

République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
جامعة الجيلالي بونعامة بخميس مليانة
Université Djilali Bounaama de Khemis Miliana
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et des Sciences de la terre
Département de Biologie



Mémoire pour l'obtention du diplôme de Master

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : Microbiologie appliquée

Thème

***Les microorganismes du Barrage De Sidi M'Hamed Ben Taiba D'Arif :
caractérisation et essai à la biodégradation d'un polluant le pétrole***

Soutenu le : .. /07/2019

Présenté par :

Melle: Ben Ali yassmina

Melle : Terchoun Mouna

Devant le Jury :

Encadrant.	Mme GUETARNI H.	MCA, UDBKM
Président.	Mr. MEHAIGUENE M.	MCB, UDBKM
Examineur 1.	Mr. CHEURFA M.	MCB, UDBKM
Examineur 2.	Mr. SAIFI M.	MAB, UDBKM
Invité.	Mr. BAGHDALI B.	STEP, Ain Defla

Année universitaire : 2018/2019.

REMERCIEMENTS

Tout d'abord, nous remercions Allah de nous avoir accordé la force, le courage et les moyens à fin de pouvoir accomplir ce modeste travail.

Nous remercions chaleureusement **Mme .GUETARNI H.**, Docteur et maitre de conférences classe A à l'université de Djillali Bounaama, d'avoir proposé ce thème et accepté de nous encadrer et pour ses aides, ses orientations, ses conseils et ses corrections sérieuses du mémoire.

Nous remercions aussi **Mr. KRARMOUCH A.** pour ses aides précieuses dans la réalisation de ce travail.

Nous remercions l'ensemble des membres de jury : président **M.MEHAIGUENE M.**, Docteur et maitre de conférences classe B à l'université de Djillali Bounaama, et examinateurs **M.CHEURFA M.**, Docteur et maitre de conférences classe B à l'université de Djillali Bounaama, et **M.SAIFI M.**, Docteur et maitre-assistant classe B à l'université de Djillali Bounaama, avoir accepté d'examiner notre document.

Nous s'adressons un remerciement particulier à **M. MENAAI M**, Directeur de l'ADE de Ain Defla, **M.BAGHDALI B.** et toute l'équipe des laboratoires de Station de Traitement d'eau potable d'Arib.

Nous remercions tous nos amis en particulier les étudiants du master II spécialité Microbiologie Appliquée.

Enfin, un grand merci, à toute personne qui a contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail.



Merci à tous

Dedicases

Avant tout je remercie ALLAH pour les tout.

Je dédie ce modeste travail

A mes très chers parents maman et papa sources de tendresse et la force de courage
d'étude.

Je vous remercie d'être toujours à mes coté de me soutenir, aimer, protéger et pour tous
ce que vous avez fait pour moi.

A mes chers frères et ma sœur

Yousra , Abdenour, Oussama, Abd Elhadi ,

A celle qui je passe avec elles les bonnes heures et je porte avec elles que les bonnes souvenirs à
mes amies intimes : yassmina,Nadjjet ,Amel,Houria,Rachida, Hanane,Halima,Fathia,hayet.

A tout la promotion de microbiologie Appliquée 2018/2019.

A tous ceux qui me connaissent de loin ou de près.



Dédicaces

Avec l'aide et la protection d'ALLAH

S'est réalisé ce travail.

J'ai l'honneur de dédier ce travail :

Nos trop chers parents qui nous ont toujours apportés

l'amour et l'affection

Toute les familles Ben Ali, et surtout ma sœur Rachida

Nos amis, Mr Tebach .K et Belaribi .k

Nos camarades de promo de Microbiologie

Et tous les amis



Résumé

Le barrage de Sidi M'Hamed Ben Taïba situe près de la région d'Arib. Il est utilisé aussi bien pour l'alimentation en eau potable que pour l'irrigation.

L'objectif de l'étude est la valorisation de la qualité physico-chimique et bactériologique des eaux. Ainsi que, d'évaluer les capacités de biodégradation des souches microbiennes isolées à partir de l'eau du barrage Sidi M' Hamed Ben Taïba.

Notre travail consiste tout d'abord à déterminer les paramètres physico-chimiques de l'eau brute du barrage Sidi M'Hamed Ben Taïba sur trois niveaux (surface, 15 m et 30 m) principalement : la température, le pH, nitrate, nitrite et matière organique ...etc. Ensuite les paramètres bactériologiques par la recherche des coliformes totaux, coliformes fécaux, streptocoques fécaux et *Clostridium* sulfite-réducteurs. Dans la deuxième partie on a basé sur la biodégradation d'un échantillon de pétrole sur milieu solide MSM par l'utilisation des microorganismes isolés de l'eau du barrage.

Vingt-sept souches regroupés sur cinq genres : *Pseudomonas*, *Staphylococcus*, *Vibrio*, *Stenotrophomonas* et *Chryseobacter*. Les souches isolées assimilent le pétrole comme source de carbone en donnant des zones de dégradation de différents diamètres. L'espèce *Pseudomonas fluorescens* a montré une activité importante de dégradation parmi les autres espèces bactériennes isolées.

Mots-clés : Barrage de Sidi M'Hamed Ben Taïba, Eau, Pétrole, Biodégradation, *Pseudomonas*, *Staphylococcus*, *Vibrio*, *Stenotrophomonas*, *Chryseobacter*.

Summary

The dam of Sidi M'Hamed Ben Taïba located near the city of Arib. It is used for both drinking water supply and irrigation.

The objective of the study is the valorization of physico-chemical and bacteriological quality of water. As well as, to evaluate the biodegradation capacities of the microbial strains isolated from the water of Sidi M 'Hamed Ben Taïba dam.

Our work consists in the first to determine the physico-chemical parameters of the raw water of Sidi M'Hamed Ben Taïba dam on three levels (surface, 15 m and 30 m) mainly: temperature, pH, nitrate, nitrite and organic matter ... etc. Then the bacteriological parameters by the search for total coliforms, faecal coliforms, fecal streptococci and *Clostridium* sulfite-reducers. In the second part, the biodegradation of oil sample on MSM solid was based on the use of microorganisms isolated from dam water.

Twenty-seven strains grouped into five genera: *Pseudomonas*, *Staphylococcus*, *Vibrio*, *Stenotrophomonas* and *Chryseobacter*. The isolated strains assimilate oil as a source of carbon by giving zones of degradation of different diameters. *Pseudomonas flurescens* has shown significant degradation activity among other isolated bacterial species.

Keywords: Sidi M'Hamed Ben Taïba Dam, Water, Oil, Biodegradation, *Pseudomonas*, *Staphylococcus*, *Vibrio*, *Stenotrophomonas*, *Chryseobacter*.

Liste des abréviations

% : Pourcentage.

(-) : négatif.

(+) : positif.

°C : Degré Celsius.

µs/cm : Micro-siémens par centimètre.

ADE : Algérienne Des Eaux.

AFNOR : Association Française de Normalisation.

ANBT : Agence Nationale des Barrages et des Transferts.

ASR : Anaérobies Sulfuro-Réducteurs.

BCPL : Bromo Cresol Purple Lactose.

BEA : Bile Esculine Azide de sodium.

C : Carbone.

Ca : Calcium.

CF : Coliformes Fécaux.

cm : centimètre.

cm² : centimètre carrée.

CO₂ : Gaz de carbone.

CT : Coliformes Totaux.

D/C : Double Concentrations.

DBO₅ : Demande Biochimique en Oxygène pendant 5 jours (mg/l).

E. coli : *Escherichia coli*.

Ech ; Echantillon.

EDTA : Ethylène Diamine Tétracétique.

Fe : Fer.

g/l : Gramme par litre.

GN : Gélose Nutritive.

H : Heure.

H : Hydrogène.

HCl : Acide chlorhydrique.

Hm³: Hecto Mètre Cube.

ISO : International Organisation for Standardisation.

Km : Kilomètre.

M : Mètre.

m³ : mètre cube.

Mg : Milligramme.

Mg : Magnésium.

mg/l : milligramme par litre.

ml: Millilitre.

MO: Matière Organique.

N.E.T : Noir Eriochrome.

NH₃⁺ : Ammoniac (mg/l).

NH₄⁺: l'azote ammoniacal (mg/l).

NO₂⁻: Nitrites (mg/l).

NO₃⁻: Nitrates (mg/l).

NPP : Nombre le Plus Probable.

NTU : Unité de Turbidité Néphélométrique.

OD : Oxygène Dissous.

OMS : Organisation Mondiale de la Santé.

pH : potentiel d'Hydrogène.

RM : Rouge de Méthyle.

S : Souche.

S/C : Simple Concentration.

SMBT : Barrage de Sidi M'Hamed Ben Taïba.

T : Température.

TDA : Tryptophane désaminase.

UFC : Unité formant colonie.

VF : Viande foie.

VP : Vosges Prauskauer.

Liste des Tableaux

Tableau 01 : Les éléments caractéristiques des eaux de surfaces par rapport aux eaux Souterraines	07
Tableau 02 :Principaux barrage en Algérie.....	08
Tableau 03 :Fiche technique du barrage SMBT.....	20
Tableau 04 :Les différents points obtenus de prélèvement.....	22
Tableau05 : Les types de récipients appropriés aux différents paramètres à étudier.....	25
Tableau 06 : Avantages et inconvénients de la technique de filtration et la méthode de NPP35	
Tableau 07 :Résultats des analyses organoleptiques.....	46
Tableau 08 : Mesure de la temperature de l'eau brute en comparaison avec la normalisation algériene.....	47
Tableau 09 : Mesure de la pH de l'eau brute en comparaison avec la normalisation Algeriene.....	47
Tableau 10 : Mesure de conductivité de l'eau brute en comparaison avec la normalisation Algeriene.....	48
Tableau 11 : Mesure de turbidité de l'eau brute en comparaison avec la normalisation Algériene.....	49
Tableau 12 : Résultat d'OD en mg/l.....	49
Tableau 13 : Résultat de nitrate dans les échantillon d'eau brute.....	50
Tableau 14 : Résultat de nitrite en mg/l.....	51
Tableau15 : Résultat de sulfate en mg/l.....	51
Tableau 16 : La quantité de chlorure dans les échantillon d'eau en (mg/l).....	52
Tableau17 : Résultat d'ammonium en mg/l.....	52
Tableau 18 : Résultat de calcium en mg/l.....	53
Tableau 19 : Résultat de magnésium en mg/l.....	53
Tableau20 : Résultat de bicarbonate en mg/l.....	54
Tableau21 : Résultat de phosphore en mg/l.....	54

Tableau 22 : Résultat de matière organique mg/l.....	55
Tableau 23 : Résultat de fer en mg/l.....	55
Tableau 24 : Les résultats de la recherche des indicateurs de contamination.....	56
Tableau 25 : Résultat de la recherche des germes mésophiles totaux à 22 °C.....	58
Tableau 26 : Résultat de la recherche des germes mésophiles totaux à 37°C.....	58
Tableau 27 : Résultat de la recherche des Coliformes dans le milieu BCPL.....	59
Tableau 28 : Résultat d'ensemencement sur milieu Schubert.....	59
Tableau 29 : Résultats d'étude des caractères macroscopiques des colonies isolées.....	62
Tableau 30 : Résultats de l'étude microscopique des souches isolées.....	63
Tableau 31 : Résultats de la recherche d'oxydase et catalase des souches examinés.....	64
Tableau 32 : Récapitulatif des tests étudiés par la galerie API 20.....	67
Tableau 33 : Identification finale des isolats.....	68
Tableau 34 : Le diamètre de la zone de dégradation de pétrole sur milieu solide MSM.....	70

Liste des Figures

Figure 01 : Le cycle de l'eau.....	03
Figure 02 : Répartition des ressources en eau dans le monde.....	06
Figure 03 :Utilisation des engrais dans l'agriculture	10
Figure 04 :Pollution des eaux par les rejets industriels	11
Figure 05 : Mort des espaces dans les zones polluées.....	14
Figure06 : Principe de la dégradation aérobie.....	16
Figure 07 : Principe de la dégradation anaérobie.....	16
Figure 08 : Localisation du barrage Sidi M'Hamed Ben Taïba.....	18
Figure 09 : Situation satellitaire du barrage Sidi M'Hamed Ben Taïba.....	19
Figure 10 : Un schéma représente les étapes de traitement de l'eau potable.....	21
Figure 11 : Les différentes dispositions de bouteille d'échantillon lors de prélèvement.....	24
Figure 12 : La recherche et dénombrement des coliformes –test de présomption.....	38
Figure 13 : Recherche et dénombrement des coliformes –test de confirmation.....	39
Figure14 : Les images de résultat obtenu de BCPL.....	60
Figure15 : Aspect colonial des souches isolées après repiquage sur la gélose appropriée.....	64
Figure 16 : Aspect représentatif des colonies isolées après coloration de Gram.....	64
Figure 17 : Les résultats de la galerie API 20 E des souches testées.....	66
Figure18 : Dégradation de pétrole par les différentes souches.....	71

TABLE DES MATIERES

Résumé

Abstract

LISTE DES ABREVIATION

LISTE DES TABLEAUX

LISTE DES FIGURES

Introduction	01
---------------------------	----

Chapitre I : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE

I. Généralités sur l'eau	03
I.1. Définition	03
I. 2. Cycle de l'eau.....	03
I. 3. Propriétés des eaux	04
I.3.1. propriétés physico-chimiques	04
I.3.1.1. Masse volumique	04
I.3.1.2. Viscosité.....	04
I. 3.1.3. Conductivité électrique.....	04
I.3.1.4. Couleur	04
I.3.1.5. Oxydoréductrice	04
I. 3.1.6. Auto-ionisation	04
I.3.1.7. Solvatation	05
I.4. Ressources des eaux	05
I. 4.1. Eaux de surface	05
I. 4.2. Eaux souterraines	06
I. 4.3. Eaux de mer.....	06
I.5. Les barrages en Algérie	08
I.5.1. Définition.....	08
I.5.2. Principaux barrages.....	08
I.5.3. Intérêt et utilisation des barrages.....	08
II. Pollution des eaux	09
II.1. Définition.....	09
II.2. Différents sources de pollution.....	09
II.2.1. Naturelle	09
II.2.2. Domestique.....	09
II.2.3. Agricole	10
II.2.4. Industrielle	10

II.3. Différents types de pollution	11
II.3.1. Pollution physique.....	11
II.3.2. Pollution chimique	12
II.4. Conséquence de la pollution.....	13
II.4.1. santé humaine	13
II.4.2. Environnement.....	14
II.4.3. Esthétiques.....	15
III. Biodégradation des polluants.....	15
III.1. Traitements des polluants.....	15
III.1.1. Traitements physiques	15
III.1.2. Traitements chimiques.....	15
III.1.3. Traitements biologiques.....	15
III.2. Biodégradation	16
III.2.1. Définition.....	16
III.2.2. Différents types	16
III.2.2.1. Biodégradation aérobie	16
III.2.2.2. Biodégradation anaérobie.....	17
III.2.3. Action des microorganismes sur les polluants de l'eau.....	18

CHAPITRE II: MATÉRIEL ET MÉTHODES

I. Présentation de la zone d'étude.....	19
I.1. Localisation du barrage.....	19
I.2. Présentation du barrage Sidi M'Hamed Ben Taïba	20
I.3. Fiche technique du barrage Sidi M'Hamed Ben Taïba	21
I.4. Distribution	21
I.5. Présentation de la station de traitement	21
I.6. Situation climatologique	23
I.7. Description du laboratoire.....	23
II. Technique d'échantillonnage et mode de prélèvement.....	23
II.1. Technique d'échantillonnage.....	23
II.2. Mode de prélèvement	25

II.3. Transport et conservation des échantillons.....	25
III. Analyses et modes opératoires	27
III.1. Paramètres Organoleptiques	27
III.2. Paramètre physico-chimiques.....	28
III.2.1. Paramètres in situ	28
III.2.1.1. Température.....	28
III.2.1.2. Potentiel d'hydrogène (pH)	28
III.2.1.3. Conductivité.....	29
III.2.1.4. Oxygène dissous.....	29
III.2.1.5. Turbidité.....	29
III.2.2. Paramètres mesurés au laboratoire	30
III.2.2.1. Demande biologique en oxygène(DBO5).....	30
III.2.2.2. Calcium et magnésium.....	30
III.2.2.3. Chlorures (Cl ⁻).....	32
III.2.2.4. Sulfates (SO ₄ ²⁻).....	32
III.2.2.5. Alcalinité (HCO ₃ ⁻)	32
III.2.2.6. Azote ammoniacal (NH ₄ ⁺).....	34
III.2.2.7. Nitrites (NO ₂ ⁻).....	34
III.2.2.8. Nitrates (NO ₃ ⁻).....	34
III.2.9. Phosphates (PO ₄ ³⁻).....	35
III.2.2.10. Matières organique.....	35
IV. Paramètres bactériologiques.....	36
IV.1. Recherche et dénombrement des germes mésophiles totaux.....	37
IV.2.1. Recherche et dénombrement des bactéries coliformes et <i>Escherichia-coli</i> par méthode de filtration	37
IV.2.2. Recherche et dénombrement des coliformes et les thermotolerants <i>E. coli</i> en milieu liquide	39
IV.3. Recherche et dénombrement des spores de bactéries anaérobies sulfito-reductrices par méthode de filtration sur membrane.....	41
IV.4. Recherche des streptocoques par méthode de filtration.....	42

IV.5. Recherche des staphylocoques pathogènes.....	42
V. Isolement et purification.....	43
VI. Conservation	43
VI.1. Conservation à courte durée	43
VI.2. Conservation à long durée.....	43
VII. Identification des souches purifiées.....	43
VII.1. Examen macroscopique.....	44
VII.2 Examen microscopiques.....	44
VII.3. Recherche de la catalase.....	45
VII.4. Recherche de l'oxydase.....	46
VII .5. Identification par la galerie API (Micro-galerie).....	46
VIII. Biodégradation du pétrole sur milieu solide MSM agar (modifié).....	47

CHAPITRE III: RESULTATS ET DISCUSSION

I. Paramètre organoleptiques de l'eau.....	48
II. Analyses physico-chimique.....	49
II.1. Température.....	49
II.2. Potentiel d'Hydrogène (pH)	50
II.3. Conductivité.....	50
II.4. Turbidité.....	51
II.5. Oxygène dissous (OD)	52
II.6. Demande biologique en oxygène (DBO).....	52
II. 7. Mesure de nitrate.....	53
II.8. Mesure de nitrite.....	53
II.9. Mesure de sulfate.....	54
II.10. Mesure de chlorure.....	54
II.11. Mesure d'ammonium.....	55
II.12. Mesure de calcium.....	56

II.13. Mesure de magnésium.....	56
II.14. Mesure de bicarbonates.....	57
II.15. Mesure de phosphore.....	58
II.16. Mesure de matière organique.....	58
II.17. Mesure de fer.....	59
III. Analyses Microbiologies.....	60
III.1. Les indicateurs de contamination dans l'eau.....	60
III.1.1. Coliformes.....	61
III.1.2. Streptocoques.....	62
III.1.3. Clostridium sulfito-réducteurs.....	62
III.1.4. Staphylocoques pathogènes.....	62
III.2. Recherche des mésophiles totaux	63
III.3. Recherche des coliformes dans le milieu BCPL.....	64
III.4. Caractérisation des souches purifiées.....	65
III.4.1. Etude macroscopique.....	65
III.4.2. Etude microscopique.....	68
III.4.3. Caractérisation biochimique.....	70
III.4.3.1. Recherche de catalase.....	71
III.4.3.2. Recherche de l'oxydase	71
III.5. Identification des souches par la Galerie API (Micro-galerie).....	72
III.5.1. Identification finale des isolats.....	74
VI. Résultat de la biodégradation de pétrole.....	76
Conclusion et perspectives	79
Références bibliographiques	
Annexes	

Introduction

L'eau est devenue de moins en moins accessible dans plusieurs régions du monde et les réserves en eau continuent de baisser depuis les 50 dernières années (**Remini, 2005**), bien que les pays du bassin méditerranéen baignent dans les eaux, ils souffrent de la rareté de l'eau.

L'Algérie à l'instar des autres pays est confrontée à la problématique de l'eau. La surcharge du littoral, les disparités entre zones rurales et urbaines, les périodes de sécheresse et surtout l'accroissement de la pollution, sont autant des facteurs qui déstabilisent l'équilibre de l'environnement (**Teghidet, 2004**).

La pollution générée par l'homme affecte de plus en plus le cycle d'eau et les traitements de ce phénomène-là doivent souvent être appliqués afin de protéger l'environnement et la santé des êtres vivants ou l'exploiter pour la consommation humaine ou l'utilisation industrielle (**Lazhar, 2008**). Pour cela, la technologie moderne nous a permis la conception des stations de traitement des eaux pour pallier aux problèmes de pollution qui menacent la potabilité de l'eau qui a été préservée pendant des siècles (**Henri, 2012**) en utilisant des procédés physiques, chimiques et biologiques.

Le traitement biologique ou bien la biodégradation devient aujourd'hui un procédé très demandé qui prend la place des autres procédés grâce à leur avantage, où il prouve leur capacité très élevée de limiter la pollution sans perturber l'équilibre de l'environnement .Ce procédé consiste à utiliser des communautés microbiennes présentes dans le milieu pollué (**Ballerini et Vandecasteele, 1996**).

L'objectif de ce travail consiste à faire des analyses physico-chimiques et bactériologiques pour déterminer la qualité de l'eau brute du barrage **Sidi M'Hamed Ben Taïba** d'une part, et d'essayer de trouver des procédures biologiques de remédiassions de certaines pollutions d'autre part.

Notre travail est divisé en trois chapitres :

- Le premier chapitre est un recueil bibliographique qui représente une des généralités sur l'eau, la problématique de pollution des eaux et la biodégradation des polluants.
- Le deuxième chapitre représente la partie expérimentale qui regroupe la présentation générale de la zone d'étude plus les différentes méthodes d'analyses utilisées au laboratoire.
- Le troisième chapitre englobe tous les résultats obtenus puis interpréter et discuter.

Enfin, une conclusion générale a été mise à la fin du mémoire pour récapituler l'ensemble de nos résultats.

I. Généralités sur l'eau

I.1. Définition

L'eau est un composé simple, sa formule chimique est H_2O . L'eau est liquide à température et à pression ambiante, gazeuse au-dessus de $100^{\circ}C$ et solide en dessous de $0^{\circ}C$ (Abd Esselem, 1999).

L'eau se trouve presque partout sur la terre, elle est vitale pour tous les organismes vivants connus. Près de 70% de la surface de la terre est recouverte d'eau (Bertrand, 2008).

I.2. Cycle de l'eau

La circulation naturelle d'eau sur la planète le cycle hydrologique (Kenneth, 1992). L'eau est évaporée par le soleil, incorporée aux nuages comme vapeur d'eau, tombe sur la terre et sur les étendues d'eaux sous forme de pluie, à partir de la terre elle retourne de nouveau aux ressources d'eaux dans le cycle hydrologique. Six composants principaux sont du cycle hydrologique : les précipitations, l'infiltration, l'évaporation, les eaux de surface, la transpiration et écoulement des eaux souterraines (Figure 01) (Sudhanshu, 2008).

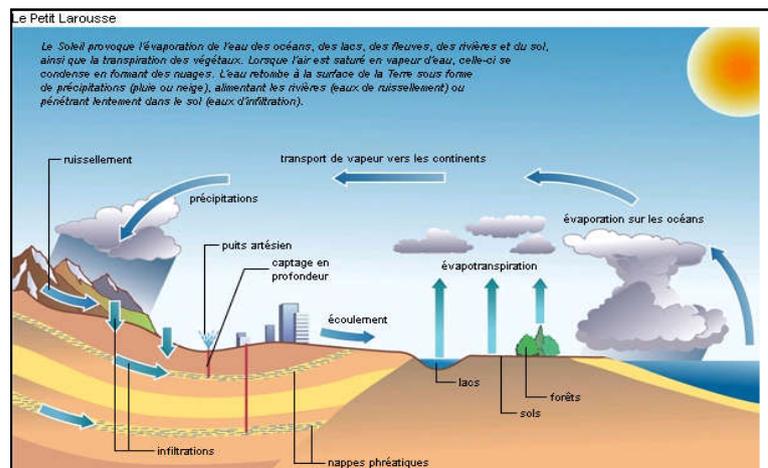


Figure 01 : Le cycle de l'eau (Pajoués, 2007).

I.3. Propriétés des eaux

L'eau est caractérisée par des propriétés physiques et chimiques différents.

I.3.1. Propriétés physico-chimiques

I.3.1.1. Masse volumique

La masse volumique de la glace est plus faible que celle de l'eau. En effet, la densité maximale de l'eau est obtenue pour une température de 3,984 C° (**Musy et Higy, 2004**). Cela explique le phénomène de la glace flottante sur l'eau, la contraction de l'eau au dessous de la glace engendre un fait d'une énorme importance biologique pour tous les organismes aquatiques (**Martin et Hine., 2008**).

I.3.1.2. Viscosité

Elle diminue lorsque la température croît ; par contre, elle augmente avec la teneur en sels dissous.

I.3.1.3. Conductivité électrique

L'eau est légèrement conductrice. La conductivité de l'eau pure à 20 C° est $4,2 \times 10^{-6}$ S/m ce qui correspond à une résistivité très élevée de $23,8 \text{ M}\Omega \cdot \text{cm}$ (**Boeglin, 2001**).

I.3.1.4. Couleur

L'eau se présente comme un liquide clair, incolore sous faible épaisseur, bleu verdâtre sous forte épaisseur et inodore (**Musy et Higy, 2004**).

I.3.1.5. Oxydoréduction

L'eau constitue un système d'oxydoréduction particulièrement important puisque son domaine de stabilité sera limité par ses réactions d'oxydation et de réduction (**Nordmann et Pinard Legry., 2000**). Le pôle positif représente un déficit en électron, c'est un agent oxydant. Le pôle négatif est caractérisé par un excès d'électron c'est un agent réducteur qui pourra céder des électrons (**Durend, 2001**).

I.3.1.6. Auto-ionisation

Il y a un équilibre entre toutes les grandes fonctions chimiques de la nature : acide-base, oxydation-réduction (**Durend, 2001**). L'eau est très faiblement dissociée en H_3O^+ et OH^- par l'auto ionisation; par conséquence tout les composés qui augmentent la concentration

des ions positifs H_3O^+ sont acides et les composés augmentant la concentration des ions négatifs OH^- sont basiques (**Martin et Hine, 2008**).

I.3.1.7. Solvatation

La solvatation (l'action hydratante de l'eau) est le résultat d'une destruction complète ou partielle des divers liens électrostatiques entre les atomes et les molécules du corps à dissoudre, pour les remplacer par de nouveaux liens avec les molécules d'eau, et forger ainsi de nouvelles structures : il se produit une véritable réaction chimique (**Boeglin, 2001**).

Les propriétés électriques de l'eau et sa constitution moléculaire, particulièrement apte à la mise en solution de nombreux corps gazeux, liquides polaires, et surtout solides (**Société Degremont, 1989**). En effet à cause de sa structure angulaire, la molécule d'eau a un moment dipolaire permanent, en outre l'hydrogène est fortement collé et possède une haute constante diélectrique. Ces propriétés combinées rendent l'eau un solvant puissant pour les composés polaires et ioniques (**Daintith, 2008**).

I.4. Ressources des eaux

Les réserves disponibles des eaux naturelles sont constituées des eaux souterraines (infiltrations et les nappes phréatiques), des eaux de surface retenues ou en écoulement (barrages, lacs et rivières) et des eaux de mer (**Jean-Claude, 1983**). Le total des ressources : 2.10^9 km^3 dont 97% en mer et océan. Donc reste 3% qui se trouvent ailleurs et qui est principalement l'eau non salée (**Papa, 2005**).

I.4.1. Eaux de surface

Par opposition aux eaux souterraines, l'eau de surface est l'eau qui se trouve à la surface ou proche de la surface du sol. Dans une zone donnée, il s'agit pour l'essentiel des cours d'eau, des océans, des lacs et des eaux de ruissellement. Sa température varie en fonction du climat et des saisons. Ses matières en suspension sont variables selon la pluviométrie, la nature et le relief des terres à son voisinage. Sa composition en sels minéraux est variable en fonction du terrain, de la pluviométrie. Les eaux de surface sont ordinairement riches en oxygène et pauvres en dioxyde de carbone (**Degremont, 2005**).

I.4.2. Eaux souterraines

Les eaux souterraines constituent 20% des réserves d'eau soit environ 1000 millions de m³. Leur origine est due de l'accumulation des infiltrations dans le sol qui varient en fonction de sa porosité et de sa structure géologique. Elles sont généralement d'excellente qualité physico-chimique et bactériologique, elles se réunissent en nappes (Rodier, 1997).

I.4.3. Eaux de mer

Les eaux de mer sont des eaux salées, la salinité observée dans les différents océans ou mers résulte d'un équilibre entre évaporation, pluies et apport des fleuves (salinité faible) d'une part et d'échange d'eau avec les autres mers auxquels ils sont reliés d'autre part (Figure 02 ; Tableau 01) (Degremont, 2005).

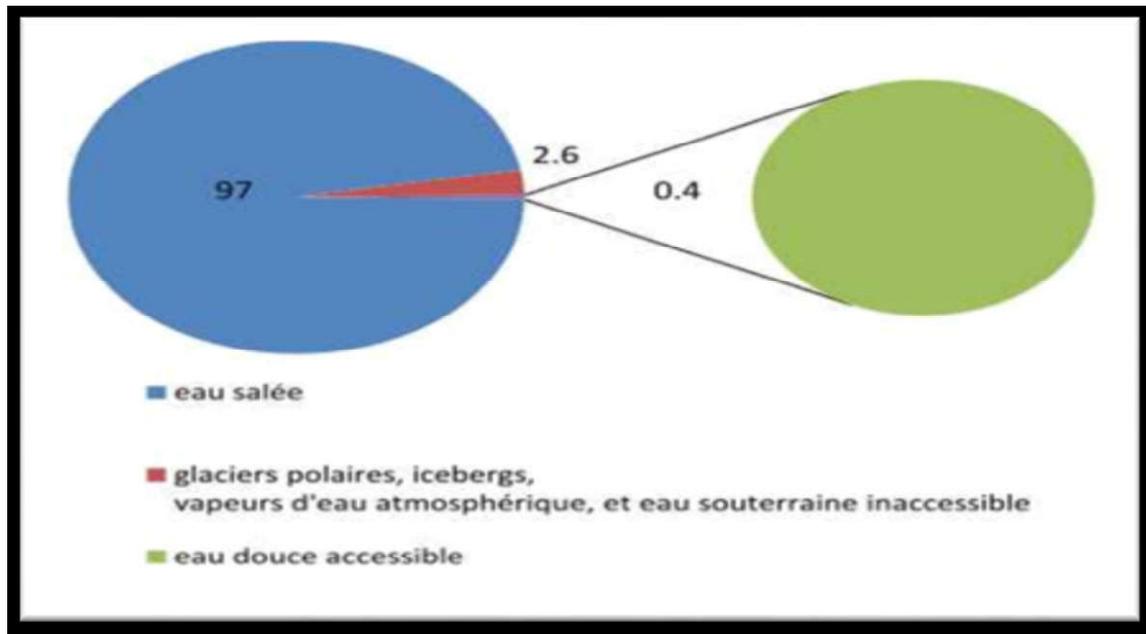


Figure 02: Répartition des ressources en eau dans le monde (Nebel et Wright, 1996)

Tableau 01 : Eléments caractéristiques des eaux de surface par rapport aux eaux souterraines. (Degrement, 2005).

Caractéristiques	Eaux de surface	Eaux souterraines
Température	Variable (saisons)	Plutôt constante
Turbidité/MES	Variable	Faible ou nulle
Couleur	Dépend essentiellement des MES, des acides humiques et des algues	Dépend des acides humiques ou de la précipitation, Fe-Mn
Gouts et odeurs	Fréquents	Rares
Minéralisation globale /salinité	Variable (précipitations, nature des terrains traversés, etc.)	Généralement plus élevée que celle mesurée dans les eaux de surface sur le même territoire
Fe et Mn	Généralement absents	présents
Co ₂	Généralement absent	Présent
O ₂ dissous	Variable (proche de la saturation dans les eaux propres/ absent dans les eaux polluées)	Absent
H ₂ S	Absent	Présent
NH ₄	Seulement dans les eaux polluées	Présent
Nitrates	Variable	Teneur parfois élevée
Silice	Teneur modérée	Teneur élevée
Micropolluants minéraux et organique	Présents dans les eaux proches de régions industrialisées	Absents sauf suite d'une pollution accidentelle
Solvants chlorés	Généralement absents	Présents en cas de pollution de la nappe
Eléments vivants	Virus, bactéries, algues, protistes, présence des organismes pathogènes toujours possible	Bactéries sulfito-réductrices et ferrobactéries
Eutrophie	Possible, si les eaux sont chaudes	jamais

I.5. Barrages en Algérie

I.5.1. Définition

Les barrages sont des aménagements de moyenne et petite hydraulique sur les cours d'eau secondaires dans les parties amont de grands bassins versants. Il s'agit de digues en terre compactée avec un déversoir latéral donnant lieu à des retenues d'eau de quelques dizaines de milliers de m³ à quelques millions de m³, inondant des surfaces de taille modérée (Albergel et al., 2006).

I.5.2. Principaux barrages

Les principaux barrages en Algérie sont rapportés dans le tableau ci-dessous (Tableau 02).

Tableau 02 : Principaux barrage en Algérie (ANBT., 2019).

NOM	Région	Capacité(Hm ³)	Hauteur (m)
Béni Haroun	Mila	960	121
Kouidiet Acredoune	Bouira	640	121
Gargar	Relizane	358	90
Sidi yacoub	Chlef	253	87
H.Debagh	Guelma	184	93
Bouroumi	Blida	181	100
Taksebt	Tizi ousou	181	76
H.Boughrara	Tlemcen	175	85
Tilesdit	Bouira	164	65
Cheffia	El Taraf	159	51

I.5.3. Intérêt et utilisation des barrages

Selon Delliou (2008), les barrages peuvent être construits pour plusieurs objectifs :

- Produire de l'électricité à partir d'une énergie renouvelable, celle de l'eau, avec des usines hydroélectriques accolées au barrage ou situées plus bas dans la vallée et alimentées par des conduites forcées.
- Créer des réserves d'eau pour l'alimentation en eau potable des villes. L'eau peut également être nécessaire pour des besoins industriels.
- Irriguer des zones agricoles ayant de gros besoins en eau lors des périodes sèches.

II. Pollution des eaux

II.1. Définition

Le terme « pollution » désigne la présence d'une substance au-delà d'un seuil pour lequel des effets négatifs sont susceptibles de se produire (**François, 2000**). La pollution ou la contamination de l'eau peut être définie comme la dégradation de celle-ci en modifiant ses propriétés physique, chimique et biologique; par des déversements, rejets, dépôts directs ou indirects de corps étrangers ou de matières indésirables telles que les microorganismes, les produits toxiques et les déchets industriels (**Tekfi, 2006**).

II.2. Différents sources de pollution

La pollution des eaux provient de quatre sources :

II.2.1. Naturelle

La pollution naturelle, liée aux surfaces non urbanisées et habitées est essentiellement due aux phénomènes d'érosion et au cycle naturel de la végétation. Les polluants issus des surfaces non urbanisées sont surtout des particules minérales, de la matière organique et des composés physico-chimiques (**Chocat, 1992**). Certains auteurs considèrent que divers phénomènes naturels sont aussi à l'origine de pollution par exemple, une éruption volcanique, un épanchement sous-marin d'hydrocarbures, le contact avec des filons géologiques (métaux lourds)(**Gaujous, 1995**).

II.2.2. Domestique

Les eaux domestiques se présentent comme un mélange complexe de matières non dissoutes, sous forme d'une solution aqueuse comporte des matières organiques et minérales. Les principaux composés organiques sont des graisses, des savons, des protéides et des glucides ainsi que leurs produits de décomposition. Ces composés proviennent en grande partie des excréments humains qui sont en nature et en quantité relativement constante avec une tendance vers un enrichissement en matières azotées et en graisse pour les niveaux de vie les plus élevés des populations concernées (**Guerene et Gamella, 1978**).

II.2.3. Agricole

Elle dépend de plusieurs types d'activités : agricoles, d'élevages et liée à l'habitat. L'agriculture est devenue une cause importante de pollution des sols et des eaux par suite de l'usage systématique des engrais chimiques et des pesticides (**Viala et Botta, 2005**).

Les engrais chimiques à des fortes doses peuvent agir sur le milieu récepteur soit par une pollution directe par la nocivité des produits (herbicides, pesticides, insecticides), soit indirectement par l'apport des sels nutritifs (**AESN, 2005**).

Certaines de ces pollutions ont un effet cumulatif et retardé (cas des nitrates dans les nappes phréatiques). Ce qui ne facilite pas l'étude de ces phénomènes et la lutte contre leurs effets (**Figure 03**) (**AFNOR, 1992**).



Figure 03: Utilisation des engrais dans l'agriculture (Source : www.fr.123rf.com).

II.2.4. Industrielle

Les industries, en particulier chimiques, métallurgiques et même électroniques, constituent une cause essentielle de la pollution des eaux (**Ramade, 1984**). Elle est caractérisée par une très grande diversité, selon l'utilisation de l'eau dans les processus (refroidissement, lavage, extraction, mise en solution...etc.) (**Gaujous, 1995**).

La pollution industrielle provient essentiellement des différentes industries existantes. Le degré et la nature de la pollution générée par ces rejets varient suivant la spécificité de chaque activité industrielle (**Figure 04**)(**AESN,2005**).



Figure 04: Pollution des eaux par les rejets industriels (Source :www.quebecscience.qc.ca).

Selon l'activité industrielle, on retrouve des pollutions diverses :

- Des matières organiques et des graisses provenant des abattoirs, industries agro- alimentaires.
- Des hydrocarbures issus des industries pétrolières, transports, etc.
- Des métaux provenant des traitements de surface, métallurgie, etc.

II.3. Différents types de pollution

On distingue plusieurs types de pollution :

II.3.1. Pollution physique

Elle est due aux agents physiques (tout élément solide entraîné par l'eau). Cette pollution modifie les caractéristiques physique de l'eau : la température, la turbidité, la conductivité, les matières en suspensions (**Farhi, 2001**).

a. Pollution thermique

La pollution thermique des eaux est due au rejet d'eaux chaudes par les circuits de refroidissement des centres électriques et installations industrielles, une hausse ou une baisse température peut affecter la qualité des l'eau et la vie aquatique (**Ramade, 2005**).

b. Pollution radioactive

La radioactivité a pour origine la transformation d'un corps simple en un autre avec émission d'un rayonnement, ces diverses radiations exercent un effet ionisant quand ils se produisent dans des cellules vivantes, et entraînent des transformations de la structure des molécules suivies d'effets somatiques ou génétiques (**Barbault, 2003**).

II.3.2. Pollution chimique

Cette forme de pollution issue de substances chimiques telles que les insecticides ou les pesticides où elles provoquent la dégradation de la qualité des eaux de surface (cours d'eau, lacs...) et celle des eaux souterraines (**Alpin, 1991**).

Actuellement, les industries chimiques continuent à synthétiser des milliers des substances chaque année. Plusieurs de ces produits sont spécifiquement conçus pour être toxiques et persistants (**Angel et al., 2007**).

Il existe deux types de pollution chimique :

a. Pollution organique

La pollution organique constitue la partie la plus importante, et comprend essentiellement des composés biodégradables. Ces composés sont de diverses origines (**Bechac et Boutin, 1984**).

➤ Pollution d'origine urbaine

- Les protides (les protéines) : une grande partie des compositions des organismes vivants est de nature protéique. Ces protéines subissent une décomposition chimique (hydrolyse) au contact avec l'eau en donnant des acides aminés.

-Les lipides : se sont des éléments rejetés généralement par les eaux domestiques telles que les graisses animales, et les huiles végétales. Leurs décomposition en milieu aérobie se traduit par une libération du CO₂, et en anaérobiose, il ya formation de CO₂ et CH₄.

-Les glucides : à l'état simple, il s'agit des sucres alimentaires, le glucose, à l'état complet donnant les polysaccharides (**Ezziane, 2007**).

➤ Pollution d'origine industrielle

Ce sont les produits organiques toxiques tels que les phénols, les aldéhydes, les composés azotés, les pesticides, les hydrocarbures et les détergents (**Bechac et Boutin., 1984**).

b. Pollution minérale

Il s'agit principalement d'effluents industriels contenant des substances minérales tel que : les sels, les nitrates, les chlorures, les phosphates, les ions métalliques, le chrome, le cuivre et le chlore.

Ces substances :

- Peuvent causer des problèmes sur l'organisme de l'individu.
- Perturbent l'activité bactérienne.
- Affectent sérieusement les cultures (**Bechac et Boutin, 1988**).

c. Pollution microbiologique

La pollution microbiologique des eaux se traduit par une forte contamination par des nombreux microorganismes, tels que bactéries et virus. Les polluants les plus inquiétants en terme de santé humaine sont les microorganismes pathogènes tels que les coliformes fécaux, les streptocoques fécaux, les salmonelles,...etc. (**Ramade, 2005**). Ces microorganismes nocifs peuvent générer des maladies graves dans les cas de contact ou d'ingestion de l'eau contaminée (**Paul, 1998**).

II.4. Conséquences de la pollution

La pollution des milieux aquatiques peut engendrer d'énormes conséquences touchant à tout ce qui est vivant.

II.4.1. Santé humaine

Les conséquences d'une pollution sur la santé de l'homme sont variables dans le temps en fonction de l'usage de l'eau. Par exemple, la pollution d'une nappe non exploitée n'a aucune conséquence sanitaire immédiate ; elle peut avoir longtemps après si on utilise cette eau pour l'alimentation en eau potable (**Gaujous, 1995**). Ce sont des conséquences prendre en priorité, elles peuvent être liées à l'ingestion d'eau, mais aussi au simple contact avec le milieu aquatique (cas de nombreux parasites). Le risque épidémiologique d'origine hydrique liée à l'homme, par diverses activités. Il contribue à la propagation des maladies à transmissions hydriques telles : le choléra, l'hépatite infectieuse, la fièvre paratyphoïde etc..... (**Balvato, 1984**).

II.4.2. Environnement

Les écosystèmes aquatiques sont constitués de communautés animales et végétales en équilibre avec leur milieu. Une modification de celui-ci est due à une pollution qui entraîne un changement des caractéristiques de ces communautés. Tout apport de matières organiques peut détruire l'équilibre biologique, la baisse de teneur en oxygène peut avoir des conséquences néfastes:

- Elle peut entraîner la mort des bactéries aérobies.
- Provoque la mort de nombreuses espèces.
- Elle peut créer une fermentation anaérobie avec augmentation de la température du milieu (pollution thermique) **(Figure 05)(Gaujous, 1995).**



Figure 05 : Mort des espèces dans les zones polluées (Source www.fr.123rf.com).

II.4.3. Esthétiques

La pollution de l'eau peut avoir un effet de perturbation de l'image d'un milieu (par exemple les sachets ou bouteilles plastiques rejetés dans un marigot, ou encore la couleur noirâtre de certaines eaux usées) **(Gaujous, 1995)**. Dans la plupart des cas sans réel danger pour le milieu (carcasses de véhicules abritant des populations animales qui sont beaucoup plus riches que le milieu environnant) **(AFNOR, 1992)**.

III. Biodégradation des polluants

III.1. Traitements des polluants

Les caractéristiques des eaux brutes sont extrêmement variées **(Boari, 1997)**. Il existe un certain nombre de procédés élémentaires destinés à les traiter. Les professionnels de l'eau peuvent combiner de différentes manières ces procédés, en fonction des cas spécifiques **(Roumieu et al., 2003)**.

III.1.1. Traitements physiques

Actuellement, les traitements physiques constituent la majorité des techniques mises en œuvre. Elles consistent à séparer et concentrer les polluants, sans les modifier ou les

détruire. Les procédés d'extraction, de lavage et de confinement sont les plus souvent utilisés (Scriban, 1999).

III.1.2. Traitements chimiques

Les traitements chimiques ont pour but de détruire les polluants ou de les transformer en une forme moins nocive pour l'environnement ; et ceci par l'intermédiaire de réactions chimiques se produisant entre le polluant et le réactif ajouté (Akmouci-Toumi, 2009).

III.1.3. Traitements biologiques

Certains micro-organismes (bactéries, champignons, levures) ont de grandes facultés de transformation métabolique et de décomposition des matières biodégradables (Menoret, 2001).

Ils peuvent être utilisés seuls ou en complément d'une autre technique. La décontamination par voie biologique consiste donc à stimuler un phénomène naturel pour en augmenter le rendement afin de détruire le polluant organique qui sera utilisé comme source de carbone (Colin, 2000).

III.2. Biodégradation

III.2.1. Définition

La biodégradation est l'ensemble des mécanismes de transformation d'un polluant (un composé organique métabolisable) en différents sous-produits moins nocives par l'action des microorganismes. Ce phénomène peut s'effectuer à n'importe quel milieu (sol, eau) (Lecomte, 1995). La biodégradation se réalise soit en conditions aérobies soit en conditions anaérobies (Kumar et Gopal, 2015).

III.2.2. Différents types

III.2.2.1. Biodégradation aérobie

Selon Zhenpeng et al.,(2002) la biodégradation aérobie d'une substance organique est le degré de modification physique et chimique que subit cette matière organique par les microorganismes en présence d'oxygène. Celle-ci peut être affectée par la modification de l'un des facteurs suivants (Figure 06) .

- Vitesse de dégradation des composés organiques.

- Quantité de l'oxygène consommée.
- Produits résultant de la dégradation.
- Activité microbienne.

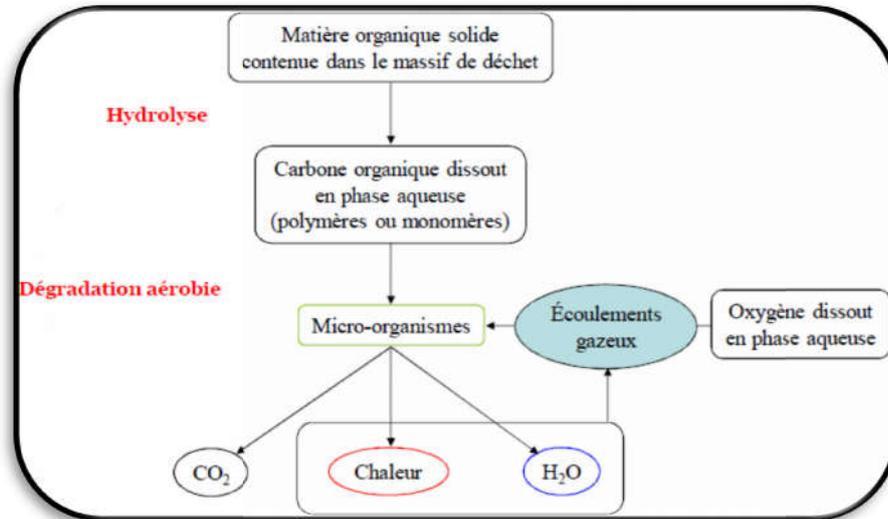


Figure 06 : Principe de la dégradation aérobie (Moletta, 2002).

III.2.2.2. Biodégradation anaérobie

La biodégradation anaérobie d'une substance organique est le degré de modification physique et chimique que subit cette matière organique par les microorganismes en conditions d'anaérobiose (Bouderhem, 2011).

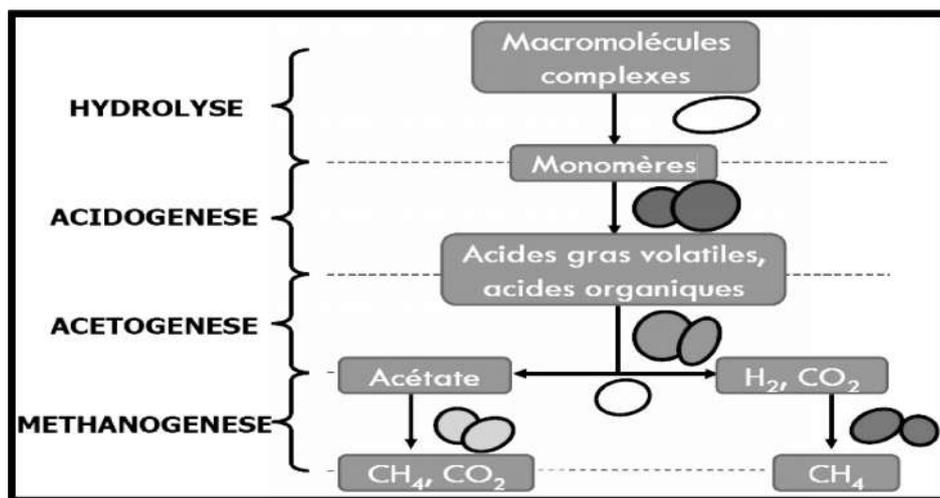


Figure 07: Principe de la digestion anaérobie (Moletta, 2002).

III.2.3. Action des microorganismes sur les polluants de l'eau

Les microorganismes jouent un rôle essentiel dans les cycles des nutriments et interagissent avec tous les organismes et rester à la base d'écosystèmes durables. Toute activité microbienne à savoir : oxydation, réduction, liaison, immobilisation, conversion ou transformation est réalisée à l'aide d'enzymes telles que les oxydases, les réductases, les oxygénases, etc., mais seulement quelques enzymes par leur fonction spécifique sont impliquées la dégradation des polluants organiques. Souvent, un seul microorganisme est incapable de traiter tous les réactions métaboliques pour dégrader un polluant, mais un groupe de microorganismes peut devenir capable d'effectuer toutes les réactions de biodégradation (Becker et *al*, 2010).

I. PRESENTATION DE LA ZONE D'ETUDE

I.1. Localisation du barrage

Le barrage Sidi M'Hamed Ben Taïba est situé dans la région de Ain Defla, à environ 15 Km au Nord-ouest de la région d'Ain Defla. Le site de barrage de SMBT se trouve sur l'oued Ebda immédiatement au sud de la confluence de deux oueds situés au nord : oued Ferhat et oued El-Had qui partent dans le bassin versant et s'étendent jusqu'aux montagnes de Djebel Boumaàd et Djebel Zaccar Gharbi (Figure 08) (www.soudoud-dzairr.com).

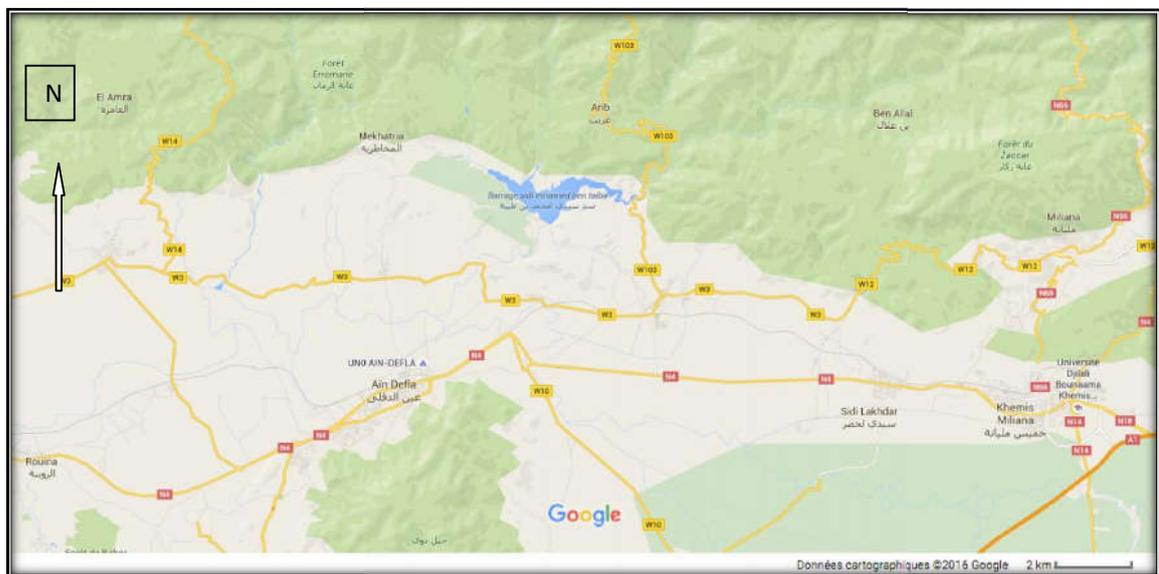


Figure 08 : Localisation du barrage Sidi M'Hamed Ben Taïba (Google Earth, 2019).

Le barrage SMBT est implanté dans une région à vocation agricole, dont l'habitation se situe en dehors de la cuvette de barrage, la construction du barrage permet de mobiliser un volume de 75 Million m³, le but d'aménagement est essentiellement la régularisation des apports de l'oued Ebda, en vue de satisfaire les besoins pour l'irrigation du périmètre de El Amra- Abadia, dont la superficie est de 8500 hectares, ainsi que le renforcement de l'alimentation en eau potable des localités de Ain Defla, Khemis Miliana et Sidi Lakhdar (www.soudoud-dzairr.com).

I.2. Présentation du barrage Sidi M'Hamed Ben Taïba

Cette morphologie est présentée par l'étude successive des caractéristiques de forme et de relief (Mesarat,2009). Les différences très grandes dans les perméabilités des alluvions présentes sur les zones d'emprunt d'oued el Had et oued Ebda ont dicté de mettre en place les alluvions les plus perméables (oued Ebda) dans la recharge amont et celles, moins perméables (Oued el Had) dans la recharge aval (Figure 09).



Figure 09 : Situation satellitaire du barrage Sidi M'Hamed Ben Taïba (Google Earth, 2019).

Les qualités médiocres des terrains de fondation et la séismicité élevée de la région ont rendu nécessaire le recours à une structure massive, de faible hauteur immergée, en mesure de supporter sans dommages les effets du séisme de projet. La morphologie de la rive gauche ne permet pas l'implantation d'un seuil déversant frontal de dimensions suffisantes pour permettre le passage du débit de la crue de projet. Le choix a donc été fait de réaliser un seuil latéral courbe, de longueur développée égale à 100 m. Les paramètres morpho-métrique jouent un rôle prépondérant dans la répartition des eaux à l'échelle d'un bassin versant (Mesarat,2009).

I.3. Fiche technique du barrage Sidi M'Hamed Ben Taïba

Les caractéristiques du barrage de Sidi M'Hamed Ben Taïba et celles de son bassin versant sont présentées dans le tableau 03 (ONID, 2016 ; ADE,2016 ;ANBT,2016).

Tableau 03 : Fiche technique du barrage SMBT.

Date mise en service	2005
Superficie du bassin versant	194 Km ²
Apport moyen interannuelle du bassin versant	49 Hm ³ contre 29 Hm ³ Estimé par l'ABH
La capacité du barrage	75 Hm ³
Volume régularisé	56 Hm ³ /an
Apport moyen annuel	76 Hm ³
Précipitation moyenne annuelle	938 mm
Volume annuel des apports solides	330000 m
Crue probable de projet	2647m/s

I.4.Distribution

Alimentation en eau potable des villes de Ain Delta, Mekhatria, Arib, Khemis Miliana, Sidi Lakhdar, avec un volume de 35,6 Hm³ et il renforcera aussi l'irrigation du périmètre de Amra et Abadia avec un volume de 37,5 Hm³ (ONID, 2016 ; ADE, 2016; ANBT, 2016).

I.5. Présentation de la station de traitement

La station de Sidi M'Hamed Ben Taïba est prévue pour traiter un débit moyen de 1800 m³/h. La qualité de l'eau traitée doit respecter les normes de l'OMS.

Les principales étapes de traitement sont (Figure 10) (ONID ,2016 ; ADE, 2016 ; ANBT, 2016) :

- Admission de l'eau brute dans l'ouvrage équipé d'une vanne de sécurité.
- Aération des eaux brutes et injection de sulfate d'alumine (AL₂ (SO₄)₃), de permanganate de potassium (KMnO₄) et l'acide sulfurique (H₂ SO₄).
- Dosage de polyélectrolytes.
- Coagulation .

- Floculation.
- Décantation.
- Filtration par 04 filtres à sable.
- Désinfection par chlore.

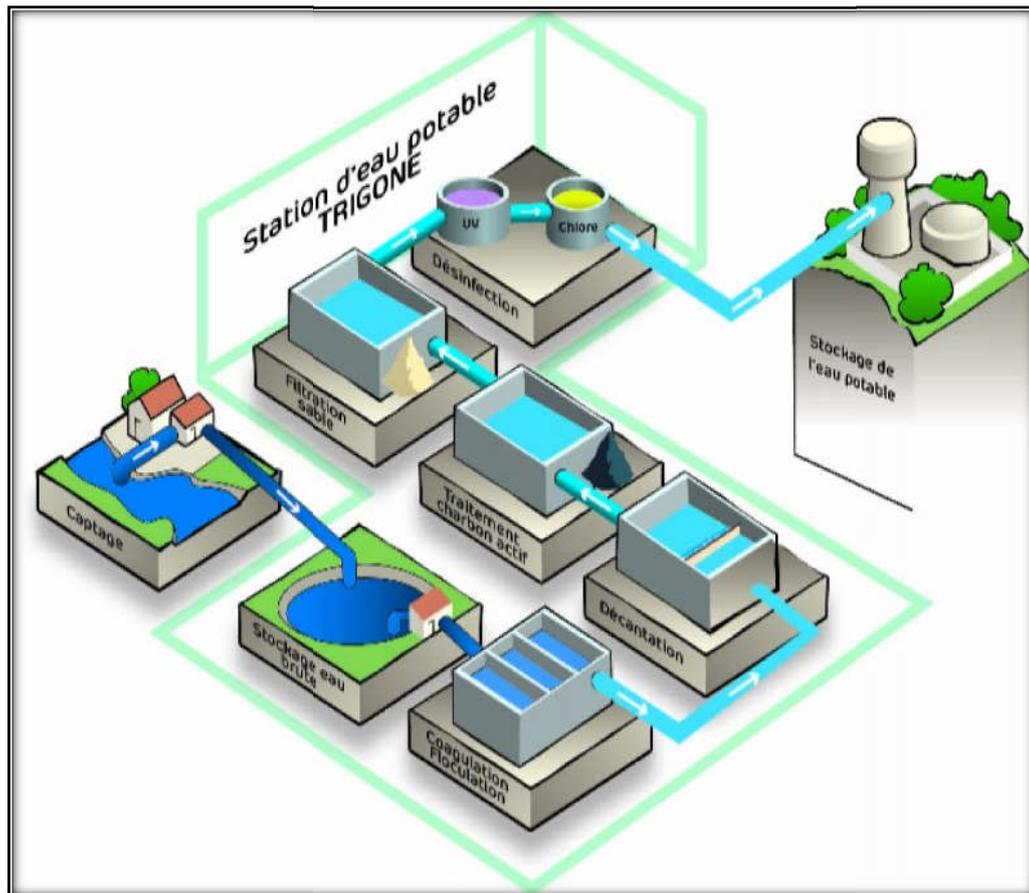


Figure 10 : Schéma représentatif des étapes de traitement de l'eau potable.

I.6. Situation climatologique

La zone d'étude présente un climat méditerranéen semi-aride et un écart de température de 20°C entre les températures du mois de janvier et celle d'août. L'été s'étend sur environ 5 à 6 mois avec des masses d'air chaud à partir du mois de mai. La pluviométrie reste variable et atteint 870mm en moyenne par année. Une série d'étages climatiques qui va du subaride au fond de la vallée au subhumide sur les reliefs.

I.7. Description du laboratoire

Le laboratoire d'analyse se trouve au sein de bâtiment dans la station de traitement de l'eau potable de Arib .Il est composé de deux chambres, l'une pour les analyses physico-chimiques et l'autre pour effectuer les analyses bactériologiques principalement : pH , température, conductivité, Ca^{2+} , Mg^{2+} , Cl^{-} , Coliformes , Streptocoques, *Clostridium*.

II. Technique d'échantillonnage et mode de prélèvement

Notre étude est faite durant la période de 24 mars jusqu'à 24 mai. Elle consiste à effectuer des analyses physico- chimiques et bactériologiques de l'eau de barrage SMBT de Arib.

Les points de prélèvement ont été choisis de manière que l'échantillon doit être représentatif. Nous avons fait un échantillonnage à trois niveaux.

Tableau 04 : Les différents points obtenus de prélèvement.

Date	Profondeur
15/04/2019	surface
15/04/2019	15 m
06/05/2019	30m

II.1. Technique d'échantillonnage

La première étape pour s'assurer que les techniques d'échantillonnage employées sont appropriées pour donner au personnel une formation adaptée aux conditions d'échantillonnage qu'il est susceptible de connaître.

A/ Prélèvement de surface

Les échantillons prélevés en surface peuvent être recueillis en tenant la bouteille de prélèvement et en la plongeant dans l'eau jusqu'à ce qu'elle soit entièrement immergée, selon les procédures normalisées. Cette méthode d'échantillonnage manuel est le moyen le plus facile pour recueillir un échantillon d'eau **(RESE-Nord,2005)**.

B/ Prélèvement en profondeur

Utiliser une bouteille d'échantillonnage de 1.7 litres (KC DenmarkA/S) seulement pour les sites d'échantillonnage à plus de 2 m de profondeur selon les étapes suivantes :

- Vérifier que l'échantillonneur fonctionne correctement.
- Entreposer l'échantillonneur en position d'ouverture, dans un endroit propre.
- Étalonner la corde de l'échantillonneur et y faire une marque à partir du milieu du tuyau de l'échantillonneur afin d'obtenir les profondeurs d'échantillonnage exactes.
- Vérifier que la bouteille de prélèvement est propre (rincer les bouteilles à trois reprises si elles ne sont pas prélavées) et ouvrir l'échantillonneur en soulevant les embouts.
- Régler le mécanisme de bascule et faire descendre l'échantillonneur jusqu'à la profondeur désirée.
- Envoyer le message vers le bas pour déclencher le mécanisme de bascule qui entraîne l'obturation par les embouts.
- Remonter l'échantillonneur à la surface.
- Laisser passer un petit volume d'eau dans le tuyau de sortie afin de rincer le robinet de vidange. vider les échantillons pour l'analyse dans les bouteilles.
- Retirer lentement le tuyau pour éviter toute pénétration d'air et fermer.
- Continuer de transférer l'eau échantillonnée de la bouteille aux flacons d'échantillon individuels à l'aide du robinet de vidange **(ISO ,2008a).(figure 11)** .

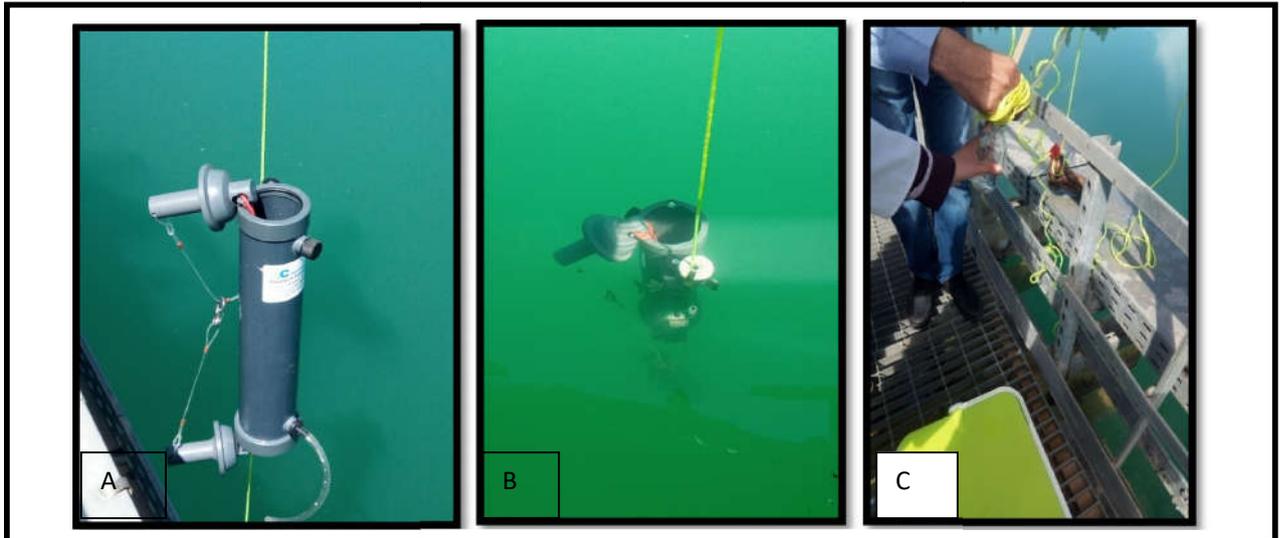


Figure11 : Différentes disposition de bouteille d'échantillonnage lors de prélèvement (original).

II.2. Mode de prélèvement

L'échantillon d'eau est recueillis dans des flacons en plastique de 250 ml bien nettoyés pour l'analyse physico-chimique, et des flacons en verre rincés à l'eau distillée , bien bouchés et stérilisés à l'autoclave à 120°C pendant 1 heure pour l'analyse bactériologique .

Les principaux renseignements à fournir pour une analyse d'eau sont les suivantes :

- 1) Date et heure du prélèvement.
- 2) Origine de l'eau (source, puits, forage, rivière, lac, barrage, citerne, etc.).
- 3) Type d'analyse (physique ou bactériologique).
- 4) La profondeur.
- 5) Météorologiques du moment (précipitation, vent, pression atmosphérique)(Rodier, 2009).

II.3. Transport et conservation des échantillons

Pour assurer la fiabilité des résultats, le transport d'échantillon depuis le moment de prélèvement jusqu'à leur arrivée au laboratoire ne doit pas dépasser les 24 heures, le transport est effectué dans une glacière à 4 °C.

Parfois, il faut ajouter des agents chimiques conservateurs (tableau 05) afin d'éviter certaines transformations lors de transport (**Rodier, 2009**).

Tableau 05: Types de récipients appropriés aux différents paramètres à étudier (**Rodier, 2009**).

Caractéristique ou élément analysé	Récipient	Conservateur utilisé	Volume minimum du prélèvement (ml)	Température de conservation (°C)	Effectuer la mesure avant	Méthode d'analyse
Couleur	V	0	500	4	24h	Visuellement
Odeur	V	0	500	4	24h	Sensation au nez
Température	/	/	/	/	/	Thermomètre
pH	P ou V	Mesure in situ de préférence	/	4	24h	pH mètre
Conductivité	P ou V	Mesure in situ de préférence	100	4	48h	Conductimètre
Turbidité	P ou V	/	100	4	24h	Turbidimètre
Résidu sec	P ou V	/	4	4	24h	Gravimétrie
Oxygène dissous	VB	/				Oxymétrie
TA-TAC-TH	P ou v	Mesure in situ de préférence	200	4	24h	Volumétrie
Chlore	P ou v	/	/	4	48h	Colorimétrie
Ammonium nitrate	P ou v	Acide sulfurique	/	4	48h	Colorimétrie
Nitrite	P ou v	0	/	4	48h	Colorimétrie
Phosphate	P ou v	0	100	4	48h	Colorimétrie
DCO	P ou v	Acide sulfurique	100	4	24h	Dichromate de potassium

DBO5	P ou v	0	1000	4	24h	DBO mètre (manomètres)
Coliformes totaux	P ou v	Lacons stériles (en présence d'une eau traitée)	250	4	24h	Membrane filtrante
Coliformes fécaux	P ou v	Par un oxydants, ajouter avant stérilisation 5 gouttes	250	4	24h	Membrane filtrante
Streptocoques fécaux	P ou v	Une solution de thiosulfate de sodium a 10%	250	4	24h	Membrane filtrante

V : Verre

P : Plastique

III. Analyses et modes opératoires

Les analyses doivent être faites le plutôt possible après le prélèvement pour permettre d'avoir des résultats plus fiables, une eau potable doit présenter des certains caractères physico- chimiques et répondre à certaines critères essentielles (incolor, inodore ...etc.).L'OMS a édicté des normes internationales pour l'eau de consommation **(Khadraoui et Taleb ,2008).**

III.1. Paramètres organoleptiques

L'analyse des caractères organoleptiques qui ont été effectuées pour les échantillons d'eau a permis d'examiner :

a- La couleur : L'eau potable doit être claire et incolore, le changement de couleur d'une eau peut être le premier signe d'un problème de qualité. Dans un échantillon d'eau l'intensité relative d'une couleur est analysée à l'aide d'une échelle arbitraire composée d'unité de couleur vraie **(Khadraoui et Taleb ,2008).**

b-Gout et odeur : Les eaux de consommation doivent posséder un gout et une odeur non désagréable. Ces deux propriétés, purement organoleptiques, il n'existe pas aucun appareil pour la mesurer (Rodier, 2005).

III.2. Paramètre physico-chimiques

III.2.1. Paramètres in situ

Un certain nombre de paramètre physico-chimiques de l'eau ne peuvent être mesurés que sur terrain car les valeurs peuvent évoluer très rapidement dans les échantillons prélevés. Ce sont principalement :

III.2.1.1. Température

La mesure de la température de l'eau est réalisée à l'aide d'un appareil électrométrique (un thermomètre), selon les étapes suivantes (Edline ,1996):

- La température de l'eau sera prise en même temps que le prélèvement de l'échantillon.
- Introduire l'électrode de thermomètre dans l'eau analysée.
- Laisser le thermomètre pendant une durée suffisante pour que la valeur affichée soit stabilisée.

III.2.1.2. Potentiel d'hydrogène (pH)

Le pH est constitué un indice exprimant l'acidité ou l'alcalinité, il joue un rôle primordial dans les propriétés physico-chimiques et dans le processus biologiques (Trifi, 2012).

Le pH de l'eau mesure la concentration des protons H^+ contenus dans l'eau en utilisant le pH-mètre. Il résume la stabilité de l'équilibre établit entre les différentes formes de l'acidité carbonique.

- l'électrode de pH-mètre est rincée par l'eau distillée puis plongée dans l'échantillon en laissant l'appareil se stabilise, on note la valeur affichée (NA 751).

III.2.1.3. Conductivité

Elle sert à mesurer la quantité des sels dissous qui est représentée par la conductivité électrique. Elle dépend de la concentration, nature des ions, de la température et la viscosité de la solution.

La conductivité est exprimée en siemens par mètre (S/m) ou micro siemens par centimètre $\mu\text{S}/\text{cm}$.

La méthode de mesure de la conductivité est :

- On utilise pour la mesure de la conductivité le multi-paramètre.
- Brancher l'électrode correspondant à la mesure, puis rincer avec l'eau distillée puis avec l'échantillon.
- Emerger l'électrode dans le bécher contenant l'échantillon.
- Laisser l'appareil se stabiliser et noter la valeur de la conductivité (**NA 749**).

III.2.1.4. Oxygène dissous

Les concentrations en oxygène dissous, constituent avec les valeurs de pH, l'un des plus importants paramètres de qualité des eaux pour la vie aquatique (**Merabet, 2010**). On note le taux d'oxygène dissous en mg/l après l'introduction directe de l'électrode d'oxymétrie (HACH USA), dans le flacon d'échantillon.

III.2.1.5. Turbidité

La turbidité d'une eau est causée par des matières non dissoutes (limon, argile, algue, grain de silice, etc...). L'appareil employé est le turbidimètre (WTW). La longueur d'onde de la radiation incidente est de 860 nm comme recommandé dans la méthode **ISO 7027**. Les résultats sont exprimés en NTU (Nephelometric Turbidity Units).

Leur détermination s'effectue selon les étapes suivantes :

- Mettre en marche le turbidimètre.
- Agiter l'échantillon à analyser et remplir la cuve.
- Essuyer la cuve avec papier absorbant.

- Introduire la cuve dans son emplacement dans l'appareil et fermer le couvercle.
- Noter la valeur maximale affichée (**ISO 7027**).

III.2.2. Paramètres mesurés au laboratoire

Les échantillons sont soumis à une série d'analyses qui permettent d'apprécier la qualité de l'eau brute et de mesurer leur degré de pollution. Nous intéressons principalement dans la STEP à la détermination de la pollution par l'estimation des paramètres : demande biologique en oxygène pendant 5 jours (DBO5), nitrate, nitrite, matière organique ...etc. (**Edline, 1996**).

III.2.2.1. Demande biologique en oxygène(DBO5)

LaDBO5 permet de mesurer la quantité d'oxygène consommée et qui est induite par la production de CO₂ absorbé par un pie à soude crient. Il est considéré que la DBO mesure la pollution dégradable par les micro-organismes (**Rejseck, 2002**).

Elle peut être mesurée sur 5 jours d'incubation (DBO 5) comme suite :

- Remplir un flacon brun en verre par un volume de 250ml d'eau à analyser contenant un barreau magnétique.
- Ajouter les réactifs : pastilles de soude (NaOH) ou un sachet de lithium hydroxyde dans un bouchon à manchon en caoutchouc dans le goulot de la bouteille.
- Fermer les flacons par les têtes et mettre à 0.
- La température est équilibrée et réglée à 20°C.
- Les échantillons sont incubés à l'obscurité dans une armoire thermorégulatrice fermée à clé pendant cinq jours.
- Les résultats sont affichés sur la tête de chaque flacon (**Edline, 1996**).

III.2.2.2. Calcium et magnésium

Les ions de calcium et magnésium sont titrés avec une solution aqueuse de l'EDTA. En utilisant le réactif de muréxide pour le titrage de calcium le NET et pour le titrage de magnésium (**ISO 6059**).

Le dosage de calcium et magnésium se fait comme suit :

- (V₁) Ca²⁺ :
- Prendre 50 ml d'eau à analyser.
 - Ajouter 2 ml de NaOH à 2 N.
 - Ajouter du Murexide.
 - Et titrer avec l'E.D.T.A jusqu'au virage violet.

- (V₂) Ca²⁺Mg²⁺ :
- Prendre 50 ml d'eau à analyser.
 - Ajouter 2 ml de NH₄OH .
 - Ajouter le Noir Eriochrome (NET).
 - Et titrer avec l'E.D.T.A jusqu'au virage bleu.

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

$$[\text{Ca}^{2+}] \text{ en mg/l} = (\text{V}_1 \times \text{N}_{\text{EDTA}} \times \text{F} \times \text{M}_{\text{Ca}^{2+}} \times 1000) / \text{P.E}$$

- Où :
- V₁** : Volume d'EDTA nécessaire pour une concentration donnée.
 - C** : Concentration molaire d'EDTA (0,01 M/l).
 - M_{ca}²⁺** : Masse molaire du calcium en g.
 - P.E** : Prise d'essai (volume de l'échantillon nécessaire pour ce dosage).
 - F** : Facteur de dilution.

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

$$\text{Mg}^{2+} = (\text{V}_2 - \text{V}_1) \times (\text{N}_{\text{EDTA}} \times \text{F} \times \text{M}_{\text{Mg}^{2+}} \times 1000) / \text{P.E}$$

D'où :

- V₂**: Volume total d'E.D.T.A
- V₁** : Volume d'EDTA nécessaire pour une concentration donnée.
- C** : Concentration molaire d'EDTA (0,01 M/l).
- M_{Mg}²⁺** : Masse molaire du Magnésium en g.

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

F : Facteur de dilution (**ISO 6059**).

III.2.2.3. Chlorures (Cl⁻)

Les ions de chlorures réagissent avec des ions d'argent pour former du chlorure d'argent (brun-rouge) qui précipite quantitativement avec des ions chromates (**ISO 9297**).



La méthode de dosage de chlore est la suivante:

- Prendre 5 ml d'eau à analyser.
- Ajouter 2 gouttes de K₂CrO₄ (coloration jaunâtre).
- Titrer avec AgNO₃ jusqu'à coloration brun rougeâtre.

Les résultats sont exprimés selon la réaction suivante :

$$[\text{Cl}] \text{ en mg/l} = (\text{VAgNO}_3 \times \text{NAgNO}_3 \times \text{MCl}^- \times 1000) / \text{PE}$$

VAgNO₃ : Volume d'AgNO₃ nécessaire pour le dosage de l'échantillon.

NAgNO₃ : Normalité d'AgNO₃.

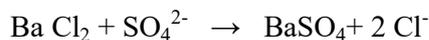
MCl⁻ : Masse molaire des chlorures.

F : Facteur de correction du titre d'Ag NO₃.

PE : Prise d'essai.

III.2.2.4.Sulfates(SO₄²⁻)

Les ions sulfatés sont précipités et passés à l'état de sulfate de baryum en présence de Ba Cl₂, selon la réaction suivante :



La détermination des ions de sulfates se fait comme suit :

- Prendre 10 ml d'eau à analyser puis compléter à 50 ml d'eau distillée.
- Ajouter 1 ml de HCl.
- Ajouter 5 ml de chlorure de baryum.
- Agiter pendant 1 mn.
- Laisser pendant 15mn.

Lire les résultats exprimés par mg/l avec une longueur d'onde de 420nm(Rodier, 1997).

III.2.2.5. Alcalinité (HCO_3^-)

L'alcalinité d'une eau correspond à la présence des bicarbonates, carbonates et hydroxydes. La détermination des volumes successifs d'acide fort en solution diluée nécessaire pour neutraliser, aux niveaux de pH = 8.3 et 4.3, le volume d'eau à analyser. Elle est déterminée comme suit :

- Prendre 100 ml d'eau à analyser.
- Noter le pH.
- Titrer avec HCl jusqu'à obtention d'un pH de 4,3.

Les résultats sont exprimés selon l'équation suivante :

$$(\text{HCO}_3^-) \text{ mg/l} = (\text{V}_A \times \text{N}_A \times \text{M HCO}_3^- \times 1000) / \text{P.E}$$

V_A : Volume d'acide versé.

N_A : Normalité d'acide versé.

MHCO_3^- : Masse des bicarbonates (HCO_3^-).

P.E : Prise d'essai (Rodier et al. 2005).

III .2.2.6. Azote ammoniacal (NH_4^+)

Les ions d'ammonium réagissent avec les ions salicylate et hypochlorite pour former un composé bleu détecté au spectrométrie à environ 655nm (ISO 7150). Leur détermination est comme suit :

- Prendre 40 ml d'eau à analyser.
- Ajouter 4 ml du LCK 303.
- Ajouter 4 ml du LCK 305.
- Ajuster à 50 ml avec l'eau distillée et attendre 1. 30h.
- Remplir l'échantillon dans la cuve.
- Les résultats en ml/l sont affichés sur spectrophotomètre à $\lambda=655$ nm (ISO 7150).

III.2.2.7. Nitrites (NO_2^-)

Les nitrites réagissent avec le Sulfanilamide pour former un composé diazoïque qui, après copulation avec le N1 Naphtyléthylène diamine dichloride donne naissance à une coloration rose mesurée à 543nm. Leur détermination est selon les étapes suivantes :

- Prendre 50 ml d'eau à analyser.
- Ajouter 1 ml du réactif mixte (Acide phosphorique N-1- Naphtyle éthylène diamine).
- Laisser pendant 10mn.
- L'apparition de la coloration rose indique la présence des NO_2^- .
- Lire le résultat directement en mg/l au le spectrophotomètre à $\lambda=543$ nm (**ISO 6777**).

III.2.2.8. Nitrates (NO_3^-)

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

Le dosage de nitrate s'effectue selon les étapes suivantes :

- Prendre 10 ml de l'échantillon à analyser.
- Ajouter 2 à 3 gouttes de NaOH.
- Ajouter 1 ml de salicylate de sodium.
- Evaporer à sec à l'étuve 75 - 80° C.
- Laisser refroidir.
- Reprendre le résidu avec 2 ml. H_2SO_4
- Laisser reposer 10 mn.
- Ajouter 15 ml d'eau distillée.
- Ajouter 15 ml de tartrate double de sodium et de potassium
- Lire les résultats directement en mg/l au spectrophotomètre à 420 nm (**Rodier ,1978**).

III.2.9. Phosphates (PO_4^{3-})

Le principe de la méthode consiste à mettre en réaction d'oxydoréduction le molybdate d'ammonium, le tartrate double d'antimoine et de potassium par l'acide ascorbique

.Le complexe formé est coloré en bleu qui présente deux valeurs maximales d'absorption l'une vers 700 nm, l'autre plus importante à 880 nm.

La méthode de mesure des ions phosphatés est :

- Prendre 40 ml d'eau à analyser.
- Ajouter 1 ml acide ascorbique
- Ajouter 2 ml du réactif mixte.
- Attendre 10mn le développement de la couleur bleu.
- Lire le résultat directement en mg/l au spectrophotomètre (**ISO 6878**).

III.2.2.10. Matières organiques

Les matières organiques sont dissoutes dans toutes les eaux et même si elles existent seulement sous forme de traces, leur teneur indique une charge d'eau en matière polluante. (**Degremonts ,2005**).Sa détermination consiste à :

- Transférer à l'aide d'une pipette 100 ml d'échantillon dans un bécher.
- Ajouter 20 ml d'acide sulfurique et mélanger en agitant doucement.
- Placer le bécher sur une plaque chauffante et porter à ébullition.
- Ajouter 20ml de solution de permanganate de potassium.
- Laisser réagir 10mn
- Titrer pendant que la solution est encore chaude, avec la solution titrant de permanganate de potassium jusqu'à une coloration rose pâle persistant environ 30s.
- Noter le volume.

IV. Paramètres bactériologiques

Les paramètres bactériologiques consistent à la recherche des indicateurs de contamination principalement sont les suivants :

- Germes aérobies mésophiles totaux à 22 C° et 37°C.
- Coliformes totaux à 37°C et Coliformes fécaux à 44 °C.
- Spores aérobies sulfite-réducteurs à 37°C.
- Streptocoques fécaux à 37°C.

Il existe deux méthodes utilisées pour l'analyse bactériologique :

1. Dénombrement sur membrane filtrante

Le dénombrement est basé sur la filtration de l'échantillon d'eau à travers une membrane filtrante de 0.45 µm de diamètre.

2. Dénombrement sur milieu liquide

Il consiste à ensemencer de l'échantillon sur bouillon liquide (Rodier, 2009).

Tableau06 : Avantages et inconvénients de la technique de filtration et la méthode de NPP.

	Méthode par filtration	Méthode de NPP
Avantages	-Facteur temps : rapide -Economique -Exactitude des résultats	-Fiable -Eau chargée
Inconvénients	Investissent de départ : couteux	Aléatoire

IV.1. Recherche et démembrement des germes mésophiles totaux

Selon NA 763, ISO 6222, la recherche et le dénombrement des germes mésophiles totaux se réalise à deux températures différentes : 22°C et 37°C, parce qu'il y a des bactéries psychrophiles et des bactéries mésophiles, dont :

Préparation des dilutions décimales:

- Préparer des tubes à essais contenant chacun 9 ml d'eau physiologique stérile.
- Prélever 1 ml de la solution mère et ajouter dans le premier tube (10^{-1}).
- Prélever ensuite 1 ml puis transférer dans le deuxième tube (10^{-2}), et ainsi de suit.
- Préparer deux séries de boites.
- Etiqueter les boîtes de Pétri correspond aux dilutions puis couler la gélose PCA.
- Prélever 1 ml de SM et ensemencer sur la boîte.
- Prélever 1 ml de chaque dilution et ensemencer sur les boites correspondant.
- Former un râteau avec la pipette Pasteur et étaler le volume ensemencé.
- Retourner les boîtes et incuber dans l'étuve une série à 37°C et l'autre à 22°C pendant 48h à 72h.

-Compter les colonies présentes dans chaque boîte, et noter les caractères morphologiques de chaque colonie (AFNOR EN ISO, 1999).

IV.2.1. Recherche et dénombrement des coliformes et *Escherichia coli* par méthode de filtration

Les coliformes sont des bacilles à Gram négatifs, aérobies ou anaérobies facultatif, non sporulés, ne possédant pas d'oxydase, capables de fermenter le lactose avec production d'acide et de gaz pendant 24 à 48 heures à une température de 37°C. Les coliformes thermo tolérants ont les mêmes propriétés que les coliformes mais avec une température de croissance allant jusqu'à 44°C (ISO 9308-1).

La recherche des coliformes se fait comme suit :

- Flamber la rampe de filtration avec bec bunsen.
- Laisser l'entonnoir se refroidir.
- Couler la gélose Tergitol avec leur réactif dans les boîtes.
- Préparer deux séries des boîtes et étiqueter (coliformes totaux et coliformes fécaux)
- Flamber la pince à la flamme 2 à 3 secondes.
- Prendre une membrane stérile de porosité 0,45 µm
- Déposer la membrane sur le support de filtration refroidi.
- Agiter l'échantillon à analyser et flamber légèrement la partie supérieure de flacon.
- Verser l'eau à analyser dans l'entonnoir jusqu'à 100 ml.
- Ouvrir le robinet du support, laisser aspirer entièrement.
- Prélever la membrane avec un pince stérile.
- Déposer la membrane sur le milieu sélectif (gélose lactosée au Tergitol et au T.T.C.)
- Incubation à 37°C pour la recherche des coliformes totaux et à 44 °C pour les coliformes fécaux pendant 24 à 48 h, le couvercle vers le bas.
- Après l'incubation, la lecture des boîtes consiste à noter juste les colonies petites, lisses légèrement bombées à contours réguliers et pigmentés en jaune orangé ou en jaune (lactose positive) (NF EN ISO 7218 2007-10).
- La confirmation base sur les tests suivants :

a- Test à l'oxydase

- Repiquer sur gélose TSA 5 à 10 colonies.

-Incuber à 37°C pendant 24 heures.

- Après l'incubation déposer une colonie caractéristique sur un disque d'oxydase (Tétraméthyl-p-phénylène diamine), la réaction positive immédiate se traduit par un virage au bleu violet foncé.

b-Test de confirmation d'*E coli*

- Ensemencer une colonie pure sur le milieu Schubert et incuber à 44°C pendant 24h.

-Après l'incubation, si on observe un trouble sur le milieu avec le dégagement de gaz ajoute le réactif de Kovacs.

-la formation d'un anneau rouge sur la surface de milieu Schubert immédiatement indique la présence de bactérie *Escherichia coli* (NF EN ISO 899).

IV.2.2. Recherche et dénombrement des coliformes et *E. coli* thermotolérant en milieu liquide

A/ Test de présomption en milieu BCPL+cloche de Durham

-Préparer 2 types de milieu BCPL double concentration et simple concentration.

-Préparer les dilutions décimales de SM jusqu'à 10⁻⁵.

-Noter que chaque dilution prendre 3 tubes de BCPL.

-Prélever 1 ml de l'eau analysée et ajouter dans le BCPL simple concentration (3 répétitions).

-Prélever 0.1 ml de l'eau analysée et ajouter dans le BCPL simple concentration (3 répétitions).

-Prélever 10 ml de l'eau analysée et ajouter dans le BCPL de double concentration (3 répétitions).

-Chasser le gaz présent dans les cloches avant l'incubation.

-Incuber à 37°C pendant 24 à 48 h.

-La lecture des coliformes totaux à 37°C (aspect de tube de milieu BCPL+cloche de Durham positif lorsque on trouve une acidification du milieu avec la présence de gaz).

-Noter le nombre de tube positifs et se référer à la table de NPP (Figure 12) (NF T90-413).

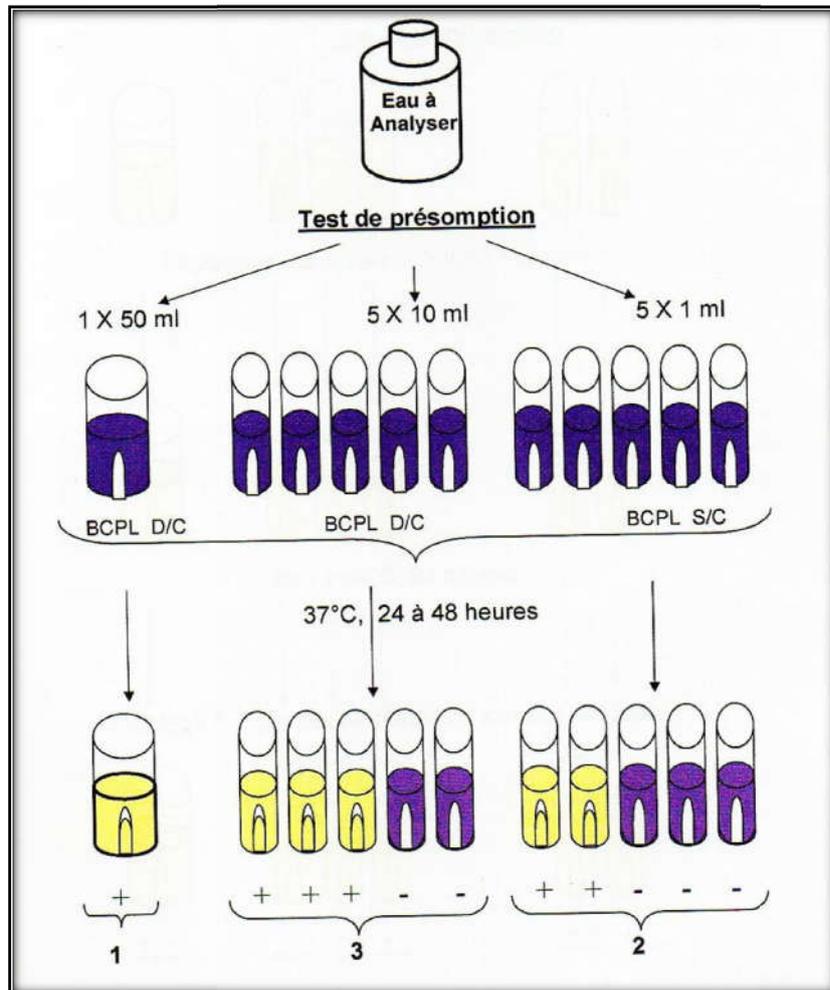


Figure 12 : Recherche et dénombrement des coliformes dans l'eau (test de présomption).

B/ Test de confirmation en milieu Schubert+cloche de Durham

-Repiquer chaque tube positif de BCPL (5 à 6 gouttes) sur un tube de milieu Schubert+cloche (changer la pipette Pasteur pour chaque tube contient une cloche).

-Incuber 24h à 44°C.

-Lecture du milieu Schubert : voir une trouble dans le milieu Schubert et le dégagement de gaz dans la cloche.

-Ajouter le réactif de Kovacs et voir la formation d'un anneau rouge.

-Noter le nombre de tubes de Schubert positifs pour chaque série (**Figure 13**) (NF T90-413).

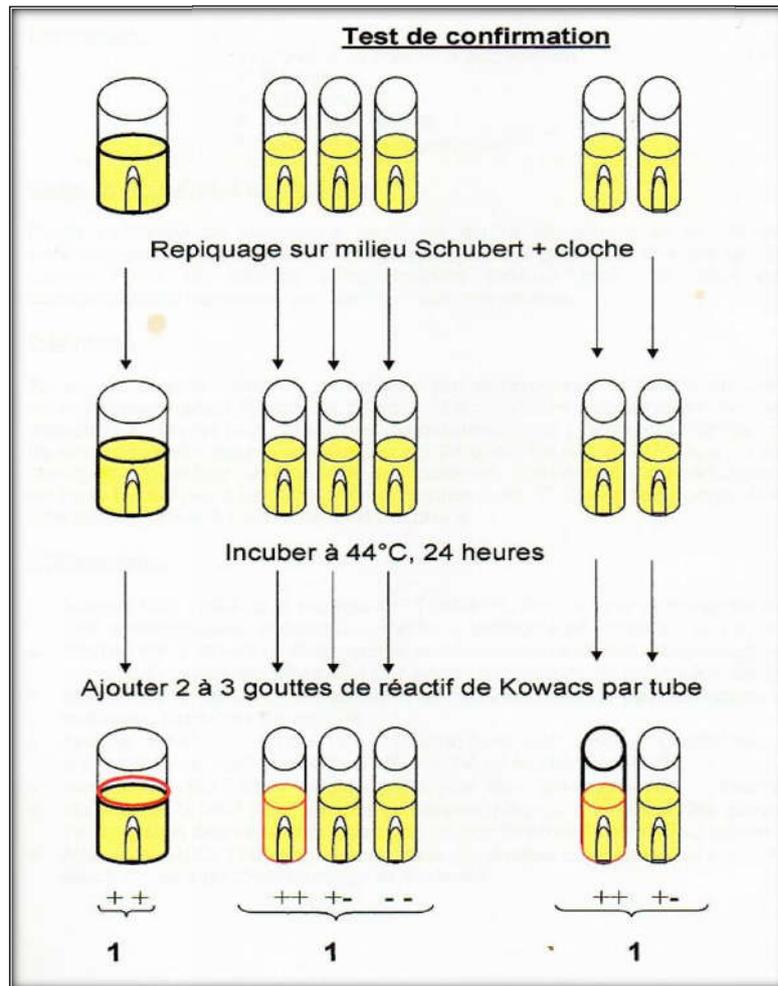


Figure 13 : Recherche et dénombrement des coliformes dans l'eau (test de confirmation).

IV.3. Recherche et dénombrement des spores de bactéries anaérobies sulfito-réductrices par méthode de filtration sur membrane

Les anaérobies sulfito-réducteurs se présentent sous forme de bactéries Gram⁺, se développent entre 24 à 48 heures sur une gélose viande foie. Les spores des ASR constituent généralement des indices de contamination ancienne.

Le dénombrement des spores de *Clostridium* est réalisé selon les étapes suivantes :

- Mettre un flacon de l'eau à analyser dans un bain marie à température de 80°C pendant 8 à 10 minutes, dans le but de détruire tous les formes végétatives des ASR.
- Après chauffage refroidir immédiatement le flacon sous l'eau de robinet.
- Préparer 4 tubes, puis verser dans chaque tube 5ml d'eau à analyser.
- Ajouter environ 18 à 20 ml de gélose viande foie.

- Mélanger doucement le milieu et l'inoculum.
- Laisser solidifier sur paillasse pendant 30 minutes environ, puis incuber à 37°C, pendant 24 à 48 heures.
- Compter les colonies noires retrouvées dans les tubes, puis faire une deuxième lecture après 48h (NF EN 26461-2 ISO6461-2).

IV.4. Recherche des streptocoques par la méthode de filtration

Les streptocoques sont des coques à Gram négatifs se représentent en chaînette plus ou moins longues, leur présence dans l'eau est un indice de contamination.

Leur détermination se fait selon les étapes suivantes :

- Filtrer l'échantillon sur la rampe de filtration en traversant la membrane.
- Récupérer la membrane sur une boîte de milieu de Slanetz et Bartley.
- Incuber pendant 48 heures à 37°C.
- Compter alors toutes les colonies rouges, violettes ou roses visibles sur la boîte (réduction du TTC).

Pour bien confirmé la présence des streptocoques, repiquer les colonies suspectes (ou de transférer la membrane) sur BEA. Lecture après 2 heures des colonies noires (NF ISO 7899-2).

IV.5. Recherche des staphylocoques pathogènes

Les staphylocoques sont des bactéries pathogènes de forme de coque à Gram positifs.

La recherche des staphylocoques sur Chapman est comme suit :

- Couler la gélose Chapman sur les boites de Pétri.
- Ensemencer quelques gouttes d'échantillon sur la surface du milieu de Chapman.
- Incuber à 37 °C pendant 24 à 48 h
- Faire la lecture après l'incubation, les colonies apparaissent en jaune (*Stp aureus*) de taille importante et le milieu change au jaune. D'autres espèces de staphylocoques peuvent donner naissance à de petites colonies qui le plus souvent ne se colorent pas et ne modifient pas la teinte du milieu (Rodier, 2009).

V. Isolement et purification

L'isolement est réalisé sur trois milieux de culture : gélose Chapman, gélose Hektoen à 37°C pendant 48 h d'incubation et gélose nutritive à 37°C pendant 24 h. Afin de confirmer la pureté des souches, nous avons effectué des repiquages successifs selon la méthode en stries (**Martineau, 1996**).

VI. Conservation

Selon le temps de conservation désiré, les souches pures sont conservées de la manière suivante :

VI.1. Conservation à courte durée

Les souches purifiées sont ensemencées sur gélose nutritive inclinée, sont incubées à la température d'isolement pendant 18 h en culture jeune puis conservées à 4°C au réfrigérateur (**Bourdon et Marchal, 1982**).

VI.2. Conservation à long durée

Les souches pures sont ensemencés en cultures jeunes sur milieux liquides après incubation de 18h, la particularité dans ce cas est d'utiliser un agent de conservation (le glycérol), puis on conserve au congélateur à -20°C (**Obayori et al., 2009**).

VII. Identification des souches purifiées

L'identification des bactéries se fait suivant une clé dichotomique qui va des caractères les plus vastes aux plus pointus pour aboutir à une espèce bactérienne donnée.

VII.1. Examen macroscopique

Ce test permet de constater la morphologie des colonies obtenues sur milieux solides. Ainsi, déterminer la forme, la taille, couleur et aspect des colonies (**Johnson et al., 1980**).

Les caractères macroscopiques sont :

- La taille des colonies (petite, moyenne, grande).
- La forme des colonies (rondes, filamenteuse, ovale...).
- L'aspect de contour (irrégulier, étoilé).
- La couleur de la colonie.
- L'élévation (colonies bombés ou plates).

- L'opacité (opaque, transparente).
- La surface (lisse, rugueuse, sèche).
- L'odeur.

VII.2 Examen microscopique

L'examen microscopique basé sur la morphologie des cellules bactériennes et leur mode de regroupement observés sur microscope optique.

A. Technique de la préparation à l'état frais selon Canler (2005)

Il permet d'examiner la mobilité et la forme des bactéries :

- Déposer une goutte d'eau stérile sur la lame.
- Prélever une colonie isolée et faire une suspension dans la goutte d'eau.
- Recouvrir d'une lamelle en évitant les bulles d'air.
- Observer au microscope à l'objectif 40.

B. Technique de coloration de Gram (Baldent, 1997).

La coloration de Gram est la base de l'identification d'une souche bactérienne. Au terme du processus de coloration, les bactéries dites Gram – apparaissent roses tandis que les bactéries Gram + sont colorées violet (**Baldent, 1997**).

B.1. Préparation d'un frottis fixé

- Déposer sur une lame propre une goutte d'eau distillée.
- Prélever à l'aide d'une anse une colonie isolée et étalée dans la goutte.
- Sécher et fixer le frottis au-dessus de la flamme du bec bunsen.

B.2. Coloration

- Recouvrir totalement la lame avec le violet de Gentiane pendant 1mn.
- Rincer avec l'eau distillée.
- Recouvrir la lame avec Lugol pendant 1mn.
- Rincer la lame avec l'eau distillée.
- Recouvrir la lame avec l'alcool pendant 30s.

- Rincer la lame avec l'eau distillée.
- Ajouter quelques gouttes de Fuchsine pendant 1mn.
- Rincer à l'eau distillée et sécher la lame par papier.
- Observation microscopique (G : 40 puis G : 100).

VII.3.Recherche de la catalase

La catalase à la propriété de décomposer l'eau oxygénée avec dégagement d'oxygène. C'est l'action directe de l'enzyme qui est mise en évidence dans la masse bactérienne (Garnier et Denis, 2007), selon la réaction suivante :



- Déposer une ou deux gouttes de l'eau oxygénée sur une lame propre, à l'aide d'une pipette Pasteur stérile prendre une colonie bien distincte de culture jeune de 24 h et déposée la culture dans l'eau oxygénée . Lire immédiatement (Tortora et al., 2003).
- Catalase + : dégagement des bulles de gaz.
- Catalase - : absence totale des bulles de gaz.

VII.4.Recherche de l'oxydase

L'oxydase ou cytochrome oxydase est une enzyme présente dans certaines chaines respiratoires bactériennes, c'est une enzyme qui catalyse une réaction d'oxydoréduction en impliquant une molécule d'oxygène comme accepteur d'électrons. Avec une pipette Pasteur frotter doucement une colonie bien isolée sur le disque d'oxydase imbibé dans l'eau distillée stérile et observer la réaction qui se fait traduisant par l'apparition d'une coloration violette dans un délai de 30 secondes (Singleton, 1999) :

Oxydase + : couleur mauve.

Oxydase - : absence de la couleur mauve.

VII .5.Identification par la galerie API(Micro-galerie)

La galerie API E 20est un système standardisé pour l'identification des bacilles à Gram négatifs tel que les *Enterobacteriaceae* et les *Pseudomonas* (Biomérieux, 2006) composées de 20 micro-tubes contenant des milieux et substrats sous forme déshydratée.

Les micro-tubes de la galerie API E 20 sont inoculés avec une suspension bactérienne, incubées à une température de 30 °C pendant 48 h. Les réactions produites durant la période d'incubation se traduisent par des virages colorés spontanés ou révélés par l'addition de réactifs (Emanuel et Lorrence, 2009). L'identification se fait par un programme d'identification microbienne.

Préparation des galeries (Joffin et Leyral, 1990)

-Etiqueter les boites de galerie

Préparation de l'inoculum : (Joffin & Leyral, 1990)

Réaliser une suspension bactérienne homogène avec une colonie isolée de milieu gélosé à environ (5ml) de volume.

Inoculation de la galerie : (Joffin et Leyral, 1990)

- Remplir les tubes et les cupules des tests : CIT, VP et GEL.
- Remplir uniquement les tubes des autres tests.
- Créer une atmosphère anaérobie dans les tests : ADH, LDC, ODC, H₂S et URE en remplissant leur cupule d'huile de paraffine.
- Refermer la boîte de la galerie et incubé à 37°C pendant 18-24h.

VIII. Biodégradation du pétrole sur milieu solide MSM agar (modifié)

Une procédure a été établie sur un milieu solide (MSM + Agar) pour la détection des micro-organismes capables de dégrader les hydrocarbures non volatiles sur un milieu solide. Nous avons pris les souches précédemment sélectionnées (HohzohKiyohara, 1982 ; Jyothi et SurendraBabu , 2012).

L'ensemencement des souches sur MSM s'effectue selon les étapes suivantes :

- Lancer une culture des souches isolées dans du bouillon nutritif et incubé pendant 24heures.
- Centrifuger la culture à 3000tr/min pendant 10 minutes, récupérer le culot et effectuer un lavage avec MSM liquide 5 fois.
- Préparer le milieu MSM solide + pétrole brut (protocole modifié), couler dans des boites Pétri puis créer des puits.

-Après solidification de la gélose à partir des différents culots, prendre avec une anse stérile une goutte et déposer le concentré de culture dans les puits appropriés à chaque souche.

-Laisser sécher devant le bec bunzen puis incuber à l'abri de la lumière à 30°C pendant 2 à 5 jours et la lecture doit se faire quotidiennement (voir apparition de zones claire).

Le contrôle de la qualité physico-chimique et bactériologique des eaux brutes du barrage de Sidi M'Hamed Ben Taïba au niveau de la station du traitement des eaux potables de Arib pendant deux mois nous a permis d'obtenir les résultats suivants qui sont présentés sous forme des tableaux et figures afin de les interpréter et de les comparer avec les normes algériennes.

I. Paramètres organoleptiques de l'eau

Dans les trois prélèvements d'eau du barrage de Sidi M'Hamed Ben Taïba : surface ,15m et 30m, nous avons enregistré que l'eau est incolore, inodore et sans goût (**Tableau 07**).

Tableau 07 : Résultats des analyses organoleptiques.

Paramètre	Unité	Surface	15m	30m
Couleur	Mg/l pt/Co	incolore	incolore	incolore
Saveur	Taux de dilution	sans	sans	sans
Odeur	Taux de dilution	inodore	inodore	inodore

D'après **Mokeddem (2005)**, la couleur, la saveur et l'odeur sont des paramètres qui donnent une idée générale sur la qualité d'eau. La coloration des eaux peut avoir une origine naturelle (présence de fer et de manganèse dans les eaux profondes, de substances humiques dans les eaux de surface), ou peut être une des conséquences du phénomène d'eutrophisation. Elle est donc très souvent synonyme de la présence des composés dissous (**Thomas, 1995**).

L'odeur et la saveur sont dues à des molécules organiques contenues en très faibles quantités dans les eaux. Ces molécules peuvent être soit d'origine naturelle, soit d'origine de pollutions domestiques ou industrielles (**Mebarki et Smahi, 2006**).

II. Analyses physico-chimique

II.1. Température

Les résultats de la température de l'eau brute sont représentés par le tableau 08.

Tableau 08 : Mesure de la température de l'eau brute en comparaison avec la normalisation algérienne.

Echantillon	Température (°C)	Norme algérienne (°C)
Surface	19.6	25
15 m	15.2	
30 m	16.3	

D'après les résultats obtenus, on remarque que la température enregistrée pour l'échantillon de surface est 19.6°C, l'échantillon prélevé à 15m est 15.2°C et pour l'échantillon de 30m est 16.3°C.

On observe des variations dans le degré de la température entre les trois prélèvements, ces valeurs sont conformes aux normes algériennes (ne dépassent pas 25°C), donc elles sont très acceptables.

Selon **Bouchlaghem (2014)**, la température de l'eau étant un facteur très important pour la fonction des écosystèmes. Pour les eaux superficielles, elle est due aux influences atmosphériques et particulièrement les changements de la température de l'air. L'élévation de température peut perturber fortement le milieu (pollution thermique). Elle peut aussi être un facteur d'accroissement de la productivité biologique, qui peut être mis en valeur par l'aquaculture (**Gaujouse, 1995**).

Nos résultats obtenus avec l'échantillon d'eau proche de la surface peuvent être dû au réchauffement par l'air et le rayonnement solaire sur deux à cinq mètres de profondeur (**Jacques, 2006**).

II.2. Potentiel d'Hydrogène (pH)

Les résultats de pH de l'eau brute sont représentés par le tableau 09

Tableau 09 : Mesure de pH de l'eau brute en comparaison avec la normalisation algérienne.

Analyse	pH	Norme algérienne
Surface	8.36	6.5-9
15 m	8.05	
30 m	7.60	

Les mesures du potentiel d'Hydrogène de nos échantillons d'eau ont donné une valeur de pH égale à 8.36 pour l'échantillon prélevé de surface, 8.05 pour échantillon de 15 m et 7.60 pour l'échantillon de 30 m. Le journal officiel de la république algérienne indique que le pH doit être compris entre 6,5 et 9. Donc l'eau de barrage est alcaline et les résultats d'analyse sont conformes avec la normalisation. La qualité de l'eau dans la région d'étude est acceptable.

Le pH est le paramètre le plus important de la qualité de l'eau. Nous avons montré une valeur supérieure à 8 qui a été enregistrée avec le premier échantillon et le deuxième. Selon **Rodier (2005)**, le dépôt de tartre dans les circuits de distributions provoque une augmentation de pH d'eau.

II.3. Conductivité

Des valeurs plus faibles ont été mesurées dans les échantillons d'eau prélevés du barrage de Sidi M'Hamed Ben Taïba. Les résultats de la conductivité de l'eau brute sont représentés dans le tableau 10.

Tableau10 : Mesure de la conductivité de l'eau brute en comparaison avec la normalisation algérienne.

Analyse	Conductivité($\mu\text{s} / \text{cm}$)	Norme algérienne ($\mu\text{s} / \text{cm}$)
Surface	505	2800
15 m	494	
30m	509	

Les valeurs de la conductivité sont classées comme suit : **494 $\mu\text{s}/\text{cm}$, 505 $\mu\text{s}/\text{cm}$ et 509 $\mu\text{s}/\text{cm}$** . En comparaison avec les normes algérienne qui acceptent une valeur limite de 2800 $\mu\text{s} / \text{cm}$, nos échantillons sont conformes aux normes de la qualité d'eau publiées dans le journal officiel.

La conductivité est un paramètre qui permet d'obtenir une information très utile pour caractériser l'eau (**Lapegue et Ribstien, 2006**). La conductivité est due à la concentration en espèces ionisées, principalement la matière minérale (**Gaagai, 2009**). D'après **Rodier(1984)**, il existe une relation entre la minéralisation et la conductivité. Les résultats obtenus montrent une minéralisation moyenne accentuée ($333 < \text{conductivité} < 666\mu\text{s}/\text{cm}$). Les résultats obtenus dans cette étude sont notés également : des valeurs plus faibles pendant la période froide qui est caractérisée par des températures plus basses.

II.4. Turbidité

La mesure de la turbidité de l'eau brute a donné des valeurs qui sont représentés par le tableau 11.

Tableau 11 : Mesure de turbidité de l'eau brute en comparaison avec la normalisation algérienne.

Analyse	Turbidité(NTU)	Norme algérienne (NTU)
surface	3.32	5
15 m	4.14	
30 m	17.5	

Des valeurs de la turbidité sont enregistrées dans l'eau brute estimées à 3.32 NTU et 4.14 NTU pour le prélèvement de surface et de 15 m, respectivement. Les valeurs sont inférieures à 5 NTU, ce qui indique que ces échantillons ont une turbidité conforme aux normes algérienne. Par contre, l'échantillon prélevé de la profondeur a une grande turbidité qui dépasse 17.5 NTU (non conforme à la normalisation).

D'après **Shuval et al (1986)**, la turbidité d'une eau est due à la présence de matières en suspension finement divisées. L'abondance de ces matières indique le degré de turbidité. Les mesures de turbidité ont donc un grand intérêt dans le contrôle de qualité des eaux.

II.5. Oxygène dissous (OD)

Les résultats de l'OD mesuré dans l'eau brute sont représentés par le tableau 12.

Tableau 12 : Résultat d'OD en mg/l.

Analyse	OD(mg/l)	Norme algérienne
Surface	10.60	/
15 m	10.13	
30 m	8.76	

Les concentrations en oxygène dissous, constituent l'un des plus important paramètre de la qualité des eaux pour la vie aquatique .Les valeurs de l'oxygène dissous des échantillons de l'eau brute varient de : 10.60 mg/l, 10.13 mg/l et 8.76mg/l .Il y a une diminution progressif par rapport à la profondeur.

L'oxygène dissous mesure la concentration du dioxygène dissous dans l'eau, il participe à la majorité des processus chimiques et biologiques en milieu aquatique (**Ghazali et al., 2013**). Sa concentration varie en fonction de la température de l'eau, de la profondeur et de la concentration de la matière organique. Cependant, il existe deux principaux phénomènes par lesquels l'oxygène dissous se retrouve dans l'eau : les échanges avec l'atmosphère et la photosynthèse (**Souad, 2010**).

II.6. Demande biologique en oxygène (DBO)

Le résultat de la demande biochimique en oxygène (DBO) était 3 mg/l. Ceci indique que la charge bactérienne est très faible.

La valeur de DBO5 était faible en raison de la matière organique biodégradable existe de nos échantillons qui était faible. La demande biochimique en oxygène (DBO) représente la quantité d'oxygène utilisée par les bactéries, pour décomposer partiellement ou pour oxyder totalement les matières biochimiques oxydables présentes dans l'eau en 5 jours. Plus la DBO 5 est élevée, plus la quantité des matières organiques biodégradables présentes dans l'échantillon est élevée (**Rodier, 2009**).

II. 7. Mesure de nitrate

Le dosage de nitrate a été fait dans les échantillons de l'eau brute, dont les résultats sont représentés par le tableau 13.

Tableau 13: Résultats de nitrate dans les échantillons d'eau brute.

Analyse	Nitrate(mg/l)	Norme algérienne(mg/l)
Surface	0.63	50
15 m	0.84	
30 m	1.16	

Les résultats obtenus à partir de nos prélèvements sont conformes aux normes algériennes. Ils varient entre 0.63mg/l et 1,16 mg/l.

La quantité de nitrate dans les trois échantillons est acceptable par rapport à la norme algérienne. La présence des nitrates dans les eaux superficielles et souterraines résultent de la décomposition naturelle, par des microorganismes, de matière organique azotée telle que les

protéines végétales, animales et les excréments animaux. La présence de nitrates dans l'environnement est une conséquence naturelle du cycle de l'azote (**Schuddeboom, 1993**).

II.8. Mesure de nitrite

Les résultats de mesure du nitrite dans l'eau brute sont représentés par le tableau 14.

Tableau 14 : Résultats denitrite en mg/l.

Analyse	Nitrite (mg/l)	Norme algérienne (mg/l)
Surface	0.014	0.2
15 m	0.011	
30 m	0.003	

L'analyse du nitrite des échantillons d'eau a donné des valeurs inférieures à 0.2mg/l. La présence des ions de nitrite dans l'eau provient soit d'une oxydation incomplète de l'ammoniaque, soit d'une réduction des nitrates (**Rejseck, 2002**). Une eau renfermant une quantité élevée de nitrite supérieure à 1 mg/l est considérée chimiquement impure « indice de pollution » (**Baziz, 2008**).

II.9. Mesure de sulfate

Les résultats de la mesure du sulfate dans l'eau brute sont représentés par le tableau 15.

Tableau 15 : Résultat demesure de sulfate en mg/l.

Echantillon	Sulfate(mg/l)	Norme algérienne (mg/l)
Surface	39.5	400
15 m	33.85	
30 m	50	

Des quantités des sulfates ont été obtenues dans les échantillons prélevés de surface, 15m et 30m (39.5 mg/L, 33.85 mg/L et 50 mg/l) respectivement. En comparaison avec la réglementation algérienne, les échantillons d'eau contiennent une quantité de sulfate inférieure de la quantité mentionnée qui égale à 400mg/l.

L'origine de sulfate provient de certains minéraux en particulier du Gypse, où apparait à partir de l'oxydation de minéraux sulfureux (**Kemmer, 1984**).

II.10. Mesure de chlorure

Le chlorure était présent dans les échantillons de l'eau brute. Les résultats de sa mesure sont représentés par le tableau 16.

Tableau 16 : La quantité de chlorure dans les échantillons d'eau en (mg/l).

Analyse	chlorure(mg/l)	Norme algérienne(mg/l)
surface	35.358	500
15m	41.251	
30m	58.93	

Les mesures obtenus de différents échantillons sont : 35.358 mg/l pour l'eau de surface, 41.251 mg/l pour l'eau prélevée de 15 m et pour l'échantillon de 30m est 58.93 mg/l, ces quantités de chlorure enregistrées sont faibles (500 mg/l dans la réglementation algérienne).

Dans les eaux de surface, l'ion chlorure est présent en faible concentration. Alors que les eaux souterraines, la teneur en ion chlorure peut atteindre quelques grammes par litre en contact de certaines formations géologiques (Lapegue et Ribstein, 2006).

II.11. Mesure d'ammonium

Les résultats d'ammonium de l'eau brute sont représentés par le tableau 17.

Tableau 17 : Résultats d'ammonium en mg/l.

Analyse	L'azote ammoniacal (mg/l)	Norme algérienne (mg/l)
Surface	0.01	0.5
15 m	0.013	
30 m	0.006	

Les échantillons de l'eau brute contiennent d'ammonium, les valeurs sont dans les normes estimées à 0.01 mg/l, 0.013 mg/l et 0.006 mg/l pour les échantillons prélevés de la surface, 15m et 30m, respectivement.

Dans l'eau, l'azote réduit se retrouve sous deux formes : l'ion ammonium (NH_4^+) qui est soluble et la seconde non dissociée appelée ammoniac (NH_3) (Gaujour, 1995). En ce qui concerne la toxicité à l'ammoniac, il est reconnu que ce n'est pas la forme ammoniacale

ionisée qui est toxique mais celle non ionisée dont la proportion dépend du pH et de la température (Rodier, 1996).

II.12. Mesure de calcium

L'eau brute du barrage de Sidi M'Hamad Ben Taïba contient du calcium sous forme ionisée. Les résultats de la mesure du calcium dans l'eau brute sont représentés par le tableau 18.

Tableau 18 : Résultat de calcium en mg/l.

Analyse	Calcium(mg/l)	Norme algérienne (mg/l)
Surface	84	200
15 m	52	
30 m	64	

Les valeurs enregistrées lors de l'analyse de cet ion varient du 84mg/l pour l'eau de surface, 52mg/l pour l'échantillon d'eau prélevée de 15m et 64 mg/l pour 30m.

Les ions de calcium trouvés dans l'eau dû aux critères géologiques. Lechaari (1990), montre que l'origine du calcium liée généralement au terrain traversé et les eaux d'alimentation. Le calcium ne peut en aucun cas poser des problèmes de potabilité, le seul inconvénient domestique lié à une dureté élevée est l'entartrage. Par contre, les eaux douces peuvent entraîner des problèmes de corrosion des canalisations (Gaujour, 1995). La valeur de calcium ne doit pas dépasser 200 mg/l d'après les normes algériennes.

II.13. Mesure de magnésium

Le dosage du magnésium obtenu pour l'échantillon de surface est 57.67 mg/l, l'échantillon de 15 m est 62.48mg/l et pour l'échantillon de 30m est 60.07 mg/l (Tableau 19).

Tableau 19 : Résultats de magnésium en mg/l.

Analyse	magnésium (mg/l)	Norme algérienne (mg/l)
Surface	57.68	150
15 m	62.47	
30 m	60.07	

Les ions magnésium (Mg^{2+}) sont des éléments indispensables à la vie. Ils constituent environ 2.1% de l'écorce terrestre. Le magnésium constitue un élément significatif de dureté de l'eau (donne une saveur amère à l'eau). Nous avons trouvé des valeurs inférieures de celles publiées par le journal officiel (150 mg/l) (Kemmer, 1984 ; Rodier, 2005).

II.14. Mesure de bicarbonates

Un principal constituant alcalin de la plupart des eaux courantes l'ion de bicarbonate a été dosé dans nos échantillons d'eau prélevés du barrage. Les résultats du dosage des bicarbonates sont représentés par le tableau 20.

Tableau 20 : Résultats de bicarbonate en mg/l.

Analyse	Bicarbonate (mg/l)	Norme algérienne (mg/l)
Surface	183	/
15 m	195.2	
30 m	256.2	

Nous avons constaté une augmentation de cet ion estimée à 183mg/l, 195.2 mg/l pour l'échantillon prélevé de 15 m et 256.2mg/l pour l'échantillon de 30m.

La présence des ions bicarbonates dans l'eau est due à l'action des bactéries qui fournissent du CO_2 à partir des minéraux contenant des carbonates (Rodier, 2005).

II.15. Mesure de phosphore

Les résultats de l'analyse du phosphore dans l'eau brute sont présentés par le tableau 21.

Tableau 21 : Résultats de phosphore en mg/l.

Analyse	Phosphore (mg/l)	Norme algérienne (mg/l)
Surface	0.028	5
15 m	0.035	
30 m	0.072	

Les résultats obtenus à partir de nos prélèvements sont conformes aux normes algériennes. Ils varient entre 0.028mg/l et 0.072 mg/l.

Les ions phosphates qui se trouvent dans les eaux peuvent être d'origine naturelle, décomposition de la matière organique, lessivage des minéraux, ou due aussi aux rejets

industriels (agroalimentaire...etc.), domestiques (polyphosphate des détergents), engrais (pesticides...etc.) (Tardat henry, 1992).

II.16. Mesure de matière organique

Les trois échantillons de l'eau brute contiennent des valeurs variés de la matière organique (Tableau 22).

Tableau 22 : Résultat de matière organique en mg/l.

Analyse	Matière organique(mg/l)	Norme algérienne(mg/l)
Surface	0.65	3
15 m	0.57	
30 m	4.37	

Les valeurs sont estimées à 0.65mg/l,0.57mg/l et 4.37 mg/l pour les échantillons prélevés de la surface, 15m et 30m, respectivement.

Une eau riche en matière organique doit toujours être suspectée de contamination bactériologique ou chimique. Leur inconvénient est de favoriser l'apparition de mauvais goût qui pourra être augmenté par la chloration .Selon la classification de **Rodier (1996)**, une eau est très pure lorsque les valeurs de MO sont inférieures à 1mg/l qui correspond aux valeurs du premier et deuxième échantillon .Une eau est de mauvaise qualité lorsque les valeurs de MO sont supérieures à 4mg/l (le cas du troisième échantillon). Ces valeurs rencontrées dans les eaux dues à des produits de décomposition d'origine animale ou végétale, élaborés sous l'influence des microorganismes (**Berne et Jean ,1991**).

II.17. Mesure de fer

Les résultats de mesure du fer dans l'eau brute sont représentés par le tableau 23.

Tableau 23: Résultatsde fer en mg/l.

Echantillon	Fer (mg/l)	Norme algérienne(mg/l)
Surface	0.01	0.3 mg/l
15 m	0.01	
30 m	0.01	

Pour les échantillons prélevés de la surface, 15m et 30m, respectivement. L'analyse du fer dans les échantillons d'eau prélevés montre que l'eau contient que 0.01mg/l de fer pour les trois échantillons. Les résultats obtenus sont conformes aux normes algériennes (0.3 mg/l).

Le fer de l'eau ne présente aucun inconvénient du point de vue physiologique, mais à des teneurs très importantes, il influe la qualité organoleptique (mauvais goût, couleur et saveur). La quantité de fer existe dans l'eau de barrage SMBT peut provenir de terrain traversé ou la corrosion des conduites d'aménés (Rodier, 1996).

III. Analyses microbiologiques

III.1. Indicateurs de contamination dans l'eau

Tableau 24 : Résultats de la recherche des indicateurs de contamination.

Paramètres	Unité	Echantillon de surface	Echantillon de 15m	Echantillon de 30m
Coliformes fécaux	Germe/100ml	0	0	0
Coliformes totaux	Germe/100ml	4	5	54
Streptocoques fécaux	Germes/100ml	14	0	4
Clostridium sulfito-réducteurs	Spores/20ml	0	0	0
Staphylocoques	Germe/1ml	6	0	13

III.1.1. Coliformes

Les résultats obtenus montrent que les coliformes totaux sont moins abondants dans les deux premiers échantillons d'eau (surface et 15m). Leur concentration dans le troisième échantillon (30m) est considérable, elle atteint jusqu'à 54 UFC/100 ml. Alors que la concentration des coliformes fécaux est nulle.

Nous avons enregistré une absence totale des coliformes fécaux. Le pic enregistré de coliformes totaux est de 54 UFC/100ml en troisième échantillon. La contamination peut être

d'origine animale (matière fécale), les activités agricoles dans la période du stage peuvent être l'origine de cette augmentation du nombre des coliformes dans les eaux de barrage, surtout que les gens de la région utilisent des déchets des bovins comme fertilisants pour les terres agricoles. L'explication de l'augmentation des coliformes dans l'eau de barrage a été faite par **Patoine en 2011**.

III.1.2. Streptocoques

Le dénombrement de la charge bactérienne du genre *Streptococcus* a montré la présence de 14 UFC/100ml pour l'échantillon de surface et 4 UFC/100ml pour l'échantillon de 30 m.

D'après les études de **Geldreich (1976)**, la contamination par les streptocoques fécaux est due aux déchets animaux, notamment le bétail et en particulier les moutons des habitants proches du barrage qui pratiquent l'élevage et l'agriculture dans la zone d'étude.

III.1.3. Clostridium sulfito-réducteurs

Dans les tubes viande foieensemencés par les échantillons d'eau, aucune colonie entourée par l'auréole noire a été observée. Ce qui signifie qu'il n'y a pas de spores de *Clostridium* (**Rodier et al., 2009**).

III.1.4. Staphylocoques pathogènes

Les résultats de dénombrement des staphylocoques donnent une charge bactérienne de 6 colonies pour l'échantillon de surface et 13 colonies pour l'échantillon de 30 m.

La qualité bactériologique des eaux est basée sur le comptage des microorganismes. Ils se trouvent dans l'environnement que ce soit eau ou sol et leur présence n'est pas toujours synonyme de risque sanitaire, mais les microorganismes pathogènes (d'une eau polluée) qui présentent un danger pour la santé du consommateur d'une eau polluée. En effet, l'eau contaminée peut causer une épidémie (**Bengoumi et al, 2004**).

III.2. Recherche des mésophiles totaux

Tableau 25 : Résultat de la recherche des germes mésophiles totaux à 22 °C.

Germes totaux (22°C)	Unité	Echantillon de surface	Echantillon de 15 m	Echantillon de 30 m
SM	Germe/1ml	4	4	Indénombrable
10⁻¹	Germe/1ml	1	3	Indénombrable
10⁻²	Germe/1ml	1	3	161
10⁻³	Germe/1ml	1	2	148
10⁻⁴	Germe/1ml	0	1	90

Les résultats de la recherche des mésophiles totaux obtenus dans notre étude à 22°C est 161 UFC/1ml pour la dilution 10⁻², 148 UFC/1ml pour la dilution 10⁻³ et 90 UFC/1ml pour la dilution de 10⁻⁴.

Tableau 26 : Résultats de la recherche des germes mésophiles totaux à 37°C.

Germes totaux (37°C)	Unité	Echantillon de surface	Echantillon de 15 m	Echantillon de 30 m
SM	Germe/1ml	22	27	Indénombrable
10⁻¹	Germe/1ml	17	21	Indénombrable
10⁻²	Germe/1ml	11	Indénombrable	100
10⁻³	Germe/1ml	0	7	17
10⁻⁴	Germe/1ml	0	2	7

Le comptage obtenu de germes totaux à 37°C est de 100 UFC/1ml pour la dilution 10⁻² de l'échantillon de 30 m, les autres boîtes sont éliminées puisqu'elles sont en dehors de l'intervalle de comptage des colonies (30 à 300 colonies).

Le dénombrement des germes totaux est considéré comme un type indicateur beaucoup plus général vis à vis de toute pollution microbienne : c'est le dénombrement total des bactéries. Dans le prélèvement de 30m, la concentration des germes totaux est élevée. Mais dans le premier et le deuxième prélèvement, la concentration microbienne est très

faible, ceci est due à l'effet de la température de l'eau qui agit sur le développement des microorganismes (Bou Saab et al. 2007).

III.3. Recherche des coliformes dans le milieu BCPL.

Les résultats obtenus sur le milieu BCPL indiquent l'absence de la charge bactérienne dans les concentrations simples, et une croissance bactérienne dans les tubes à doubles concentrations de la solution mère, les dilutions 10^{-1} , 10^{-2} , 10^{-3} et 10^{-4} . Après l'ensemencement dans le milieu Schubert et l'ajout de Kovacs, les tubes considérés comme négatifs, c'est à dire il n'a pas d'*Escherichia coli* (Tableau 27 et 28, Figure 14).

Tableau 27 : Résultat de la recherche des coliformes dans le milieu BCPL.

Dilution	BCPL simple concentration			BCPL simple concentration			BCPL double concentration		
	0,1m	0,1 m	0,1m	1m	1m	1m	10m	10m	10m
SM	-	-	-	-	-	-	-	+	-
10^{-1}	-	-	-	-	-	-	+	+	+
10^{-2}	-	-	-	-	-	-	-	+	-
10^{-3}	-	-	-	-	-	-	+	-	-
10^{-4}	-	-	-	-	-	-	-	+	-
10^{-5}	-	-	-	-	-	-	-	-	-

(+) : Positif (-) : Négatif

Tableau 28 : Résultat d'ensemencement sur milieu Schubert.

Dilution	D/C : SM	D/C : 10^{-1}	D/C : 10^{-1}	D/C : 10^{-1}	D/C : 10^{-2}	D/C : 10^{-3}	D/C : 10^{-4}
Milieu Schubert	+	-	-	+	+	-	+



A/ BCPL négatif

B/ BCPL positif

C/ Schubert après ajout
du kovacs

Figure14 : Résultat obtenu dans BCPL et Schubert.

Notre étude a montré une absence totale du genre *Escherichia* dans l'eau à analyser.

Selon **Rodier, (1996)** la présence d'*Escherichia coli* dans l'eau indique la contamination fécale.

III.4. Caractérisation des souches purifiées

III.4.1. Etude macroscopique

Nous avons isolé et purifié 27 souches appartenant aux différents genres. L'isolement se fait à partir des colonies suspectes alors que l'examen macroscopique est réalisé à partir des colonies repiquées sur des différents milieux spécifiques aux bactéries recherchées (Figure 15, Tableau 29).



A/ S1, S2, S3 (GN) de surface



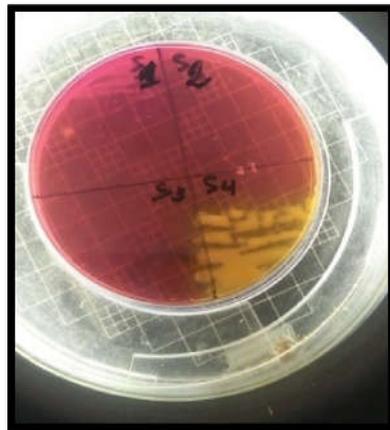
B/ S1, S2, S3(GN) de 15m



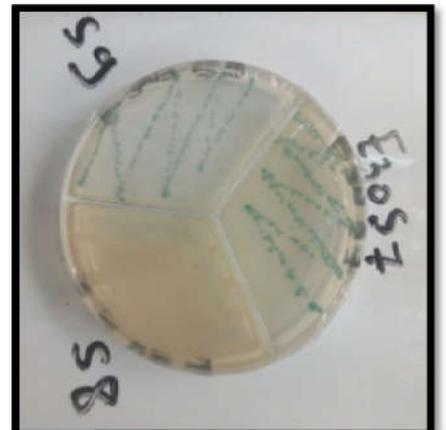
C/ S4, S5, S6(GN) de 30m



D/ S7, S8, S9(GN) de 30m



E/ S2(Chapman) de 15m



G/ CHRO Magar Orientation

Figure15 : Aspect des colonies des souches isolées après repiquage sur la gélose appropriée.

Tableau 29: Résultats d'étude des caractères macroscopiques des colonies isolées.

Echantillon	Souche	Couleur	Forme	Taille	Aspect	Opacité	Odeur
surface	S1	Transparente	Circulaire	Moyenne	Plat	-	-
	S2	Blanc	Circulaire	Moyenne	Bombé	+	-
	S3	Beige	Circulaire	Grande	Bombé	+	-
	S4	Beige	Ronde	Petite	Bombé	+	-
	S5	Beige	Ronde	Petite	Plat	+	-
	S6	Beige	Ronde	Petite	Plat	+	-
	S7	Beige	Ronde	Petite	Plat	+	-
	S8	Blanc	Ronde	Petite	Plat	+	-
	S9	Blanc	Ronde	Petite	Plat	+	-
	S10	Transparent	Ronde	Petite	Bombé	-	-
	S11	Blanc	Ronde	Petite	Bombé	+	-
15m	S1	Beige	Ronde	Petite	Plat	+	-
	S2	jaune	Ronde	Moyenne	Bombé	+	-
	S3	Beige	Ronde	Petite	Plat	+	-
	S4	Beige	Ovale	Moyenne	Plat	+	-
30m	S1	Transparent	Ronde	Petite	Plat	-	-
	S2	Transparent	Ronde	petite	Plat	-	-
	S3	Beige	Ronde	petite	Plat	+	-
	S4	Beige	Ronde	Moyenne	Plat	+	-
	S5	Beige	Ronde	Moyenne	Plat	+	-
	S6	Beige	Ronde	Moyenne	Plat	+	-
	S7	Beige	Ronde	Moyenne	Plat	+	-
	S8	transparent	Ronde	Petite	Plat	-	-
	S9	Beige	Ronde	Petite	Plat	+	-
	S10	Beige	Ronde	Moyenne	Plat	+	-
	S11	Beige	Ovale	Moyenne	Plat	+	-
	S12	Transparent	Ronde	Petite	Plat	-	-

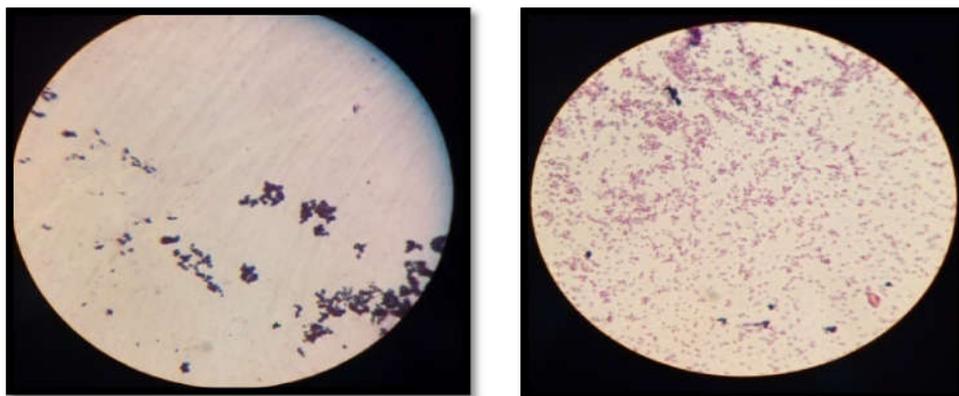
III.4.2. Etude microscopique

Le repiquage successif des souches nous a permis de distinguer les caractères de toutes les colonies sur leurs milieux préférentiels d'isolement. Ces caractères sont résumés dans le tableau 30.

Tableau30 : Résultats de l'étude microscopique des souches isolées.

Echantillon	Isolats	Gram	Forme	Mode de regroupement	spores
Surface	S1	-	Bacille	Isolée	-
	S2	-	Bacille	Isolée	-
	S3	-	Bacille	Isolée	-
	S4	-	Bacille	Isolée	-
	S5	-	Bacille	Isolée	-
	S6	-	Bacille	Isolée	-
	S7	-	Bacille	Isolée	-
	S8	-	Bacille	Isolée	-
	S9	-	Bacille	Isolée	-
	S10	-	Bacille	Isolée	-
	S11	-	Bacille	isolée	-
15m	S1	-	Bacille	Isolée	-
	S2	+	Coque	En amas	-
	S3	-	Bacille	Isolée	-
	S4	-	Bacille	Isolée	-
30m	S1	-	Bacille	Isolée	-
	S2	-	Bacille	Isolée	-
	S3	-	Bacille	Isolée	-
	S4	-	Bacille	Isolée	-
	S5	-	Bacille	Isolée	-
	S6	-	Bacille	Isolée	-
	S7	-	Bacille	Isolée	-
	S8	-	Bacille	Isolée	-
	S9	-	Bacille	Isolée	-
	S10	-	Bacille	Isolée	-
	S11	-	Bacille	Isolée	-
	S12	-	Bacille	Isolée	-

(S) : Souche (+) : Positive(-) : Négative

A/Coque à Gram⁺ en amas .G x 100B/Bacille à Gram⁻ G x 100**Figure 16** : Aspect microscopique des colonies isolées après coloration de Gram.

D'après les résultats obtenus de l'observation microscopique, nous avons déduire que les souches isolées de nos échantillons sont divisés en deux formes : Bacille à Gram⁻ et Coque à Gram⁺.

Pour les échantillons d'eau prélevés (surface, 15 m et 30m), les souches isolées sont des Bacilles à Gram⁻ sous forme isolée, pour la souche S2 de l'échantillon prélevé de 15m c'est une coque en amas de Gram positive.

III.4.3. Caractérisation biochimique

Les caractères biochimiques des souches isolées des trois échantillons d'eau sont résumés dans le tableau 31.

Tableau 31 : Résultats de la recherche d'oxydase et catalase des souches isolées.

Echantillon	Isolat	Catalase	oxydase
Surface	S1	+	+
	S2	+	-
	S3	+	+
	S4	-	-
	S5	+	+
	S6	+	+
	S7	+	-
	S8	+	+
	S9	+	-
	S10	+	+
	S11	-	-

15m	S1	+	+
	S2	+	-
	S3	+	+
	S4	-	+
30m	S1	+	-
	S2	-	+
	S3	+	-
	S4	+	+
	S5	+	+
	S6	+	+
	S7	+	+
	S8	+	+
	S9	+	+
	S10	+	+
	S11	-	+
	S12	+	+

(S) : Souche (+) : Positive(-) : Négative

III.4.3.1. Recherche de catalase

Le dégagement des bulles de gaz pendant le contact direct de l'eau oxygénée (H₂O₂) avec la colonie bactérienne est un indicateur de dégradation de H₂O₂ en oxygène et hydrogène. Cela signifie que la souche a une catalase donne un résultat positif et la souche qui n'a pas de catalase est négatif (**Marchal et Bourdon, 1982**). L'enzyme de la catalase est présent chez tous les souches sauf chez les souches S4 et S1 (surface), S4 (15m) et S2, S11 (30m).

III.4.3.2. Recherche de l'oxydase

La recherche de l'oxydase est l'un des critères les plus discriminatifs et le plus employé dans le diagnostic des bacilles à Gram⁻. Ce test simple consiste à mettre en évidence la capacité de la souche testée à oxyder la forme réduite, incolore des dérivés de NN-diméthyle-para-phénylènediamine, en leur forme oxydée (rose violacée) (**Diagnostic Pasteur, 1987**). Le test oxydase effectué sur les souches isolées pour des trois échantillons d'eau a montré que la plupart des souches contiennent de l'oxydase sauf les souches S2, S4, S7, S9 et S11 pour l'échantillon prélevé de surface, S2 pour l'échantillon de 15m et S1, S3 pour l'échantillon de 30m n'ont pas d'oxydase.

III.5. Identification des souches par la Galerie API (Micro-galerie) :

Les souches isolées à partir des échantillons d'eau sont identifiées à l'aide de la micro galerie API 20^E. La lecture des galeries nous a permis d'obtenir les résultat suivants(figure17).



Figure 17 : Résultats de la galerie API 20 E des souches testées (original).

Tableau 32 : Récapitulatif des tests étudiés par la galerie API 20.

S	ONPG	ADH	LDC	ODC	CIT	H2S	URE	TDA	IND	VP	GEL	GLU	MAN	INO	SOR	RHA	SAC	MEL	AMY	ARA
E1 s1	-	+	-	-	+	-	-	+	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-
E1s2	+	-	-	-	-	-	-	+	-	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-
E1s3	+	+	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
E1s4	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-
E1s5	-	+	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
E1s6	-	+	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
E1s7	+	-	-	-	-	-	-	+	-	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-
E1s8	-	+	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
E1s9	+	+	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
E1 s10	-	+	-	-	+	-	-	+	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-
E1s11	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-
E2s1	+		-	+	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
E2s3	+	+	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
E2s4	-	+	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
E3s1	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-
E3s2	-	+	-	-	+	-	-	+	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-
E3s3	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-
E3s4	-	+	-	-	+	-	-	+	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-
E3s5	-	+	-	-	+	-	-	+	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-
E3s6	-	+	-	-	+	-	-	+	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-
E3s7	+	+	-	-	-	-	-	-	+	-	+	+	+	-	-	-	+	-	-	+
E3s8	-	+	-	-	+	-	-	+	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-
E3s9	+	+	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
E3s10	-	+	-	-	+	-	-	+	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-
E3s11	-	+	-	-	+	-	-	+	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-
E3 s12	-	+	-	-	+	-	-	+	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-

S : Souche.

E : Echantillon.

III.5.1. Identification finale des isolats

Dans une base de données spécifiques (logiciel d'identification informatisé : automatisé sur ordinateur) nos isolats sont identifiés selon le tableau 33.

Tableau 33 : Identification finale des isolats.

	Genre	Espèce
Bacille Gram⁻	<i>Pseudomonas</i>	<i>Pseudomonas fluorescens</i>
		<i>Pseudomonas luteola</i>
	<i>Vibrio</i>	<i>Vibrio fluviatis</i>
	<i>Stenotrophomonas</i>	<i>Stenotrophomonas maltophilia</i>
	<i>Chryseobacter</i>	<i>Chryseobacter meningosepitium</i>
Coque Gram⁺	<i>Staphylocoque</i>	<i>Staphylococcus aureus</i>

D'après les résultats obtenus par la galerie API 20E, le genre *Pseudomonas* est le plus fréquent dans les échantillons d'eau avec deux espèces : *luteola* a été déterminée dans l'échantillon prélevé de surface S3,S5, l'échantillon de 15m S1,S3 *Pseudomonas fluorescens* dans l'échantillon prélevé de surface S1,S3,S6,S8 et S10, l'échantillon de 15m S4 et l'échantillon de 30m S2,S5,S6,S10,S11et S12. Une deuxième espèce du même genre *Pseudomonas* et S9 pour l'échantillon de 30m.

Dans l'édition du **Bergey's Manual du 1974**, *Pseudomonas* est inclus dans la famille des *Pseudomonadaceae*. Ce genre occupe la plupart des environnements naturels. Il est isolé de l'eau, du sol et des végétaux (**Franzetti et Scarpellini, 2007**). Les *Peudomonas* sont des bacilles à Gram négatifs, non sporulés. Ces bactéries sont généralement mobiles grâce à un ou plusieurs flagelles polaires (**Garrity, 2005**).Elles présentent un fort potentiel d'adaptation physiologique et génétique et sont capables d'utiliser une grande variété de nutriments. D'un point de vue écologique, les *Pseudomonas* regroupent des espèces bénéfiques pour l'environnement et des espèces pathogènes (**Talon et al. 2006**).

La souche S7 de l'échantillon prélevé de 30m est rattachée au genre *Vibrio*. La famille des *Vibrionaceae* comporte des bacilles à Gram négatif, mobiles (ciliature polaire ou mixte) ou immobiles. Ils sont aéro- anaérobies facultatifs avec la présence d'une oxydase, croissent sur milieux ordinaires, réduisant les nitrates en nitrites, et dégradant les glucides par métabolisme fermentatif (**Berche et al., 1988**). Les micro-organismes tels que *Vibrio* sont généralement transmis aux humains par l'ingestion d'eau contaminée, les eaux douces, les eaux de mer et les eaux polluées (**Berche, 1994 ; Momba et al., 2006**),

Les souches E1s4, E1s9, E1s11, E3s1et E3s3 sont appartient à l'espèce *Stenotrophomonas maltophilia*. Ils sont des bacilles aérobies strictes, assez fin, de longueur moyenne de 0,5 à 0,8 µm sur 1,5 à 3 µm (**Niang, 2003**). Ils sont des saprophytes de l'environnement, mais également de l'homme colonisant surtout le nez, la gorge et le tube digestif (**Lavigne, 2008**). C'est l'un des pathogènes opportunistes responsables d'infection nosocomiale, multi résistants aux antibiotiques, et affectant préférentiellement les patients immunodéprimés (**Liaw et al. 2010**).

Concernant les souches E1s2, E2s7 sont des *Chryseobacter meningosepitium*. Elles sont des bacilles à Gram négatifs, oxydase et catalase positive. Ce genre peut coloniser l'environnement que ce soit sol ou l'eau (**Güngör et al. 2003**).

L'observation de la souche E2 s2 dans le milieu Chapman donne des colonies dorées avec un virage de milieu au jaune. Ces spécificités plus la coloration de Gram et la morphologie des colonies qui montre des coques à Gram+ en amas ne signifie la présence d'espèce *Staphylococcus aureus*. Elles est appelée couramment staphylocoque doré en raison de la couleur des colonies bactériennes observées en milieu (**Chalupa et al., 1987 ; Durin et al., 1994**).

Les staphylocoques sont des coques à Gram positifs, isolés ou groupés en amas, immobiles, non sporulés, parfois encapsulés, possèdent une catalase et non pas une oxydase (**El Kour, 2003**). Les staphylocoques sont également été isolés de l'environnement naturel (sol, eau douce et eau de mer, poussière, air), la présence de ce germe dans l'environnement est due à une contamination par l'homme ou les animaux (**Bergdoll, 1979**).

VI. Résultat de la biodégradation de pétrole

L'essai de la biodégradation du pétrole par les souches isolées des échantillons d'eau prélevés du barrage SMBT a donné des zones de dégradation observées après 2 jours et 5 jours (Tableau34, Figure18).

Tableau 34 : Le diamètre de la zone de dégradation de pétrole sur milieu solide MSM.

Souche	La zone de dégradation (cm)	
	Après 2 jours	Après 5 jours
<i>Chryseobacter meningosepitium</i>	1.6	2.3
<i>Stenotrophomonas maltophilia</i>	1.6	1.7
<i>Pseudomonas luteola</i>	1.4	1.5
<i>Pseudomonas flurescens</i>	1.8	2.8

Après l'incubation des boites à 2 jours jusqu'à 5 jours, les coloniesensemencées sont entourées d'une zone claire de différents diamètres sur la surface de milieu MSM (zone de dégradation). Le diamètre des zones est augmenté au cours du temps progressivement tous dépend de la souche utilisée notamment le genre *Pseudomonas* qui a donné une zone de dégradation plus grande que les autres genres estimée à 2.8 cm enregistrée après 5 jours d'incubation à 30°C.



Après 24h d'incubation



Après 5 jours d'incubation

Figure18 : Dégradation de pétrole par les différentes souches (original).

Les hydrocarbures sont des polluants organiques très nocifs aussi bien pour l'homme que pour l'environnement. Ils ont un pouvoir mutagène et/ou cancérigène (**Das et Chandran, 2011**). La dégradation microbienne est un mécanisme naturel et primordial pour dépolluer les sites contaminés par le déversement des hydrocarbures pétroliers (**Lal et Khanna, 1996**). Les microorganismes jouent un rôle important dans la biodégradation des polluants organiques dans les écosystèmes terrestres. Cette dégradation résulte des voies métaboliques qui mettent en jeu des populations microbiennes spécifiques (**Rifat et Nuzhat, 2014**). Les bactéries dégradantes le pétrole appelé les hydrocarbonoclastes, elles utilisent les hydrocarbures pétroliers comme seule source de carbone. La plupart de ces bactéries appartiennent aux α -protéobactéries. On peut noter quelques genres majoritaires parmi celle *Flavobacterium*, *Pseudoalteromonas*, *Pseudomonas*, *Vibrio*, *Acinetobacter*, *Alcaligenes*, *Cycloclasticus*, *Marinobacter* (**Prince, 2005**).

Conclusion

Les eaux de barrage de Sidi M'Hamed Ben Taïba sont des sources importantes d'approvisionnement en eau dans la wilaya de Ain Defla. Elles sont destinées à divers usages.

Notre étude s'inscrit dans le cadre général de la dépollution de l'eau. Elle est pour but d'effectuer le traitement biologique de l'eau par la biodégradation d'un polluant tel que le pétrole par des microorganismes isolés de l'eau de barrage.

Au niveau de ce barrage, nous avons commencé notre travail par des analyses physico-chimiques suivi par un dénombrement des bactéries isolées à partir des échantillons d'eau douce prélevés de la surface, à 15 m et 30 m (coliformes totaux, coliformes fécaux, streptocoques, *Clostridium*) qui témoignent des risques pour les consommateurs.

Au cours de notre travail, nous avons pu déduire que les paramètres physicochimiques et microbiologiques étudiés de l'eau de barrage de Sidi M'Hamed Ben Taïba sont conformes aux normes algériennes.

Nous avons isolé vingt-sept souches à partir des échantillons d'eau prélevés du barrage de Sidi M'Hamed Ben Taïba. Ces souches appartiennent aux genres : *Pseudomonas*, *Vibrio*, *Stenotrophomonas*, *Chryseobacter* et *Staphylococcus*.

Ces souches sont capables de dégrader un échantillon de pétrole, dont les souches de *Pseudomonas* ont montré une capacité très élevée de dégrader ce hydrocarburant par rapport aux autres souches étudiées.

Perspectives

Ce thème de recherche contient plusieurs aspects. Il est nécessaire pour dimensionner toutes les connaissances afin d'appliquer les bioprocédés dans le cadre de protection de l'environnement.

Il est important dans l'avenir de continuer cet étude par :

- ❖ Un suivie de la cinétique de dégradation du pétrole sur milieu MSM liquide.
- ❖ Une étude de la dégradation des autres polluants dans différents endroits de l'environnement.
- ❖ Une recherche des connaissances sur la composition des effluents polluants, les voies métaboliques des microorganismes impliqués, les limites toxiques, les biomasses efficaces et leur croissance.

Références bibliographiques

Abd Esselem, A. (1999). *Suive de la qualité microbiologique et physicochimique de trois serres alimentant de la région de Tlemcen, Mémoire d'ingénieur institut de biologie, université de Tlemcen.* Pp 2-18.

ADE. (2016). Algérienne Des Eaux.

AESN. 2005. La qualité de l'eau.

AFNOR(1992). Détermination de l'indice biologique global normalisé (IBGN). Association française de normalisation. 12p.

AFNOR NF EN ISO ,6222. (1999). Qualité de l'eau- Dénombrement des microorganismes revivifiables-Comptage des colonies par ensemencement dans un milieu de culture nutritif gélosé.

Aguilera, A., Virginia, S.E., Patxi., San Martín, Ú et Ricardo, A., (2007). *Extraction of extracellular polymeric substances from extreme acidic microbial biofilms. Application Microbiol Biotechnology* 78:1079–1088.

Akmouci-Toumi, S. (2009). Contribution à l'étude des boues de forage : Isolement et évaluation de la capacité de quelques souches microbiennes à dégrader le gasoil. Université M'HAMED BOUGARA BOUMERDES.

Albergel, J., Nasri, S., et Lamachere, J.M., (2006). *Les lacs et barrages collinaires : infrastructures hydrauliques d'aménagement et de conservation des terres agricoles en zone semi aride méditerranéenne. Sciences Planétaires /Sécheresse, John Libbey Eurotext ed.* Volume 15, Numéro 1,pp.78-86.

Alpin, C. (1991). Ecologie, Encyclopédie Universalis. Ed Paris, 1993p.

ANBT. (2016). Agence Nationales des Barrages et des Transferts ; « fiche technique du barrage SMBT et la carte de situation de cuvette ».

Baldent, (1997). *Coloration usuelles en bactériologie. Revue de développement et santé.*

Ballerini, D et Vandecasteele J.P . (1996). *La restauration par voie microbiologique des sols contaminés par les polluants organiques. Int. Biotechnol.* 23:836–865.

Barbault, R. (2003). Ecologie générale : *Structure et fonctionnement de la biosphère. Ed dunt.Paris.*

Baziz, N. (2008). Etude sur la qualité de l'eau potable et risques potentiels sur la santé cas de la ville de Batna. Mémoire magistère aménagement du territoire. Option : Dynamique des milieux physiques et risque naturels. Université. EL Hadj Lakhdar-Batna, p34.

Bechac, J. Boutin, P. (1984). *Traitements des eaux usées. Ed. Eyrolles.Bd.St Germain.* 121p.

Bechac, J. Boutin, P. (1988). Traitements des eaux usées, paris.130 p.

Belhadj, M-Z. (2006). Etude de la pollution du barrage de ZIT EMBA (ALGERIE).Magistère en hydraulique. Option: Mobilisation des ressources hydriques. Université Labida Mohamed Tahar dite El Hadj Lakhdar-Batna, 33p.

Bengoumi et al. (2004). *Qualité de l'eau en aviculture, Revue trimestrielle d'information scientifique et technique,* Vol. 3, n°1, Maroc, 5-25.

Berche, P. (1999). Choléra Et Environnement. Méd. Mal. Infect N°29 : 301 – 307.

Références bibliographiques

- Berche, P., Gaillard, J-L., et Simouet, M. (1988).** Bactériologie, les bactéries des infections humaines. Flammarion médecine sciences. 660p.
- Bergdoll, M. (1979).** Staphylococcal intoxications. In H.Riemann.etF.L.Bryan(EDS) food-borne infection and intoxications (pp.443-494).New York.Academicpress.al.Chapter 39: 379-385.
- Bergey's Manual of Systematique Bacteriology. (1986).**
- Berne, F. Jean, C. (1991).** Traitement des eaux, Édition TECHNIP, 1991, 306 p.
- Bertrand, G. U (2008).** Utiliser L'eau de Pluie, Editions Eyrolles.130 p.
- Biomérieux, SA.(2006).**Applications Bio Pharmaceutiques.
- Boari, G., Mancini, I.M. et Trulli, E., (1997).** Technologies for water and wastewater treatment.-Séminaires Méditerranéens, Sér. A /n037, Università degli Studi della Basilicata Dipartimento di Ingegneria e Fisica dell 'Ambiente Potenza, Italy.
- Boeglin, J.C. (2001).** Propriétés des eaux naturelles. Dossier N° G1110. Environnement Technologies de l'eau. Technique de l'ingénieur.
- Bou saab, H., Nassif, N., Antione, G., Samrani, E., Daoud, R., Medawar, S., Ouaini N. (2007).** *Suivi de la qualité bactériologique des eaux de surface (rivière Nahr Ibrahim, Liban), Revue des sciences de l'eau / Journal of Water Science, Vol. 20, n° 4, 341-352.*
- Bouchelaghem, S. (2014).** Suivi de la qualité physicochimique et microbiologique de l'eau du lac TEMACINE (région de TOUGGOURT), article. Université d'El-TARF. 13p.
- Bourdon, JL et Marchal, N. (1982).** Les milieux de cultures pour l'isolement et l'identification biochimique des bactéries. Edition Doin, Paris.
- Canler, J-P. (2005).** Dysfonctionnements biologiques des stations d'épuration : Origines et solutions. Groupe Gis-Biostep.Doc & Tech. FNDAE n°33 :pp 100-104.
- Chalupa, E., Swabrick, H., Halden, BA., Sjostrand, J., (1987).** Sévère infections associated with contact lens Wear. *OphthalMocogy*; 94: 17-22.
- Chocat, B. (1992).** Techniques alternatives en assainissement pluvial.
- Colin, F. (2000).** *Pollution localisée des sols et des sous –sols par les hydrocarbures et par les solvants chlorés, Académie des sciences, rapport n° 44, Edition Tec & Doc .417*
- Colloque, SHF.** « Quels modèles physiques pour le XXI^{ème} siècle ? » Lyon, France.
- Das, N et Chandran, P. (2011).** *Microbial degradation of petroleum hydrocarbon contaminants: An Overview. Biotechnology Research International.1-13. doi:10.4061/2011/941810.*
- David, C. (2005).** HST, Risque biologique et biodepollution des sols.
- Degremont. (1989).** Mémento technique de l'eau. 2 volumes. 1a réédition Technique et Documentation Lavoisier. Coll SIGG(L).(1992).Chimie des milieux aquatiques.Editions Masson.
- Degremont. (2005).** «Mémento technique de l'eau », Deuxième édition Tom1.
- Delliou, P. (2008).** Grands barrages, petits barrages, Risques Infos N°20, 6p.
- Denis, F., Ploy, M, Martin., C. Bingen, E. Quentin, R. (2007).***Bactériologie médicale Techniques usuelles, Edi III : Masson. 20p.*

Références bibliographiques

- Denton, M, Kerr, K.C. (1998).** Microbiological and clinical aspects of infection associated with *Stenotrophomonas maltophilia*, Clin. Microbial. Rev. 11: 57-80.
- Diagnostic Pasteur. (1987).** *Milieux et réactifs de laboratoire Microbiologie Immunologie 3^{ème} édition*, 728p.
- Durend, R. (2001).** L'eau et la vie .Opéra .Nantes .p 76–86.
- Edline, F. (1996).** L'épuration physico-chimique des eaux.3eme édition. Ed.CEBEDOC, Paris, 283p.
- El Kouir, D. P. (2003).** Infections à staphylocoques : aspects cliniques et bactériologiques. EMC, maladies infectieuses, 8-007-A-10.
- Emanuel, G. et Lorrence H.G. (2009).** Practical handbook of microbiology. CRC press.USA. 853p.
- Ezziane, S. (2007).** Traitement des eaux de rejets, le Mémoire Présenté pour obtenir le diplôme de Magister, Université HASSIBA BEN BOUALI de CHLEF.186 p.
- Farhi, A. (2001).** Contribution à l'étude d'impact des rejets de la tannerie d'Oued EL BERDI (W.Bouira), thèse.
- François, R. (2000).** « Dictionnaire encyclopédique de la pollution », Edition internationale. Paris.
- Franzetti, L et Scarpellini, M. (2007).** Characterisation of *Pseudomonas* spp. Isolated from foods. Annals of Microbiology. 57(1): 39-47. Immunol, 322: 249-289 Interface, Microbes and Microbial Technology, Springer, New York, pp. 59-85.
- Gaagai, A. (2009).** Etude hydrologique et hydrochimique du bassin versant du barrage de BABAR sur Oued EL ARAB région Est de l'ALGERIE. Mémoire de magistère enhydraulique, Université de BATNA, 108p.
- Garrity, G.M. (2005).** The Proteobacteria - Part B: The Gammaproteobacteria. In 'Bergey's Manual of Systematic Bacteriology'. (Springer: New York).
- Gaujous, D. (1995).** La pollution des milieux aquatique : Aide mémoire 2^{ème} édition
- Geldreiche, E. Litsky, W. (1976).** Fecal coliform and fecal streptococcus density relationships in waste discharges and receiving waters, Critical reviews in environmental science and technology, Vol.6, n°4, 349-369.
- Ghazali, D. Zaid, A. (2013).** Etude de la qualité physico-chimique et bactériologique des eaux de la source Ain Salama-Jerri (région de Meknes –Maroc), Larhyss Journal, 12, PP : 25-36.
- Güngör, S., Ozen, M., Akinci, A., Durmaz, R. A. (2003).** *Chryseobacterium meningosepticum* outbreak in a neonatal ward. Infect Control Hosp Epidemiol.24:613-7.
- Henri, L. (2012).** L'eau Potable, Édition réimprimée.190 p.
- Hohzohkiyohara et al. (1982).** Microbial degradation of aromatic hydrocarbons. In: Gibson, T.D. (Ed.), Microbial degradation of organic compounds, pp. 181-252. Marcel Dekker, New York, Basel.
- International Standards Organisation(ISO). (2008a).** Ebauche. Water Quality Sampling-Part 6 : guidance on Sampling in Rivers and Streams. ISO 5667-6 : 2005(E).
- ISO 6777, NA 1657. (2002).** National Research Council, 1995. ANALYSE DES EAUX aspects réglementaires et techniques.

Références bibliographiques

- ISO 6878/1 (F). (1998).** Qualité de l'eau — dosage spectrométrique du phosphore en utilisant le molybdate d'ammonium.
- ISO, 7027. (1999).** (Qualité de l'eau — Détermination de la turbidité (troisième édition).- Mode d'emploi du turbidimètre HACH 2100N.
- Jacques, M. (2006).** Océan et climat, IRD Editions, 222p.
- Jean-Claude, B. (1983).** *Contrôle des Eaux Douces et de Consommation Humaine*, Edition Ed. Techniques Ingénieur. pp 2-8.
- Joffin, J.N. et leyral ,G. (1988).** Microbiologie technique Tom1 dictionnaire des techniques.278p.
- Johnson, J. L., Phelips , C. F., Cummins, C. S.,London ,J et Gasser, F.,(1980).** Taxonomy of Lactobacillus acidophilus group, International Journal of Systematic Bacteriology, 30 :pp. 53-68.
- Jyothik,k. (2012).**Anaerobic biodegradation of long-chain n-alkanes under sulfate-reducing conditions. Environmental Science et Technology. 32(14): 2191-2195.
- Kemmer , F. (1984).** Manuelle de l'eau .Edition : Lavoisier technique et documentation.P: 95- 96-112.
- Kenneth, N. Brooks. (1992).** Environmental Encyclopedia 3 : Hydrologic cycle. p 741.
- Khadraoui, A.Taleb, S. (2008).** Qualité des eaux dans le sud Algérien.Ed ,Khayam.
- Khiati, M. (2009).** L'agriculture Algérienne de l'air précolonial au reforme libérales actuelle, Editeur : Alger ; Anep, 258p.
- Kumar et Gopal. (2015).** Les méthodes de traitement des sols pollués par les hydrocarbures.Mémoire de licence en Microbiologie appliquée. Université kasdi Merbah-Ouargla.
- Lal, B. et Khanna, S. (1996).** Degradation of crude oil by Acinetobacter calcoaceticus and Alcaligenes odorans. Journal of Applied Bacteriology. 81(4): 355–362.
- Lapegue, P. et Ribstein, P. (2006).** La qualité et les analyses d'eaux : Action contre la faim Espagne en Mali. Master 2 en Sciences de l'Univers, Environnement, écologie.Université Pierre et Marie Curie, Ecole des Mines de paris et Ecole Nationale du Génie Rural des Eaux et des Forêts, pp22-23.
- Lavigne, J-P., Gaillard, J-B., Bourg, G., Tichit, C., Lecaillon, E., Soto, A., (2008).** Etude de souches de Stenotrophomonas maltophilia sécrétrices de BLES : détection de CTX-M et étude de la virulence. Pathologie Biologie. 65 : 447-453.Lavoisier TEC & DOC, 220p.
- Lazhar, G. (2011).** Contrôle de la pollution de l'eau par méthode acousto-optique. Mémoire de magister. Université FERHAT ABBAS-SETIF. 106p.
- Le réseau d'évaluation et surveillance écologiques (RESE-Nord). (2005).** *Eaux du Nord : un guide pour concevoir et mener des observations sur la qualité de l'eau dans le nord du Canada.*
- Lechaari, M. (1990).** *Contribution a l'étude hydrogéologique des nappes superposées de manuel de bergéy. Systématique bactériologie ; 9 th edition,533p.*
- Leclerc, H. (1994).** Microbiologie Des Eaux D'alimentation. TEC et DOC. 495p.
- Lecomte, P. (1995).** *Les sites pollués, traitement des sols et des eaux souterraines (2° Éd.)*Édition Lavoisier, TEC & DOC. 198p.

Références bibliographiques

- Marchel et Bourdon. (1982).** Application of molecular methods as a biomarker in bioremediation studies, *International Journal of Biotechnology Applications*. 5(1): 147-154.
- Martin, E. Hine, R. (2008).** *A Dictionary of Biology*. Oxford University Press.
- Martineau, B. (1996).** *Systématique bactérienne, Guide d'identification des bactéries aérobies*. Edition Déclaré, Montréal. ISBN: 2891371518.
- Mebarki, K. et Smahi, A. (2006).** Analyses physico-chimiques et appréciation des eaux de l'Oued Agrioun. Mémoire de fin d'étude, Université de Bejaia, 56p.
- Menoret, C. (2001).** Traitement d'effluents concentrés par cultures fixées sur gravier ou pouzzolan. -Thèse : Académie des sciences et techniques du Languedoc, université Montpellier II, France.
- Mesarat, A. (2009).** « Contribution à l'aptitude des eaux de surface à l'irrigation dans le périmètre du haut Chélif ».
- Mokeddem, K. Ouddane, S. (2005).** Qualité physico-chimique et bactériologique de l'eau de source Sidi Yaakoub (Mostaganem), mémoire d'ingénieur institut de biologie Mascara, pp 18-22.
- Molta. (2002).** Anaerobic degradation of 2-methylnaphthalene by a sulfate-reducing enrichment culture. *Appl. Environ. Microbiol.* 66 (12):5329–5333.
- Momba, M.N.B., Malakate, V.K., Theron J. (2006).** Abundance of pathogenic *Escherichia coli*, *Salmonella typhimurium* and *Vibrio cholerae* in Nkonkobe drinking water sources, *J. Water Health*, Vol.4, Issue 3, 289-296.
- Musy, A. et Higy, C. (2004).** *Hydrologie*. Presses polytechnique et universitaire Romandes. p.32.
- Muthu, SS. (2014).** Feuille de route pour des textiles et vêtements durables: aspects environnementaux et sociaux de la chaîne d'approvisionnement du textile et du vêtement. Springer Singapore.
- Nebel, J.B. et Wright, T.R. (1996).** *Environmental Science: The way of the world works*. Prentice Hall.
- Niang, O. (2003).** Validation d'une micro-méthode d'identification des bacilles à Gram négatif non fermentaires. Thèse de Pharm., Dakar. n° 60.
- Nordmann, F. et Pinard L. G. (2000).** Chimie de l'eau et corrosion des REP. Dossier N° BN3750. Corrosion vieillissement. Matériaux. Technique de l'ingénieur.
- Obayori, O. S., Adebuseye, S. A., Adewale, A. O., Oyetibo, G. O., Amokun, R. A., et Ilori M. O., (2009).** Differential degradation of crude oil (Bonny Light) by four *Pseudomonas* strains. *Journal of Environmental Sciences*. China. 21(2), 243-248.
- ONID. (2016).** Office National de l'Irrigation et du Drainage.
- Pajoués, J. (2007).** *Le petit Larousse*.
- Papa, M. (2005).** *Les eaux à usage industriel*, Edition EP5. 17p.
- Patoine, M. (2011).** *Influence de la densité animale sur la concentration des coliformes fécaux dans les cours d'eau du Québec méridional, Canada*, *Revue des sciences de l'eau*, Vol. 24, n°4, 421-435.
- Paul, R. (1998).** *Eaux d'égout et eaux résiduaires industrielles: Épuraton, utilisation*, Société d'Éditions techniques, 1998, 192 p.

Références bibliographiques

- Ramade, F. (1984).** Eléments d'écologie-écologie fondamentale. Ed Mac Graw-Hill. Paris, 397p.
- Ramade, F. (2005).** Eléments d'écologie .Ecologie appliquée. Ed. Dunod, Paris. 864p.
- Rapinat, M.(1982).** « L'eau », Presse universitaire de France. 1re édition.
- Rejseck , F. (2002).** Analyse des eaux : aspect réglementaire et technique édition CRDPAQUITAINE. Collection biologique technique, 64p.
- Rodier, J. (1984).** Analyse de l'eau : Eau naturelle, eau résiduaire, eau de mer. 7^{ème} Edition. DUNOD Paris, 1353p
- Rodier, J. (1996).** *L'analyse De L'eau, Eaux Naturelles, Eaux Résiduaires*, 8^{ème}Edition,Dunod, paris, 1335p.
- Rodier, J., Legube, B., Merlet, N. (2009).** *L'analyse de l'eau*, 9^{ème} Edition. Ed. Dunod, Paris, 1475p.
- Rodier, J.,Bazin,C., Broutin, J.P., et al.(2005).** L'analyse de l'eau, eaux naturelles, eaux résiduaires, eau de mer : Chimie, physico-chimie, microbiologie, biologie, interprétation des résultats. 8^{ème}éd. Paris : Dunod,1383p. ISBN 210 0496 360.
- Rodier. J,** *Analyse De L'eau (Eau Naturelles, Eaux Résiduaires, Eau De Mer)*, 8^{ème} Edition, paris, 1996, 1260 p
- Roumieu, P., Mazet, E. et Ghilhem, P.,(2003).** La modélisation physique d'ouvrages d'assainissement source intéressante de gains technico Economiques.
- Schuddeboom, J. (1993).** Nitrates et Nitrites dans les denrées alimentaires, éditions du Conseil de l'Europe, Strasbourg, 11p.
- Scriban, R. (1999).** Biotechnologie : Restauration par voie biologique des sols.
- Shuval, H.I., Avner, A., Fattal, B., Elyahu, R. et Yakupiel, P., (1986).** Caractéristiques des eaux usées et de traitement pour l'irrigation dans l'irrigation des eaux usées dans les pays en développement: effets sur la santé et la solution technologique, UNPP Rapport Project Management 6.La Banque mondiale, Washington.USA.136p.
- Singleton, P. (1999).** Bactériologie, Edition Duonod 4^{ème} édition Paris.415p.
- Souad, M. (2010).** Evaluation de la qualité physico-chimique des eaux brutes et distribuées du barrage réservoir de Beni Haroun dans département de chimie. Thèse de magister, université Mentouri de Constantine, Algérie.
- Sudhanshu, SP.(2008).** Hydrological Cycle. Gainesville State Collège. p515 -518.
- Talon, D., Thouverez , M., Bertrand, X. (2006).** Role des *Pseudomonas* et apparentés dans les infections nosocomiales. XVIIe Congrès national de la SFHH. 22-24.
- Tardat henry, M. (1992).** Chimie Des Eaux, 2^{ème} Edition, Les éditions du griffon d'Argile, 1992, pp 213-215.
- Tefiani et valette. (2000).** L'eau : élément fondamental, p1-p20.
- Teghidet, H. (2004).** «Contribution a l'étude de l'entartrage par voie électrochimique : influence de différents paramètres sur la cinétique de déposition du tartre », mémoire de Magister, Université de Bejaia.

Références bibliographiques

Tekfi, K. (2006). « Étude des performances épuratoires d'une station d'épuration des boues activées », mémoire pour l'obtention de diplôme de DEUA. Option traitement et épuration de l'eau, département hydraulique, université Tlemcen.

Thomas, O. (1995). Métrologie des eaux résiduaires. Edition CEBEDOC sprl, pp53-56.

Tortora, G.J., Funke, B.R., et Case CL. (2003). Introduction à la microbiologie. Ed. Renouveau pédagogique Inc, 157-355.

Trifi, B. (2012). Traitement des polluants organiques persistants par décharges à barrières diélectriques (DBD) et par décharges glissantes, thèse.

Viala, A. et Botta, A. (2005). Toxicologie. 2^{ème} édition TEC et DOC. p248, 1096p.

www.biomerieux.fr/servlet/srt/srt/bio/france/dyn.

Zhenpeng et al. (2002). Microbiologie technique, Tome1 : Dictionnaire des techniques, 4^{ème} édition. Edition CRDP d'aquitaine.

Zobell, CE. (1996). Microbial modification of crude oil in the sea. In Proceeding of Joint Conference on Prevention and control of oil Spills. American Petroleum Institute, Washington, D.C. 317-326 .

Les sites internet :

<http://Google earth>, 2016.

<http://www.soudoud-dzairr.com>.

<http://www.fr.123rf.com>.

<http://www.quebecscience.qc.ca>.

Annexe 01 : Matériel et équipements

A. Matériel pour les analyses physicochimiques et microbiologiques

1-Bain Marie.

2-Etuve (37°C, 44°C et 22°C).

3-Autoclave.

4-pH mètre/Multi paramètre.

5-Conductimètre.

6-Spectrophotomètre.

7-Vortex.

8-Plaque chauffante.

9-Centrifugeuse (Eppendorf Centrifuge 5804) .

10-Microscope optique.

11-Balance.

12-Distillateur.

13-Compteur des colonies.

14-Réfrigérateur.

15-Bec bunsen.

16-Bombe de filtration.

17- Agitateur.



Bain marie



Etuve



Autoclave



Centrifugeuse



Spectrophotomètre



Vortex



Microscope optique



Balance



Agitateur



Rampe de filtration



Turbidimètre



Armoire thermorégulatrice

Figure 19: Matériels utilisés dans les analyses microbiologiques et physicochimiques (original).

B. Verreries, instruments et matériel en plastique

1-Boites Pétrie
2-Tubes à essai
3-Becher 100ml et 250 ml
4-Burette
5-Pipette Pasteur
6-Anse de platine
7-Pince
8-Papiers filtres millipores (0.45µm).
9-Lames et lamelles
10-Seringues de 5ml et 10 ml
11-Tube de centrifugation en plastique.
12-Micropipettes de 100 µl et de 1000 µl
13-Parafilm
14-Masque
15- Aluminium
16-Spatule
17-Cuvettes de spectrophotomètre.

**Boites pétries****Tube de centrifugation en plastique.****Papiers filtres millipores (0.45µm).****Masque****Tubes à essai****Seringues et emboles****Figure 20 : Verreries, instruments et matériel en plastique(original).**

Annexe 02 : Produits biochimiques et réactifs

A. produits biochimiques
1-Eau physiologie
2-Eau distillée
3-Alcool
4-Vaseline
5-Huile à immersion
6-Disques d'oxydase
7-Eau Oxygénée (H ₂ O ₂)

B. Réactifs
Réactif de Kovacs
Réactif TDA
Réactif VP1 et VP2
Réactif NR1 et NR2
Fushine
Violet de gentiane
Lugol

Annexe 03: Matériel d'échantillonnage utilisé au terrain
1-Bouteille d'échantillonnage d'eau de 1.7 litre.
2-Flacons stériles.
3-Glacier à 4°C.

Annexe 04 : Compositions des milieux de culture

A. Milieux pour dénombrement et d'enrichissement

Gélose nutritive	Bouillon nutritif
Extrait de viande03g	Extrait de viande.....5g
Tryptone de viande05g	Peptone.....10g
NaCl05g	Nacl.....05g
Agar20g	pH=7.2
(pH=7.3 +/-0.1)	

B. Milieux d'isolement et purification.

Milieu MSM solide modifié	
-NH ₄ CL.....	2g
-KCL.....	0.1g
- K ₂ HPO ₄	1g
-CaCl	0.01g
- KH ₂ PO ₄	0.5g
-FeSO ₄ 7H ₂ O.....	0.01g
-MgSO ₄ 7H ₂ O.....	0.5g
-Pétrole brut.....	2ml
Agar	15g
-Eau distillée.....	1000ml
pH=7.2	

Bouillon lactose au bromocrésol-pourpre, (BCPL milieu simple et doubleconcentrations) en g/l d'eau distillée		
Milieu S/C	Milieu D/C	
- Peptone.....	5.....	10
- Extrait de Viande.....	2.....	4
- Lactose.....	5.....	10
- Pourpre de bromocrésol.....	0,025.....	0, 05
pH final : 6,9 ± 0,2		

Bouillon de Schubert en g/l d'eau distillée	
- Tryptophane.....	0,2
- Acide glutamique.....	0,2
- Sulfate de magnésium.....	0,7
- Citrate de sodium.....	0,5
- Sulfate d'ammonium.....	0,4
- Chlorure de Sodium.....	2
- Peptone.....	10
- Mannitol.....	7,5
- Phosphate disodique.....	4
- Phosphate mono potassique.....	0,6
pH final : 7,4 ± 0,2	

Milieu de ROTHE (milieu simple et double concentrations) en g/l d'eau distillée	
Milieu S/C	Milieu D/C
- Hydrolysate tryptique de caséine.....	12,6.....25,2
- Peptone bactériologique.....	8.....16
- Glucose.....	5.....10
- Chlorure de sodium.....	5.....10
- Phosphate dipotassique.....	2,7.....5,4
- Phosphate monopotassique.....	2,7.....5,4
- Acide de sodium.....	0,2.....0,4
pH final : 6,8 ± 0,2	

--

Gélose viande-foie en g/l d'eau distillée	
- Base viande-foie.....	30
- Glucose.....	02
- Amidon.....	02
- Agar.....	20
pH final : 7,6	

Chapman			
1/ <u>Peptone</u>	10g	2/ Tryptone	05g
<u>Extrait de viande</u> de bœuf.....	01 g	Extrait de levure	03g
<u>Chlorure de sodium</u>	75 g	Extrait de viande	03g
<u>Mannitol</u>	10 g	Na Cl.....	70g
<u>Rouge de phénol</u>	0,025 g	Peptone.....	10g
<u>Agar</u>	15 g	Mannitol.....	10g
		Rouge de phénol.....	0.05g
		Agar.....	18g
(pH = 7,4+/-0.1)			

SLANETZ ET BARTLEY	
Peptone de caséine.....	15g
Peptone de soja.....	05g
Extrait de levure.....	05g
Glucose.....	02g
Aide de sodium.....	0,4
Phosphate dipotassique.....	04g
Agar.....	10g
+ Avant utilisation du milieu vs ajouter 1% TTC (triphenyl2,3,5-tetrazolium chlorure)	
PH=7,2+/-0,1	

TSA (Trypticase Soja)	
1/Peptone de caséine.....	15g
2/Peptone de caséine.....	15g
Peptone de soja.....	05g
Peptone de soja.....	05g
Agar.....	20g
Na Cl.....	05g
pH=7.3+/-0.1	Agar.....
	15g
	PH=7.3+/-0.1

Réactif de Kovacs	
- Paradiméthylaminobenzaldehyde.....	5 g
- Alcool iso-amylque.....	75 ml

- Acide chlorhydrique.....25 ml

FUCHINE	LUGOL
Fuschine basique.....01g	Iode01g
Alcool ethylique.....10ml	Iodure de potassique02
Phénol.....05	Eau distillée.....300ml
Eau distillée100ml	

VIOLET DE GENTIANE
Violet de gentiane 01g
Ethanol à 90%10ml
Phénol02g
Eau distillée100ml
Eau distillée100ml

Annexe 5: Les normes de l'eau potable.

Les normes algérienne de l'eau potable (Paramètre physico-chimique).

Paramètre	Unités	Norme Algérienne
Couleur	Mg/l échelle Pt/co	15
Saveur	Taux de dilution	4(à 25°C)
Odeur	Taux de dilution	4(à 25°C)
Turbidité	NTU	5
pH	Unité de PH	6.5 à 9
Conductivité	Us/cm à 20°C	2800
Température	°C	25
calcium	Mg/l	200
Sulfates	Mg/l	400
Chlorures	Mg/l	500
Phosphore	Mg/l	5
Fer total	Mg/l	0.3
Azote ammoniacal	Mg/l	0.5

Aluminium	Mg/l	0.2
Nitrites	Mg/l	0.2
Nitrate	Mg/l	50

Annexe 6: La lecture de galerie API 20E

Caractère	Substrat	Enzyme	Produit(s) formé(s)	indicateur	Réactif(s) ajouté(s)	Lecture +	Lecture -
ONPG	ONPG	ONPG-hydrolase ----- galactosidase	ONP (jaune) galactose			Jaune	Incolore
ADH	Arginine	Arginine Dihydrolase (ADH)	Ornithine NH ₃ CO ₂	RP		Rouge -orange	Jaune
LDC	Lysine	Lysine Décarboxylase (LDC)	Cadavérine CO ₂	RP		Rouge -orange	Jaune
ODC	Ornithine	Ornithine Décarboxylase (ODC)	Putrescine CO ₂	RP		Rouge -orange	Jaune
CIT	Citrate		CO ₂ H ₂ O	BBT		Bleu	vert
H ₂ S	S ₂ O ₃ ⁻²	(Thiosulfate Réductase)	S ²⁻ (H ₂ S)	Fer III		Noire	Incolore (jaune pâle)
URE	Urée	Uréase	NH ₄ ⁺ (HCO ₃ ⁻)	RP		Rouge	jaune
TDA	Tryptophane	Tryptophane Désaminase (TDA)	Acide indole pyruvique NH ₃		TDA / immédiat (Fer III)	Marron brune	Jaune
IND	Tryptophan	Tryptophanase	Indole A. pyruvique NH ₃		James / immédiat ou Kovacs / 2min	Rouge	Incolore jaune
Vp	Pyruvate		Acétoïne		VP1 (KOH) + VP2 (naphtol) / 10min	Rouge	Incolore
GEL	Gélatine	Gélatinase	Acides Aminés			Noire	Particule noire
GLU	Glucose		Acides	BBT		Jaune	Bleu ou

							Bleu vert
--	--	--	--	--	--	--	-----------

Introduction générale

Chapitre I :
Revue bibliographique

Chapitre II :
Matériels et Méthodes.

Chapitre III :
Résultat et
discussion.

Conclusion
Générale

Annexe

*Référence
bibliographique*