73.

Faurie C., Ferra C., Medori P., Devaux., Hemoptinne J-L. (2005).- Ecologie, Approche scientifique et pratique. 5^{ème} Ed. Tec et Doc, Paris, pp 214- 215.

Festy B., Hartamann P., Ledrans M.,Levallois P.,Tricard D. (2003).- Qualité de l'eau, édition Tec et Doc, p 37.

Guergazi S.,Achour S.(2005) .-Caractéristiques physico-chimique des eaux d'alimentation de la ville de Biskra .Pratique de la chloration .Laboratoire de recherche en hydrolique souterraine et de surface .Larhyss journal 04 , pp119-127.

Genin B.,ChauvinC., Menard F.(2003).- La maladie liée au cadmium porte le nom d'Itai-Itai .Ed. Martine Poillot,p 221.

Henry H-T.,Beaudry J-P.(1992) .-Chimie des eaux.1^{er} Ed.le Griffon d'argile ,canada, pp 188-53.

Harrat N., Achour S.(2011) .- qualite et reactivite des eaux de barrage de Zit el-Emba alimentant la station de traitement d'Azzaba , Université Mohamed Khider – Biskra, Algérie. **Courrier du Savoir** – N°11, pp.113-117

Herbert S., Legare S. (2000).- Suivi de la qualité de l'eau des rivières et petit cours d'eau. Ministère de l'environnement .Québec, pp 5-40.

Haslay C., Leclerc H. (1993).-Microbiologie des eaux d'alimentation. Ed. Lavoisier technique et documentation, Paris,p 495.

Ibge (2005).-Qualité physico-chimique et chimie des eaux de surface. Cadre générale institut Bruxellois pour la gestion de l'environnement, observation des données de l'environement, pp13-21.

Joseph S., Marie S.(2007).- Les phosphates, Association des sport nautiques des lacs, p 5.

Khalaf G., Slim K., ABI- Guanem C., Nakhle K., Fakri M.(2009).- Caractérisation et corrélation des paramètres biotiques et abiotiques des eaux du Nahr El Bared. Lebanese science journal, vol. 10, N°1, pp 3- 21.

Khattabi H.(2002) .-Intérêts de l'étude des paramètres hydrogéologique et hydrobiologique pour la compréhension du fonctionnement de la station de traitement des lixivats de décharge d'ordures ménagères d'Etouffons (Belfort,France) .Thèse de doctorat.Université d'artois, p 250.

Lebres A., Azizi D.,Taleb F., Taouchicet B.(2002).-Manuel des travaux pratiques. I nstitut Pasteur d'Algérie, p 20.

Liman Y.(2003).-Contribution à l'étude des conditions du milieu et des peuplements phytoplactonique du barrage jomine en relation avec le réseau de distribution , mémoire de diplôme d'étude approfondie INA . tunisie , pp1.

Mizi A. Traitement des eaux de rejets d'une raffinerie des corps gras région de Bejaia et valorisation de déchets oléicoles. Thèse de doctorat D'état, université d'Annaba, Algérie, 2006, p 26- 27.

Mouni L .,Merabet D., Arkoub H.(2005).- Etude et caractérisation physico-chimique des eaux de l'oued Soummam (Algérie), Sécheresse vol. 20, pp 360-366.

N'diaye A.D., Ould Kankou M.A ., Baidy L., Ibno Namr K.(2011).- Caractérisation des nutriments azotes et phosphates contenus dans les effluents de la ville de Nouakchott. Science Lib. Ed. Mersenne : Volume 3, N ° 110704, p 15.

OMS.(1989).- Health guidelines for the use of waste water in agriculture and aquaculture. Rapport d'un groupe scientifique de l'OMS. Genève : Organisation Mondiale de la Santé ,p74.

OMS.(2004).- Guide de lignes for breaking-water quality.vol.1.Recommandation, 3rd.Ed.Word health organization Geneva.

Potelon J.L., Tricard D., Buffaut P., Vinl J ., Savivc P. (1998).-Le guide des analyses de l'eau potable .Ed .La lettre du cadre territoriale, pp 81117.

Pasztor I.,Szentgyorgyi H., Holenda B .(2005).- Comparison of activated sludge flock structure and microbial fauna of two Hungarian wastewater treatment plants, Ed. Hij-Env-060531-A, p6.

Potelen J.L., zysmam k. (1998). - Le guide des analyses de l'eau potable.Ed.la lettre du cadre territorial, pp 81-117.

Rodier J., Bazin C., Chambon P., Broutin G-P. Champsaur H., (1996).- L'analyse de l'eau : eaux naturelles, eaux résiduaires, eau de mer. 8^{ème} Ed. technique, Paris, p 19-100.

Rodier J., Bazin C., Chambon P., Broutin G-P., Champsaur H.(2005).- L'analyse de l'eau : eaux naturelles, eaux résiduaires, eau de mer. 8^{ème} édition. Paris: DUNOD technique, p1383.

Saliba K.J., Allen R.J.W., Zissis S., BRAY P.G., Ward S.A., Kirk K.(2003).-Correlation between ammoniac and chemical and microbiological pollution of the coastal waters. Workshop on Fisheries. Aquaculture and environment. Lattakie, Syrie,p 278.

Slim K., Saad Z., El-Samad O., Kazpard V.(2005).- Caaractérisation chimique et algologique des eaux superficielles de la rivière Oronte (Liban) dans un climat semi-aride, sécheresse vol. 16, pp 31-35.

Schmidt P. (2005).-Guide pratique de l'eau et de l'assainissement. Ed.Berger-Levrout, p 27.

Schleiss A-J., Pougatsch H. (2011).-Les barrages du projet a la mise enservicece .Ed.Presses polytechnique et universitaire, Romande, p714.

Sevrin M., Reyssac G., Delanoue J., Proulx D., (1995).- Le recyclage de lisier de porc par lagunage. Edition Technique et Documentation Lavoisier. 118p.

Cebedoc,p 125.

Thomas,H. (2006) .-Caractéristiques physicochimiques de l'eau: ecologie et interaction avec des micoorganismes,l'université Paris sud faculté de pharmacie, p133.

Thomas H. (2012).-Amibes libre de l'environnement : ecologie et interaction avec des micoorganismes,l'université Paris sud faculté de pharmacie, p 64

Tardat-henry M., Beaury J.P. Chimie des eaux, Ed. Le Griffon diargile INC, Canada, pp118-244.

Zwahlem R.(2003).-Identification and mitigation of environment al ipact of dans project.Ed. Kluwer academic publishers, New York, pp 281-370.

Annexe 01:

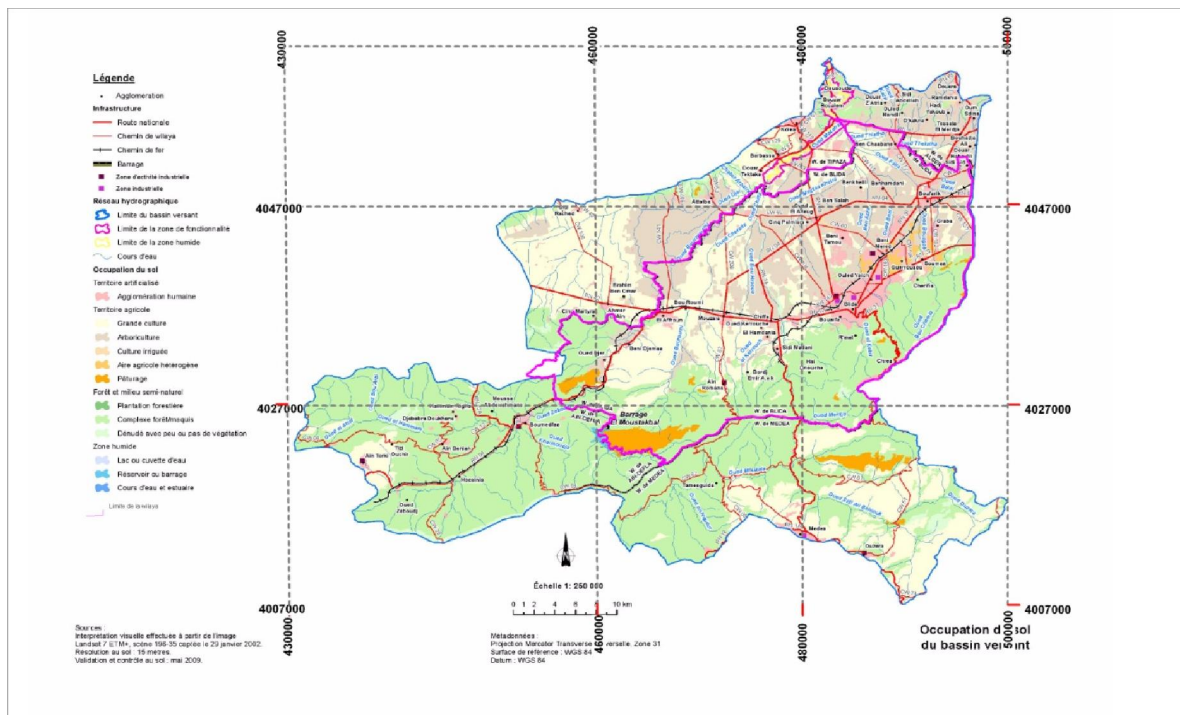


Figure n° 36: Situation géographique du Barrage de Bouroumi (ARNH, 2013)

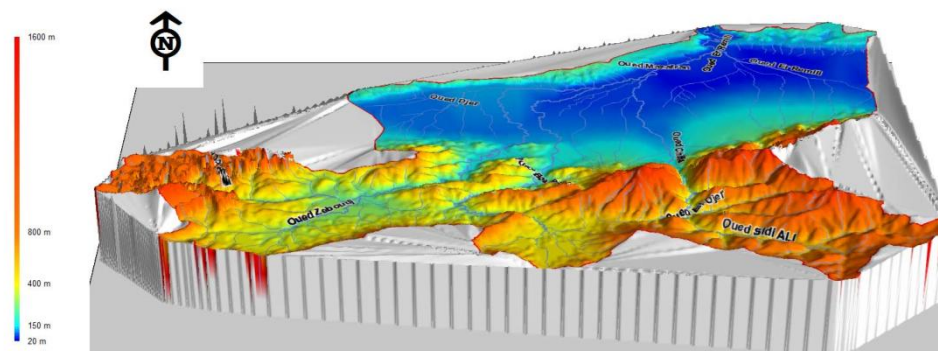


Figure n° 37 : Localisation du barrage Bou Roumi (3D) (ARNH, 2013)

Tableau n°08 : Résultats des paramètres physico-chimiques des eaux du barrage de Bouroumi.

Date de prélèvements	Température	turbidité	conductivité	pH	O ₂
25/02/2013	8	18.5	1181	8.15	7.50
11/03/2013	12	50.4	1182	8.16	7.32
25/03/2013	14	17.9	1186	8.34	7.27
08/04/2013	16.1	25.1	1076	8.28	6.8
22/04/2013	16.3	28.2	1074	8.33	6.9
06/05/2013	17.5	76.5	1037	8.18	6.58
20/05/2013	17.7	23.1	1031	8.27	5.80
03/06/2013	19.1	41	1084	8.40	6.12
17/06/2013	22.0	121	1116	8.38	6.56
01/07/2013	18.2	81.5	1073	8.32	5.76
15/07/2013	23	53.4	1087	8.33	4.37
29/07/2013	20	40.4	1098	8.13	5.20
12/08/2013	21	37.2	1076	8.20	6.38
26/08/2013	22	45.8	1075	8.25	6.00

Date de prélèvements	Ca ²⁺	Mg ²⁺	chlorure	sulfate	bicarbonate	TAC	TH
25/02/2013	88	48	78.1	92.86	286.7	23.5	42
11/03/2013	88	48	85.2	69	250.1	20.5	42
25/03/2013	84	52	84.4	155	237.9	17	43
08/04/2013	80	45.6	78.1	112.5	207.4	22	39
22/04/2013	72	62.4	85.2	148.67	250.1	20.5	44
06/05/2013	80	45	85.2	179.85	274.5	22.5	39
20/05/2013	80	38.4	73.2	118.15	244	20	40
03/06/2013	80	48	78.1	108.05	262.3	21.5	40
17/06/2013	88	67.2	49.7	125	280.6	23	50
01/07/2013	116	45.6	49.7	106.7	268.4	22	48
15/07/2013	100	36	49.7	94.3	305	25	40

29/07/2013	108	45.6	42.6	95.25	262.3	21.5	46
12/08/2013	112	28.8	49.7	158.85	244	20	40
26/08/2013	108	36	56.8	144.65	244	20	42

Date de prélèvements	NHO4	NO2-	NO3-	MO	PO4-3	MES	Fe	CO2
25/02/2013	0.06	0.07	0.80	1.30	0.10	9.00	0.89	2.10
11/03/2013	0.08	0.1	1.04	2.04	0.06	4.08	1.78	2.00
25/03/2013	0.05	0.06	0.77	2.40	0.02	5.44	1.83	1.20
08/04/2013	0.03	0.04	0.90	2.55	0.05	4.00	1.70	1.42
22/04/2013	0.05	0.06	1.27	2.89	0.05	6.10	1.25	0.26
06/05/2013	0.12	0.13	0.17	2.92	0.15	6.02	2.94	0.16
20/05/2013	0.04	0.06	1.20	3.33	0.02	5.00	1.91	0.13
03/06/2013	0.04	0.06	0.74	3.5	0.05	5.022	0.45	0.09
17/06/2013	0.13	0.22	1.13	4.00	0.25	6.90	3.71	0.07
01/07/2013	0.07	0.09	1.26	3.95	0.15	8.10	1.91	0.10
15/07/2013	0.10	0.16	1.91	3.90	0.19	7.00	3.25	0.16
29/07/2013	0.08	0.09	1.21	3.63	0.18	6.80	4.75	0.73
12/08/2013	0.09	0.10	1.15	3.50	0.17	7.20	2.48	0.05
19/08/2013	0.12	0.14	1.21	3.54	0.15	6.00	2.39	0.09
26/08/2013	0.09	0.10	1.15	3.45	0.17	8.00	3.19	0.07

Tableau n°06: Résultats mensuelles des paramètres bactériologiques des eaux du barrage de bouroumi.

Mois	Coliformes totaux	Coliforme fécaux	Entérocoque	ASR
Janvier	30	12	13	2
Février	10	5	2	5
Mars	92	27	36	6
Avril	84	18	25	10
Mai	170	53	97	12
Juin	220	74	160	18
Juillet	180	60	120	14

Tableau n°10 : Résultats mensuelles des paramètres parasitologiques des eaux du barraga Bouroumi.

Date de prélèvement	26/02/2013	29/03/2013	28/04/2013	25/05/2013	25/06/2013	24/07/2013	26/08/2013
<i>Taxocara sp.</i>	0	2	16	10	12	13	11
<i>Hymenolepis diminuta</i>	0	1	3	7	10	12	6
<i>Hymenolepis nana</i>	0	6	10	12	32	18	11
<i>Paragonimus</i>	0	0	1	3	4	0	1
<i>Taenia sp.</i>	0	13	11	2	10	13	3
<i>Ascaris sp.</i>	0	1	0	1	3	5	1
<i>Schistosomas sp.</i>	0	0	3	6	8	4	3
<i>Fasciola hepatica</i>	0	0	1	2	3	5	2
<i>Entamoeba coli</i>	1	9	15	21	26	30	23

Annexe 02:

Tableau n°05 : Résultats mensuelles des paramètres physicochimiques des eaux du barrae de Boumoumi.

Moyenne mensuelle	Février	Mars	Avril	Mai	Juin	Juillet	Aout
Paramètres							
Température (°C)	8,0	13,0	16,2	17,6	20,6	22,0	21,0
Turbidité (NTU)	18,1	34,2	26,7	49,8	81,0	67,5	41,1
Conductivité (µs/cm)	1181	1184	1075	1034	1100	1080	1083
PH(unité pH)	8,20	8,3	8,3	8,2	8,4	8,3	8,2
O ₂ (mg/l)	7,50	7,29	6,85	6,19	6,34	5,06	5,00
CO ₂ (mg/l)	2,10	1,16	0,84	0,14	0,12	0,10	0,13
Ca ²⁺ (mg/l)	88	86	76	80	84	108	109
Mg ²⁺ (mg/l)	48	50	54	42	58	41	37
Cl (mg/l)	78	85	82	79	64	50	50
SO ₄ (mg/l)	93	112	131	149	117	101	133
HCO ₃ ⁻ (mg/l)	287	244	229	260	271	287	250
TAC (mg/l)	24	19	21	21	22	24	21
TH (mg/l)	42,0	42,5	41,5	39,5	45,00	44,0	42,7
PO ₄ ⁻² (mg/l)	0,10	0,04	0,05	0,08	0,15	0,17	0,16
NHO ₄ (mg/l)	0,06	0,07	0,04	0,08	0,06	0,09	0,10
NO ₂ ⁻ (mg/l)	0,07	0,08	0,05	0,09	0,14	0,12	0,13
NO ₃ ⁻ (mg/l)	0,80	0,90	1,08	0,68	0,93	1,58	1,18
MO (mg/l)	1,3	2,2	2,7	3,1	3,8	3,9	3,5
MES (mg/l)	9	5	6	5	7	7	7
Fe (mg/l)	0,89	1,8	1,47	2,00	2,08	2,58	3,19
Chlorophylle (µg/l)	13,54	29,70	58,29	20,22	28,33	60,26	65,88

Tableau n°09 : Objectif de qualité des eaux superficielle destinée a l'alimentation en eau potable (JORA, 2011).

Paramètres	Valeurs maximal
Température (°C)	25
Turbidité (NTU)	/
Conductivité (µs/cm)	2800
PH(unité pH)	6.5-9
O ₂ (mg/l)	30
CO ₂ (mg/l)	/
Ca ²⁺ (mg/l)	100
Mg ²⁺ (mg/l)	50
Cl (mg/l)	200
SO ₄ (mg/l)	400
HCO ₃ ⁻ (mg/l)	/
TAC (mg/l)	/
TH (mg/l)	/
PO ₄ ⁻² (mg/l)	10
NHO ₄ (mg/l)	4
NO ₂ -(mg/l)	/
NO ₃ -(mg/l)	50
MO (mg/l)	/
MES (mg/l)	25
Fe (mg/l)	1
Coliformes fécaux	20.000/100 ml
Salmonelle	Absence dans 1000 ml
Entérocoque	10.000/100 ml

Annexe 03 :

Matériel pour les analyses physicochimiques

▣ Appareils

- ✓ Spectrophotomètre (HACH) DR 2800 et 4000
- ✓ Centrifugeuse avec accessoires
- ✓ Four a moufle
- ✓ Dessiccateur
- ✓ Incubateur
- ✓ Etuve BINDER à 105°C
- ✓ Pompe à vide
- ✓ Dispositif de filtration
- ✓ Papiers filtres à 0.45 µm
- ✓ pH mètre
- ✓ Microscope optique
- ✓ Balance de précision du laboratoire
- ✓ Thermostat

▣ Verreries

- ✓ Entonnoir
- ✓ Eprouvette 1l, 100ml.
- ✓ Tubes à essai
- ✓ Becher
- ✓ Pissette
- ✓ Boite de pétri
- ✓ Lames
- ✓ Lamelles
- ✓ Pipettes 1ml, 2ml, 5ml
- ✓ portoir
- ✓ bec bensen
- ✓ pince stérile, membrane filtrante
- ✓ des creusets

Matériel pour les analyses microbiologiques

▣ Milieu de culture

- ✓ Gélose SLANETZ et BERTLEY avec TTC
- ✓ Gélose B.E.A
- ✓ Bouillon au sélénite de sodium cystéine (SFB)
- ✓ Gélose Hektoen
- ✓ Eau Peptonée Alcaline (EPA)
- ✓ Gélose nutritive alcaline biliée GNAB)
- ✓ Gélose viande foie (VF)

▣ Appareillage

- ✓ Bain marie
- ✓ Bec-bensen
- ✓ Boîtes de pétri
- ✓ Fioles 250ml, 500ml
- ✓ Incubateurs à 37°C et 44°C ±0,5°C
- ✓ Lamelles
- ✓ Lames
- ✓ Microscope optique
- ✓ Pipettes pasteur
- ✓ Lampe à ultraviolets d'une longueur d'onde de 365 nm
- ✓ Ampoules de milieu de culture Colilert et Enterolert
- ✓ Comparateur Colilert

▣ Composition des différents milieux de culture

➤ **Gélose SLANETZ et BERTLEY avec TTC**

Glucose

Azide de sodium

TTC (chlorure de 2-3-5 triphényltétrazolum)

➤ **Bouillon au sélénite de sodium cystéine (SFB)**

Peptone pancréatique de caséine

Lactose

Monohydrogénosélénite de Na

1-Cystéine

Eau distillée

Ajuster le Ph à 7±0.2

➤ **Gélose Hektoen**

Peptone pepsique de viande

Extrait de levure

Sels biliaires

Lactose

Saccharose
Salicine
Chlorure de sodium
Hyposulfite de sodium
Citrate de fer ammoniacal
Bleu de bromothymol
Fushine acide
Gélose

Diluer, chauffer, refroidir le milieu à 45-50°C puis couler en boîtes de pétri.

➤ **Eau Peptonée Alcaline (EPA)**

Peptone
Lactose
Monohydrogénophosphate de Na
Dihydrogénophosphate de K
Eau distillée
Ajuster le pH à $7,2 \pm 0,1$, autoclaver à $121 \pm 1^\circ\text{C}/15$ min.

➤ **Gélose nutritive alcaline biliée (GNAB)**


Peptone
Extrait de viande
Chlorure de sodium
Agar
Eau distillée
Dissoudre, ajuster le pH à 9, stériliser à l'autoclave à $121^\circ\text{C}/20$ min

➤ **Gélose viande foie (VF)**

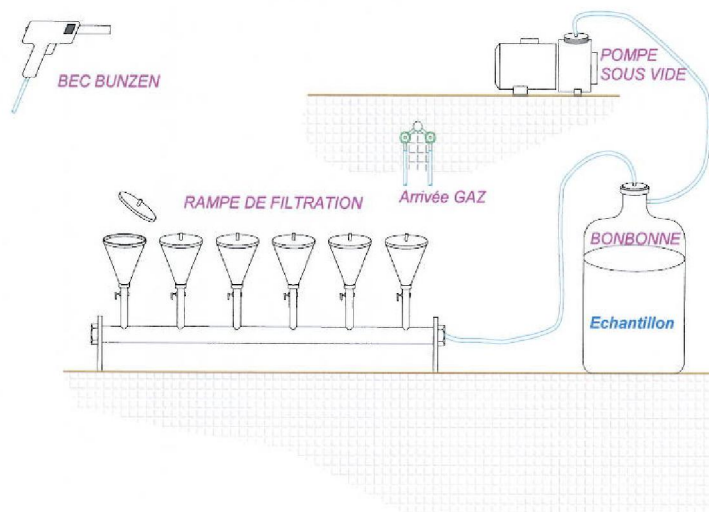
Glucose
Amidon
Agar
Eau distillée
Ajuster le pH à 7,6-7.8, stériliser pendant 15 minutes à 121°C .

‡ **Réactifs et produits chimiques**

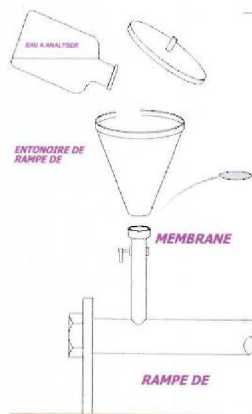
Acide ascorbique
Dichloroisocyanurate de sodium
Sulfate de zinc
Acide acétique
Éther

	Recherche et dénombrement des Entérocoques intestinaux Méthode par filtration sur membrane	Logigramme 03
---	---	----------------------

PRESENTATION DU MATERIEL



APPLICATION



Milieu Slanetz et Bartley



Placer le filtre dans la boîte pétri contenant la gélose Slanetz et Bartley.

Mettre la boîte de pétri dans l'incubateur à $36 \pm 2^\circ\text{C}$ pendant 44 ± 4 h.



Après incubation, les entérocoques intestinaux typiques donnent des colonies bombées de taille moyenne, rose ou rouge.

Milieu B. E. A




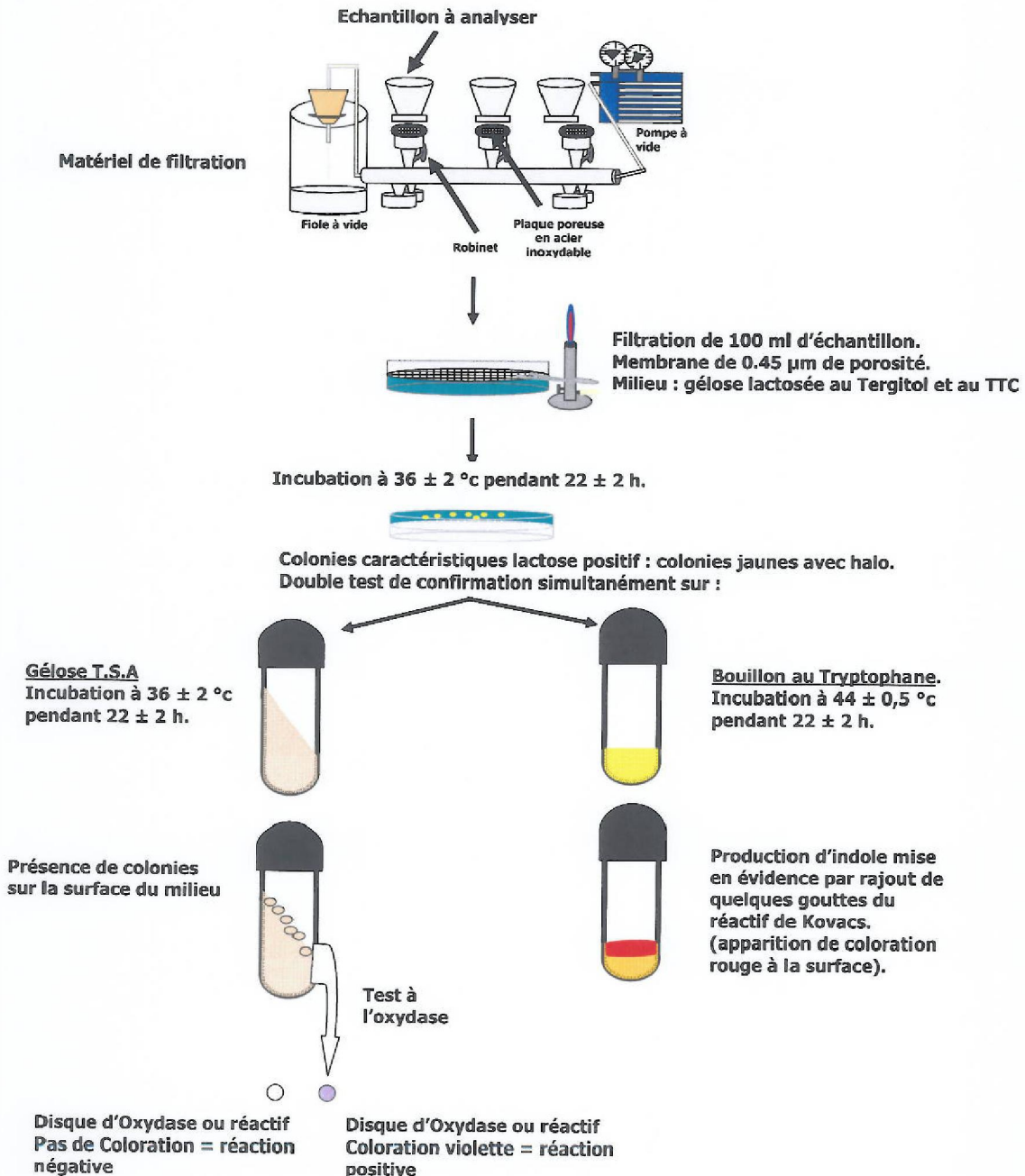
Transférer le filtre au moyen d'une pince stérile, sans retournement sur la boîte de pétri contenant la gélose B.E.A qui a été préchauffé au préalable à 44°C .

Faire incuber à $44 \pm 0.5^\circ\text{C}$ pendant 2h



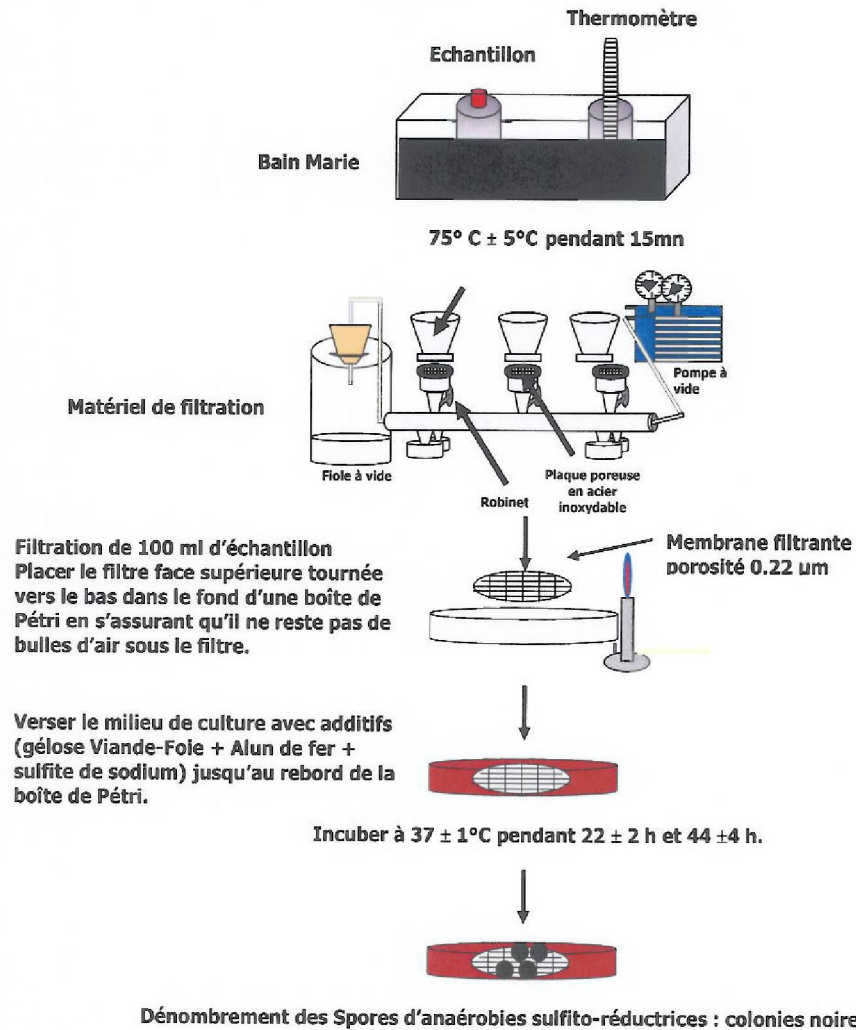
Compter les colonies entourées d'un halo noir indiquant l'esculine plus.

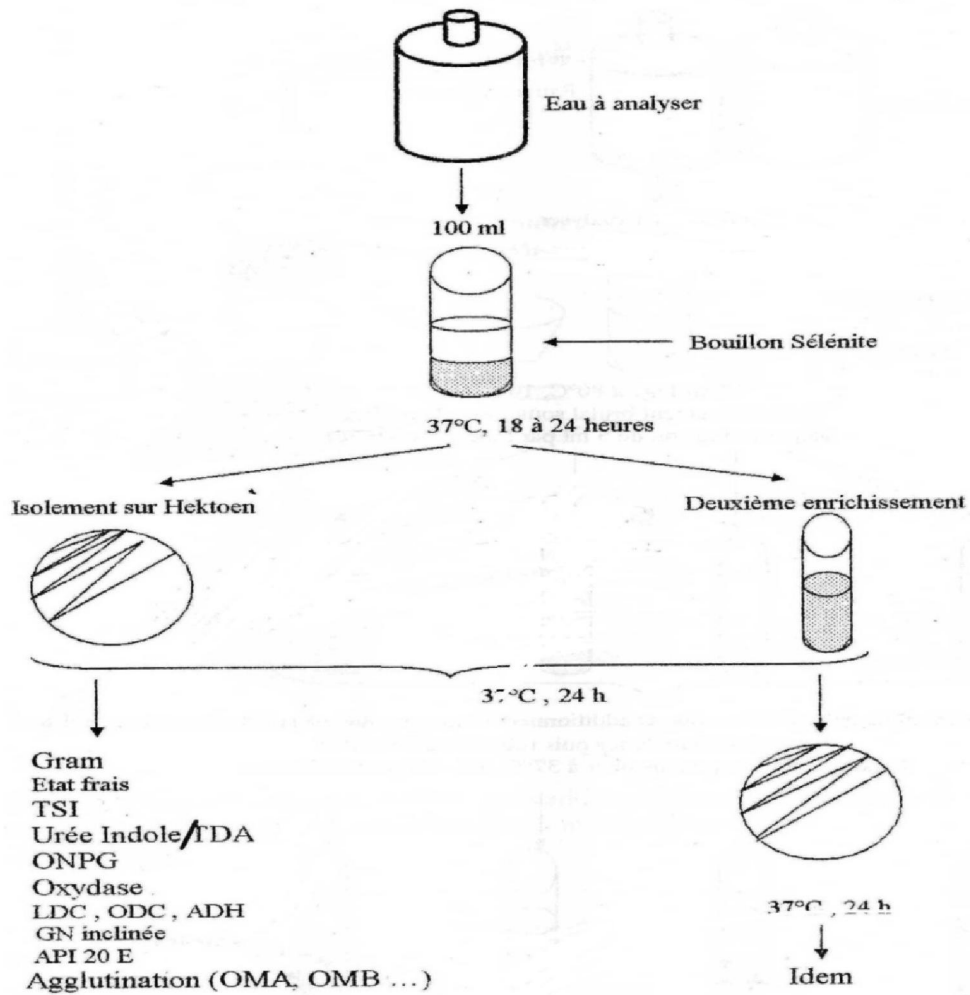
	Recherche et dénombrement des Bactéries coliformes et d'Escherichia coli Méthode par filtration sur membrane	Logigramme 02
---	---	----------------------



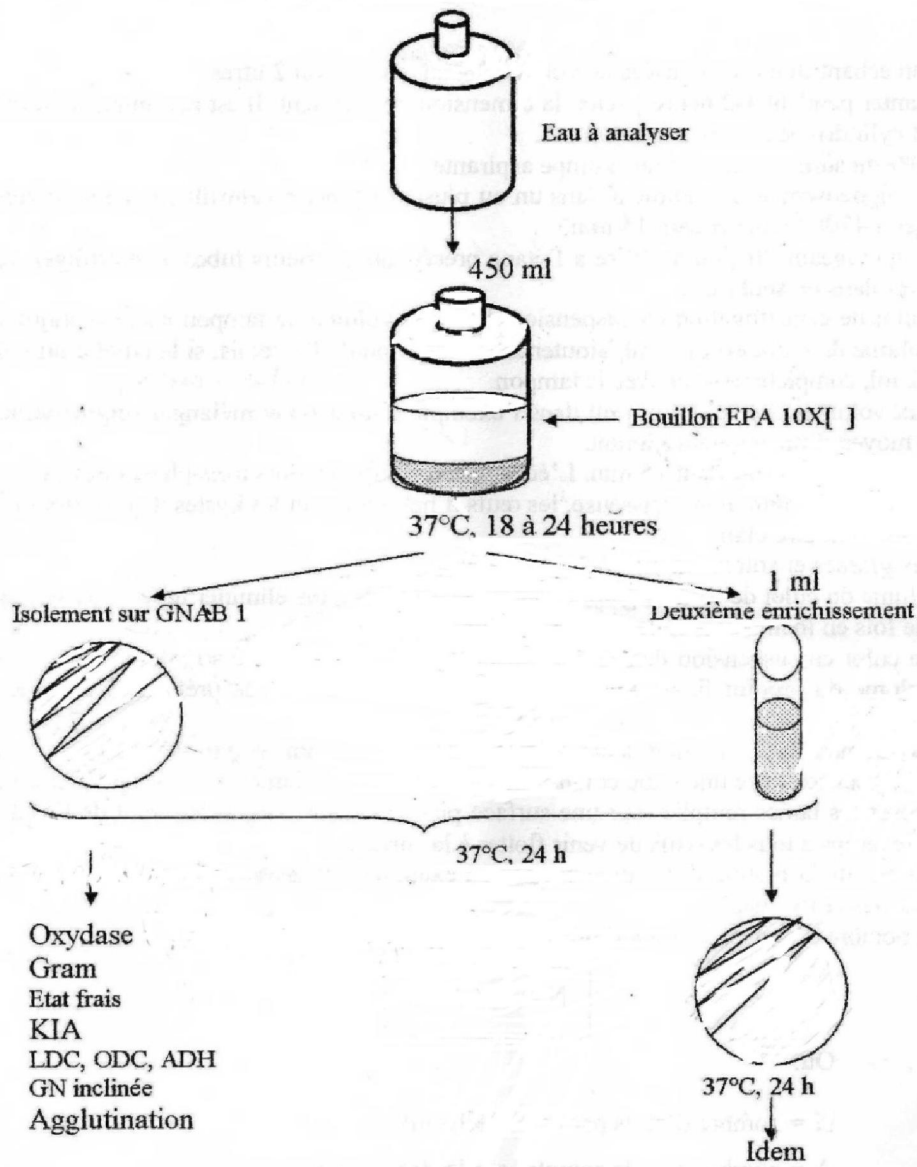
	<p align="center">Recherche et dénombrement des Spores de bactéries anaérobies sulfito-réductrices Méthode par filtration sur membrane</p>	<p align="center">Logigramme 04</p>
---	---	-------------------------------------

Logigramme





Logigramme 05 : Recherche des salmonelles



Logigramme 06 : Recherche des vibrions cholériques



Bain marie



Lampe UV



Spectrophotometre



pH metre



Centrifugeuse



Oxy mètre



Balance



Etuve



Quanti-Tray Sealer



Comparateur



Rampe de filtration



Compteur des colonies



Garniture



Pompe à vide



Microscope



Spectrophotometre DR2800



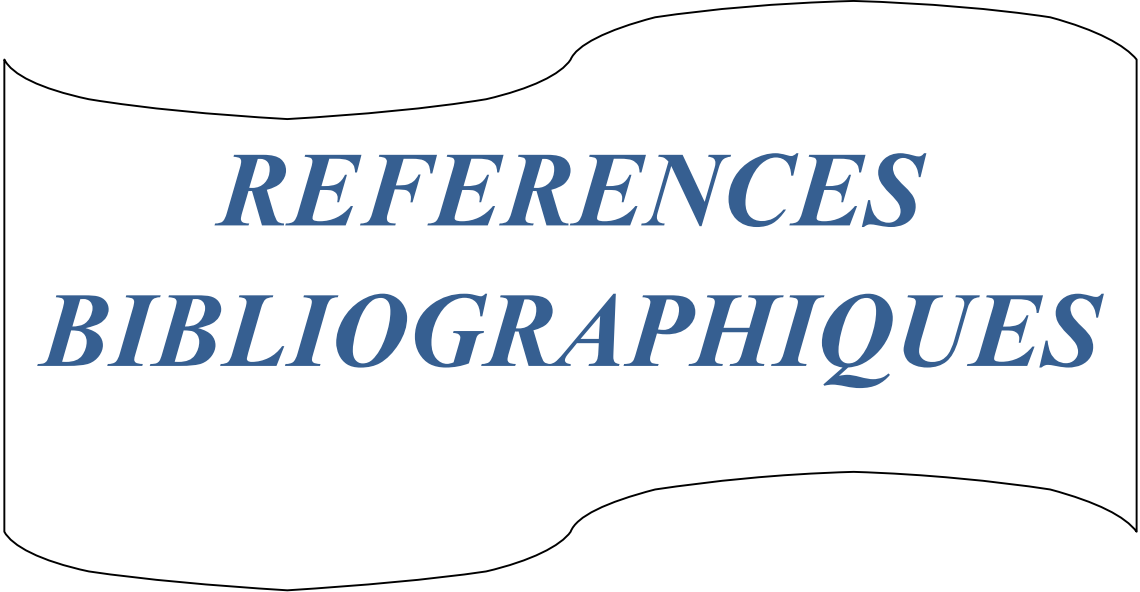
RECHERCHE
BIBLIOGRAPHIQUE



***MATERIEL ET
METHODES***



***RESULTATS ET
DISCUSSIONS***



REFERENCES
BIBLIOGRAPHIQUES

Summary

This study focuses on assessing the quality physicochemical, microbiological and parasitological water dam Bouroumi, for drinking water and agricultural irrigation.

The physicochemical approach reveals high levels of sulfate (119.42 mg / l), chloride (69.41 mg / l) and calcium (90.14 mg / l), indicating the hardness of water analyzed.

Microbiological study of water used to assess the bacteriological more or less satisfactory quality level of the dam on vibriosis. Diversity and changes in microfauna represented by algae, rotifers, and amoebae are determined by abiotic factors such as oxygen and temperature and biotic factors such as predation phenomenon.

From the point of view parasitological, the species found in the dam Bouroumi are represented by protozoan cysts (*Entamoeba coli*) and helminth with eight species from nematodes, cestodes and trematodes.

Whether physico-chemical, bacteriological or parasitological water quality of the dam Bouroumi remains variable with respect to the seasons.

Keywords: Dam Bouroumi, quality, surface water, bacteriology, microfauna, parasitic, physico-chemical.