

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne démocratique et populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

جامعة البليدة 1

Université Blida 1



Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

Département de Biologie et Physiologie Cellulaire

Mémoire

Présenté en vue de l'obtention du Diplôme de Master en :

Ecosystèmes aquatiques

Thème :

*Evaluation de la qualité physicochimique et bactériologique
des eaux et des sédiments du bassin d'aquaculture d'El
Hamma W. d'Alger*

Présenté par :

M^{elle} Benferhat Thenhinan

M^{elle} Si Mohammed Asmae

Soutenu le 22 Septembre 2020 devant le jury composé de :

Mme. Radi N

MCA

Présidente

Mme Mohammed Mahmoud F

MCB

Examinatrice

Mme Belmesjine H

MCA

Promotrice

Remerciements

Au terme de ce travail, nous tenons en premier temps à remercier dieu le tout puissant de nous avoir accordé la bonne santé, la patience et la volonté de réaliser ce travail. Merci de d'avoir montré le chemin vers la réussite.

Ainsi, nous tons à exprimer notre plus profonde gratitude à notre cher encadreur Mme Belmeskine Hayet pour son suivi, ses conseils et surtout ces précieuses informations qu'elle nous a prodigué tout au long de la réalisation de ce travail.

Nous adressons également nos vifs remerciements aux membres de jury Mme Radi et Mme Mohammed Mahmoud qui ont accepté de juger notre travail.

Nous souhaitons particulièrement remercier le personnel du laboratoire Mr Djerray Noureddine et Mme Soraya qui nous ont guidé pendant notre stage et qui ont été présents à tout instant.

Nos remerciements les plus sincères vont aussi à tout personnel que Nous avons rencontré au niveau de lieu de stage à ENSSMAL et surtout au directeur d'études qui nous a très bien accueilli Mr Mezouar Khoudir.

Nous désirons encore remercier nos familles et tout l'ensemble de nos proches qui nous ont soutenu et encouragé.

Enfin toute personne qui a participé de près ou de loin nous leur remercions infiniment pour leur énorme soutien.



Dédicace

Je dédie cet évènement marquant de ma vie particulièrement

Ama très chère maman et mon cher père et mon frère

Qui m'ont doté d'une bonne éducation et qui n'ont cessé de prier pour moi

Ma source de motivation, de joie et de bonheur.

Mes chères sœurs qui ont toujours cru en moi.

Tout au long de mon cursus.

Asmae et Thenhinan



Résumé

L'objectif principal de ce travail est d'évaluer la qualité physico chimique et bactériologique de l'eau et des sédiments du bassin aquacole du jardin botanique d'El Hamma, Alger.

Dans ce contexte, et pour répondre à l'objectif principal d'une part des mesures physicochimiques ont été effectuées pour l'eau (T° , pH, conductivité, turbidité, MO, MES, TDS et la chlorophylle) et la granulométrie. Ainsi que, des mesures complémentaires pour les sédiments (T° , pH, conductivité, humidité, carbone, MO et MES). Et d'autre part des analyses bactériologiques réalisées pour les eaux et des sédiments (Coliformes totaux, coliformes fécaux, streptocoques fécaux, salmonelles et *E. coli*).

Les analyses physicochimiques des sédiments ont montré qu'ils ont une température comprise entre 19°C et $20,5^{\circ}\text{C}$ et un pH faiblement acide/alcalin. Pour la conductivité nous avons noté une valeur de ($1134,5\mu\text{S}/\text{cm}$ et $1340,5\mu\text{S}/\text{cm}$) avec un taux de carbone variant entre 64,71% et 82,35%

Pour les analyses de l'eau, les résultats montrent qu'il y a une conformité aux normes nationales et internationales (JORADP et OMS) pour les paramètres suivants : pH (légèrement neutre) et la conductivité (entre 350 et 3000 $\mu\text{S}/\text{cm}$). Tandis que pour les TDS (1271 mg/ml) et les MES (entre 0.02225 mg/L et 0.01487 mg/L) ; elles ne répondent pas aux normes de qualité de l'eau.

De plus, les résultats des analyses granulométriques montrent que nos sédiments présentent une homogénéité des constituants qui les caractérisent.

Concernant les analyses bactériologiques, les résultats révèlent la présence des bactéries indicatrices de contamination fécales dans les sédiments avec des faibles concentrations et qui sont conformes aux normes, tandis que pour l'eau, leurs concentrations sont élevées tout en dépassant les normes de qualité. De plus, nous avons signalé l'absence totale des salmonelles et des *E.coli* dans les deux matrices.

Mots clés :

Eau, sédiments, bassin aquacole, qualité physicochimique et bactériologique.

Abstract

The main objective of this work is to assess the physico-chemical and bacteriological quality of the water and sediments of the aquaculture basin of the botanical garden of El Hamma, Algiers.

In this context, and to meet the main objective on the one hand, physicochemical measurements were carried out for water (T °, pH, conductivity, turbidity, MO, MES, TDS and chlorophyll) and particle size. As well as additional measurements for sediments (T °, pH, conductivity, humidity, carbon, OM and MES). And on the other hand, bacteriological analyzes carried out for water and sediments (total coliforms, faecal coliforms, faecal streptococci, salmonella and *E.coli*).

The the physicochemical analyzes of sédiments showed that the temperature is between 19°C et 20,5°C and a pH acid/alkaline. For the conductivity we noticed value of (1134,5µS/cm and 1340,5 µmS/cm) with a rate of carbon changing between 64,71% and 82,35%

For the physicochemical analyzes of water, the results showed compliance with national and international standards for pH and conductivity expect of TDS and SM which are not conforme with standars.

Granulometry results show that sedimets represente a such homogeneity which caracterizate them.

Regarding bacteriological analyzes, the results reveal the presence of bacteria indicative of faecal contamination in the sediments with low concentrations and which comply with the standards, while for water, their concentrations are high while exceeding the quality standards. In addition, we reported the complete absence of Salmonella and *E.coli* in both matrices.

Keywords:

Water, sediments aquaculture basin, physicochemical and bacteriological quality

ملخص

أجريت هذه الدراسة بهدف تحديد الجودة الفيزيائية، الكيميائية والمكروبيولوجية لمياه ورواسب حوض الاستزراع المائي في حديقة التجارب بالحامة، الجزائر العاصمة.

في هذا السياق، تهدف دراستنا من ناحية إلى التحكم في تقنيات التحليل الفيزيائي والكيميائي للمياه والرواسب (درجة الحرارة، درجة الحموضة، التوصيل، العكارة، المادة العضوية، المواد الصلبة الذائبة والكلوروفيل). أما بالنسبة للرواسب، (درجة الحموضة، التوصيل، الرطوبة، الكربون)

التحليلات الفيزيائية والكيميائية للرواسب أظهرت ان درجة الحرارة بين 19° و 20° اما درجة الحموضة فكانت قيمتها حامضة. بالنسبة للتوصيل والكربون تحصلنا على نسبة كبيرة

بالنسبة للتحليلات الفيزيائية والكيميائية للمياه، تظهر النتائج أن هناك امثال للمعايير الوطنية والدولي بالنسبة لدرجة الحموضة والتوصيل لكن وجدنا نتائج ال تفي بالمعايير وهي لمجموع المواد الصلبة الذائبة والمواد العالقة

ومن ناحية أخرى أجرينا التحاليل المكروبيولوجية والتي بدورها اهتمت بالبحث عن البكتيريا التي تشير إلى التلوث البرازي: القولونيات الكلية، القولونيات البرازية، العقدية البرازية، والبكتيريا المسببة للأمراض: السالمونيال، والإشريشيا كولي.

فيما يتعلق بالتحليلات البكتريولوجية، كشفنا أن وجود بكتيريا تدل على وجود تلوث برازي في الرواسب يفي بالمعايير مع تركيزات منخفضة ومن ناحية أخرى في الماء تكون التركيزات عالية (ال تتوافق مع المعايير) مع الغياب التام للسالمونيال والإشريشيا القولونية في المياه والرواسب

الكلمات المفتاحية

ماء، رواسب، جودة، حوض استزراع،

Liste des abréviations

BLBVB : bouillon bilié lactosé au vert brillant.

CF : Coliforme fécaux.

CT : Coliforme totaux.

EC : Escherichia coli.

ENSSMAL : Ecole nationale supérieure de science de la mer et d'aménagement du littoral.

EPI : Eau peptonée exempte d'indole.

ISO : Organisation internationale de normalisation.

JORADP : journal officiel de la république algérienne démocratique et populaire.

NF : Norme française.

MO : Matière organique.

MES : Matière en suspension.

NPP : Nombre Plus Probable.

NTU : Unité néphélogométrique de turbidité.

OMS : organisation mondiale de la santé.

TDS : total des solides dissous.

S.E.E.E : Secrétariat d'Etat de l'environnement et de l'eau.

SF : Streptocoques fécaux.

SFB : Bouillon au sélénite de sodium.

SS : Salmonelle shigelle.

UFT : Unité Formant Trouble.

Liste des tableaux

Tableau 1 : Avantages et inconvénients de l'aquaculture (Benamrouz,2016)	4
Tableau 2 : Les différentes bactéries et leur dénombrement dans les milieux de culture.....	30
Tableau 3 : Les résultats des analyses physico chimique des sédiments	57
Tableau 4 : Les résultats des analyses du taux d'humidité des sédiments	57
Tableau 5 : Les résultats des analyses du taux de la matière organique des sédiments	58
Tableau 6 : Les résultats des analyses granulométrique des sédiments	58
Tableau 7 : les résultats des analyses du taux de carbone des sédiments.....	59
Tableau 8 : Les résultats des analyses physico chimique de l'eau.....	59
Tableau 9 : Les résultats des analyses bactériologiques des sédiments	60
Tableau 10 : Les résultats des analyses bactériologiques de l'eau.....	61
Tableau 11 : Normes allemandes de la qualité des eaux piscicoles (S.E.E.E. Secrétariat d'Etat de l'eau et de l'environnement	73
Tableau 12 : Normes de qualité des eaux superficielles et souterraines destinées à l'alimentation en eau potable des populations (Journal Officiel de la Republique Algerienne n° 34, 19juin2011)	74
Tableau 13 : Normes du Directive du Conseil des Communautés européennes du 8/12/1975 (n° 76/160))	74
Tableau 14 : Table de Mac Grady pour 3 séries de 3 tubes	75

Liste des figures

Figure 1 : Diagramme triangulaire de classification des sédiments en fonction de leur texture (N'GUESSAN ,2008)	9
Figure 2 : Localisation géographique du bassin aquacole d'El Hamma (source Google Earth,2020).....	18
Figure 3 : Benne avec mâchoire ouverte et fermée	20
Figure 4 : Récolte des échantillons	20
Figure 5: Variation des moyennes de la température des échantillons de sédiment.	39
Figure 6: Variation des moyennes de pH des échantillons de sédiment.	40
Figure 7: Variation des moyennes de la conductivité des échantillons de sédiment.	41
Figure 8: Variation des moyennes de l'humidité des échantillons de sédiment.....	42
Figure 9: Variation des moyennes de matière organique des échantillons	42
Figure 10: Courbe cumulative des différents constituants granulométriques des sédiments ..	43
Figure 11: Histogramme des différents constituants granulométriques des sédiments.....	43
Figure 12: Variation des moyennes du carbone dans les échantillons de sédiments	44
Figure 13: Variation de la mesure du pH dans les deux échantillons.....	45
Figure 14: Variation du taux de la conductivité et TDS dans les deux échantillons dans l'eau.	46
Figure 15: Variation de la turbidité dans les deux échantillons d'eau.	47
Figure 16: Variation de la moyenne des MES dans les deux échantillons d'eau.....	47
Figure 17: Variation de la moyenne de la MO dans les deux échantillons d'eau.	48
Figure 18: Variation de la moyenne de la chlorophylle des deux échantillons d'eau.....	49
Figure 19 : Variation de la concentration des CT dans le sédiment en fonction des échantillons	50
Figure 20: Variation de la concentration des CF dans le sédiment en fonction des échantillons	51
Figure 21 : Variation de la concentration des SF dans le sédiment en fonction des échantillons	52
Figure 22 : Variation de la concentration des CT dans l'eau	53
Figure 23 : Variation de la concentration des CF dans l'eau en fonction des échantillons.....	54
Figure 24 : Variation de la concentration des CT dans l'eau en fonction des échantillons	55

Figure 25 : Appareillage des analyses physico chimique et bactériologiques des sédiments et de l'eau.	63
Figure 26 : La verrerie utilisée dans les analyses physico chimiques et bactériologiques des sédiments et de l'eau.	64
Figure 27 : Les résultats des analyses des coliformes totaux des sédiment et de l'eau.....	68
Figure 28 : Les résultats des analyses des coliformes fécaux des sédiment et de l'eau	68
Figure 29 : Les résultats des analyses des streptocoques fécaux des sédiments et de l'eau....	68
Figure 30 : Les résultats des analyses d'Escherichia Coli des sédiments et de l'eau.....	69
Figure 31 : Résultats de 1 ^{er} et 2 ^{ème} enrichissement des salmonelles des sédiment et de l'eau.	69
Figure 32 : Les différents type des colonies qui ont poussés sur Le milieu SS dans les sédiments et l'eau	70
Figure 33 : Résultats d'observation microscopique de la coloration de Gram des sédiments.	72
Figure 34 : Les résultats de la coloration de Gram de l'eau.	72

Liste des abréviations

Liste des tableaux

Liste des figures

Sommaire

Introduction1

Chapitre I : Synthèse bibliographique

1.1	Généralités sur l'aquaculture	3
1.1.1	Définition de l'aquaculture.....	3
1.1.2	L'objectif de l'aquaculture	4
1.1.3	Avantages et inconvénients de l'aquaculture	4
1.1.4	Définition de la pisciculture	5
1.2	Gestion des déchets de bassin.....	5
1.2.1	Qu'est-ce qu'un déchet ?.....	5
1.2.2	La gestion des déchets d'un bassin.....	5
1.3	Les sédiments.....	7
1.3.1	Définition, origine et composition des sédiments	7
1.3.2	Evaluation des propriétés de dangerosité des sédiments.....	9
1.4	Valorisation agricole des sédiments	10
1.5	Les paramètres physiques chimiques des sédiments	11
1.6	Paramètres physico-chimiques de l'eau.....	12
1.7	Les paramètres bactériologiques des sédiments et l'eau	14

Chapitre II : Matériel et méthodes

2.1	Présentation de la zone d'étude	17
2.2	Objectif de l'étude	18
2.3	Matériel utilisé	19
2.4	Méthodes.....	19
2.5	Méthodes d'analyses physico-chimiques des sédiments et l'eau	20
2.5.1	Sédiments	20
2.5.2	Eau.....	25
2.6	Méthodes d'analyses bactériologiques des eaux et des sédiments	28
2.6.1	Sédiments	30
2.6.2	Eau.....	36

Chapitre III : Résultats et discussion

3.1	Sédiments.....	39
3.2	Eau	45
3.3	Résultats et discussions des paramètres bactériologiques des sédiments et de l'eau :	
	49	
3.3.1	Sédiments	49
3.3.2	Eau.....	52
Conclusion.....		55

Listes des références

Les annexes

Introduction

L'eau est une ressource naturelle qui recouvre les trois quarts de la planète, elle est indispensable à la vie humaine animale et végétale. Ce précieux trésor réponds aux différents besoins fondamentaux de l'être humain dans divers domaines tel que l'agriculture, l'industrie, la production d'électricité, ainsi que l'aquaculture etc.

Au cours des dernières décennies, la recherche et la technologie se sont déployées sur la question de l'aquaculture. Des fonds importants ont été permis par l'Union européenne ou des pays comme la Chine par exemple afin de soutenir d'importants projets de recherche sur différents sujets (**Cahu C, 2019**).

L'élevage de nombreuses espèces, d'eau douce ou marines, est en cours de développement maintenant sur tous les continents et presque toutes les latitudes.

Parallèlement, l'industrie a développé plusieurs techniques d'aération et d'oxygénation des bassins aquacoles, des distributeurs d'aliments sophistiqués, des contrôles automatisés des paramètres de la qualité de l'eau dans les écloséries et les bassins de grossissement, des cages en mer résistantes aux aléas naturels (**Cahu C, 2019**).

L'aquaculture est donc considérée comme un domaine très vaste et varié qui englobe la culture de plusieurs organismes aquatiques (poissons, mollusques, crustacés et les plantes aquatiques). Cette culture implique une forme d'intervention dans le processus d'élevage pour augmenter la production, par exemple l'alimentation, la protection contre les prédateurs, etc (**Cahu C, 2019**).

Tout plan d'eau joue le rôle de bassin de décantation pour apports solides fournis par l'érosion du bassin versant. À ces dépôts détritiques s'ajoutent les éléments biogènes non dégradés fournis par la vie biologique du lac (**Maleval et Jigorel, 2002**).

Les propriétés des sols des bassins à fond de terre et les processus qui interviennent dans le sédiment et à l'interface-eau-sédiment (IES) sont d'une extrême importance pour le bien-être des animaux d'élevage. En effet, au cours des élevages, les nutriments et les détritiques organiques tendent à s'accumuler sur le fond des bassins. Une accumulation excessive au-delà de ce que **Avnimelech et Ritvo 2003**, définissent comme la « carrying capacity » des sédiments conduit à la détérioration de l'écosystème bassin. A qualité de fond égale au démarrage, certains bassins auront des fonds de meilleure qualité que les autres au bout de quelques élevages (**Della et al., 2007**).

L'amendement des sols avec des sédiments dans la filière de valorisation agricole conduit à une amélioration des propriétés du sol ainsi que la disponibilité des nutriments pour les plantes c'est pour cela que plusieurs études ont été menées afin de confirmer le potentiel agronomique des sédiments (**Hayet A et all, 2017**).

Dans ce contexte l'étude de la valorisation agricole des sédiments a pour but d'améliorer la qualité fertilisante du sol. Cette filière est possible si les sédiments présentent un intérêt agronomique et s'ils ne portent pas atteinte à la santé et/ou à l'environnement (article R211-31 du Code de l'environnement).

Notre présent travail a pour objectif :

- ✓ Détermination de la qualité bactériologique (germes de contamination fécale et germes pathogènes « salmonelles ») des eaux et des sédiments des bassins.
- ✓ Evaluation des paramètres physico-chimiques (Température, pH, conductivité, humidité et matière organique) de l'eau et des sédiments.
- ✓ Evaluation de la qualité des sédiments en vue de leur valorisation dans la filière agricole comme étant fertilisants des sols.

Notre mémoire est composé de trois chapitres :

- Le premier chapitre est une revue bibliographique contenant des notions générales sur notre thématique.
- Le deuxième chapitre décrivant le matériel et méthodes utilisés pour la réalisation des différentes analyses.
- Le troisième chapitre est une synthèse des résultats obtenus avec discussion, suivie d'une conclusion.

1.1 Généralités sur l'aquaculture :

1.1.1 Définition de l'aquaculture :

Le terme aquaculture est défini comme « l'art d'élever et l'élevage des animaux et des plantes aquatiques ». Cela couvre les activités dont l'objet principal est la production d'espèces d'eau douce, saumâtres et marines par l'homme sous des conditions contrôlées ou semi-contrôlées (**Barnabé, 1991**).

La production de la matière vivante à partir du milieu aquatique est fondamentale pour toutes les activités aquacoles ; et donc l'aquaculture est basée sur la manipulation de l'environnement aquatique naturel ou artificiel pour la production d'espèces utiles à l'homme (poissons, mollusques, crustacés et algues). Elle implique ainsi tous les aspects de la production de matière vivante dans l'eau.

Selon (**Fontaine et Lienhardt, 2014**), il existe trois types d'aquaculture (selon l'endroit où cette activité est pratiquée) :

- L'aquaculture continentale, généralement en eau douce : cours d'eau, lacs, étangs, élevage hors sol, etc.
- L'aquaculture en eau saumâtre : estuaires, mangroves, marais côtiers, etc.
- L'aquaculture marine : estran, eaux côtières et hauturières.

L'aquaculture comprends plusieurs catégories, nous citons à titre d'exemple :

- La conchyliculture : désigne l'élevage des mollusques ou coquillages.
- La pisciculture désigne l'élevage des poissons.
- La cypriniculture : c'est l'élevage de carpe ou Cyprinidés.
- L'algoculture définit la culture des algues.
- L'échiniculture elle concerne l'élevage des oursins.
- La carciniculture c'est l'élevage des crustacés.

1.1.2 L'objectif de l'aquaculture :

Le but fondamental de l'aquaculture est la production de la matière vivante destinée à la consommation humaine, et de produire ainsi des aliments riches en protéines. Ces objectifs varient selon le contexte économique dans lequel ils se trouvent (**Benidiri ,2017**).

En Europe occidentale et au Japon certains produits aquacoles comme le Saumon, la Truite, le Loup, la Daurade, les Algues, Crevettes, éléments...) sont très demandés en raison de leur qualité alimentaire (faible teneur en graisses, niveaux élevés vitamines et oligo-éléments).

Dans certains pays en voie de développement comme l'Inde par exemple, l'objectif est la production des protéines animales que les élevages traditionnels ne peuvent fournir du fait de la surpopulation ou de la désertification des sols (**Barnabé ,1991**).

Et bien d'autres objectifs de l'aquaculture : comme la production de poissons pour la pêche professionnelle, l'introduction de nouvelles espèces et le recyclage des déchets organique.

1.1.3 Avantages et inconvénients de l'aquaculture :

L'aquaculture est une branche qui peut avoir des avantages et des inconvénients au même temps (tableau 1).

Tableau 1 : Avantages et inconvénients de l'aquaculture (**Benamrouz,2016**).

Avantage	Inconvénients
-Production des aliments riches en protéines. -Une alternative à la surpêche. -L'amélioration du rendement (Impact économique). -Contrôle de la reproduction.	-Développement de pathologies. (Par les produits chimiques utilisés pour traiter les poissons). -La Pollution du milieu (Concentration des excréments, des pathogènes, des produits sanitaires). -Evasion d'individus (pollution génétique).

1.1.4 Définition de la pisciculture :

La pisciculture est une branche de l'aquaculture qui concerne l'élevage des poissons en eaux douces, saumâtres ou salées. Elle est apparue en Chine (**Benidiri, 2017**). On distingue deux principales catégories de piscicultures :

- ❖ Pisciculture intensive : Caractérisée par une faible densité d'élevage et pas (ou peu) d'apport alimentaire.
- ❖ Pisciculture extensive : Caractérisée par une forte densité et apport total des aliments.

1.2 Gestion des déchets de bassin :

1.2.1 Qu'est-ce qu'un déchet ?

D'après la loi du 15 Juillet 1975, le déchet est défini comme « *tout résidu d'un processus de production, de transformation ou d'utilisation, toute substance, matériau, produit ou, plus généralement, tout bien meuble abandonné ou que son détenteur destine à l'abandon* ».

1.2.2 La gestion des déchets d'un bassin :

Un plan de gestion de déchets doit être soumis afin de limiter ou éliminer carrément si c'est possible les rejets des déchets produits par l'exploitation dans l'environnement (**Vallod et Sarrazin,2010**).

Pour la pisciculture les déchets sont sous formes métaboliques ou des restes de nourriture générés par une exploitation normale. Les types de déchets qu'on peut distinguer sont les suivants :

- Les débris opérationnels : comprennent les sacs de nourriture, les ordures, etc.
- Les déchets dangereux : comprennent les produits chimiques, pétroliers, les produits de nettoyage, etc.
- Les déchets biologiques : sont les déchets de frais, les poissons et les œufs morts etc.
- Les déchets solides : proviennent des étangs de décantations, étangs ou des réservoirs des boues.

a) Déchets métaboliques :

Ils existent sous deux principales formes de déchets métaboliques : dissoute et en particule. La quantité et la digestibilité des aliments sont deux facteurs importants qui déterminent la quantité des déchets qu'une exploitation peut générer. Le taux d'alimentation est plus élevé lorsque la température augmente et donc. En mois d'été la quantité de déchets augmente. La gestion des déchets sera plus efficace si elle est basée sur l'élimination rapide des solides (**Vallod et Sarrazin,2010**).

b) Élimination des solides :

Les déchets solides doivent être éliminés aussi rapidement que possible afin de réduire la quantité des déchets qui provoque un lessivage accru des nutriments dans l'eau. Le débit d'eau est important pour la gestion des déchets car il participe à l'élimination des excréments de poissons et permet le tassement rapide des concentrations des matières décanales (**Vallod et Sarrazin,2010**).

c) Déchets dissous :

Les déchets dissous constituent une autre catégorie des déchets métaboliques ; ils sont mesurés par la DBO à long terme de la consommation d'oxygène et la DCO à court terme à cause de la perte d'oxygène. Les déchets dissous se produisent sous plusieurs formes : l'ammoniac, le nitrite, le nitrate, le phosphore et la matière organique. De nombreux déchets peuvent être libérés lors du nettoyage des réservoirs ou étangs et par conséquent l'élimination fréquente des déchets solides permet de réduire les déchets dissous dans les eaux de rejets.

d) Déchets pathogènes :

Il existe trois méthodes les plus courantes pour traiter les déchets pathogènes dans l'eau : L'ozonation, la chloration et le rayonnement UV. La chloration et l'ozonation sont des méthodes efficaces mais ils sont des oxydants puissants qu'il faut surveiller car l'excès de leur concentration dans l'effluent conduit à une asphyxie des poissons et leur mort, ainsi que la dégradation du milieu aquatique (**Vallod et Sarrazin,2010**).

1.3 Les sédiments :

1.3.1 Définition, origine et composition des sédiments :

a) Définition :

Les sédiments constituent en général l'ensemble des particules et des matériaux solides, transportés par le tirant d'eau et qui finissent par se poser dans le fond. Ils sont principalement issus de l'érosion du bassin versant, de ruissellement, des bergs et des rejets humaines et industriels. Chaque année un volume important de sédiments et de sables de draguage sont transporté afin de maintenir l'accès et le bon fonctionnement des ports et des cours d'eau. Il existe deux types de sédiments (Khezami,2014).

- Sédiments fluviaux.
- Sédiments marins.

b) Origine :

On constate généralement deux principales origines des sédiments :

- **L'origine endogène (ou autochtone)** : elle provient principalement de la production autochtone du milieu qui conduit à la production des débris de macrophytes (organismes aquatiques, cadavres d'animaux ...).
- **L'origine exogène (ou allochtone)** : elle provient de l'apport de matière venant d'un autre milieu par ruissellement des fleuves, effluents, atmosphère. Cet apport peut être d'origine naturelle (l'érosion éolienne et hydrique, décomposition de la matière végétale) ou anthropique (activité industrielle, urbaine ou agricole, apport de matière en suspension...) (Khezami,2014).

c) Composition des sédiments :

Les sédiments présentent une matrice hétérogène constituée d'eau et de matériaux organiques et inorganiques, l'activité anthropique peut influencer sur cette composition naturelle.

d) L'eau contenue dans le sédiment :

Il faut faire la différence entre la quantité d'eau au-dessus de sédiment et celle de l'eau interstitielle dans le sédiment, cette dernière est découpée en quatre catégories :

- Eau libre n'est pas liée aux fines.
- Eau capillaire liée aux fines par des forces capillaires.
- Eau colloïdale qui hydrate les colloïdes.
- Eau intercellulaire.

e) La composition granulométrique :

La composition granulométrique des sédiments varie selon la provenance dont on distingue :

- c) **Les blocs, les cailloux, les graviers et les sables** : Ils sont des particules grossières qui proviennent de l'érosion du sol.
- d) **Les sables silicatés** : Ils sont souvent accompagnés de minéraux lourds, on trouve également des sables calcaires.
- e) **Limons, vase et boues** : Ils sont les particules les plus fines qui ont la capacité de retenir et d'accumuler les contaminants.
- f) **Composition argileuse** : C'est la structure cristalline en feuillets.

La figure 01 représente la classification des sédiments selon la teneur en ces trois composés en utilisant un système des coordonnées triangulaire (N'GUESSAN ,2008).

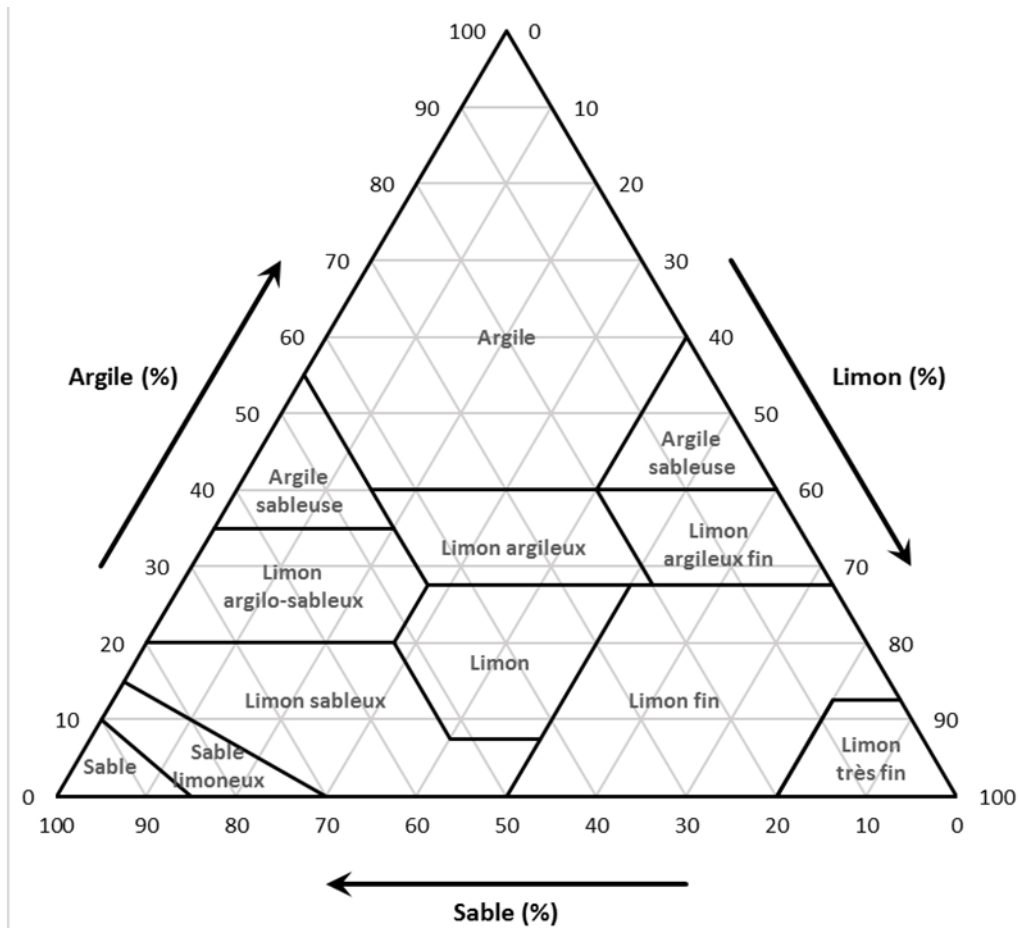


Figure 1 : Diagramme triangulaire de classification des sédiments en fonction de leur texture (N'GUESSAN ,2008).

1.3.2 Evaluation des propriétés de dangerosité des sédiments :

D'après **Khezami (2014)**, la valorisation des sédiments dépend de la dangerosité de leurs déchets, donc il faut que ces déchets soient non dangereux ou inertes pour qu'on puisse les appliquer dans la filière de valorisation.

Selon la norme NF EN 124573 la dangerosité des déchets est déterminée par un test de lixiviation dont on distingue :

- Déchets dangereux : « tout déchet qui présente une ou plusieurs propriétés de danger ».
- Déchets non dangereux : « tout déchet qui ne présente aucune des propriétés qui rendent un déchet dangereux ».
- Déchets inertes : « tout déchet qui ne subit aucune modification physique, chimique ou biologique importante, qui ne se décompose pas, ne brûle pas, ne produit aucune réaction physique ou chimique, n'est pas biodégradable, ne détériore pas les matières avec lesquelles il entre en contact d'une manière susceptible d'entraîner des atteintes à l'environnement ou à la santé humaine ».

1.4 Valorisation agricole des sédiments :

a) L'amendement des sols :

Selon l'article **R211-31 du Code de l'environnement**, la valorisation agricole a pour objectif d'améliorer la structure et les qualités fertilisante du sol. L'application de cette filière est possible si les sédiments présentent certaines propriétés et intérêts agronomiques et s'ils n'ont aucune atteinte pour l'environnement et la santé humaine.

Si les sédiments sont inertes avec l'absence du danger, ils peuvent même être utilisés pour créer des espaces naturels (un refuge pour les espèces aquatiques), et des zones de loisirs (**Hayet. A et all, 2017**).

b) Effet des sédiments sur les propriétés du sol :

Les sédiments ont le potentiel d'améliorer les propriétés chimiques et physiques des sols grâce à leur richesse en particules fines et grossières, en éléments nutritifs et en matière organique (**Étienne,2015**).

De nombreuses études ont prouvé que les effets bénéfiques que portent les sédiments aux sols agricoles seraient encore plus grands si les sédiments sont compostés avec du fumier. D'une part les sédiments peuvent être utilisés comme source de matière organique, d'éléments calcaire ou siliceux, et d'autre part ils ont prouvé leur capacité d'apporter une augmentation appréciable de la teneur en eau du sol (**Etienne ,2015**).

Ainsi, une étude russe par Bakšienė et al 2011, a prouvé que les sédiments ayant des propriétés calcaires sont capable de réduire l'acidité du sol.

c) Autres propriétés agronomiques des sédiments :

Les apports d'éléments nutritionnels d'intérêt (azote, phosphore, potassium, oligo-éléments) et de matière organique sont très variables et dépendent du site de prélèvement. Ils restent faibles en général (**Jeanne,1997**).

1.5 Les paramètres physiques chimiques des sédiments :

a) Conductivité :

La conductivité d'un sol ou un sédiment est une méthode pour mesurer la capacité des ions à transporter le courant présents et qui pourraient se dissoudre en présence d'eau (**Mettler, 2007**)

La mesure de la conductivité dépend de la quantité des sels minéraux présents dans une solution, car les sels sont de bons conducteurs. Elle varie en fonction de la température et liée à la concentration et la nature des substances dissoutes (**Mettler, 2007**).

b) Potentiel d'hydrogène pH:

Le pH du sédiment est une donnée essentielle car l'existence d'une phase minérale, sa spéciation et sa toxicité sont autant de paramètres liés au pH du milieu. (**Kribi, 2005**).

Le pH est donc un paramètre qui donne une indication sur la nature des interactions par leurs formes sous laquelle le polluant et la surface de la matrice sont, donc sur la nature des interactions. (**Laurence et al., 2012**).

c) Humidité :

La détermination d'humidité est basée sur la norme NF ISO 11465 (AFNOR, 1994 a). Elle consiste à déterminer la masse de l'échantillon humide avant et après séchage à 105°C. Donc cette méthode permettre d'obtenir une masse constante de l'échantillon (**Marie, 2012**).

Cette procédure permet d'une part de mesurer la quantité de la teneur en eau libre dans l'échantillon et aussi d'exprimer les résultats en fonction de la masse sèche du sédiment étudié. (**Marie, 2012**).

d) Matière organique :

Les matières organiques des sédiments peuvent se présenter sous formes de débris végétaux, et des micro-organismes, virus, bactéries ou débris végétaux. La composition de cette matière organique est généralement identique d'un type de sédiment à un autre (**Schneider, 2001**).

La méthode utiliser pour la détermination de la matière organique dans les sédiments, consiste à sécher l'échantillon à 450°C pendant 3h, la perte de masse observée est attribuée à la matière organique (**Ausili, 1998**).

e) Granulométrie :

L'analyse granulométrique permet de caractériser la distribution de taille des particules et reflète la répartition quantitative d'un élément solide, et d'identifier les différentes familles granulométriques (sable, limon, argile), et il renseigne sur la texture du matériau. Certaines caractéristiques d'un sédiment qui peuvent avoir une influence sur la spéciation des polluants sont dépendantes de la taille des grains qui le compose (réactivité, surface spécifique...) (**kribi, 2005**).

D'après (**Alain, 2017**), on distingue plusieurs familles de sédiments en fonction de la taille :

- Les silts : $D < 0.02$ mm ;
- Les sables : $0.02 < D < 2$ mm ;
- Les graviers : $2 < D < 20$ mm ;
- Les cailloux : $20 < D < 200$ mm ;
- Les blocs : $D > 200$ mm.

f) Carbone :

Conformément à la norme française NF P 94-048. (Afnor, 1996), le carbone présent dans les sédiments peut être mesuré par la méthode de calcimétrie.

Le principe est de mesurer le rapport entre le dégagement de CO₂ provoqué par l'action de l'acide chlorhydrique (HCL) au volume de carbonate pur, afin de déterminer la teneur en CaCO₃ d'un échantillon de roche ou de sédiment broyé (**El hamaidi, 2011**).

L'équation de l'effervescence avec l'acide chlorhydrique à froid s'écrit comme suit :



1.6 Paramètres physico-chimiques de l'eau :

a) Température :

C'est un facteur écologique important. Il conditionne la nature des communautés aussi bien terrestres qu'aquatiques, ainsi que leurs caractères de leur développement (**Bouaziz et Djerrai,2010**).

b) Potentiel d'hydrogène (pH) :

Le pH de l'eau indique sa tendance à être acide ou alcaline, il est en fonction de l'activité ionique de l'hydrogène présent dans cette eau.

Dans les eaux naturelles, l'activité des ions hydrogène présents est due particulièrement à l'ionisation de l'acide carbonique et de ses sels (**Ben Aakam et al.,2019**).

$$\text{pH} = -\log [\text{H}^+]$$

c) Conductivité :

La détermination de la conductivité de l'eau est très importante car elle renseigne sur la minéralisation de l'eau, la conductivité électrique de l'eau est en fonction de la concentration totales de l'eau en ions, de leur valence, leur mobilité, leur concentration relative et de la température. Elle est comprise entre deux électrodes métalliques (**Ben Aakam et al.,2019**).

Selon **AFNOR (2001)**, généralement son unité est le Siemens par mètre (S/m), mais dans le cas de la mesure de l'eau on utilise le micro siemens par centimètre ($\mu\text{S}/\text{cm}$).

d) Turbidité :

La turbidité de l'eau indique la présence des particules en suspension, particulièrement colloïdale : argile, limon, grain de silice, matières organiques, etc. Le degré de turbidité est mesuré selon l'appréciation de l'abondance de ces particules (**Rodier et al, 2009**).

Le taux élevé de turbidité empêche la pénétration de la lumière dans la colonne d'eau et peut ainsi conduire à la diminution de la croissance des algues et des plantes aquatiques (**Ben yakoub et Berroua,2012**).

e) Matières organiques :

Généralement les matières organiques dans l'eau peuvent être mesuré par deux méthodes : la demande biochimique en oxygène à 5 jours (DBO5) et la demande chimique en oxygène (DCO). Ces deux paramètres se basent sur la différence entre la teneur en oxygène dissous initiale et la teneur en oxygène dissous finale après oxydation de la matière organique présente dans un échantillon d'eau (**Villers et all,2005**).

f) Matières en suspension (MES) :

Les matières en suspension constituent toutes les matières minérales ou organiques insolubles dans l'eau, leur quantité varie selon les saisons et le régime d'écoulement des eaux. Ces matières influencent sur la transparence de l'eau et diminuent la pénétration de la lumière. Elles peuvent aussi perturber la respiration des poissons et accumuler des grandes quantités de matière toxique (métaux, pesticides, huiles minérales, hydrocarbures aromatiques polycycliques...) (Villers et al., 2005).

Les matières en suspensions sont exprimées en mg/l.

g) Total solide dissous (TDS) :

Total des solides dissous (TDS) et le terme utilisé pour décrire les sels inorganiques et petites quantités de matière organique présentes en solution dans l'eau. Les principaux constituants sont généralement cations et carbonate de calcium, magnésium, sodium et potassium, hydrogénocarbonate, anions chlorure, sulfate et nitrate (Rubiati et al., 2017).

h) Chlorophylle :

Les chlorophylles sont les pigments verts des végétaux capables de photosynthèse. Le pigment principal est la chlorophylle a, présente dans les chloroplastes des cellules de tous les végétaux de couleur verte : plantes à fleurs, fougères, mousses, algues vertes (Stéphanie, 1996).

1.7 Les paramètres bactériologiques des sédiments et l'eau :

a) Coliformes totaux :

Les coliformes totaux sont des bactéries aérobies et anaérobies facultatives Gram négatif, non sporulantes, en forme de bâtonnet, ils ont une capacité de se multiplier en présence de sels biliaires et de fermenter le lactose avec production d'acide et de gaz en 48 heures à 35-37°C. (El attiffi el ouadrassiali, 2011).

Ainsi, ils sont des indicateurs de la qualité microbienne de l'eau, du sol ou dans l'environnement en général (Ceaq, 2015).

b) Coliformes fécaux :

Les coliformes fécaux sont des thermotolérants appartenant au groupe des coliformes totaux, et qui sont capables de fermenter le lactose à une température de 44,5C°. L'espèce la plus fréquemment associée à ce groupe bactérien est l'*Escherichia coli* (*E. coli*) (El attiffi el ouadrassiali, 2011).

Ce sont des indicateurs d'une contamination récente par des matières fécales, mais aussi la présence d'autres microorganismes potentiellement pathogènes. Ils sont facilement identifiés et dénombrés, mais aussi utilisées comme indicateurs de pollution fécale (Florence et al, 2019).

c) Escherichia coli :

Une bactérie du genre *Escherichia* est un bacille à coloration de Gram négative, aérobie-anaérobie facultatif (AAF), possédant une nitrate réductase et une catalase, dépourvue d'oxydase et non halophile, immobile ou mobile. *E. coli* possède une structure flagellaire péritriche et non-sporulée. Sa température optimale de croissance est de 37°C. Bactérie non (Charlotte, 2016).

d) Streptocoques fécaux :

Ce sont des bactéries à gram positif, du groupe sérologique D de Lancefield, rapprochent aux coliformes fécaux. Les streptocoques sont de bons indicateurs de pollution mais peu utilisés comme indicateurs d'efficacité de traitement parce qu'ils ont une capacité de résister aux désinfectants que les coliformes et les autres entérobactéries pathogènes. Les streptocoques du groupe D peuvent être inclus dans la bactériémie, les cholécystites. Ils sont responsables d'environ 20% de toutes infection urinaire et environ 20% de tous les cas d'endocardites. (Bertrand, 1989).

e) Salmonelles :

Les salmonelles sont des bactéries de la famille des *Enterobacteriaceae*, parasites du tube digestif de l'homme et des animaux. Ce sont des bacilles à Gram négatif, aéro-anaérobies facultatifs. Les travaux taxonomiques ont montré que le genre *Salmonella* ne comprend que deux espèces génétiquement individualisées : *S. bongori* (très rare) et *S. enterica*, composée de 6 sous-espèces. La sous espèce I, *S. enterica subspecies enterica*, représente plus de 99,5 % des souches isolées en pathologie. L'identification des espèces et sous-espèces se fait sur la base de caractères biochimique (Pennec et Garré, 2004).

2 Matériel et méthodes

2.1 Présentation de la zone d'étude :

Le jardin d'Essai du Hamma, est situé au fond de la baie d'Alger dans la partie Nord-Est dans le quartier du Hamma à Alger. Il s'étend en amphithéâtre, au pied du Musée National des beaux-arts d'Alger, de la rue Mohammed Belouizdad à la rue Hassiba Ben Bouali, et à l'Ouest par l'esplanade du Hamma avec l'hôtel Sofitel et la bibliothèque nationale.

Sur une superficie de 32 hectares. Il est localisé à la latitude $36^{\circ}43'$ Nord et à la longitude $03^{\circ}05'$ Est, à une altitude qui varie de 10 à 100m (**Labza et Djafri,2018**).

Ce jardin est parmi les 1800 jardins botaniques existants dans le monde et qui jouent un rôle majeur dans les domaines scientifiques, éducatifs et horticoles. Il dispose de deux principaux types de jardin ornementaux : Le jardin français et le jardin anglais. On y trouve un grand bassin de volume (900m^3) où se développent des plantes aquatiques (Nénuphars, cypérus) et dans lequel un îlot immergé à l'intérieur du bassin composé essentiellement de palmiers. Cet aménagement lui donne un aspect d'une véritable forêt tropicale.

De plus, le bassin fait l'objet d'élevage de poissons Carpe Koï et Tilapia, ces deux espèces s'alimentent naturellement des matières et des débris qui se trouvent dans le milieu.

Pour notre étude nous avons effectué nos points prélèvements dans deux bassins dont le premier a une latitude de $36,74^{\circ}$ et une longitude de $3,07^{\circ}$ et le deuxième point a une latitude de $36,44^{\circ}$ et une longitude de $3,04^{\circ}$ (**Figure 2**).



Figure 2 : Localisation géographique du bassin aquacole d'El Hamma (source Google Earth,2020).

2.2 Objectif de l'étude

Notre présent travail qui a été réalisé entre Février et Mars comporte une série d'analyses physico-chimiques, bactériologiques et granulométriques des sédiments issus de bassins d'aquaculture de poissons d'eau douce d'El Hamma (Alger). Nos expériences ont été effectuées au niveau du laboratoire de microbiologie, de biochimie et de granulométrie à l'Ecole Nationale Supérieur de Science de la Mer et d'Aménagement du Littoral (ENSSMAL) à Delly Ibrahim (Alger).

Ce travail a pour objectif d'évaluer la qualité physico-chimique et bactériologique des sédiments en vue de leur valorisation agricole en tant que fertilisants des terres, tout en respectant des normes.

2.3 Matériel utilisé :

a) Matériel non biologique :

Le matériel non biologique utilisé lors du déroulement de travail (tous ce qui comporte l'appareillage, le flaconnage...) est présenté en Figure 25 (**Annexe III**).

b) Matériel biologique :

- Les sédiments vaseux du bassin d'El Hamma (Alger), dont nous avons prélevé cinq échantillons (5).
- L'eau des sédiments, dont nous avons prélevé trois échantillons (3).
- Les milieux de cultures sont présentés en (**Annexe V**).

2.4 Méthodes

a) Prélèvement et conservation des sédiments :

Les échantillons de sédiments ont été prélevés à l'aide d'une benne à partir d'un seul bassin aquacole de poisson d'eau douce (Carpe Koï et Tilapia) dont la profondeur est d'environ 1 à 7 mètres. Cinq points de prélèvement ont été effectués lors du prélèvement.

La benne que nous avons utilisée lors du prélèvement des sédiments est de type Van Veen en acier inoxydable avec une taille moyenne qui est appropriée dans les sédiments peu profonds et qui permet d'effectuer des prélèvements d'environ 10 à 30 cm d'épaisseur, elle est composée de deux mâchoires séparées par un crochet et un poids de 2Kg.

La benne descendue au fond du bassin une fois jetée à l'aide d'une corde, les deux mâchoires s'ouvrent (Figure 3). Dès qu'elles touchent le fond, le crochet qui maintient les mâchoires ouvertes est relâché. Au moment de la montée, les mâchoires se remplissent en emprisonnant une quantité de sédiments superficiels et le contenu est récolté (Figure 4).

Epaisseur de la couche des sédiments : Dans notre bassin seulement 2 à 3 centimètres ont été prélevés, sachant que l'épaisseur de la couche des sédiments dépend de plusieurs facteurs tel que le taux de sédimentation, la fréquence d'échantillonnage, etc.

Conservation des échantillons : Les sédiments destinés aux analyses bactériologiques ont été recueillis dans des boîtes de pétri stériles et conservées dans des sacs de congélation (Figure 5), tandis que ceux qui sont destinés aux analyses physico chimiques ont été mis dans des flacons en verre et conservés.

Transport des échantillons : Selon la norme ISO (NF EN ISO 5667-15, 2009), les échantillons ont été conservés dans une glacière à basse température comprise entre 2 et 4 °C et transportés jusqu'au laboratoire.



Figure 3 : Benne avec mâchoire ouverte et fermée.



Figure 4 : Récolte des échantillons.

2.5 Méthodes d'analyses physico-chimiques des sédiments et l'eau :

Les échantillons des sédiments soumis à des analyses physico-chimiques doivent impérativement suivre cinq types de prétraitements qui sont : séchage, broyage, tamisage, séparation et pulvérisation (ISO 11464,2006).

2.5.1 Sédiments :

a) La température :

La température des sédiments a été mesurée par un multi- paramètres (Annexe III).

b) pH :

- Selon **Rodier., et all (2009)**, la mesure du pH est réalisée à l'aide d'une électrode en verre remplis d'une solution de chlorure de potassium (KCl) de (3M).
- Prendre l'échantillon conservé au réfrigérateur à une température comprise entre 0°C et 6°C.
- Sécher l'échantillon dans l'étuve à 104°C pendant 24h, puis briser l'agrégat afin de le mettre dans un tamis.
- Peser 20g de l'échantillon dans un bécher en verre et ajouter 100ml de l'eau distillée.
- Agiter la solution pendant 2 minutes et laisser décanter pendant 24h.
- Calibrer le pH mètre avec la solution KCl avant de mesurer le pH et la température.
- Mesurer le ph avec le pH-mètre (**Annexe III**).

c) Conductivité :

La détermination de la conductivité électrique contribue à l'obtention d'une valeur indiquant la teneur en électrolytes hydrosolubles dans l'échantillon de sédiment qui doit être séché (**ISO 11265, 1994**). Notre méthode sert à déterminer la conductivité des solides avec un conductivimètre lié à une cellule.

Mode opératoire :

- Prendre un échantillon de sédiment conservé dans le réfrigérateur à une température comprise entre 0°C et 6°C.
- Sécher l'échantillon à l'étuve à 104°C pendant 24 h (**Annexe III**), et briser l'agrégat afin de le mettre dans tamis par un tamisage sec < 2 mm (**Annexe IV**).
- Peser 20 g de l'échantillon dans un bécher et ajouter 100 ml d'eau distillée.
- Mélanger la solution dans un agitateur horizontal pendant 30 min (**Annexe III**).
- Filtrer la solution et mesurer la conductivité du filtrat.
- La mesure de la conductivité est rapportée en microsiemens par centimètre ($\mu\text{S}/\text{cm}$).

d) Humidité :

Le taux d'humidité est la masse de l'eau contenue dans le sédiment par rapport à l'unité de masse de matière à sécher à 105 °C (**Kribi, 2005**). La procédure de la mesure d'humidité permet d'une part de mesurer la quantité de la teneur en eau libre dans l'échantillon, ainsi qu'exprimer les résultats en fonction de la masse sèche du sédiment étudié.

Mode opératoire :

- Sécher les échantillons de sédiment et les placer dans les capsules en verre dans une étuve à une température de 105 °C jusqu'à ce qu'on obtienne une masse constante.
- Mettre les capsules à refroidir dans un dessiccateur et les peser (**Annexe IV**).
- L'humidité est exprimée en pourcentage et déterminée par l'équation suivante :

$$H(\%) = (m_1 - m_2) \times 100 / m_1 - m$$

m₁ : La masse de sédiment avant séchage (Capsule vide).

m₂ : La masse du sédiment après séchage.

m : La moitié du sédiment passé sur le tamis.

e) Matière organique (perte au feu) :

La matière organique est assimilée à la perte au feu obtenue après dessiccation du sédiment au four à moufle. La quantité de solides dissous volatils est obtenue par la différence entre le poids du résidu calciné à 500°C et celui séché à 105°C.

Mode opératoire :

- Sécher l'échantillon dans l'étuve à une température de 105°C pendant 24h, puis laisser refroidir dans un dessiccateur un minimum de 4 heures et peser la capsule jusqu'à l'obtention d'un poids constant.
- Broyer l'échantillon et repeser le creuset vide (**Annexe IV**).
- Mettre l'échantillon dans le creuset puis sécher dans le four à moufle à une température de 500°C pendant 4h et laisser refroidir dans le dessiccateur encore une fois pendant au moins 4 h (**Annexe IV**).
- Peser le creuset jusqu'à l'obtention d'un poids constant, c'est-à-dire que la différence entre deux pesés successives soit au moins inférieure à 1 mg.
- Les résultats sont exprimés d'après l'équation suivante :

$$MO(\%) = (m'2 - m'3) \times 100 / m'2 - m'$$

$m'2$: La masse du sédiment avant refroidissement.

$m'3$: La masse du sédiment après refroidissement.

m' : La moitié du sédiment passé sur le tamis.

f) Carbone (calcimètre) :

La calcimétrie est la mesure du pourcentage de CaCO_3 dans une roche, un sédiment... L'appareil des mesures la plus fréquemment utilisé est la calcimètre de Bernard (**Annexe III**).

❖ Le calcimètre est constitué de :

- une ampoule a décanté ;
- Un tube gradué de 100 cm^3 ;
- Un erlenmeyer de 100 cm^3 ;
- Un petit tube en verre environ deux fois moins haut que l'erenmeyer ;
- Deux bouchons à 1 trous adaptés au tube gradué et à l'erenmeyer.

Mode opératoire :

- Tarer la balance puis peser 0.25g de l'échantillon broyé.
- Remplir au même niveau le niveau de la solution saturé en NaCl du tube gradué et de l'ampoule du calcimètre et noter la division qui correspond au V_1 sur le tube gradué
- Introduire 0.25g de carbonate pur (échantillon témoin) ou 0.25g de l'échantillon à étudier dans l'erenmeyer.
- Remplir un petit tube avec de l'acide chlorhydrique (HCl) et l'introduire dans l'erenmeyer avec une pince pour et avec précaution pour ne pas le verser.
- Boucher l'erenmeyer avec le bouchon relié au tube gradué de calcimètre de Bernard.
- Renverser l'acide contenu dans le tube sur l'échantillon.
- Agiter de temps en temps l'erenmeyer pour activer la réaction.
- A la fin de l'effervescence on note la division correspond au V_2 sur le tube gradué.
- Le volume de CO_2 dégagé est la différence des volumes $V_2 - V_1$,

- Les résultats sont exprimés comme suit :

$$\begin{aligned} V_{\text{témoin}} &= V_2 - V_1 \\ V_{\text{ech}} &= V_2 - V_1 \\ \text{Teneur en CaCO}_3 &: (V_{\text{ech}} / V_{\text{témoin}}) \times 100 \end{aligned}$$

V_{ech} : le volume de l'échantillon.

$V_{\text{témoin}}$: le volume de l'échantillon témoin.

V_1 : le volume initial sur le tube gradué.

V_2 : le volume final sur le tube gradué.

g) Granulométrie :

La granulométrie est une méthode de séparation des grains du mélange sédimentaire par classe de taille. Grâce à des tamis, empilés par taille de maille décroissante. L'échantillon est déposé dans le tamis du haut (taille de maille la plus grosse), et le tout est piégé au cours de la descente dans chaque tamis en fonction de leur taille (**Alain, 2017**).

Mode opératoire :

- Sécher l'échantillon à 105°C à l'étuve pendant 24h.
- Peser 150g de l'échantillon.
- Tamiser mécaniquement dans une tamiseuse (**Annexe III**), pour cela on a utilisé une colonne de tamis dans l'écartement entre les tailles est fait cela les normes AFNOR.
- Peser le refus de chaque tamis, les diamètres des mailles de la série de tamis que nous avons utilisés dans l'ordre décroissant sont : 2000 μm - 1000 μm - 800 μm -630 μm - 500 μm -400 μm - 315 μm - 250 μm - 200 μm -160 μm - 140 μm - 100 μm - 80 μm -063 μm chaque tamisage dure 10min.
- Les résultats obtenus ont été présentés sous forme de courbe cumulatives dont l'examen des courbes permet de calculer les indices granulométriques et de définir les paramètres qui caractérisent la distribution granulométrique des sédiments.
- Les résultats sont exprimés d'après l'équation suivante :

$$P_p (\%) = (P_f \times 100) / P_i$$

P_p : pourcentage des pélites.

P_i : poids initial du sédiment.

P_f : poids final du sédiment.

2.5.2 Eau :

L'appréciation de la qualité des eaux de surface se base sur la mesure de paramètres physico-chimiques et chimiques ainsi que sur la présence ou l'absence d'organismes et de micro-organismes aquatiques, indicateurs d'une plus ou moins bonne qualité de l'eau (**De villers J, 2005**).

a) Température :

La température a été mesurée in situ avec un thermomètre plongeur (**Annexe IV**).

b) pH :

Le pH est une mesure de l'acidité de l'eau c'est-à-dire de la concentration en ions d'hydrogène (H⁺). L'échelle des pH s'étend en pratique de 0 (très acide) à 14 (très alcalin).

Mode opératoire :

- Calibrer l'appareil pour la mesure du pH.
- A l'aide d'une éprouvette, prendre 100ml d'eau d'échantillon et le mettre dans un bécher.
- Mesurer le pH des échantillons avec un pH-mètre (**Annexe III**).

c) Conductivité :

La conductivité électrique (EC) est une expression numérique de la capacité d'une solution à conduire le courant électrique.

Mode opératoire :

- Calibrer l'appareil multi paramètres.
- Prendre un volume de 100ml des échantillons avec une éprouvette et le mettre dans le bécher.
- Mesurer la conductivité avec un appareil multi paramètres (**Annexe III**).

d) La turbidité :

La turbidité de l'eau est due à la présence de matériaux solides en suspension qui réduisent sa transparence.

Mode opératoire :

- Calibrer l'appareil turbidimètre (**Annexe III**).
- Rempli la cuve de mesure 10ml pour chaque échantillon, nous avons mesuré la turbidité.

e) Total des solides dissous (TDS) :

La mesure de TDS a été réalisée avec un appareil multi paramètres (conductimètre).

f) Matière en suspension (MES) :

Les matières en suspension comprennent toutes les matières minérales et organiques qui ne se solubilisent pas dans l'eau.

Préparation des filtres :

- Calciner les filtres pendant 450-500°C pendant 1 heure (élimination de toute substance organique).
- Rincer les filtres avec de l'eau distillée puis sécher 70°C pendant 24heures.
- Mettre les filtres dans le dessiccateur jusqu' à l'utilisation.
- Peser le filtre avant de faire la filtration.

Mode opératoire :

- Préparer le système de filtration (pompe à vide + rampe de filtration et régler le manomètre de la pompe pour avoir une pression de 0.2bar (**Annexe III**)).
- Placer le filtre sur la base de l'entonnoir de la rampe à l'aide d'une pince à bouts plats.
- Homogénéiser le flacon de prélèvement par quelque retournement.
- A l'aide d'une éprouvette de 100ml, mesurer 200ml des échantillons et filtrer.
- Après la filtration rincer l'entonnoir avec un peu d'eau distillée, ouvrir la pompe et laisser l'eau s'écouler.
- Replacer le filtre dans sa boîte.
- Placer la boîte dans une étuve de 50et 70°C pendant 24h avec le couvercle entre ouvert.
- Retirer les filtres de l'étuve et les placer dans un dessiccateur pendant une heure.
- Peser une second fois les filtres conservés dans le dessiccateur.

- La concentration des MES est donnée par l'expression suivantes :

$$\text{MES (mg/l)} = ((P_2 - P_1) / V) \times 1000$$

P₁ : poids du filtre sec avant filtration (mg).

P₂ : poids du filtre sec après filtration (mg).

V : volume de l'eau filtrer (Litre).

g) La matière organique (MO) :

Le terme matière organique regroupe une somme importante et hétérogène de substances et composés carbonés d'origine végétale et animale.

Mode opératoire :

- Prendre les mêmes filtres de MES après la procédure de filtration et séchage, mettre les filtres dans des creusets et les peser.
- Passer au four à moufle à 500°C pendant 2heures (**Annexe III**).
- Peser une troisième fois les creusets après la calcination.
- Le résultat de la matière organique est donné par l'expression suivante :

$$\text{MO (mg/l)} = (P_2 - P_3) / V \times 1000$$

P₂ : poids du filtre après séchage et avant calcination.

P₃ : poids du filtre après calcination.

V : le volume d'eau filtrée (Litre).

h) Chlorophylle :

L'analyse de la chlorophylle a permis d'estimer la biomasse d'algues qui se trouve dans l'eau.

Mode opératoire :

- **Filtration** : A l'obscurité, dans un entonnoir, placer le filtre et verser 100ml de l'échantillon pour la filtration (**Annexe III**).
- **Congélation** : Mettre les filtres dans un congélateur pour les conserver.
- **Préparation de la solution d'acétone 90°** :

- Dans une éprouvette, remplir 100ml de la solution d'acétone et le mélanger avec 11ml d'eau distillée.
- **Extraction et broyage :** Mettre les filtres dans les tubes a centré et les broyer avec 10ml d'acétone à 90° à l'aide d'une tige en verre.
- **Centrifugation :** Centrifuger les extraits pendant 10min à environ 3500 tours/second, et encor pour une autre fois pendant 5min à environ 3500 tours/second (**Annexe III**).
- **La spectrophotométrie :** Préparer 50ml de solution de Hcl dans une fiole.
- Transférer le sr nageant de l'échantillon dans la cuve du spectrophotomètre, mais tout d'abord on commence par le blanc.
- Mesurer l'absorbance de l'extrait aux longueurs d'ondes 750nm et 665nm pour une absorbance non acidifiée et 750nm et 665nm pour une absorbance acidifiée. (**Annexe III**).
- Les résultats de la chlorophylle sont donnés dans l'expression suivante :

$$A^{NA(665)} = (A^{NA(665)-bc(665)}) - (A^{NA(750)-bc(750)})$$

$$A^A(665) = (A^A(665)-bc(665)) - (A^A(750)-bc(750))$$

$$\text{La chlorophylle}(\mu\text{g/l}) = (A^{NA(665)} - A^A(665)) \times 27.7 \times v / (V \times L)$$

A^{NA} : Absorbance non acidifiée.

A^A : Absorbance acidifiée.

bc : Blanc de filtre.

V : Volume initial de l'échantillon d'eau.

V : Volume de solvant.

L : Largeur de cuve (1 cm).

2.6 Méthodes d'analyses bactériologiques des eaux et des sédiments :

- **Recherche et dénombrement de germes par méthode NPP :**
 - a) **Objectif :**

La recherche et le dénombrement des germes indicateurs de contamination fécale se fait par méthode d'ensemencement sur milieu liquide ou solide (NPP) qui consiste à ensemencer plusieurs prises d'essai d'un même échantillon et/ou des dilutions de celui-ci dans des tubes contenant le milieu de culture qui convient. Cette méthode est une estimation statistique du nombre de micro-organismes supposés distribués dans l'eau ou le sédiment de manière parfaitement aléatoire (**Fartas et al.,2015**).

- **Préparation des milieux de culture (Annexe V) :** Dans notre présente étude nous avons préparé six (6) milieux de culture qui sont :
 - Le milieu BLBVB, Rothe, Eva Litskey, SFB, EPI et le milieu SS (Salmonelle Shigelle).
 - Tous les milieux sont autoclavés à 121°C pendant 15 minutes, sauf le milieu SS il est non autoclavable.
- **Choix des dilutions décimales :** Conformément aux normes AFNOR NF VO8-010 et ISO 6887-1, nous avons réalisé des dilutions décimales pour nos échantillons.
 - Avant d'ensemencer les milieux de culture, nous avons choisi les dilutions sur la base de la charge microbienne que contiennent nos sédiments, dont nous avons suivi les étapes suivantes :
 - Préparer 5 tubes à essai contenant chacun 9ml d'eau distillée stérile.
 - Préparer 5 autres flacons contenant 10 g de sédiments dans 90ml d'eau distillée stérile (il s'agit de la dilution 10^0).
 - A l'aide d'une micropipette stérile, prendre 1ml de la solution précédente et l'introduire dans le premier tube (il s'agit de la dilution 10^{-1}).
 - Agiter doucement le tube par un mouvement rotatif à l'aide d'un agitateur magnétique (**Annexe III**).
 - De la même façon prendre 1ml de la dilution 10^{-1} et l'introduire dans le deuxième tube pour avoir la dilution 10^2 .
 - Procéder de la même manière jusqu'à obtenir la dilution 10^{-5} .

Afin de dénombrer les microorganismes contenus dans les sédiments on suit le tableau suivant :

Tableau 2: Les différentes bactéries et leur dénombrement dans les milieux de culture.

	Milieux	Dilutions	Incubation
Coliformes totaux	BLBVB	1ml (10^{-1} à 10^{-5})	24h à 48h/37C°
Coliformes fécaux	BLBVB	1ml (10^{-1} à 10^{-5})	24h à 48h/44C°
Streptocoques fécaux	Rothe s/c Eva litskey	1ml (10^{-1} à 10^{-5})	24h à 48h/37C°
Escherichia coli	EPI	1ml (10^{-1} à 10^{-4})	24h à 48h/37C°
Salmonelles	(Salmonelle Shigelle) +4 disques de SFB		24h à 48h/37C°

2.6.1 Sédiments :

- **Dénombrement des coliformes totaux et thermotolérants « fécaux » :**

Principe :

- **Un test présomptif :** le but de ce test est de rechercher des coliformes totaux dans le milieu BLBVB.
- **Un test confirmatif :** dont le but est la recherche des coliformes fécaux, parmi lesquels on recherche *Escherichia coli*.

a) Coliformes totaux (Test présomptif) :

Ensemencement des tubes :

- Allumer le bec bunsen afin de créer une zone de stérilisation.
- Préparer 5 flacons de 90ml contenant les échantillons de sédiments à analyser.
- Homogénéiser chaque dilution avant d'effectuer le prélèvement.
- A l'aide d'une micro pipette stérile de 1ml, prélever un volume de 1ml du premier échantillon de sédiment (on commence par l'échantillon ayant la dilution 10^{-5} le plus dilué vers le moins dilué 10^{-1}), et l'introduire dans la première série de 03 tubes contenant le milieu BLBVB + une cloche de Durham.

- Agiter le tube à l'aide d'un agitateur pour que l'inoculum soit réparti, y compris sous la cloche.
- Prendre le deuxième échantillon de sédiment ayant la dilution 10^{-4} et refaire la même opération jusqu'à arriver à la dilution 10^{-1} .
- L'étiquetage se fait avant de commencer l'ensemencement.

Incubation :

- Incuber les tubes à l'étuve pendant 24 heures à 48 heures à 37°C .

Lecture :

Après 24h les tubes considérés comme positifs sont ceux qui présentent à la fois un trouble bactérien et un dégagement de gaz dans la cloche de Durham (au moins 1/10ème du volume de la cloche) (**Annexe VI**).

- ✓ La détermination du chiffre caractéristique de sorte qu'il soit le plus grand possible et inférieur à 330 uft.
- ✓ La lecture du NPP sur la table de Mac Grady (**Annexe VIII**).
- ✓ L'expression des résultats a été réalisée selon la formule suivante :

$$N = \text{NPP} / V * Fd$$

N : Concentration des germes dans 1g de sédiment.

NPP : Nombre lu sur la table de Mac Grady après la détermination des chiffres caractéristiques.

V : Volume d'ensemencement (1ml).

Fd : Facteur de dilution correspondant à la dilution qui donne le max des tubes positifs.

b) Coliformes fécaux (Test confirmatif) :

A partir de la série des tubes positifs de CT, nous avons ensemencé une nouvelle série de trois tubes mais cette fois si nous avons fait l'incubation à 44°C .

- ❖ **Remarque** : A chaque fois qu'on change d'échantillon nous devons changer le cône de prélèvement pour éviter de contaminer les autres tubes.

Incubation :

- Incuber les tubes à l'étuve pendant 24 heures à 48 heures à 44°C .

Lecture :

- ✓ Un dégagement de gaz dans la cloche de Durham (supérieur 1/10ème de la hauteur de la cloche).
- ✓ Un trouble bactérien qui résulte de la fermentation du lactose contenu dans le milieu. (**Annexe VI**).
- ✓ Lecture des résultats sur la table de Mac Grady (**Annexe VIII**).
- ✓ Expression des résultats.

Test de Mac Kenzie :

Il n'existe pas une technique normalisée pour le dénombrement d'*E. coli* dans les sédiments, donc les analyses utilisées pour l'eau peuvent être adaptés aux sédiments (**Derrien.A,2004**).

Mode opératoire :

- Repiquage à partir des tubes positifs des coliformes fécaux sur un autre tube contenant l'eau peptonée exempte d'Indole (EPI).
- Incuber pendant 24 heures à 44°C.

Lecture :

Les tubes considérés comme positifs présentent à la fois :

- ✓ Un trouble bactérien.
- ✓ Un anneau rouge ou rose (après ajout de quelque goutte du réactif de Kovacs) en surface du tube, ce qui témoigne la production d'indole par *E coli*, à suite à la dégradation du tryptophane grâce à la Tryptophanase (**Annexe VI**).
- ✓ Expression des résultats.

c) Streptocoques fécaux :

Mode opératoire :

Deux tests sont réalisés, le premier est un test présomptif effectué sur le milieu Rothe simple concentré et le deuxième est un test confirmatif réalisé sur une série du milieu contenant le bouillon Eva Litskey.

Lecture :

a) Test présomptif :

Les tubes présentant un trouble bactérien après incubation seront considérés comme positifs. Ils seront obligatoirement soumis au test confirmatif à l'aide du bouillon Litsky (le milieu de Litsky n'est qu'un milieu de Rothe additionné d'éthyl-violet).

b) Test confirmatif :

- ✓ Repiquage d'une série d'Eva Litskey (à partir des tubes positifs des premiers tests).
- ✓ Incuber les tubes à l'étuve pendant 24 heures à 37°C.
- ✓ Les tubes positifs présentent à la fois un trouble accompagné parfois d'un dépôt blanchâtre ou bien la formation d'une pastille violette, sont considérés comme étant des tubes contenant des streptocoques fécaux confirmés (**Annexe VI**).

d) Salmonelles :

Le sélénite présent dans le milieu d'enrichissement, inhibe la croissance des autres germes et favorise uniquement la croissance des salmonelles et quelques germes.

Conformément à la norme NF V ISO 7218, nous avons procédé comme suit :

- Pré enrichissement : Etape que nous n'avons pas faite, éliminée dans plusieurs ouvrages.
- Enrichissement : Dans le bouillon SFB + des disques SFB
- Incubation à 37 °C pendant 24 heures (**Annexe VI**).

Mode opératoire :

❖ 1er enrichissement :

- Préparer 5 flacons remplis de 90ml du bouillon SFB.
- Peser 10g de sédiment pour chaque échantillon et le mettre dans le flacon de SFB.
- Homogénéiser le contenu.

- Ajouter 4 disques SFB.
- Incuber à 37°C pendant 24 heures.
- ❖ **1er Isolement** : S'effectue sur gélose SS, à partir des flacons du 1er enrichissement par stries serrés puis incubation à 37 °C pendant 24 heures à 48 heures.

- ❖ **2ème enrichissement** : sur le bouillon SFB + des disques SFB :
 - Nous avons préparé 5 tubes remplis de 10ml du bouillon SFB.
 - Après l'incubation des flacons, prendre 1ml de chaque échantillon et le verser dans le tube contenant 10ml du bouillon SFB + un disque SFB.
 - Incubation à 37°C pendant 24 heures.
- ❖ **2eme Isolement** : Sur gélose SS, à partir des tubes du 2ème enrichissement par stries serrés puis incubation à 37 °C pendant 24 heures à 48 heures.

Lecture :

- ✓ **Des colonies rouges, rose susceptible d'être** : Enterobacter, Klebsiella et autres coliformes tels que *E.coli*.
- ✓ **Des colonies incolores transparentes susceptible d'être** : Salmonella à H2S -, Shigella, Serratia E.Hafniae, Alkalescens, Proteus morganii.
- ✓ **Des colonies incolores à centre noir susceptible d'être** : Salmonella à H2S +, Proteus vulgaris et mirabilis.
- ✓ **Des colonies à centre orangé susceptible d'être** : Proteus rettgeri, Providencia.
- ✓ **Des colonies rouges à centre noir susceptible d'être** : Citrobacterfreundii (en réalité seul le centre noir est visible d'où confusion avec Salmonella), Arizona (même remarque).
- ❖ **Identification biochimique** :
 - **Coloration de Gram** :
 - Réalisation d'un frottis sec et fixé : Sur une lame, mettre une goutte d'eau, puis à l'aide d'anse de platine on prend la colonie sélectionnée et l'émulsionner sur la lame, faire chauffer la lame jusqu'à l'obtention d'un frottis sec présentant un aspect matte.
 - Faire passer la lame au centre de la flamme deux à trois fois pour obtenir un frottis fixé.

➤ **La coloration de gram (Annex II) :**

- Coloration avec le violet de gentiane pendant 1min.
- Rinçage sur un jette d'eau ou un fil d'eau.
- Coloration ou fixation avec le Lugol pendant 1min (action de mordantage).
- Rinçage sur un jette d'eau ou un fil d'eau.
- Décoloration avec un mélange Alcool-Acétone pendant 10secondes en continue.
- Rinçage sur un jette d'eau ou un fil d'eau.
- La contre coloration avec la fuchsine pendant 1min.
- Rinçage sur un jette d'eau ou un fil d'eau avec séchage entre papier Joseph.
- Observation sous microscope optique avec deux grossissements (G x 40, G x 100).

Lecture :

- ✓ **Couleur rose** : Bactérie gram négatif (**Annexe VII**).
- ✓ **Couleur violette** : Bactérie gram positif.

➤ **Test d'oxydase :**

- Ce test nous a permis de savoir si les bactéries possèdent l'enzyme Cytochrome oxydase, donc nous avons effectué les étapes suivantes :
- Prendre le disque d'oxydase et le diviser en 4 parties puis prendre la culture bactérienne sélectionnée et la poser sur ¼ de disque.
- La réaction est presque immédiate environ 10 à 15 secondes.

Lecture :

- ✓ **Couleur noir ou jaune** : Test négatif.
- ✓ **Couleur violet** : Test positif.

Ensemencement des tubes TSI :

- Ensemencement de 05 tubes contenant le milieu TSI, à partir des colonies suspectes obtenues sur le milieu SS.
- Incubation à 37°C pendant 24 heures.
- Ensemencement de 05 tubes contenant le milieu urée-indole à partir des colonies obtenues sur le milieu TSI susceptibles d'être des salmonelles, incubation à 37°C pendant 24 heures.

➤ **Lecture :**

- **Couleur du milieu jaune et noire :** Positif.
- **Couleur du milieu(jaune) :** Négatif.

2.6.2 Eau :

a) Coliformes totaux et fécaux :

Afin d'examiner ce type de germes, la méthode est réalisée en milieu liquide par la technique du NPP. Elle se fait en deux étapes consécutives :

- ❖ **Un test présomptif :** Nous avons travaillé avec une série de trois tubes par dilution dont le protocole est le suivant :
 - Préparer des tubes contenant le milieu BLBVB munis d'une cloche de Durham.
 - Prélever 1ml de l'échantillon de la dilution 10^{-4} (on commence par le plus dilué allant vers le moins dilué) et le déposer dans la première série de tubes (**Annexe VI**).
 - Refaire la même opération jusqu'à arriver à la dilution 10^{-1} .
 - Les tubes inoculés sont homogénéisés par agitation douce pour ne pas faire pénétrer d'air dans la cloche.
 - La lecture se fait après 24h jusqu'à 48h après incubation dans l'étuve à 37°C .
 - Les tubes considérés comme positifs sont ceux qui présentent un dégagement de gaz dans la cloche de Durham + un trouble bactérien.

- ❖ **Un test confirmatif :**

Les tubes positifs de BLBVB, feront l'objet d'un repiquage à l'aide d'une micropipette (1ml) stérile dans des tubes contenant le milieu BLBVB muni d'une cloche de Durham, l'incubation se fait cette fois à 44°C pendant 24 heures.

b) Streptocoques fécaux :

Nous avons utilisé dans un premier temps un milieu d'enrichissement relativement sélectif, le milieu de Rothe puis nous avons utilisé l'action de deux agents sélectifs en repiquant une anse des milieux positifs dans le milieu d'Eva Litsky.

- ❖ **Test de Mac Kenzie :**

Nous avons effectué les mêmes étapes faites pour la recherche des *E. coli* dans les sédiments.

c) Salmonelles :

Dans cette recherche nous avons opté pour la méthode de filtration sur membrane afin de confirmer la présence ou l'absence des salmonelles. Cette méthode est la méthode de concentration la plus utilisée au laboratoire, pour sa facilité et sa capacité de filtrer un volume plus élevé d'eau. Elle consiste en une filtration d'un volume d'eau sur des membranes de porosité 0,45µm susceptibles de retenir les bactéries.

Matériel utilisé :

- Dispositif de filtration.
- Bac de récupération.
- Pompe à vide.
- Rampe de filtration.
- Pinces stérilisées et Pipettes
- Bec-Bunsen pour garder tout au long de la manipulation la zone de travail stérile.

Mode opératoire :

- Stériliser le dispositif de filtration à l'aide de l'alcool (technique de flambage).
- Mettre en place le dispositif.
- Mettre le filtre sur la grille.
- Filtrer un volume d'eau (500ml dans chaque entonnoir).
- ❖ **1^{er} enrichissement :**
 - Introduire le filtre dans un flacon contenant 100ml de bouillon SFB+ 4 disques SFB.
 - Incuber les flacons à 37°C à l'étuve pendant 24h (Figure 29, annexe VI).
 - Le premier isolement est réalisé sur milieu SS (gélosé salmonelles Shigelles) à partir du premier enrichissement.
- ❖ **1^{er} isolement :** S'effectue sur gélose SS, à partir des flacons du 1^{er} enrichissement par stries serrés puis incubation à 37 °C pendant 24 heures à 48 heures.
- ❖ **2^{ème} enrichissement :** A été effectué en prélevant 1ml du premier enrichissement que l'on met dans un tube à essai contenant 10ml SFB+ un disque.
- ❖ **2^{ème} isolement :** Est réalisé sur le milieu SS à partir du deuxième enrichissement et incubé à 37°C pendant 24 heures.

Lecture :

- ✓ Les colonies suspectes (transparente ou transparente avec centre noir).

Identification biochimique :

Les colonies suspectes ont fait l'objet d'une identification biochimique (coloration de Gram, test de la catalase, test de l'oxydase, test sur milieu TSI et test sur l'urée indole). Ces tests vont nous permettre d'utiliser ou pas la galerie API 20.

3 Résultats et discussions des paramètres physicochimiques des sédiments et de l'eau :

3.1 Sédiments

a) Température :

La température est une fonction scalaire de l'espace et du temps lorsque le problème en dépend. L'unité de température est le degré Kelvin (K) ou encore le degré Celsius (°C). (Marty, 2013).

Les résultats des échantillons prélevés du bassin pour la mesure de la température de sédiment sont illustrés dans la figure 5.

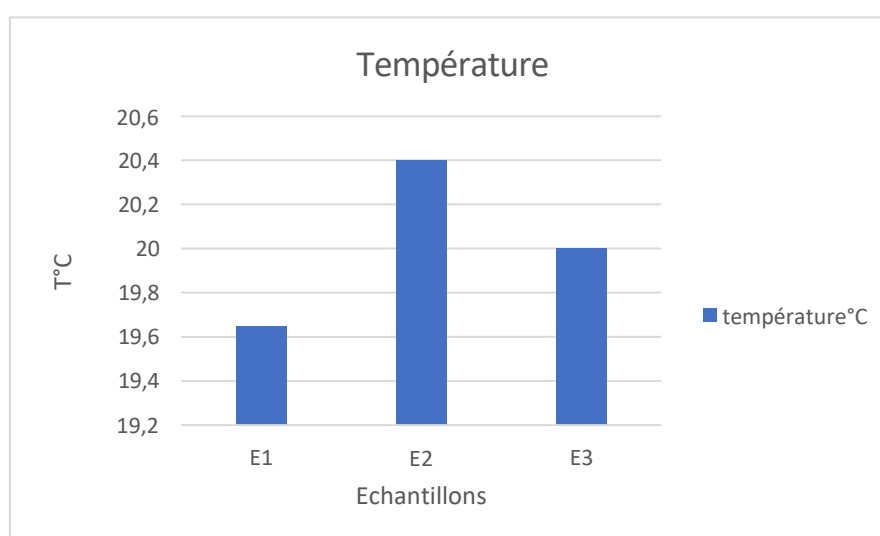


Figure 5: Variation des moyennes de la température des échantillons de sédiment.

Les analyses thermiques des échantillons de sédiment d'un bassin d'aquaculture d'El Hamma montrent que la température des sédiments est voisine. Elle varie selon les points de prélèvement.

Les mesures de température des échantillons sont acceptables, leurs valeurs sont comprises entre (19,95°C) pour l'échantillon 1, (20,4°C) pour l'échantillon 2, et (20,1°C) pour l'échantillon 3 (tableau 3, annexe I).

La variation de la température des trois échantillons dépend des points des prélèvements de sédiment, et la profondeur du bassin, et aussi de l'effet de la température de l'eau sur les sédiments, et ce dernier est influencé par la température de l'air (Rodier et al., 2005).

b) pH :

Le pH du sédiment est une donnée essentielle car l'existence d'une phase minérale, sa spéciation et sa toxicité sont autant de paramètres liés au pH du milieu (**Kribi, 2005**).

Les résultats existants dans le pH-mètre sont illustrés dans la figure 6.

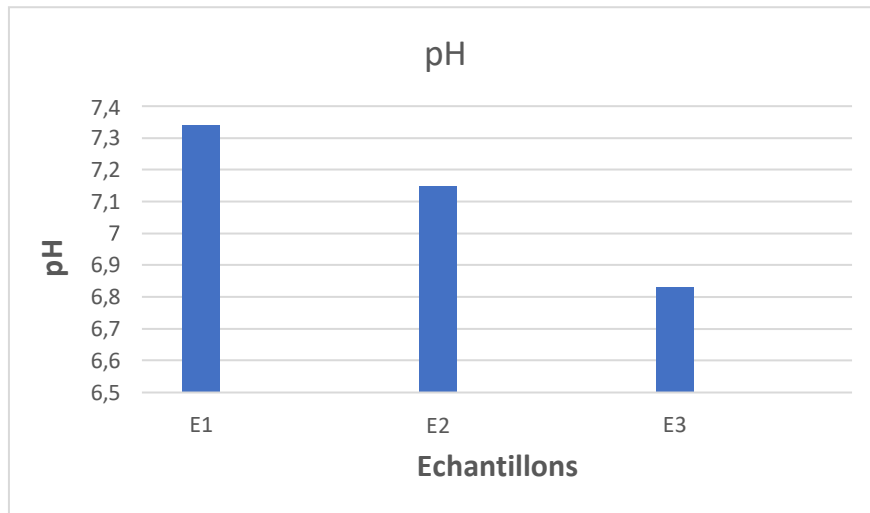


Figure 6: Variation des moyennes de pH des échantillons de sédiment.

La figure 7 montre que les pH des trois échantillons des sédiments sont légèrement différents et leur valeur dépend des points des prélèvements. Le résultat obtenu de pH des échantillons 1 et 2 est faiblement basique avec des valeurs maximales de 7,34 et moyenne 7,14 et d'après la figure on remarque qu'il y a une diminution de pH de sédiment dans l'échantillon 3 qui a une valeur minimale de 6,83 (**tableau 3, Annexe I**).

Selon les travaux de **Mathieu et Pieltain (2003)**, le pH constitue le paramètre le plus sensible aux modifications survenant dans l'évolution d'un sol.

c) La conductivité :

La conductivité permet d'estimer la force ionique du milieu élevée (qui traduit une augmentation de la concentration des ions en solution), et qui aussi favorise l'échange ionique qui va jouer un rôle dans les différents processus d'adsorption et de désorption (**Zambon, 2019**). Les résultats de la mesure de conductivité sont récapitulés dans la figure 7.

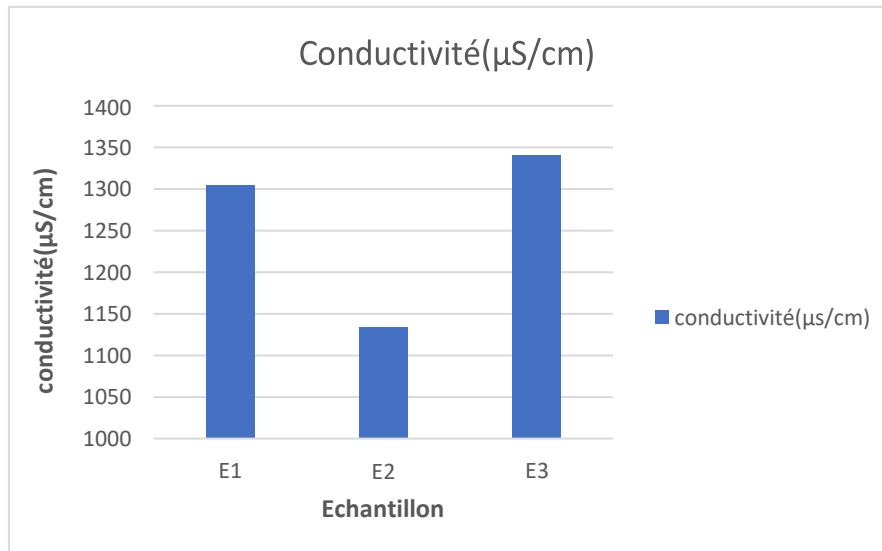


Figure 7: Variation des moyennes de la conductivité des échantillons de sédiment.

La figure nous montre une variation des valeurs de la conductivité de sédiments qui se différent d'un échantillon à un autre, et cela dépend des points de prélèvements qui ont été effectués dans le bassin.

La valeur de la conductivité de sédiment varie en fonction de l'échantillon étudié, car nous avons observé une différence des moyennes des trois échantillons. Elle est d'autant plus importante dans l'échantillon 3 avec une valeur maximal comprise entre (1340.5μS/cm), mais nous avons remarqué une valeur minimale moins importante dans l'échantillon 2 de (1134.5μS/cm) (**tableau3, Annexe I**).

Selon la norme **ISO 11265 (1994)**, la contamination des électrodes peut influencer sur les valeurs mesurées de la conductivité, modifiant de ce fait la constante de cellule. Elle peut être décelée lors de la mesure de la conductivité des solutions de KCl.

d) Humidité :

La détermination de l'humidité peut représenter jusqu'à 90 % du poids des sédiments en place. L'humidité est exprimée comme le rapport, en pourcentage, du poids d'eau contenu dans un volume des sédiments au poids de l'échantillon total (**Christian et al., 2016**). Les résultats des analyses d'humidité sont récapitulés dans la figure 8.

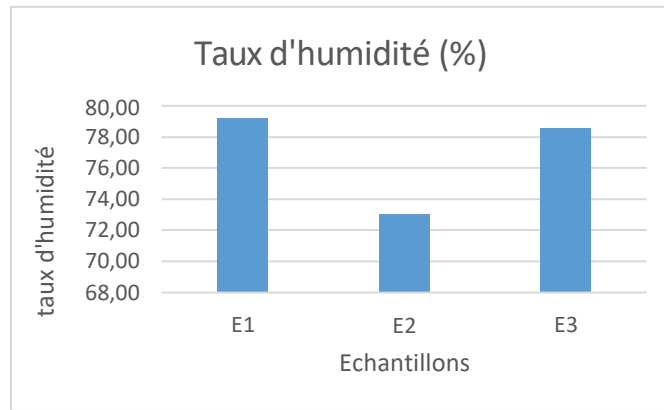


Figure 8: Variation des moyennes de l'humidité des échantillons de sédiment.

Le pourcentage du taux d'humidité pour les échantillons 1 et 3 est légèrement différent avec une valeur comprise entre (78 et 79%), mais par contre on remarque que le taux d'humidité de l'échantillon 2 a diminué avec une valeur minimale de 73,0445% (**tableau 4, annexe I**).

La connaissance du taux d'humidité d'un échantillon permet de convertir sa teneur en contaminants en poids sec (**Christian et al., 2016**).

e) Matière organique (MO) :

Les sédiments contiennent une part non négligeable de matières organiques. Ce paramètre s'exprime sous le rapport entre la masse de matières organiques et la masse sèche totale (**Diard, 2010**).

Les résultats des analyses de la matière organique sont illustrés dans la figure 9.

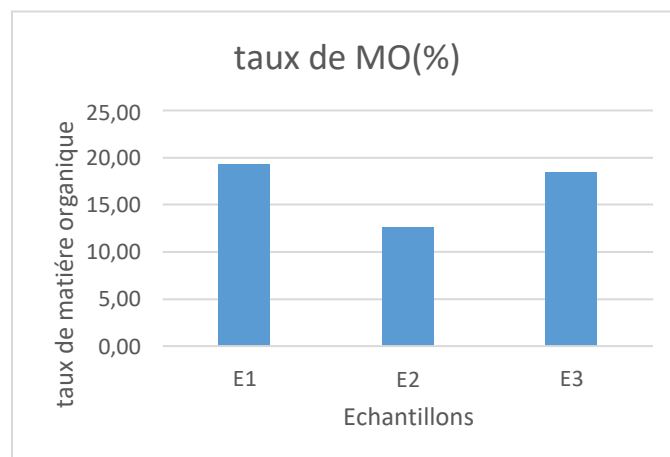


Figure 9: Variation des moyennes de matière organique des échantillons.

La matière organique des échantillons 1 et 3 ont des valeurs voisines, leurs taux en MO varient entre une valeur moyenne de ± 18 et maximal de $\pm 19\%$ et pour l'échantillon 2 elle a une valeur

minimal différente aux autres échantillons car sa mesure est de $\pm 12\%$, donc les sédiments sont plutôt minéraux qu'organiques (**tableau 5, annexe I**).

f) Granulométrie :

Pour mieux distinguer les différents constituants granulométriques des sédiments analysés, nous avons tracé une courbe cumulative (Figure 10) et un histogramme (**figure 11**).

Les résultats de l'analyse granulométrique sont représentés dans le (**tableau 6, annexe I**).

0

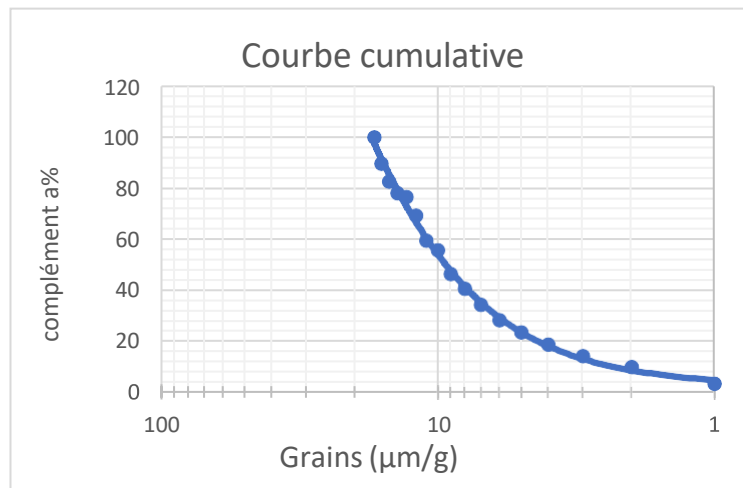


Figure 10: Courbe cumulative des différents constituants granulométriques des sédiments.

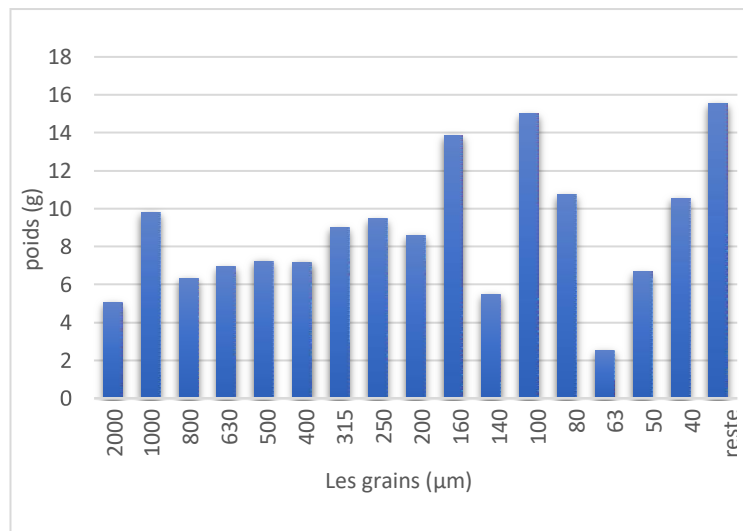


Figure 11: Histogramme des différents constituants granulométriques des sédiments.

Nous constatant que la courbe est relativement en pente ce qui traduit que le sédiment est dans l'ensemble bien classé et ce qui est tout à fait normal, vu que c'est une zone calme. Dont, la courbe obtenue est une courbe unimodale qui indique la présence d'un seul stock sédimentaire exposé par un seul mode granulométrique représentatif de sédiment.

Les résultats de la caractérisation granulométrique ont ainsi mis en évidence l'hétérogénéité de quelque constituant de la matrice d'étude.

g) Carbone :

Dans les sédiments, le carbone est présent sous forme organique, c'est un déterminant important de la biodisponibilité des composés organiques non ioniques. Il influence aussi sur la biodisponibilité des métaux (**Christian B et al., 2016**).

Les résultats des analyses du carbone est illustrée dans la figure 12.

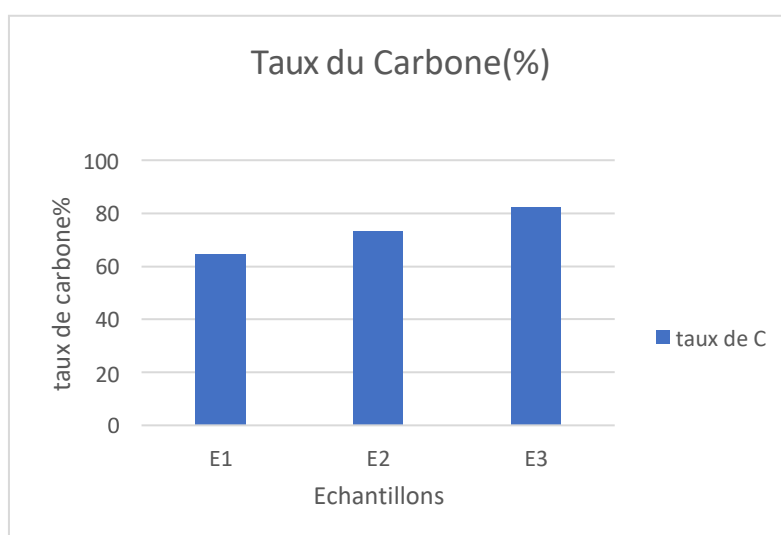


Figure 12: Variation des moyennes du carbone dans les échantillons de sédiments.

La détermination de la variation des moyennes du carbone dans les échantillons est légèrement différente et cela se définit par le changement des points de prélèvement, car on remarque une augmentation de l'échantillon 1 qui a une valeur minimale de 64.71%, et pour l'échantillon 2 une valeur moyenne de 73.53%, et l'échantillon 3 une valeur maximale de 82.35% (**tableau 7, annexe I**).

Une teneur élevée en carbonates contrôle partiellement le Ph par leur équilibre de dissolution et rend le sédiment alcalin, favorisant ainsi l'ensemble des modes de fixation (**Blanchard, 2000**).

3.2 Eau :

a) Température :

La température de l'eau joue un rôle important en ce qui concerne la solubilité des sels et des gaz dont, entre autres, l'oxygène nécessaire à l'équilibre de la vie aquatique. Elle développe les vitesses des réactions chimiques et biochimiques pour une augmentation de température de 10 degrés Celsius (°C) (De villers et al., 2005).

La mesure de la température des deux échantillons 19°C (tableau 5, annexe).

Selon JORADP (2011), la température des eaux superficielles est de valeur de 25°C. les résultats de la température des échantillon obtenus sont inférieur a cette norme due aux conditions climatologiques.

a) pH :

Le pH est la concentration d'ions hydrogène dans une solution. Dans l'eau, ce facteur est d'une importance exceptionnelle en particulier, dans les procédés de traitement (Marinaldo et al., 2013).

Les résultats de la mesure de pH sont récapitulés dans la figure 13.

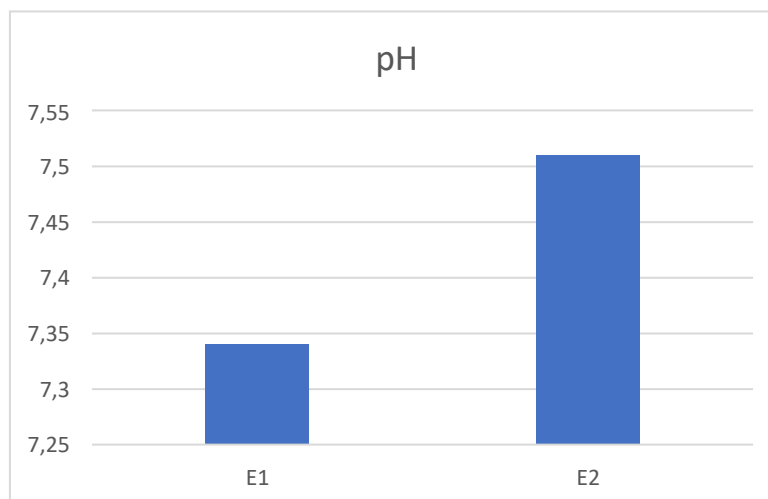


Figure 13: Variation de la mesure du pH dans les deux échantillons.

Les résultats du pH représentés dans la figure 13, fluctuent légèrement d'une valeur de 7,34 pour l'échantillon 1 et 7,51 pour l'échantillon 2. Ces valeurs observées révèlent que le pH est légèrement neutre à alcalin (tableau 8, annexe I).

La valeur du pH allant de 0 à 14. En dessous de 7 l'eau est considérée comme acide et au-dessus de 7 comme alcaline. Le pH de l'eau est neutre (Marinaldo et al., 2013).

b) Conductivité/ TDS :

Le total des solides dissous (TDS) est en corrélation positive avec la conductivité. Plus le TDS augmente, plus la conductivité est élevée (**Rubiat et al.,2017**).

Les résultats de la mesure de la conductivité et le totale de sel dissous sont illustrés dans la figure 14.

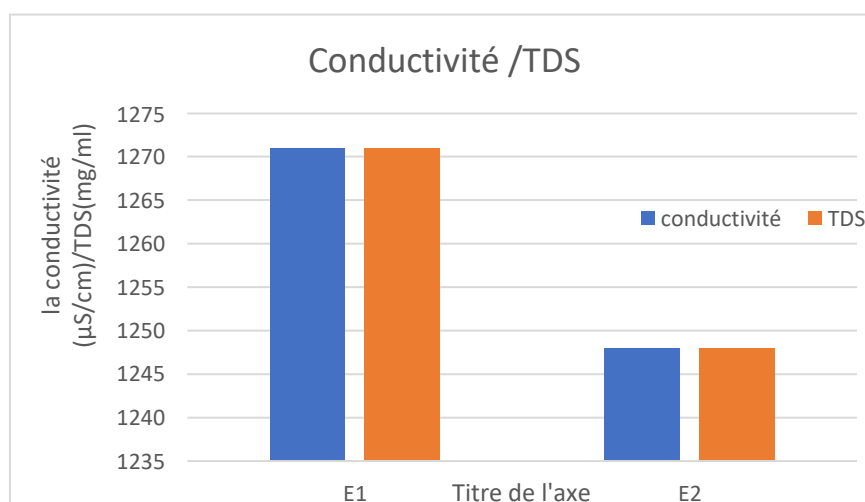


Figure 14: Variation du taux de la conductivité et TDS dans les deux échantillons dans l'eau.

Dans la figure 13, nous avons observé que la conductivité et le TDS ont la même valeur pour chaque échantillon, car la valeur de l'échantillon 1 de chaque paramètre est de (1271) et l'échantillon 2 marque une valeur de (1248) (**tableau 8, annexe I**).

Selon (**Rubiat et al.,2017**) la quantité de TDS préférable dans l'eau est inacceptable car elle dépasse les normes (1200).

D'après (**S.E.E. E, 2007**), la conductivité de l'eau mesurée dans cette étude varie entre (350 et 3000 µS/cm). Nous concluons que l'eau du bassin est moyennement chargée.

c) Turbidité :

La figure 15 représente les valeurs de la turbidité des deux échantillons d'eau

La turbidité de l'eau est due à la présence de matériaux solides en suspension qui réduisent sa transparence.

Elle peut être également provoquée par la présence d'algues, de plancton, de matière organique et plein d'autres substance (**Marinaldo D et al., 2013**).

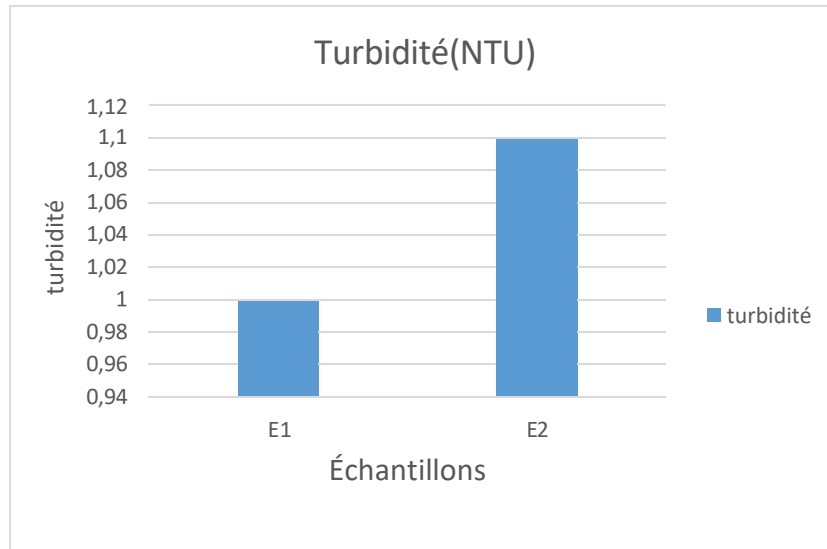


Figure 15: Variation de la turbidité dans les deux échantillons d'eau.

L'eau de bassin aquacole d'EL Hamma possèdent une turbidité qui varie selon les deux échantillons, des valeurs comprises entre 1 NTU pour l'échantillon 1 et 1.1 NTU pour l'échantillon 2 (**tableau 8 annexe I**).

La mesure de turbidité n'est pas une mesure de la concentration en MES : elle dépend aussi de la taille, de la masse volumique des particules et plus généralement de leur nature (forme, composition...) (**Versini et al., 2015**).

d) Matière en suspension (MES) :

La figure 16 montre les résultats obtenus lors de la mesure des MES.

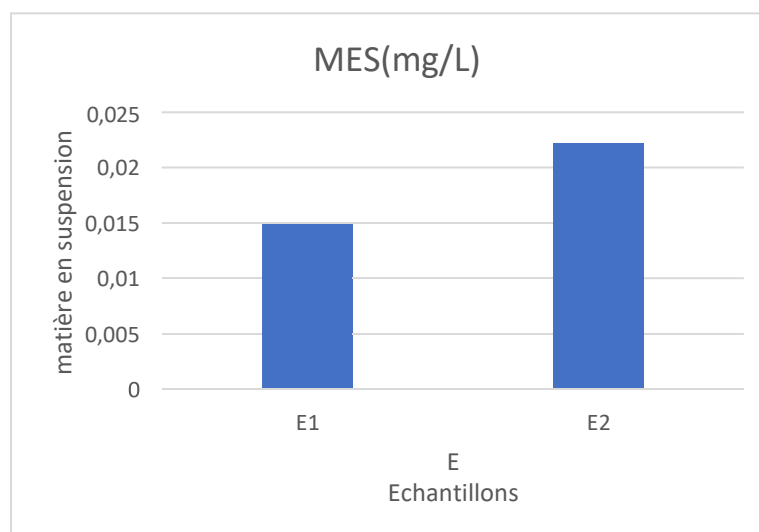


Figure 16: Variation de la moyenne des MES dans les deux échantillons d'eau.

Les matières en suspension comprennent toutes les matières minérales ou organiques qui ne se solubilisent pas dans l'eau. Elles incluent les argiles, les sables, les limons, les matières organiques et minérales de faible dimension, le plancton et autres micro-organismes de l'eau (De villers et al., 2005).

La matière en suspension montre deux valeurs différentes dans la figure 16, une valeur maximale de 0,02225mg/L et une valeur minimale de 0,01487mg/L, cela s'exprime par le changement des points du prélèvement (tableau 8, annexe I).

Selon (S.E.E.E, 2007), la matière en suspension des échantillons a des valeurs inférieures à la norme des eaux piscicoles qui est de 25mg/L.

e) Matière organique (MO) :

Les résultats de la matière organique sont présentés dans la figure 17.

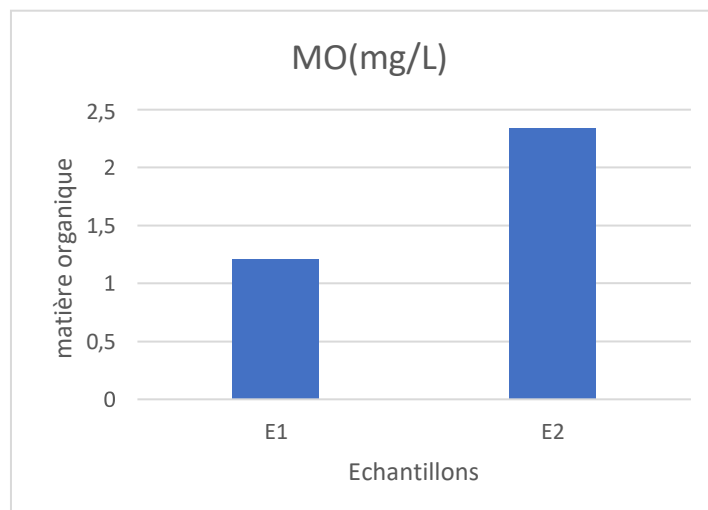


Figure 17: Variation de la moyenne de la MO dans les deux échantillons d'eau.

La matière organique un ensemble de macromolécules provenant de la dégradation de débris animaux et végétaux ainsi que de la production primaire du phytoplancton. (Harrat, 2013).

Dans la figure 17 nous remarquons que la matière organique des deux échantillons est différente, car l'échantillon 1 présente une valeur minimale de 1,2041mg/L et une valeur maximale de 2,3356mg/L (tableau 8, annexe I).

f) Chlorophylle :

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

Donc les résultats obtenus de la mesure de la chlorophylle sont donnés dans la figure 18.

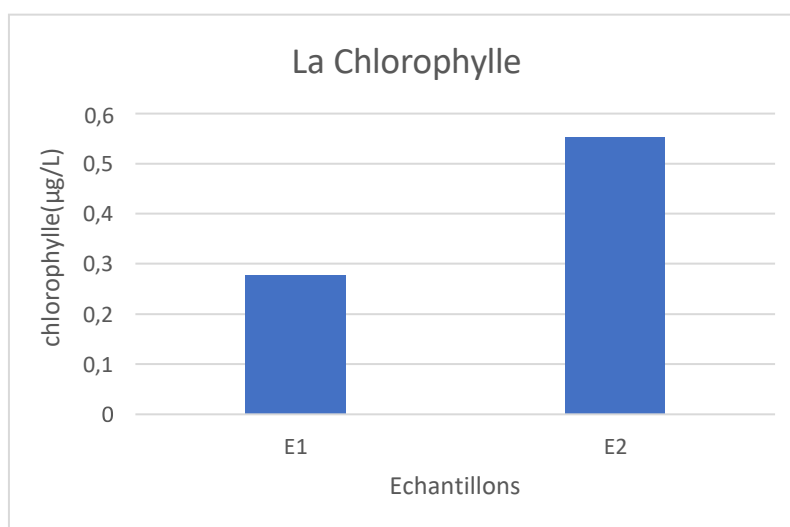


Figure 18: Variation de la moyenne de la chlorophylle des deux échantillons d'eau.

Les teneurs moyennes en chlorophylle varient entre un minimum de $0,277\mu\text{g/L}$ noté dans l'échantillon 1 et un maximum de $0,554\mu\text{g/L}$ marqué dans l'échantillon 2 (**tableau 8, annexe I**).

Puisque la quantité de la chlorophylle est peu abondante dans les deux échantillons. En général, la quantité de chlorophylle est sensiblement moins importante en eau douce ou saumâtre qu'en eau de mer, essentiellement parce que la taille moyenne des cellules phytoplanctoniques est plus grande en mer (Ki-tai et Mare, 1995).

3.3 Résultats et discussions des paramètres bactériologiques des sédiments et de l'eau :

3.3.1 Sédiments :

a) Les Coliformes Totaux :

La présence de bactéries coliformes totaux dans un milieu signifie forcément une contamination fécale d'origine humaine (Boucherit et Hakimi, 2016).

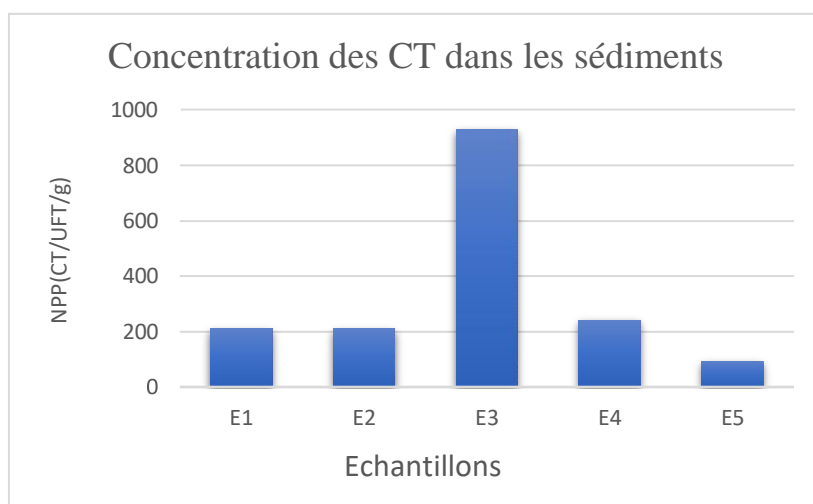


Figure 19 : Variation de la concentration des CT dans le sédiment en fonction des échantillons.

L'examen des graphiques illustré dans la figure19, représente la variation des concentrations des coliformes totaux présents dans un échantillon de sédiment, d'où on constate qu'il existe une variation de la concentration en coliformes dans les différents échantillons dont la valeur maximale a été enregistrée au niveau de L'échantillon E3 avec 930 uft/g tandis que la valeur minimale a été enregistrée au niveau de l'échantillon E5 avec 93uft/g avec une moyenne de 336,6 (**tableau 9, annexe II**).

Nous notons que les valeurs moyennes en coliformes totaux sont inférieures aux valeurs impératives (10000 /100 ml). Cela pourrait s'expliquer par la présence de ces germes dans l'environnement comme il n'existe pas une source de contamination humaine autour du bassin.

b) Les coliformes fécaux :

La figure 20 représente la variation de la concentration en coliformes fécaux dans les sédiments en fonctions des échantillons.

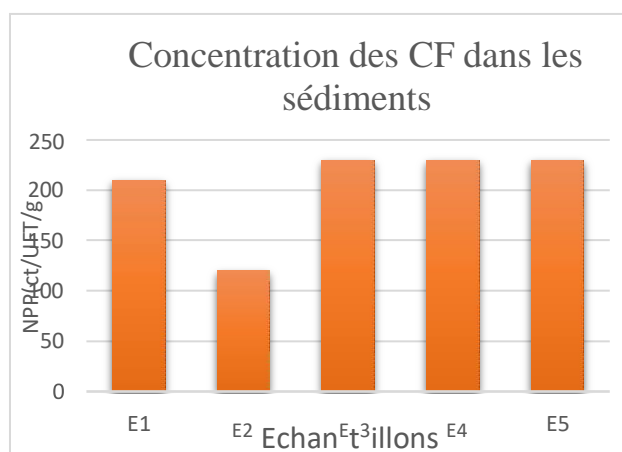


Figure 20: Variation de la concentration des CF dans le sédiment en fonction des échantillons.

D'après l'histogramme, on constate que la valeur maximale a été enregistrée d'une façon identique au niveau des échantillons E3, E4 et E5 avec 230uft/g, tandis que la valeur minimale a été enregistrée au niveau de l'échantillon E2 avec 120 uft/g avec une moyenne de 204. Ces valeurs sont inférieures aux normes impératives (2000/100ml) (**tableau 9, annexe II**).

Ce qui peut s'expliquer par l'absence des rejets, des eaux usées ou toute autre source de pollution.

c) **Escherichia coli :**

Nous n'avons enregistré aucune présence des E. Coli dans nos sédiments, ce qui montre qu'il n'existe pas de contamination récente dans le bassin.

d) **Streptocoques fécaux :**

Selon Rodier (2009), les streptocoques fécaux sont des excellents indicateurs de contamination récente par la matière fécale des animaux.

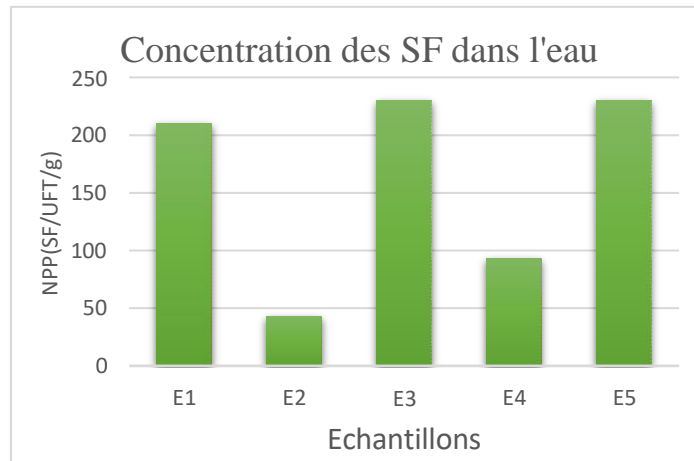


Figure 21 : Variation de la concentration des SF dans le sédiment en fonction des échantillons.

Les résultats du dénombrement des Streptocoques fécaux sont présentés dans l’histogramme ci-dessus (figure 21) qui révèle que la teneur la plus élevée a été marquée dans l’échantillon E5 avec 230uft/g tandis que la valeur minimale a été enregistrée dans l’échantillon E2 avec une teneur de 43uft/g et une moyenne de 161.2 (**tableau 9, annexe II**).

Cela peut être exprimé par la présence des excréments de poissons qui existent dans le bassin.

e) **Salmonelles :**

Aucune présence des salmonelles dans nos échantillons ce qui indique l’absence d’une contamination au niveau du bassin.

3.3.2 Eau :

- **Résultats de recherche et de dénombrement des germes indicateurs de contamination fécale dans l’eau :**

Les analyses bactériologiques de l’eau ont pour objectif de mettre en évidence la présence de certains microorganismes.

Les valeurs des concentrations moyennes des germes recherchés sont représentées dans le (**tableau 10, annexe II**).

a) Coliformes totaux :

La figure 22 représente la variation des concentrations en coliformes totaux dans l'eau en fonction des échantillons.

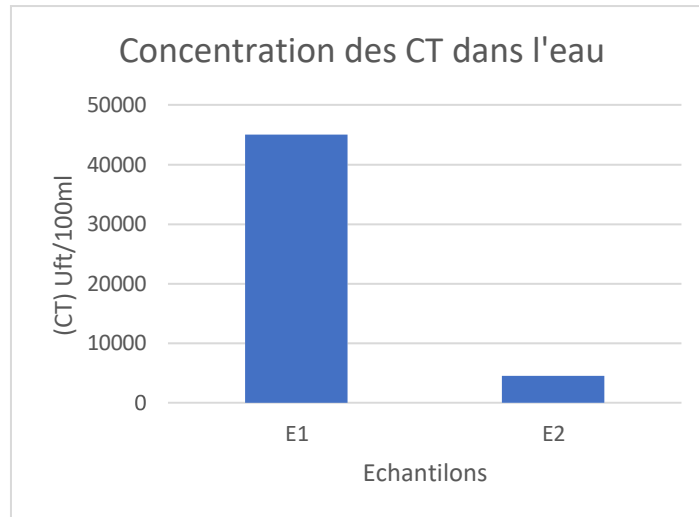


Figure 22 : Variation de la concentration des CT dans l'eau.

D'après le graphe si dessus nous constatons que l'eau du bassin d'El Hamma est caractérisée par une forte concentration en coliformes totaux qui varie entre un maximum de 45000 uft/100 ml au niveau de l'échantillon E1 et un minimum de 4500 uft/100 ml au niveau de l'E2 avec une moyenne de 24750 uft/100 ml.

Ces valeurs sont largement supérieures aux normes guides (500uft/100ml) (**tableau 13, annexe VIII**).

D'après **JACITA et al (2007)**, la qualité des eaux de surfaces de nombreux lacs et des rivières souffrent de la présence de niveau élevé de coliformes totaux qui sont indicateurs de contamination fécale. Cette charge est due à l'enrichissement de ces eaux en matière organique, à l'abondance de l'oxygène dissous, et une température modérée qui rendent le milieu favorable pour le développement bactérien (**Hamizi,2015**).

b) Coliformes fécaux :

Ces germes vivent en abondance dans la matière fécale des animaux à sang chaud. *Escherichia coli* est le type de coliforme d'habitat fécal exclusif ; sa recherche est donc extrêmement importante.

Le dénombrement des coliformes fécaux montre que leur teneur varie d'un échantillon à un autre. Nous avons enregistré une valeur de 1500 uft/100ml au niveau de l'échantillon E1,

tandis qu'au niveau de l'échantillon E2 nous avons enregistré une valeur maximale de 4500 uft/100ml avec une moyenne de 3000 uft/100 ml. Ces valeurs dépassent nettement les valeurs guides (100uft/100 ml) (**tableau 13, annexe VIII**).

Selon l'**OMS (1997)**, les coliformes fécaux se trouvent dans toutes les eaux naturelles ayant subi une contamination fécale récente.

La concentration des coliformes fécaux est due à la présence de nombreux poissons (carpes koï, Tilapia) que nous avons observé le jour de l'échantillonnage.

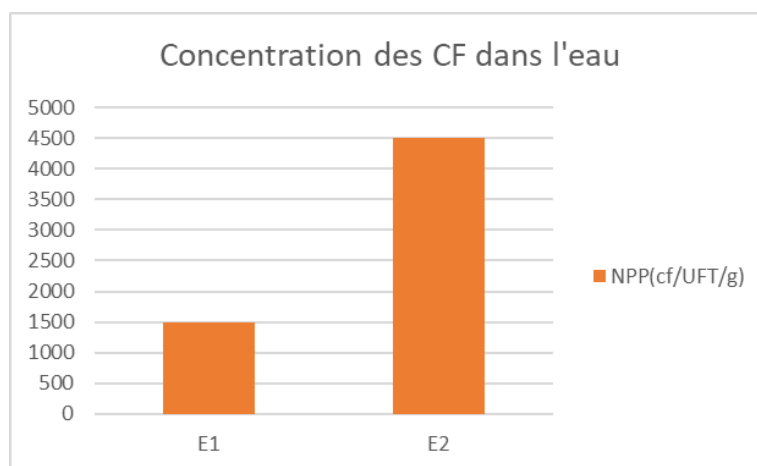


Figure 23 : Variation de la concentration des CF dans l'eau en fonction des échantillons

c) *Escherichia coli* :

Nous avons enregistré une absence totale des *E. Coli* dans l'eau ce qui confirme l'absence d'une contamination récente dans le bassin.

d) *Streptocoques fécaux* :

Le graphe ci-dessous représente les variations de concentrations en streptocoques fécaux dans les deux échantillons d'eau.

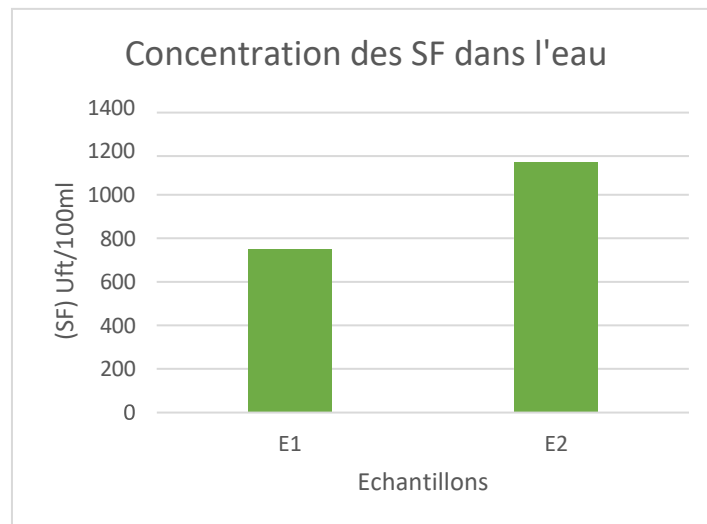


Figure 24 : Variation de la concentration des CT dans l'eau en fonction des échantillons.

D'après les résultats obtenus, la présence des streptocoques fécaux (figure 29) est enregistrée au niveau de l'échantillon E2 avec un maximum de 1150 uft/100 ml et un minimum est marqué au niveau de l'échantillon E1 avec 750 uft/100 ml et une moyenne de 950 uft/100 ml. (**tableau 10, annexe II**).

Ces valeurs dépassent largement les valeur guides (100germes/100ml) (**tableau 13, annexe VIII**). Et donc cela pourrait être expliqué par la présence de quelques types de poissons (Tilapia, Carpe koï). Que nous avons observé le jour de l'échantillonnage.

e) Salmonelles :

Nous avons enregistré une absence totale des salmonelles dans l'eau.

Conclusion

Les travaux réalisés au cours de ce mémoire portent sur l'eau et les sédiments d'un bassin aquacole du jardin botanique d'El Hamma dont l'objectif qui base essentiellement sur la valorisation agricole des sédiments comme étant fertilisants des terres agricoles, ainsi que la maîtrise de différentes techniques d'analyses physico chimique et bactériologique.

Pour répondre à cet objectif, des analyses expérimentales ont été effectués par plusieurs étapes : En premier lieu nous avons commencé notre étude par l'étape de l'échantillonnage de l'eau et des sédiments, puis l'analyse au laboratoire et enfin la lecture et l'expression des résultats obtenus.

Les résultats des paramètres physico-chimiques ont démontré que les sédiments possèdent une température qui varie entre 19°C et 20.5°C et un pH faiblement alcalin et faiblement acide avec une conductivité importante dont des valeurs sont comprises entre (1134,5µS/cm et 1340,5µS/cm).

La matière organique et l'humidité présentent des teneurs variantes en fonction des points de prélèvement du bassin, pour la CaCO₃ nous avons remarqué des pourcentages élevés comprises entre (64.71% et 82.35%), ce qui montre que les sédiments sont de nature carbonaté.

Les résultats de la caractérisation granulométrique ont ainsi mis en évidence l'hétérogénéité de quelques constituants de la matrice d'étude.

Les analyses physico chimiques de l'eau du bassin aquacole d'El Hamma montrent que :

La température de l'eau pour les différents points de prélèvement est de 19°C. Elle présente un pH qui est faiblement alcalin et qui ne dépassent pas 7.51 d'unité, si on prend la conductivité de l'eau en considération on remarque que sa valeur est pareille à celle de TDS.

Nous avons également noté des valeurs moins importantes dans la mesure de la salinité et de turbidité, mais aussi pour la mesure de la matière en suspension qui a une valeur maximale de 0,02225mg/L et minimale de 0,014875mg/L, pour la matière organique deux valeurs ont été enregistrés 1,2041mg/L pour la valeur minimale et 2,3356mg/L une valeur maximale, cela s'explique par l'absence total des rejets sur le bassin.

Du point bactériologique, les analyses ont porté principalement sur la recherche et le dénombrement des germes indicateurs de contamination fécale ((les coliformes totaux, coliformes fécaux, Escherichia coli et streptocoques fécaux) et les germes pathogènes (salmonelles).

Les résultats obtenus ont montré qu'il existe des faibles concentrations de ces germes dans les sédiments, et pour l'eau les concentrations sont moyennement élevées avec une absence totale des Salmonelles et *E. Coli*.

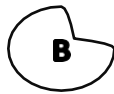
Cela a permis de conclure que la contamination du bassin est moins importante car la présence de ces germes existe naturellement dans le milieu.

Cette étude ne peut en aucun cas être considérée comme un bilan définitif pour l'évaluation de ce bassin, pour cela. Il faut contribuer à l'étude d'autres paramètres (métaux lourds, hydrocarbure, les sels nutritifs...), afin de conclure l'état final de l'eau et des sédiments de ce bassin.

Références bibliographiques :



- ◆ AFNOR, 2001. Détermination de la conductivité thermique apparente des matériaux de construction poreux et mouillés par une méthode périodique.
- ◆ Alain R., 2017. Eléments de géomorphologie fluviale. P10.
- ◆ Aminot A., Kérouel, R.,2004. Hydrologie des écosystèmes marins. Paramètres et analyses. Éd. Ifremer. P43.
- ◆ Ausili A., Mecozzi M., Gabellini M., Ciuffa G., 1998, Physico chemical characteristics and multivariate analysis of contaminated harbour sediments. P131, P139



- ◆ Bakšienė., Almantas Ražukas., Rita Asakaviciute., Audrius Kacergius., Zita Maknickiene., Danuta Romanovskaja., Jelena Titova et Liudmila Tripolskaja .,2011. Effects of ecological farming systems and five-year crop rotations on crop productivity and properties of haplic luvisol Journal of Food, Agriculture & Environment Vol.11 (3&4): 1137-1142.
- ◆ Ben Aakam Bennami F., Nouari N., Walid M., Barakate N., Azizi R.,El hamri., 2019. Guide des Analyses Physico-chimiques des eaux destinées à la consommation humaine. P 28-31.
- ◆ Benidiri R, 2017. Création d'un projet piscicole, mémoire de master université Abou bekr Belkaid – Tlemcen, P4.
- ◆ Benamrouz L., 2016. Aperçu sur l'aquaculture dans le monde et évaluation de la consommation de la chaire de poisson au sein de l'UMMTO mémoire de master université Mouloud mameri de Tizi-Ouzou, P 04.
- ◆ Barnabé R.,1991. Biology and ecology of cultured species, P 16-17.
- ◆ Ben yakoub O et Berroua Y,2012. Analyses physicochimiques des eaux et des sédiments de l'estuaire de Oued soumam , mémoire master universitéde Abderrahman Mira Bejaia. P06.
- ◆ Belghiti M., Chahlaoui A., Bengoumi D., El moustaine R.,2013. Etude de la qualité physicochimique et bactériologique des eaux souterraines de la nappe plio-quadernaire dans la région de Meknés (Maroc), P28.

- ◆ Blanchard C., 2000. Caractérisation de la mobilisation potentielle des polluants Inorganiques dans les sols pollués, Thèse de doctorat. Lyon : INSA Lyon, P301.
- ◆ Boucherit A., et Hakimi. H., 2016. Contribution à l'étude de la qualité physico-chimique et bactériologique de l'eau du Barrage Hammam Debagh –Guelma-Mémoire de Master, université 8 Mai 1945, Guelma. P62.
- ◆ Bouaziz T., Djerrari. N., 2010. Etude des caractéristique physicochimique et bactériologique des eaux de lmer et des sédiments dans le port de plaisance de (Sidi Fredj), en vue d'une mémoire de master ENSSMAL, P2.

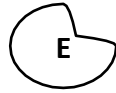


- ◆ Cahu C., 2019. L'aquaculture : quelle réponse à la demande croissante de nourriture dans le monde ? *Études marines*. P43.
- ◆ Christian B., 2016. Guide de caractérisation physico-chimique et toxicologique des sédiments, Ministère du Développement durable, de l'Environnement et de la Lutte contre les changements climatiques et Environnement et Changement climatique Canada. P15, P20, P30.
- ◆ Ceaq, 2015. Recherche et dénombrement simultané des coliformes fécaux et d'Escherichia coli dans l'eau potable avec le milieu de culture MI; méthode par filtration sur membrane. Centre d'expertise en analyse environnementale du Québec.P1.
- ◆ Charlotte B, 2016. Les Escherichia coli potentiellement pathogènes dans l'environnement littoral : cas des STEC et des EPEC. Microbiologie et Parasitologie. Université de Bretagne occidentale – Brest. P23.



- ◆ Derrien A., 2004. Dénombrement des Escherichia coli dans des sédiments de la baie de"- l'Aiguillon. P5.
- ◆ Diard N., 2010. Caractérisations géotechnique et environnementale de Sédiments du port de cassis. Proposition de schéma de gestion Analyse multicritères. P10.
- ◆ De villers J, Squilbin M, Yourassowsky C., 2005. Qualité physico-chimique et chimique des eaux de surface : cadre général, Institut Bruxellois pour la Gestion de l'environnement. Observatoire des données de l'environnement. P 1-2.

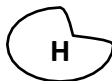
- ◆ Della L., Patrona P., Brun. A., Herbland., 2007. Les sols des fonds de bassin et leur gestion durant les assecs. P3.



- ◆ Étienne D.,2015. Effet de sédiments d'étangs épurateurs combinés avec des engrais minéraux sur la croissance de l'avoine cultivée dans un substrat sablonneux thèse de doctorat université Laval Québec, Canada. P10-13.
- ◆ El hamaidi A.,2011. Analyses sédimentologiques et interprétation environnementale : Journées de Formation TAP au profit des Doctorants de l'Université Moulay Ismail. P30.
- ◆ El attiffi el ouadrassi ali, 2011. La qualité microbiologique des eaux de baignade, thèse de doctorat, université Mohammed v faculté de médecine et de pharmacie -rabat-. P23.



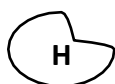
- ◆ Fartas K., Laouissi H., Zouaimia S.,2015. Etude Microbiologique Des Boues Des Eaux Usées De La Ville De Guelma, mémoire de Master université 8 Mai Guelma. P34.
- ◆ Fontaine P et Lienhardt L.,2014. Dossier de presse. Université de Lorraine inaugure une plateforme d'aquaculture durable et innovante. P03.
- ◆ Florence L., Alexia C., Geneviève, G., 2019. Programme de suivi de la qualité de l'eau de la rivière rouge à la ville de rivière-rouge, Ministère de l'Environnement et de la lutte contre les changements climatiques (MELCC), Organisme de bassins versants des rivières Rouge. P 15.



- ◆ Hayet A., Deram D., Bohain.,2017. Impacts écologiques de sédiments pollués extraits et déposés en milieux terrestres, P 52-53.
- ◆ Huber G et Schaub C.,2011. La fertilité des sols : L'importance de la matière organique, service environnement-innovation, agricultures et territoires chambre agriculture BAS-RHIN. P08.



- ◆ Jeanne B., 1997. La valorisation agronomique des sédiments marins de la Rance, courrier de l'environnement de l'INRA n°31, août 1997, P67.
- ◆ JORA, 2011. Journal officiel De la république algérienne démocratique et populaire Conventions et accords internationaux - lois et décrets Arrêtes, décisions, avis, communications et annonces. P5.



- ◆ Hamizi A., 2015. Contribution à la caractérisation physicochimique et bactériologique et étude de la microfaune de l'Oued El Harrach, Mémoire de Master université Saad Dahlab BLIDA. P 70.
- ◆ Harrat N, 2013. Elimination de la matière organique naturelle dans une filière conventionnelle de potabilisation d'eaux de surface. Thèse doctorat. Université Mohamed Khider – BISKRA. P8.



- ◆ Khezami., 2014. Approche expérimentale de valorisation de sédiments de dragage dans des applications de génie civil, thèse de doctorat université de Lille 1 sciences et technologies, P4, P8, P34, P57.
- ◆ Kribi S., 2005. Décomposition des matières organiques et stabilisation des métaux lourds dans les sédiments de dragage, thèse de doctorat, Ecole doctorale : CHIMIE LYON (Chimie, Procédé, Environnement), P 89, P75, P124.
- ◆ Ki-tai et Mare T., 1995. Apport de l'étude des chlorophylles et pH pigments à la connaissance du phyto- plancton de l'étang de Berre et des eaux douces ou marines voisines (méditerranée nord-occidentale). Marine Science Institute, Yeungnam University, 712-749 Gyongsan, Republic of Korea. P 73.



- ◆ Labza R. et Djafri H., 2018. Etat de la diversité végétale du jardin botanique du Hamma avec un système d'information géographique : cas du jardin au style anglais, mémoire Master, université Mohammed Boudiaf, M'sila, P4.
- ◆ Laurence A., 2011. Analyse de polluants organiques dans les sédiments : procédures de dopage pour la validation des méthodes – Rapport AQUAREF. P36.



- ◆ Mettler T., 2015. Centre d'expertise en analyse environnementale du Québec. Détermination de la conductivité : méthode électrométrique, MA. 115 – Cond. 1.1, rév. 1, Ministère du Développement durable, de l'Environnement et de la Lutte contre les changements climatiques, 2015, P9.
- ◆ Marie C., 2012. Caractérisation physico-chimique d'un sédiment marin traité aux liants hydrauliques : Évaluation de la mobilité potentielle des polluants inorganiques.
- ◆ Maleval et Jigorel, 2002. La sédimentation dans un lac artificiel. Exemple du lac de Saint-Pardoux, massif d'Ambazac, Limousin, France. P308.
- ◆ Marty P., 2013. Transferts Thermiques Conduction et rayonnement, Université Joseph Fourier, GRENOBLE. P5.
- ◆ Mathieu C., Pieltain F., 2003. Analyse chimique des sols. Méthodes choisies. Editions TEC et DOC, LAVOISIER, P153, P154.
- ◆ Marinaldo D., Osman D., Nilce B., Júlio C., Raimundo R., Miguel C., 2013. Manuel Pratique D'analyse de l'eau, 4ème édition. P 54, P63.



- ◆ N'guessan., 2008. Dynamique des éléments traces dans les eaux de surface des bassins versants agricoles de Gascogne. Thèse de doctorat, université de Toulouse, P3.



- ◆ Rodier J., Bernard L., Nicole M., et Coll, 2009. Analyse de l'eau 3^{ème} édition. Paris, P761, P1175.
- ◆ Rubiat I, Shaikh F, Ruhul A, Farha M, Johirul I, Jahangir A, Mohammad Nazir H and Asaduzzaman M.,2017. Assessment of pH and Total Dissolved Substances (TDS) in the Commercially Available Bottled Drinking Water, IOSR Journal of Nursing and Health Science (IOSR-JNHS), vol. 6, no. 5, P 35, P 36.
- ◆ Rodier J., Bazin C., Chambon. P., Boutin. G-P., Champsaur H et Rodi. L., 2005. L'analyse de l'eau : eaux naturelles, eaux résiduaires, eau de mer. 8eme édition. Paris : DUNOD technique. P 383.



- ◆ Schneider, G.,2001. Boues de curage des cours d'eau. CE, P43, P146-147.
- ◆ Salducci X., 2007. Qualité des matières organiques des sols : une nouvelle génération d'analyses de routine, Celesta, Za Mas des cavaliers.P 03.
- ◆ SEEE,2007. Normes de Qualité Eaux piscicoles. Secrétariat d'Etat auprès du Ministère de l'Energie, des Mines, de l'Eau et de l'Environnement, chargé de l'Eau et de l'Environnement.
- ◆ Stéphanie P, 1996. Mesure de quelques paramètres environnementaux du lagon de Papeete, Tahiti. Adaptation des dosages de la chlorophylle a et du phosphore organique particulaire, Institut National des Sciences et Techniques de la Mer CNAM – INTECHMER. P7.



- ◆ Vallod et Sarrazin.,2010. Programme de gestion environnementale pour l'industrie de la pisciculture terrestre au Nouveau-Brunswick. P 16- 17.
- ◆ Villers. J., Squilbin. M., et Yourassowsky. C., 2005. Qualité physicochimique et chimique des eaux de surfaces : cadre général, P 02-03.
- ◆ Versini.P., Joannis C., Chebbo G., 2015. Guide technique sur le mesurage de la turbidité dans les réseaux d'assainissement. Le laboratoire eau, environnement et

systèmes urbains est un laboratoire commun de l'École des Ponts ParisTech,
l'Université Paris-Est Créteil et AgroParisTech. P9.



- ◆ Zambon A., 2019. Formulation et caractérisation physique d'un béton léger de mousse et à base d'argile : valorisation des sédiments fins de dragage. Mécanique [physics]. Université de Bordeaux.. P168.
- ◆ **Sites consultés :**
 - <https://www.bedloadweb.com/Granulometrie.pdf>
 - <https://www.labcerba.com/files/live/sites/Cerba/files/documents/FR/0438F>
 - <http://www.inra.fr/dpenv/curage.htm>.

ANNEXE I

Tableau 3 : Les résultats des analyses physico chimique des sédiments.

Échantillon	Dupliquât	Température °C	pH	Conductivité (µS/cm)
E1	DUP1	20	7,83	1303
	DUP2	19,3	7,3	1306
E2	DUP1	20,4	6,93	1132
	DUP2	20,4	7,37	1137
E2	DUP1	20,1	6,79	1345
	DUP2	20,1	6,87	1336

Tableau 4 : Les résultats des analyses du taux d'humidité des sédiments.

Échantillons	Dupliquât	Masse de capsule vide	Masse de cap+E avant séchage	Masse de cap+E après séchage	Taux d'humidité pour chaque dup	Moyenne d'H
E1	DUP1	53,9084	73,9084	58,2012	78,5360%	79,2003%
		53,9094	73,9094	58,2028	78,5330%	
	DUP2	55,2203	75,2203	59,2473	79,8650%	
		55,2206	75,2206	59,2472	79,8670%	
E2	DUP1	52,6256	72,6256	58,9876	68,1900%	73,0445%
		52,4675	72,4675	58,9886	67,3945%	
	DUP2	52,6241	72,6241	56,9644	78,2985%	
		52,6236	72,6236	56,9646	78,2950%	
E3	DUP1	42,0102	62,0102	46,3466	78,3180%	78,5520%
		42,0098	62,0098	46,345	78,3240%	
	DUP2	53,4214	73,4214	57,664	78,7870%	
		53,421	73,421	57,6652	78,7790%	

Tableau 5 : Les résultats des analyses du taux de la matière organique des sédiments.

Échantillons	Dupliqué	Masse du creuset vide (g)	Masse des crs+E avant séchage (g)	Masse des crs+E après séchage (g)	Taux de Mo pour chaque dup	Moyenne de la MO
E1	DUP1	37,0591	41,3591	40,5345	19,1767%	19,2495%
		37,059	41,3591	40,5355	19,1530%	
	DUP2	33,2309	37,2569	36,4788	19,3269%	
		33,231	37,2571	36,4784	19,3413%	
E2	DUP1	35,3484	40,0536	39,4547	12,7285%	12,5651%
		35,3485	40,0537	39,4548	12,7285%	
	DUP2	38,4662	42,7998	42,2621	12,4077%	
		38,4659	42,7996	42,2624	12,3959%	
E3	DUP1	34,6966	38,9829	38,1829	18,6641%	18,4432%
		34,6962	38,9832	38,1836	18,6517%	
	DUP2	35,6715	39,9091	39,1375	18,2084%	
		35,6718	39,9094	39,1361	18,2485%	

Tableau 6 : Les résultats des analyses granulométrique des sédiments.

Les tamis (µm)	D Grain	D Cumul
2000	3,38	3,38
1000	6,54	9,92
800	4,22	14,14
630	4,63	18,77
500	4,81	23,58
400	4,77	28,35
315	6,01	34,36
250	6,31	40,67
200	5,73	46,40
160	9,25	55,65
140	3,66	59,31
100	10,01	69,32
80	7,15	76,47
63	1,68	78,15
50	4,44	82,59
40	7,03	89,63
>40	10,36	99,99

Tableau 7 : les résultats des analyses du taux de carbone des sédiments.

Échantillons	Dupliquât	Le volume des échantillons	Moyenne du C
E1	DUP1	15	64,71%
	DUP2	7	
E2	DUP1	12	73,53%
	DUP2	13	
E3	DUP1	14	82,35%
	DUP2	14	

Tableau 8 : Les résultats des analyses physico chimique de l'eau.

Échantillons	E1	E2
Taux de MO (mg/l)	1,2042	2,3356
Taux de MES (mg/l)	0,0149	0,0223
Chlorophylle ($\mu\text{g/l}$)	0,277	0,554
Conductivité ($\mu\text{S/cm}$)	1271	1248
Turbidité NTU	1	1,1
TDS (mg/l)	1271	1248

ANNEXE II

Tableau 9 : Les résultats des analyses bactériologiques des sédiments.

Dilutions	E1		E2		E3		E4		E5	
	Résultats	Nbr caractéristiques	Résultats	Nbr caractéristiques	Résultats	Nbr caractéristique	Résultats	Nbr caractéristiques	Résultats	Nbr caractéristique
Les coliformes totaux										
10 ⁻¹	+++	3	+++	3	+++	3	+++	3	+++	3
10 ⁻²	++	2	++	2	+++	3	+++	3	++	2
10 ⁻³	++	2	++	2	---	2	---	0	---	0
10 ⁻⁴	+-	1	+-	1	+-	0	---	0	---	0
10 ⁻⁵	---	0	---	0	---	0	---	0	---	0
Les coliformes fécaux										
10 ⁻¹	+++	3	+++	3	+++	3	+++	3	+++	3
10 ⁻²	++/	2	++/	1	+++	3	+++	3	+++	3
10 ⁻³	+/	2	+/	2	///	0	///	0	///	0
10 ⁻⁴	-/	1	///	/	-/	0	///	0	-/	0
10 ⁻⁵	///	0	///	/	///	/	///	/	///	/
Les streptocoques fécaux										
10 ⁻¹	+++	3	+++	3	+++	3	+++	3	+++	3
10 ⁻²	+-	2	+-	1	+++	3	+-	2	+++	3
10 ⁻³	---	2	---	0	---	0	---	0	---	0
10 ⁻⁴	---	1	---	0	---	0	---	0	---	0
10 ⁻⁵	---	0	---	0	---	0	---	0	---	0

Tableau 10 : Les résultats des analyses bactériologiques de l'eau.

Dilutions	E1		E2	
	Résultats	Nbr caractéristiques	Résultats	Nbr caractéristiques
Coliformes totaux				
10 ⁰	+++	3	+++	3
10 ⁻¹	+++	3	+++	3
10 ⁻²	+++	3	-+-	1
10 ⁻³	-+-	1	---	0
10 ⁻⁴	---	0	---	0
Coliformes fécaux				
10 ⁰	++-	2	+++	3
10 ⁻¹	++-	2	+++	3
10 ⁻²	---+	1	---+	1
10 ⁻³	---	0	---	0
10 ⁻⁴	---	0	---	0
Streptocoques fécaux				
10 ⁰	+++	3	+++	3
10 ⁻¹	+--	1	++-	2
10 ⁻²	+--	1	+--	1
10 ⁻³	---	0	---	0
10 ⁻⁴	---	0	---	0

Annexe III



pH mètre



Conductimètre



Balance électrique



Agitateur horizontal



Calcimètre de Bernard



Four à moufle



Centrifugeuse



Turbidimètre



Spectrophotomètre



Entonnoir



Pompe à vide



Etuve



Tamiseuse



Micropipette



Microscope optique



Balance de précision

Figure 25 : Appareillage des analyses physico chimique et bactériologiques des sédiments et de l'eau.

ANNEXE IV



Tamis



Bêcher



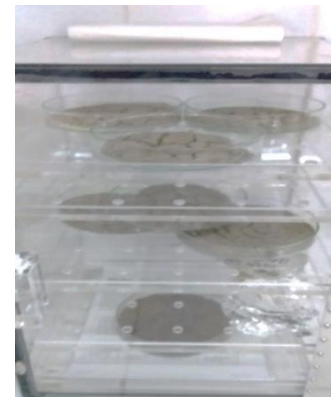
Creuset



Mortier



Tube à essai



Dessiccateur



Thermomètre plongeur



Eprouvette

Figure 26 : La verrerie utilisée dans les analyses physico chimiques et bactériologiques des sédiments et de l'eau.

ANNEXE V

Composition des différents milieux de culture :➤ **Milieu Roth :**✓ **Usage :**

Milieu d'enrichissement en Enterococcus.

Pour 1 litre de milieu

Composition	Quantité (g /l)
Polypeptone	20.0
Glucose	5.0
Chlorure de sodium	5.0
Phosphate monopotassique	2.7
Phosphate dipotassique	2.7
Azide de sodium	0.2

pH du milieu prêt-à-l'emploi à 25°C : 6,8 ± 0,2.

➤ **Eva Litskey :**✓ **Usage :**

Milieu de confirmation d'Enterococcus.

Composition	Quantité(g)
Peptone	20.0
Glucose	5.0
Azide	0.2
éthyle-violet	0.5
NaCl	5.0
Hydrogénophosphate de potassium	2.7
Dihydrogénophosphate de potassium	2.7

pH= 6,8.

➤ **Eau peptoné exempté d'indole (EPI) :**✓ **-Usage :**

Recherche de l'indole.

Pour 1 litre de milieu :

Composition	Quantité(g/l)
Tryptone	10.0
Chlorure de sodium	2.0

➤ **Gélose Salmonelles-Shigelles (SS) :**

✓ **Usage :**

Isolement des Salmonella et des Shigella mais aussi des Pseudomonas ou des Yersinia enterocolitica.

Composition	Quantité (g/l)
Peptone	5
Extrait de viande de bœuf	5
Sels biliaires	4.2
Citrate de sodium	10
Citrate de fer	2
Lactose	10
Rouge neutre	0.025
Vert brillant	0.3(mg)
Thiosulfate de sodium	8.5
Agar	12

pH : 7,3±0,2 à 25°C.

Ne pas autoclaver.

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

✓ **Usage :**

Sélénite cystéine, gélose pour l'enrichissement de salmonella qui a été pré enrichie avec de l'eau peptonée tamponnée (EPT).

Composition	Quantité (g/l)
Peptone de viande	5
Lactose	4
Sélénite de sodium	4
Phosphate dipotassique	3.5
Phosphate monopotassique	6.5

pH : 7,0±0,2 à 25°C.

Ne pas autoclaver.

➤ **Bouillon lactosé bilié au vert brillant (BLBVB) :**

✓ **Usage :**

Milieu de dénombrement des coliformes totaux (48 h à une température de 37°C).

Composition	Quantité (g/l)
Peptone	10
Lactose	10
Bile	20
Vert brillant	0.013

pH : 7,4

Autoclaver à 121°C pendant 15minutes

Réactifs utilisés dans les analyses bactériologique :

Kovacs.

Violet de gentiane.

Lugol.

Alcool.

Fuchsine.

Matériel des analyses physico chimiques.

Sédiments et eau
Capsule
Flacon
Bécher
Eprouvette
Erlenmeyer
Creuset
Broyeur
Pince
Papier para film
Entonnoir en verre
Les filtres
Tube à centrifuger
Tige en verre
Micropipette

Matériel des analyses bactériologiques.

Sédiments et eau
Tube à essai
Flacon
Boite pétrie
Bécher
Micropipette
Lance
Éprouvette
Les filtres
Bec benzène
Pince

ANNEXE VI



Figure 27 : Les résultats des analyses des coliformes totaux des sédiment et de l'eau.



Figure 28 : Les résultats des analyses des coliformes fécaux des sédiment et de l'eau



Figure 29 : Les résultats des analyses des streptocoques fécaux des sédiments et de l'eau.



Figure 30 : Les résultats des analyses d'Escherichia Coli des sédiments et de l'eau

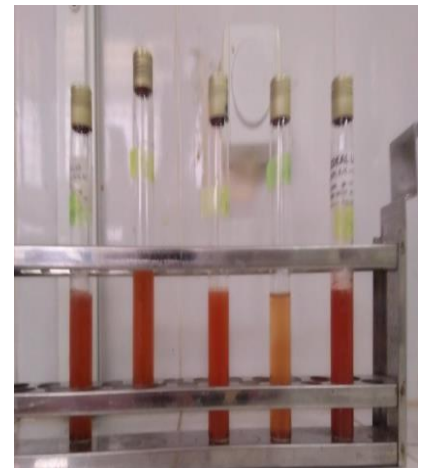


Figure 31 : Résultats de 1^{er} et 2^{ème} enrichissement des salmonelles des sédiment et de l'eau.

ANNEXE VII


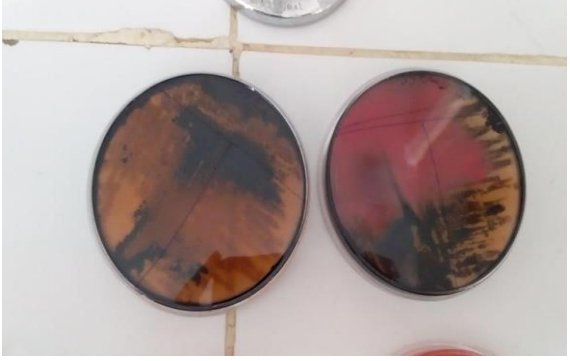


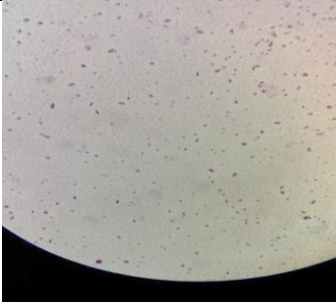
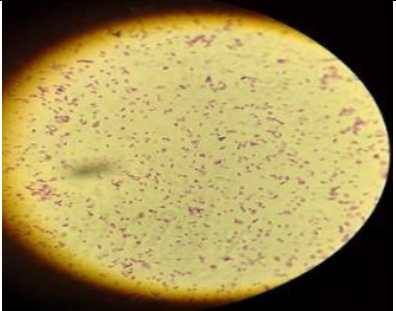
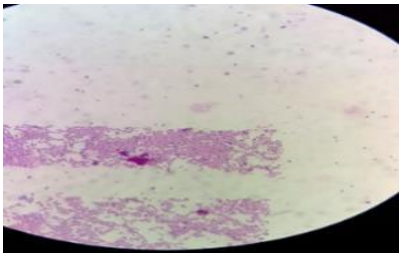
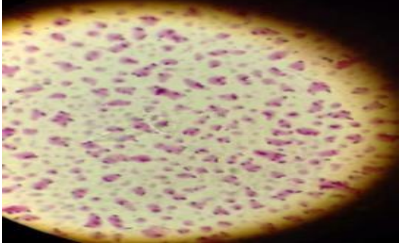
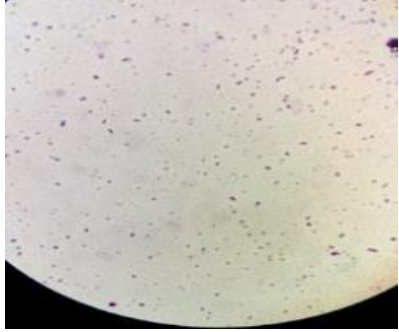
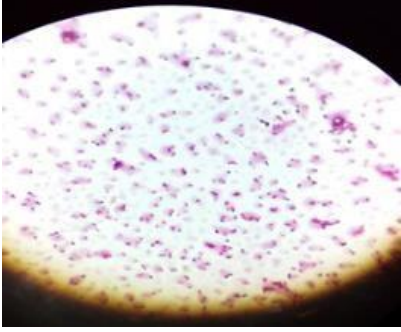
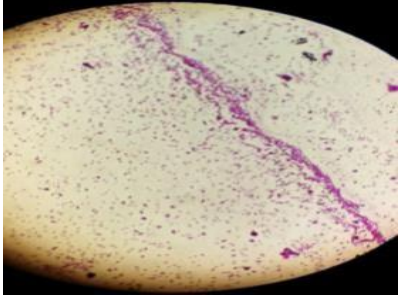
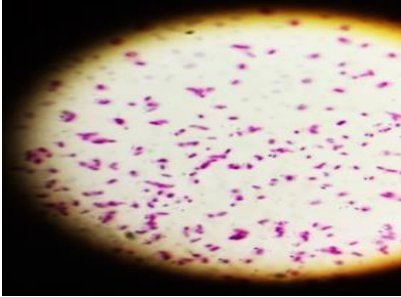
Les sédiments	L'eau
 <p data-bbox="245 792 794 864">Colonies suspecte : <i>Salmonella</i> H₂S, <i>Citrobacterfreundii</i></p>	 <p data-bbox="863 792 1342 864">Colonie suspecte : <i>Salmonella</i> H₂S, <i>Citrobacterfreundii</i></p>
 <p data-bbox="325 1229 663 1261">Colonies suspecte : <i>E.coli</i></p>	 <p data-bbox="911 1218 1254 1249">Colonies suspecte : <i>E.coli</i>.</p>

Figure 32 : Les différents type des colonies qui ont poussés sur Le milieu SS dans les sédiments et l'eau.

Les échantillons	Grossissement X40	Grossissement X100
E1 (colonie noir)	 Couleur rose G -	
E2 (Colonie transparente)	 Couleur rose G -	
E3 (colonie noir)	 Couleur rose G -	
E4 (colonie transparente)	 Couleur rose G -	


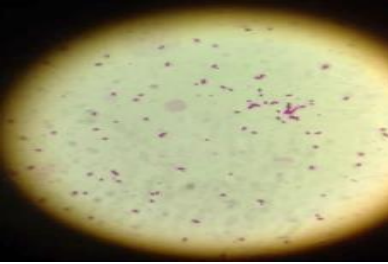
E5 (colonie jaune)	 couleur rose G -	
---	--	--

Figure 33 : Résultats d'observation microscopique de la coloration de Gram des sédiments.

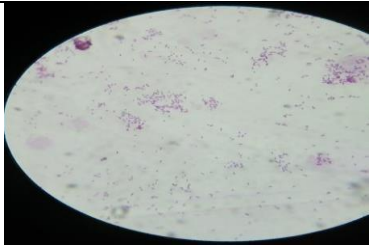
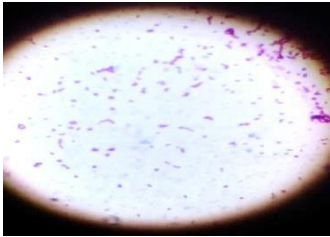
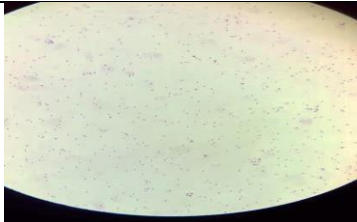
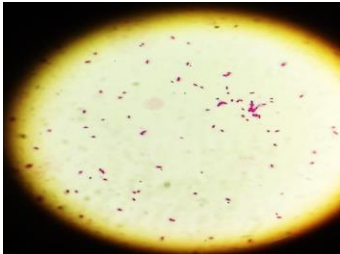
Les échantillons	Grossissement X40	Grossissement X100
E1(colonie transparente)	 Couleur rose G -	
E2(colonie noir)	 Couleur rose G -	

Figure 34 : Les résultats de la coloration de Gram de l'eau.

ANNEXE VIII

Tableau 11 : Normes allemandes de la qualité des eaux piscicoles (S.E.E.E. Secrétariat d'Etat de l'eau et de l'environnement).

Paramètres Valeurs limites	Eaux froides	Eaux tiédes
Température (°C)	5<T<20	8<T<30
pH	5 à 9	5 à 9
Oxygène dissous (mgO ₂ /l)	>5	>3
Matière en suspension	<25	<50
DCO (mgO ₂ /l)	<20	<30
DBO ₅ (mgO ₂ /l)	<3	<6
Chlore libre (mg/l)	<0,02	<0,02
Conductivité (µS/cm)	<350	<3000
Ammoniac non ionisé (mg/l NH ₃)	<0,025	<0,025
Ammonium (mg/l NH ₄ ⁺)	<0,50	<1
Nitrite (mg/l NO ₂ ⁻)	<0,5	<0,5
Détergents (mg/l)	0,5	<0,5
Sulfates (mg/l)	<200	<200
Hydrocarbures dissous ou	<10	<10
Phénols (µg/l) en absence de chloration	<0,2	<0,2

Tableau 12 : Normes de qualité des eaux superficielles et souterraines destinées à l'alimentation en eau potable des populations (Journal Officiel de la République Algérienne n° 34, 19juin2011).

Groupes de paramètres	Paramètres	Unité	Valeur maximale	
			Eaux superficielles	Eaux souterraines
Paramètres organoleptiques	Couleur	mg/l Echelle Pt	200	20
	Odeur (taux dilution à 25°)	—	20	3
Paramètres physico-chimiques en relation avec la structure naturelle des eaux	Chlorures	mg/l Ci	600	500
	Concentration en ions hydrogène (pH)	Unité pH	≥ 6,5 et ≤ 9	≥ 6,5 et ≤ 9
	Conductivité	µS/cm à 20°C	2800	2800
	Demande biochimique en oxygène (DBO 5)	mg/l O2	7	< 3
	Demande chimique en oxygène (DCO)	mg/l O2	30	—
	Matières en suspension	mg/l	25	25
	Sulfates	mg/l SO4	400	400
	Taux de saturation en oxygène dissous	% O2	30	> 70
	Température	°C	25	25
	Ammonium	mg/l	4	0,5

Tableau 13 : Normes du Directive du Conseil des Communautés européennes du 8/12/1975 (n° 76/160)).

	Norme guide (a)	Norme impérative (b)
Coliformes totaux (CT)	500 /100 ml	10000 /100 ml
Coliformes fécaux (CF)	100 /100 ml	2000 /100 ml
Salmonelles (c)		0 /100 ml
Streptocoques fécaux (c)	100 /100 ml	

Tableau 14 : Table de Mac Grady pour 3 séries de 3 tubes.

Nombre caractéristique	Nombre de germes/ml	Nombre caractéristique	Nombre de germes/ml	Nombre caractéristique	Nombre de germes/ml
000	0.0	201	1.4	302	6.5
001	0.3	202	2.0	310	4.5
010	0.3	210	1.5	311	7.5
011	0.6	211	2.0	312	11.5
020	0.6	212	3.0	313	16.0
100	0.4	220	2.0	320	9.5
101	0.7	221	3.0	321	15.0
102	1.1	222	3.5	322	20.0
110	0.7	223	4.0	323	30.0
111	1.1	230	3.0	330	25.0
120	1.1	231	3.5	331	45.0
121	1.5	232	4.0	332	110.0
130	1.6	300	2.5	333	140.0
200	0.9	301	4.0		