

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية  
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE  
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

UNIVERSITE 8 MAI 1945 GUELMA

FACULTÉ DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE ET SCIENCES DE LA TERRE ET DE  
L'UNIVERS  
DÉPARTEMENT D'ÉCOLOGIE ET GÉNIE DE L'ENVIRONNEMENT



## Mémoire de Master

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Spécialité : Biologie

Option : Biodiversité et écologie des zones humides

### Thème

---

**IMPACT DE LA POLLUTION AGRICOLE ET URBAINE SUR LA  
QUALITÉ DES EAUX DE SURFACE : CAS DU BARRAGE DE  
HAMMAM DEBAGH-GUELMA**

---

**Présenté par :** KHERCHICHE Aboubakr.  
BOUZIDI Amina.

**Devant le jury composé de :**

Président : Mr. HOUHAMDI Moussa (Pr) - Université de 08 MAI 1945 – Guelma  
Examineur: Mr. NEDJAHRIAD (M.C)- Université de 08 MAI 1945 – Guelma  
Encadreur : Mr. BOUCHELAGHEM ELHadi (M.A)- Université de 08 MAI 1945 – Guelma  
Co-Encadreur : M<sup>elle</sup> REGGAM Asma (Doctorante)- Université de 08 MAI 1945 – Guelma

**Juin 2013**

# Remerciements

*Nous remercions le **Dieu** le Miséricordieux qui nous a éclairé la voix de la science et de la connaissance et par sa grâce on a réussi à achever ce travail.*

*Nos reconnaissances, nos vives gratitudee et nos sincères remerciements vont à Monsieur **HOUHAMDI Moussa**, Professeur au département d'Écologie et génie de l'environnement, d'avoir bien accepté de présider ce jury.*

*Nous tenons à remercier Monsieur, **NEDJAH Riad**, Docteur au département d'Écologie et génie de l'environnement à l'Université de Guelma pour avoir exprimé son entière disponibilité à participer à ce jury et examiner ce mémoire.*

*Nos vifs remerciements s'adressent à Monsieur **BOUCHELAGHEM El Hadi**, Docteur au département d'Écologie et génie de l'environnement à l'Université de Guelma, qui nous a fait l'honneur de nous diriger et nous guider avec patience et gentillesse tout au long de la réalisation de ce travail. Ses encouragements, sa disponibilité constante et surtout ses conseils nous ont été d'une précieuse aide.*

*Nos vives gratitudee s'adressent aussi à M<sup>elle</sup> **RAGGAM Asma**, Doctorante au département d'Écologie et génie de l'environnement à l'Université de Guelma, pour l'aide qu'elle nous a donné, malgré son temps est très chargé. Sa patience avec nous, ses conseils, son esprit de plaisir ... tout ça nous a aidé pour compléter notre travail.*

*Un grand Merci pour vous **Asma**.*

*On remercie monsieur **KHELIFA Rassim**, Doctorant à l'Université de Tizi-Ouzou qui nous a aidé à tout moment sans maugréer.*

*Nos sincères remerciements vont à tous les enseignants de la faculté des sciences de la nature et de la vie et des sciences de la terre et de l'univers de l'Université de Guelma qui contribués à notre formation, et les responsables de laboratoire du département surtout Mme **Houria**.*

*On remercie également Monsieur **CHAALAL Mohammed**, Directeur de l'Algérienne des eaux de la Wilaya de Guelma, Monsieur **AMRAOUI Salah**, chef de laboratoire; ainsi que l'ensemble de son équipe pour leur accueil bienveillant et leurs conseils avisés, et cela malgré leur emploi du temps chargé.*

*N'oublions pas aussi de remercier Monsieur **BAHRI Kamel**, Directeur de l'agence nationale des barrages et transfères de Hammam Debagh, qui nous a facilité l'accès à l'aire d'étude et pour leur accueil bienveillant.*

*Nous adressons également un grand remerciement à nos chers parents qui nous ont soutenus durant toute notre formation.*

*En fin, nous exprimons tous le bonheur du monde à nos collègues de la promotion sortante 2013 du Master Biodiversité et écologie des zones humides.*

---

*Aboubakr*

*Amina*

# TABLE DES MATIÈRES

REMERCIEMENT	
LISTE DES TABLEAUX	
LISTE DES FIGURES	
LISTE DES SIGLES ET ABRIVIATION	

## CHAPITRE 1 : SYNTHÈSE BIBLIOGRAPHIQUE

Introduction.....	1
1.1. Hypothèses de travail et objectifs.....	2
1.2. Le phénomène d'eutrophisation des retenues de barrage et ses conséquences.....	2
1.2.1. Le barrage de Hammam Debagh.....	2
1.2.2. Facteurs et processus de l'eutrophisation.....	3
1.2.3 Facteurs anthropogéniques.....	5
A) Sources ponctuelles.....	5
B) Sources diffuses .....	6
C) Les matières en suspension.....	6
1.2.4. Facteurs liés au plan d'eau .....	6
1.2.5. Fonctionnement des retenues de barrage eutrophisées.....	6
1.2.6. Effets de l'eutrophisation sur la qualité de l'eau et sa potabilisation.....	7
1.2.7. Problèmes de l'eutrophisation dans les pays méditerranéens.....	8
1.2.8. Lutte contre l'eutrophisation des retenues de barrage.....	9
1.2.9. Conclusion.....	10

## CHAPITRE 2 : CARACTERISTIQUES GENERALES DE LA REGION D'ETUDE

2.1. Présentation de la zone d'étude.....	12
2.1.1. Localisation géographique.....	12
2.1.2. Description de l'aire d'étude.....	12
2.1.3. Caractéristiques générales.....	14
2.1.4. Réseau hydrographique .....	15
2.1.5. Etude climatologique .....	16
2.1.5.1. Température .....	17
2.1.5.2. Humidité relative de l'air .....	17
2.1.5.3. Vent.....	18
2.1.5.4. Pluviométrie.....	19
2.1.5.5. Analyse de crues.....	20
2.1.5.6. Synthèse climatique.....	21

## CHAPITRE 3 : MATERIEL ET METHODES

3.1. Echantillonnage.....	23
3.2. Stations et campagnes de prélèvements.....	23

3.3. Mode de prélèvement.....	23
3.4. Transport de prélèvement.....	24
3.5. Travail de laboratoire.....	24
3.5.1. Méthodes d'analyses des paramètres physico-chimiques.....	24
3.5.1.1. Méthode électrochimique.....	24
A. Mesure de pH.....	24
B. Mesure de la température.....	25
C. Mesure de la conductivité électrique.....	25
D. Mesure de la turbidité.....	26
E. Mesure du résidu sec.....	26
F. Mesure de l'oxygène dissous.....	26
G. Détermination des matières en suspension.....	27
H. Mesure de la salinité et TDS.....	27
3.5.1.2. Spectrophotométrie.....	27
A. Dosage de l'ammonium.....	28
B. Dosage des ions nitrites et nitrates.....	28
C. Dosages des sulfates.....	29
D. Dosage des phosphates.....	29
E. Dosage du fer méthode à l'orthophénanthroline.....	30
3.5.1.3. Volumétrie.....	30
A. Détermination du calcium.....	30
B. Détermination du magnésium.....	31
C. Titre alcalimétrique simple et complet.....	32
D. Dureté totale (Titre hydrotimétrique).....	33
E. Détermination des chlorures.....	33
F. Détermination de la matière organique.....	34
3.5.2. Méthodes d'analyses des paramètres bactériologiques.....	35
3.5.2.1. Recherche et dénombrement.....	35
A. Recherche et dénombrement des microorganismes revivifiables à 22 et à 37°C.....	35
B. Recherche et dénombrement des bactéries indicatrices des contaminations fécales.....	36
B.1. Recherche et dénombrement des Coliformes totaux.....	36
B.2. Recherche et dénombrement des Streptocoques.....	37
B.3. La recherche et dénombrement des anaérobies sulfito-réducteurs (ASR).....	38
C. La recherche des bactéries pathogènes.....	39
C.1. La recherche des Staphylocoques.....	39
C.2. Recherche des Pseudomonas.....	41
3.5.2.2. Test de confirmation.....	42
A. Confirmation des Coliformes fécaux.....	42
B. Confirmation des Streptocoques de groupe « D ».....	42
3.5.2.3. Isolement et identifications des bactéries.....	42
A. Identification microscopique.....	42
A.1. Coloration de Gram.....	42
A.2. Identification biochimique.....	43

## CHAPITRE 4 : RÉSULTATS ET DISCUSSION

4.1. La qualité physico-chimique de l'eau.....	45
4.1.1. Paramètres organoleptiques.....	45
▪ Turbidité.....	45
4.1.2. Paramètres physico-chimiques.....	45
A. Température.....	45
B. pH.....	46
C. Conductivité électrique.....	46
D. Salinité.....	47
E. Taux des sels dissous.....	47
F. Oxygène dissous.....	48
4.1.2.2. Paramètres chimiques.....	48
A. Titre hydrotimétrique.....	48
C. Magnésium.....	49
D. Calcium.....	49
E. Titre Alcalimétrique simple.....	50
F. Titre Alcalimétrique complet.....	50
G. Bicarbonate.....	51
H. Chlorure.....	51
I. Sulfate.....	52
J. Résidu Sec.....	52
4.1.3. Paramètres concernant des substances indésirables.....	53
4.1.3.1. Matière en suspension.....	53
4.1.3.2. Matière organique.....	54
4.1.3.3. Nitrate.....	54
4.1.3.4. Nitrite.....	55
4.1.3.5. Ammonium.....	55
4.1.3.6. Phosphate.....	55
4.1.3.7. Fer.....	56
4.2. La qualité Bactériologique de l'eau.....	57
4.2.1. Résultats des dénombrements des micro-organismes de l'eau.....	57
4.2.1.1. Germes totaux.....	57
4.2.1.2. Coliformes totaux.....	58
4.2.1.3. Coliformes fécaux.....	59
4.2.1.4. Streptocoques fécaux.....	59
4.2.1.5. Anaérobie sulfite- réducteur.....	60
4.2.1.6. Bactéries Pathogènes.....	60
A. Staphylocoques et Pseudomonas.....	60
4.2.2. Identification des souches bactériennes.....	61
4.2.2.1. Caractères morphologiques et coloration de Gram.....	61
4.2.2.2. Résultats de l'identification biochimique.....	63
Conclusion et recommandations.....	65
Références bibliographiques	

Résumé  
Abstract  
ملخص  
Annexes

## LISTE DES TABLEAUX

<b>Tableau 2.1</b> : Principales caractéristiques du barrage de Hammam Debagh.....	<b>15</b>
<b>Tableau 2.2</b> : Evaluation des températures mensuelles de la région d'étude (Années 2003-2012)....	<b>Annexes</b>
<b>Tableau 2.3</b> : Humidité relative mensuelles moyennes de la région d'étude de (2003-2012).....	<b>18</b>
<b>Tableau 2.4</b> : Profil des variations mensuelles moyennes de la vitesse du vent sur le site d'étude (Années 2012).....	<b>18</b>
<b>Tableau 2.5</b> : Variations des précipitations mensuelles (2003-2012).....	<b>Annexes</b>
<b>Tableau 2.6</b> : Principales crues sur Oued Bouhamdane au cours des années (2011-2012).....	<b>Annexes</b>
<b>Tableau 2.7</b> : Principales crues sur Oued Bouhamdane au cours des années (2012-2013).....	<b>Annexes</b>
<b>Tableau 2.8</b> : Caractéristiques climatiques de Guelma Années (2003-2012).....	<b>Annexes</b>
<b>Tableau 3.1</b> : Les paramètres Bactériologiques.....	<b>35</b>
<b>Tableau 3.1</b> : Table de NPP (Rodier 2009).....	<b>Annexes</b>
<b>Tableau 3.3</b> : Tableau de lecture de l'API 20E.....	<b>Annexes</b>
<b>Tableau 3.4</b> : Tableau de lecture de l'API 20 Staph.....	<b>Annexes</b>
<b>Tableau 3.5</b> : Tableau de lecture de l'API 20 Strep.....	<b>Annexes</b>
<b>Tableau 4.1</b> : Les résultats de recherche des Bactéries pathogènes.....	<b>60</b>
<b>Tableau 4.2</b> : Profil biochimique des Staphylocoques.....	<b>61</b>
<b>Tableau 4.3</b> : Résultats de l'identification des Pseudomonas.....	<b>61</b>
<b>Tableau 4.4</b> : Caractères macroscopiques et microscopiques des colonies bactériennes Isolées.....	<b>62</b>
<b>Tableau 4.5</b> : Résultats de l'identification par la galerie API 20 E.....	<b>63</b>
<b>Tableau 4.6</b> : Résultats de l'identification par la galerie API 20 Staph et API 20 Strepto.....	<b>63</b>



## LISTE DES FIGURES

<b>Figure 1.1</b> : Schéma représente l'évolution du processus d'eutrophisation selon six stades distincts qualifiés de niveaux trophiques.....	<b>05</b>
<b>Figure 2. 1</b> : Localisation géographique du barrage de Hammam Debagh.....	<b>13</b>
<b>Figure 2.2</b> : Fleur d'eau d'une espèce de cyanobactéries à pigments rouges.....	<b>14</b>
<b>Figure 2.3</b> : Courbe d'évaluation des températures de la région d'étude (Années 2003-2012).....	<b>17</b>
<b>Figure 2.4</b> : Evaluation mensuelle des humidités relatives de la région d'étude (Années 2003-2012).....	<b>18</b>
<b>Figure 2.5</b> : Variations moyennes mensuelles des vents (Année 2012).....	<b>19</b>
<b>Figure 2.6</b> : Variations des précipitations mensuelles (2003-2012).....	<b>19</b>
<b>Figure 2.7</b> : Principales crues sur Oued Bouhamdane au cours des années (2011-2012).....	<b>20</b>
<b>Figure 2.8</b> : Principales crues sur Oued Bouhamdane au cours des années (2012-2013).....	<b>21</b>
<b>Figure 2.9</b> : Diagramme Pluiothermique de la région d'étude (2003- 2012).....	<b>22</b>
<b>Figure 3.1</b> :Localisation des stations de prélèvement dans la retenue du barrage Hammam Debagh.....	<b>23</b>
<b>Figure 3.2</b> :Multi-paramètre WTW Multi 1970i.....	<b>25</b>
<b>Figure 3.3</b> : Spectrophotomètre ODYSSEY.....	<b>27</b>
<b>Figure 3.4</b> : Dégradation de Mannitol.....	<b>40</b>
<b>Figure 3.5</b> : Coagulase positif.....	<b>40</b>
<b>Figure 3.6</b> : Coagulase négatif.....	<b>40</b>
<b>Figure 4.1</b> : Variations mensuelles de la turbidité.....	<b>45</b>
<b>Figure 4.2</b> : Variations mensuelles de la température.....	<b>46</b>
<b>Figure 4.3</b> : Variations mensuelles de pH.....	<b>46</b>
Figure 4.4: Variations mensuelles de la conductivité.....	<b>47</b>
<b>Figure 4.5</b> : Variations mensuelles de la salinité.....	<b>47</b>
<b>Figure 4.6</b> : Variations mensuelles de la TDS.....	<b>48</b>
<b>Figure 4.7</b> : Variations mensuelles du taux d'oxygène dissous.....	<b>48</b>
<b>Figure 4.8</b> : Variations mensuelles de la dureté totale.....	<b>49</b>
<b>Figure 4.9</b> : Variations mensuelles du taux de magnésium.....	<b>49</b>
<b>Figure 4.10</b> : Variations mensuelles du taux de calcium.....	<b>50</b>
<b>Figure 4.11</b> : Variations mensuelles de la TA.....	<b>50</b>
<b>Figure 4.12</b> : Variations mensuelles de TAC.....	<b>51</b>
<b>Figure 4.13</b> : Variations mensuelles de bicarbonate.....	<b>51</b>
<b>Figure 4.14</b> : Variations mensuelles des chlorures.....	<b>52</b>
<b>Figure 4.15</b> : Variations mensuelles des sulfates.....	<b>52</b>
<b>Figure 4.16</b> : Variations mensuelles du résidu sec.....	<b>53</b>
<b>Figure 4.17</b> : Variations mensuelles de la MES.....	<b>53</b>
<b>Figure 4.18</b> : Variations mensuelles de la matière organique.....	<b>54</b>
<b>Figure 4.19</b> : Variations mensuelles des nitrates.....	<b>54</b>
<b>Figure 4.20</b> : Variations mensuelles des nitrites.....	<b>55</b>
<b>Figure 4.21</b> : Variations mensuelles de l'ammonium.....	<b>55</b>
<b>Figure 4.22</b> : Variations mensuelles de phosphate.....	<b>56</b>
<b>Figure 4.23</b> : Variations mensuelles de fer.....	<b>57</b>

<b>Figure 4.24</b> : Evolution du nombre des germes totaux à 22 °C dans les stations.....	<b>57</b>
<b>Figure 4.25</b> : Evolution du nombre des germes totaux à 37 °C dans les Stations.....	<b>58</b>
<b>Figure 4.26</b> : Evolution du nombre des Coliformes totaux dans les stations.....	<b>58</b>
<b>Figure 4.27</b> : Evolution du nombre des Coliformes fécaux dans les stations.....	<b>59</b>
<b>Figure 4.28</b> : Evolution du nombre des Streptocoques fécaux dans les stations.....	<b>59</b>
<b>Figure 4.29</b> : Evolution du nombre des ASR dans les stations.....	<b>60</b>
<b>Figure 4.30</b> : Les Bacilles Gram (-).....	<b>62</b>
<b>Figure 4.31</b> : Les Bacilles Gram (+).....	<b>62</b>
<b>Figure 4.32</b> : Les Cocci Gram (+).....	<b>62</b>
<b>Figure 4.33</b> : Profil biochimique de la souche <i>Klebsiella oxytoca</i> .....	<b>63</b>
<b>Figure 4.34</b> : Profil biochimique de la souche <i>Serratia odorifera 1</i> .....	<b>64</b>
<b>Figure 4.35</b> : Profil biochimique de la souche <i>Staphylococcus caprae</i> .....	<b>64</b>
<b>Figure 4.36</b> : Profil biochimique de la souche <i>Enterococcus faecalis</i> .....	<b>64</b>
<b>Figure 4.37</b> : Profil biochimique de la souche <i>Aerococcus viridans1</i> .....	<b>64</b>

## LISTE DES SIGLES ET ABRÉVIATION

**AAF** :Aéro-anaérobie facultatif.

**ADE** : Algérienne des eaux.

**BEA** :GéloseBile EsculineAzide.

**CE** : Conductivité électrique.

**CF** : Coliformes fécaux.

**CT** : Coliformes totaux.

**°C** : Degré Celsius.

**D/C** : Double concentration.

**EDTA** : EthyleDiamineTétraAcétique.

**°F** : Degré français.

**Fig** : Figure.

**GT** : Germes totaux.

**HCO<sub>3</sub><sup>-</sup>** : Bicarbonates.

**NPP** : Nombre plus probable.

**NF** :Norme française.

**OMS** :Organisation Mondial de la Santé.

**S** : Station.

**SM** : Solution mère.

**S/C** : Simple concentration.

**Tab** : Tableau.

**TDS** : Taux des sels dissous.

**TGEA** : Tryptone-Glucose-Extrait de levure-Agar.



# CHAPITRE

i

## **Introduction :**

La plus part des retenues Algériennes sont menacées par le phénomène d'eutrophisation à cause de l'accroissement des apports d'éléments nutritifs terrigènes et anthropiques polluants. L'une des conséquences de cette situation est la sur-fertilisation des eaux par les nutriments phosphorés et azotés et leur vieillissement accéléré par le développement anarchique des algues microscopiques (El Ghachtoul *et al.*, 2005).

Dans ces conditions, certains descripteurs de qualité comme le phosphore, l'azote et l'oxygène dissous varient en imposant des interactions entre les grandes fonctionnalités de l'écosystème aquatique.

Il est communément admis que ce type de dégradation de l'eau brute destinée à la potabilisation induit à l'eau traitée, un héritage de mauvais goûts et odeurs inacceptables pour le consommateur (Christopher M., 2002).

Le présent travail s'inscrit dans le cadre d'une étude hydrobiologique et écologique globale des eaux de surface de Hammam Debagh et vise à établir un diagnostic de l'état actuel de la qualité physico-chimique et bactériologique de l'eau de la retenue afin de contribuer à la connaissance de l'évolution de cet écosystème.

Les prélèvements ont été réalisés sur une période de 4 mois en 2013, pour 5 stations. L'objectif de cette étude est d'évaluer le degré, la nature et l'origine de la pollution qui touche les eaux de surface de la retenue du barrage, ainsi que les effets de cette pollution sur la vie et la santé de la faune et de la flore.

### **1.1. Hypothèses de travail et objectifs :**

La qualité des eaux des retenues du barrage est une condition indispensable à l'exercice des activités de production qui s'y déroulent (eau potables, irrigation, pisciculture) ainsi qu'à leur préservation en tant qu'habitats naturels (accueil de la faune, flore diversifiée). On sait également que cette qualité est le

résultat d'équilibres trophiques fragiles entre différents facteurs tels les apports en sels nutritifs, la capacité des biocénoses en place à les absorber, l'hydrodynamisme, l'exploitation des ressources biologiques ...

Le diagnostic met en avant les rôles des apports (rejets urbains et agricoles pour la retenue du barrage Hammam Debagh) et du faible taux de renouvellement des eaux.

Si la situation du barrage semble s'être améliorée depuis le dernier constat établi en 2012, elle reste préoccupante pour les années prochaines, notamment si l'exploitation agricole intensive des régions limitrophes se poursuit, et justifie donc un programme de surveillance de son état trophique, détaillé dans le cadre de l'étude, nécessaire à sa gestion durable.

## **1.2. Le phénomène d'eutrophisation des retenues du barrage et ses conséquences :**

### **1.2.1. Le barrage de Hammam Debagh :**

La retenue du barrage de Hammam Debagh et ainsi que l'Oued Bouhamdane connaissent ces dernières années un déséquilibre lié à l'enrichissement des milieux en composés nutritifs, lessivés principalement sur le bassin versant drainés par la (Moyenne Seybouse) et ses affluents et par les apports des rejets domestiques et agricole (Aïn Abid, Oued Zenati et Bordj Sabath).

Deux indicateurs étroitement liés signalent que le bassin subit une crise dystrophique : l'apparition d'odeurs nauséabondes et le changement de couleur (ouvirage) du plan d'eau.

- La disparition des algues et la prédominance des bactéries provoquent l'apparition d'une couleur brune, grise. Le bassin devient complètement anaérobie favorisant les métabolismes réducteurs avec dégagement notamment d' $H_2S$ , et donc d'odeurs.
- Lorsque la concentration en  $H_2S$  est forte, le développement des bactéries photosynthétiques du soufre prédomine et le bassin prend une couleur rouge, rose, ocre ou marron. À ce stade, on note une baisse des odeurs puisque le soufre est consommé.

L'eutrophisation résulte donc d'une sur-fertilité en nutriments (Nitrates et Phosphates) qui aboutit à d'importantes proliférations d'algues (cyanophycées). Les nuisances produites par ces manifestations de l'eutrophisation sont multiples :

- Visuelles,
- Olfactives,
- Problèmes sanitaires (toxicité latente de certaines espèces d'algues),
- Désoxygénation du milieu et par voie de conséquence appauvrissement de la vie de la retenue (déséquilibre écologique de l'écosystème).

L'accumulation des sédiments, qui piègent le phosphore, dans les fonds des retenues du fait de l'arrêt du transport solide, participe en grande partie à l'apparition de conditions favorables à l'eutrophisation, déjà bien étudiée sur la retenue et faisant l'objet actuellement d'une campagne de sensibilisation.

La prolifération d'algues toxiques (les cyanobactéries, par exemple) dans la retenue du barrage et dans d'autres plans d'eau de la région a suscité des inquiétudes grandissantes dans le public quant aux

risques associés à l'eutrophisation. Cette situation a sensibilisé les autorités locales et sanitaires à la nécessité de trouver des solutions pour la prévenir.

Dans ce contexte, le présent projet d'étude a pour objectif de dresser un état des lieux de l'eutrophisation de l'eau de la retenue du barrage, formuler des hypothèses sur le fonctionnement du phénomène, identifier les lacunes afin de définir une méthodologie visant à approfondir les connaissances sur ce phénomène.

Les principales phases de l'étude sont :

- **Etape 1 :** Dresser un état des lieux relatif à l'eutrophisation du barrage de façon à identifier les lacunes et la formulation d'hypothèses sur le fonctionnement du phénomène d'eutrophisation.
- **Etape 2 :** Proposer une méthodologie pour améliorer la compréhension de ce phénomène, incluant notamment un programme d'analyses physico-chimiques et biologiques.

### 1.2.2 Facteurs et processus de l'eutrophisation :

Le mot « trophi », en grec, signifie « nourriture » ou « nutriments », tandis que les suffixes « oligo », « meso », « eu » et « hyper » signifient respectivement « rare », « modéré », « abondant » et « excessif ». C'est pourquoi, les mots oligotrophique, mésotrophique, eutrophique et hypertrophique ont été utilisés par les biologistes pour décrire les différents stades nutritifs d'un environnement marin ou d'eau douce. Plus généralement, ils sont utilisés pour décrire la quantité de biomasse potentiellement utilisable.

On va donc d'un milieu oligotrophe à un milieu hypertrophe plus la biomasse algale augmente.

L'eutrophisation est donc généralement définie comme le processus d'enrichissement des eaux par des éléments nutritifs des végétaux, en premier lieu l'azote et le phosphore, qui stimule la production primaire aquatique. Ses manifestations les plus graves en sont les proliférations d'algues ("eaux rouges"), l'écume algale, l'augmentation de la croissance des algues benthiques et par moments, une croissance massive de macrophytes immergés et flottants (Vollenweider, 1968; 1981). Parfois, ces manifestations s'accompagnent de proliférations bactériennes visibles - ou alternent avec des cycles de celles-ci - (Aubert, 1988) et de développements de champignons<sup>1</sup>.

Plusieurs facteurs contrôlent le processus d'eutrophisation, dont le motif central est la prolifération d'algues. Ils se présentent sous deux aspects, chimiques ou physiques.

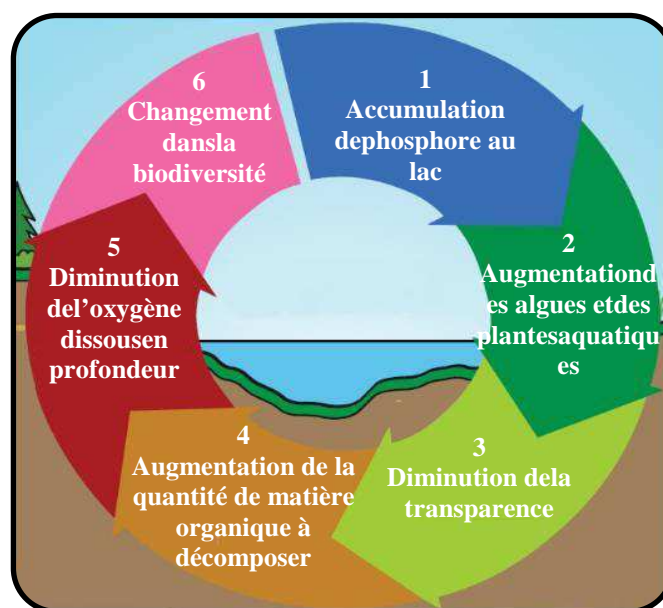
Parmi les facteurs chimiques sont compris les apports anthropiques d'éléments nutritifs, principalement l'azote et le phosphore et leur relation exercée avec le milieu, à savoir la transformation chimique des composés. Les facteurs physiques comprennent les conditions climatiques, telles que la température et la lumière, et les conditions hydrologiques, telles que le volume et le débit d'eau, le confinement du plan d'eau, les matières en suspension, la turbidité, la transparence, etc. Ces facteurs jouent chacun un rôle plus ou moins important quant à la prolifération des algues. L'environnement physique va néanmoins influencer la transformation chimique des nutriments et leur concentration dans l'eau, d'où la vitesse d'eutrophisation. Il en résultera une certaine quantité d'oxygène à disposition pour le milieu.

Les sels nutritifs entrant dans le milieu sont assimilés par les algues qui prolifèrent lentement (**Fig.1.1**). En milieu confiné ou lorsque le plan d'eau est stagnant, les algues ne sont pas emmenées par les

courants et elles s'accumulent en se décomposant par action bactérienne, celle-ci consommant de l'oxygène. Le manque d'oxygène est déjà néfaste pour la faune, cependant la décomposition se poursuit jusqu'à des situations d'anaérobiose ou anaérobiose (milieu anoxique) et la production de molécules indésirables voire toxiques telles que le gaz carbonique ( $\text{CO}_2$ ), l'hydrogène sulfuré ( $\text{SH}_2$ ), l'ammoniaque ( $\text{NH}_3$ ) et le méthane ( $\text{CH}_4$ ), et autres substances organoleptiques, responsables de mauvais goûts ou de mauvaises odeurs.

Les algues comme les algues bleues (cyanophycées) peuvent également libérer des toxines néfastes pour la faune aquatique. À ce stade d'hypoxie, le milieu écologique est véritablement transformé, et l'on peut parler d'hypertrophisation. La matière organique décomposée est ensuite minéralisée par les bactéries hétérotrophes avec consommation d'oxygène et libération de sels nutritifs et de gaz carbonique. Ces sels nutritifs sont l'ammonium, le nitrite, le nitrate et le phosphate. Ainsi se poursuit la prolifération des algues : ces sels nutritifs additionnés aux sels nutritifs entrant dans le système sont à nouveau consommés par une flore grandissante.

En milieu ouvert, la prolifération des algues est moins évidente. En effet, les algues et les nutriments peuvent être emportés vers l'aval par le courant, limitant ainsi la décomposition. Peu à peu, ce processus accélère la sédimentation : le lac se rétrécit, se comble et finit par disparaître (Ramade 2005).



**Figure 1.1 :** Schéma

représente l'évolution du processus d'eutrophisation selon six stades distincts qualifiés de niveaux trophiques.



### 1.2.3 Facteurs anthropogéniques :

Dans plusieurs régions de l'Algérie, la pression exercée par les activités humaines sur les ressources en eau s'est accrue au cours des dernières décennies à cause de l'industrialisation, l'intensification de l'agriculture et l'augmentation de la population.

La diversité des sources de nutriments est grande. Elles sont classées selon différentes caractéristiques : ponctuelles ou diffuses.

#### A) Les sources ponctuelles :

Des polluants impliquent des activités dont les eaux se déversent en un point précis : ces eaux sont généralement transportées vers les milieux aquatiques par l'intermédiaire d'un tuyau. Les rejets de sources diffuses sont difficiles à mesurer et à réglementer à cause de leur origine dispersée et parce qu'ils varient selon les saisons et le climat. Dans plusieurs Oueds de l'Algérie.

Dans les eaux de surface, l'azote se présente sous plusieurs formes à savoir, l'azote organique, l'azote ammoniacal ( $\text{NNH}_3$ ), les nitrites ( $\text{N-NO}_2$ ) et les nitrates ( $\text{NNO}_3$ ), la somme des quatre formes donne l'azote total. L'azote est, pour l'essentiel, transporté dans les rivières sous la forme la plus oxydée, les nitrates. Notons qu'il n'y a pas de critère pour la concentration d'azote total dans l'eau de surface. Toutefois, on considère qu'une rivière qui affiche une concentration d'azote total supérieure à 1 mg/l est sérieusement affectée par des sources anthropiques (Alberta Environment, 1999).

#### B) Les sources diffuses :

Le ruissellement provenant des zones agricoles et des villes entraîne un apport important de composés phosphorés et azotés et de matières en suspension pour les eaux de surface. Cependant, les polluants atmosphériques générés par les activités humaines contribuent aussi à l'azote dans les eaux de surface. Ces sources de polluants sont appelées « sources diffuses » parce qu'elles impliquent des activités dont les eaux ne se déversent pas en un point précis sur le territoire. Les rejets d'azote et de phosphore de sources diffuses représentent les plus grandes proportions des charges totales d'éléments nutritifs et ils ont un impact majeur (Gangbazo et Babin, 2000).

Les activités liées à l'élevage constituent aussi une source de nutriments, ainsi que l'épandage d'engrais d'origine animale, humaine ou minérale. La mauvaise utilisation de ces engrais peut entraîner le ruissellement de la plus grande partie : quantités trop importantes, sols mal préparés, périodes mal choisies sont autant de paramètres à optimiser pour limiter les pertes inutiles.

#### C) Les matières en suspension :

Les matières en suspension sont des matières solides qui sont en suspension dans la colonne d'eau, et qui peuvent se déposer au fond de l'eau selon les conditions d'écoulement de l'eau. On parle alors de sédiments. L'érosion du sol, qui est le détachement et le transport des particules de sol sous l'action des précipitations et du vent, est la principale source de matières en suspension dans l'eau. On distingue l'érosion « naturelle », due aux processus géologiques et l'érosion « accélérée » due aux

activités humaines. Les activités minières, forestières, agricoles et de construction résidentielle sont les principales sources d'érosion accélérée.

En Algérie, les 52 grands barrages reçoivent 32 millions de m<sup>3</sup> de matériau solide annuellement. La répartition des barrages sur les cinq bassins hydrographiques indiquent clairement que les barrages de la région de Chélif – Zahrez sont les barrages les plus menacés par le phénomène de l'envasement (Remini B., 2010).

#### **1.2.4. Facteurs liés au plan d'eau :**

Les causes de l'eutrophisation d'un plan d'eau sont bien sûr principalement externes. Cependant, les caractéristiques de ce dernier peuvent en accentuer ou en atténuer les effets. À charge annuelle égale, les évolutions de deux lacs peuvent être très différentes. La distribution des nutriments, leur disponibilité, ou leur assimilation peuvent varier à cause des différences de certaines propriétés des lacs, telles que les caractéristiques des sédiments, la structure biotique, la morphologie ou l'hydrodynamique telle que la profondeur moyenne du plan d'eau et de l'hypolimnion peuvent influencer l'eutrophisation.

#### **1.2.5. Fonctionnement des retenues de barrage eutrophisées :**

Après l'eutrophisation des eaux de la retenue du barrage, on enregistre toujours une période transitoire de concentration élevée en ions organiques et inorganiques et de faible teneur en oxygène. La durée de cette période dépend non seulement de la qualité de l'eau des fleuves, mais également de la présence de tout résidu de végétation terrestre immergée, du profil thermique du réservoir, des concentrations en éléments nutritifs des terres immergées et du taux de renouvellement des eaux du réservoir par les eaux d'alimentation. Après cette période de transition, l'eau se caractérise par des concentrations inférieures en minéraux et matières organiques, bien que les concentrations en éléments nutritifs demeurent plus élevées que dans les cours d'eau. Cette baisse de la fertilité du réservoir peut être très décevante pour une pêche qui a débuté durant la période initiale de fertilité élevée.

La putréfaction de la végétation terrestre immergée provoque l'eutrophisation des eaux du réservoir et libère des composés organiques, ce qui a pour effet d'abaisser le potentiel d'oxydation-réduction des eaux. Ce phénomène, lié au manque d'oxygène, favorise certaines réactions biologiques, en particulier la réduction du sulfate en sulfure par la bactérie *Desulfovibrio* (Hutchinson, 1957). Ces bactéries, combinées aux microbes qui libèrent le soufre des protéines sous forme de sulfure, peuvent être responsables d'une augmentation de la concentration en acide sulfhydrique des eaux, à un niveau toxique pour les poissons et désagréable pour l'homme. La faible solubilité du sulfure et des ions métalliques lourds peut provoquer une précipitation à large échelle des sulfures métalliques qui risquent de gêner le bon fonctionnement des turbines. Les parties actives des turbogénérateurs qui sont en contact avec l'eau peuvent se corroder et mal fonctionner si elles sont faites de matériaux susceptibles de former des sulfures métalliques (cuivre par exemple). Aussi faudrait-il trouver des matériaux de remplacement.

#### **1.2.6. Effets de l'eutrophisation sur la qualité de l'eau et sapotabilisation :**

L'eutrophisation entraîne des quantités excessives d'algues, avec pour conséquent une surcharge d'algues. Sous certaines conditions d'obscurité et de température élevée, elles peuvent mourir, se décomposer et produire des odeurs nauséabondes. Si l'eau est utilisée comme approvisionnement en eau cru.

De ce fait, on assiste à :

- Une complication du processus de traitement des eaux potables dû au contrôle soutenu de l'eau brute à traiter, mais encore à l'ajustage permanent du dosage des réactifs,
- Un risque d'apparition de toxines produites par les cyanobactéries lors du pompage de l'eau, Certaines d'entre elles qui prolifèrent dans les eaux douces produisent des toxines nocives pour l'homme.

On distingue tout d'abord les hépatotoxines, les plus recherchées, qui provoquent des gastro-entérites, qui agissent sur le foie en étant cancérogènes (c'est le cas de la microcystine LR). D'autres agissent sur le système nerveux (les neurotoxines) ou provoquent des allergies et des irritations cutanées par simple contact (les dermatotoxines).

- Une nécessité d'éliminer les éventuelles toxines présentes notamment par traitement des eaux par oxydation (ozonation, chloration) et /ou par l'emploi de charbon actif, une chloration excessive peut accroître la probabilité de la formation de trihalométhanes qui sont soupçonnés d'être cancérigènes pour l'homme.
- Créant un risque d'odeur et de mauvais goût dans l'eau distribuée induit par les matières organiques, et interférant avec certains procédés de traitement de l'eau.
- Une augmentation de la production des boues.

### **1.2.7. Problèmes de l'eutrophisation dans les pays méditerranéens :**

La Méditerranée est une mer située au carrefour de trois continents. Au nord, elle baigne le littoral méridional de l'Europe, au sud l'Afrique du Nord et à l'est l'Asie mineure.

Diverses pollutions d'origine agricole (fertilisants, pesticides), industrielle (déchets) ou urbaine (défauts d'assainissement, déchets) y menacent les qualités des eaux des plaines à forte occupation du sol : zones urbanisées, agriculture intensive.

Ces régions des pays méditerranéens sont particulièrement vulnérables au phénomène de l'eutrophisation à cause d'un certain nombre de facteurs qui leur sont propres (MARGAT J, 2004). En effet, ils présentent des spécificités importantes qui facilitent le déclenchement du phénomène d'eutrophisation de leurs plans d'eau.

Ces spécificités sont :

- Le climat méditerranéen se caractérise par une très grande irrégularité dans la répartition des précipitations dans l'espace et le temps. Trois pays, la France, l'Italie et la Turquie, reçoivent, à eux seuls, la moitié du total des précipitations, tandis que les pays du Sud ne sont dotés que de 13 % du total. À cette irrégularité de répartition des ressources en eau dans l'espace, se surajoute une très grande irrégularité dans le temps, à la fois intra-annuelle et interannuelle.
- Malgré son homogénéité d'ensemble, le paysage méditerranéen du Maghreb frappe par son morcellement à l'échelle locale : les bassins-versants sont très nombreux et leurs conditions environnementales (topographie, géologie, végétation, etc.) changent rapidement sur de faibles distances (Remini B., Hallouche W. 2004).

- Les ressources en eaux douces du bassin méditerranéen ont souvent une qualité naturelle qui en restreint les possibilités d'utilisation (salinité naturelle ou dureté élevées).
- La charge élevée des eaux de ruissellement en sédiments dans les pays méditerranéens y rend « l'envasement » des retenues particulièrement actif ; cet envasement écourte la durée de la fonction régulatrice des barrages, Cela entraînera une régression inéluctable des ressources en eau maîtrisables par régularisation.
- La dégradation de la qualité des eaux devient une préoccupation majeure dans de nombreux pays. Les eaux de surface connaissent très fréquemment de fortes DBO, de fortes teneurs en phosphates, nitrates et métaux lourds et les pollutions locales bactériologiques sont fréquentes. Les oueds traversant de nombreuses villes méditerranéennes sont souvent transformés en véritables égouts à ciel ouvert.

En France, plus de la moitié du territoire est déjà classée en zones souffrant d'un excès de pollution par les nitrates.

En Italie, la contamination des aquifères par les nitrates, les métaux lourds et les produits chimiques organiques persistants est fréquente, ce qui oblige à prélever l'eau dans des sources plus profondes, dont la qualité naturelle n'est pas toujours satisfaisante (présence de manganèse, de fer et de sulfates).

Des teneurs élevées en nitrates commencent à apparaître en différentes zones, par exemple, plus de 100 mg/l en plusieurs aquifères d'Espagne (Levant, Baléares, Catalogne : jusqu'à 600 mg/l localement), où 25 unités hydrogéologiques (sur 206) contaminées sont répertoriées dans les bassins méditerranéens.

À Malte, sous l'effet des fertilisants, au cours des 20 dernières années, les teneurs en nitrate ont fortement augmenté dans l'aquifère perché du plateau de Rabat, dépassant souvent 100 et parfois 300 mg/l.

En Turquie, les contrôles ponctuels montrent des infiltrations d'eaux usées ou des lessivats de décharges, des contaminations de nappes par des substances toxiques d'origine industrielle – cyanure vallée de Kelmalpsa –, par des engrais et pesticides – vallées de Cukurova, Bursa et Bornova.

La tension sur les ressources en eau et l'accroissement des pollutions ont donc des impacts environnementaux importants qui limitent, à leur tour, les quantités d'eau physiquement disponibles pour toute augmentation supplémentaire de demande.

Mais ils augmentent aussi la vulnérabilité des approvisionnements en eau, en augmentant leur coût, les risques pour la santé et les conflits d'usage.

### **1.2.8. Lutte contre l'eutrophisation des retenues de barrage :**

L'expérience montre toute l'importance de la sédimentation pour la longévité et l'écologie d'un réservoir. En conséquence, tout projet de construction de barrage exigera une étude attentive et détaillée de l'influence de la sédimentation sur la durée de service du barrage.

Le taux de sédimentation est très sensiblement influencé par la plus ou moins grande efficacité de la lutte contre l'érosion dans la zone de drainage d'un projet de stockage d'eau.

Faute d'un couvert dense dans le bassin versant avoisinant le barrage projeté ou les cours d'eau qui l'alimenteront, non seulement le ruissellement de surface s'accroît, mais la pluie a plus d'impact sur le sol de sorte que les particules de sol se désagrègent et les eaux de ruissellement entraînent les particules plus fines, ainsi ces eaux contiennent davantage de terre.

Les violentes pluies de la saison humide, Les risques d'éboulement des pentes abruptes des vallées et l'état des sols et de la végétation du bassin versant sont autant de facteurs qui agissent sur le taux de sédimentation. Saison durant laquelle, les eaux présentent souvent une turbidité extrême.

Etant donné que certaines méthodes d'exploitation agricole et forestière sur les régions avoisinantes ont fortement intensifié les écoulements superficiels, il est recommandé d'aménager le bassin versant en prêtant une attention particulière à la conservation des sols et à la régénération des forêts. En rétablissant la végétation et en mettant fin aux activités de l'homme qui favorisent l'érosion, on peut ralentir le rythme auquel la capacité du réservoir est rétrécie par l'envasement et les eaux du réservoir sont envahies par les matériaux charriés dans le système.

L'expérience passée de l'aménagement des bassins versants montre qu'il faut prévoir des mesures de traitement des eaux d'égout. L'imprévoyance dans ce domaine s'est à maintes reprises soldée par une eutrophisation fâcheuse et la perte d'eaux salubres.

### **1.2.9. Conclusion :**

Une importante sédimentation peut avoir des effets marqués sur la biocénose et sa distribution. La turbidité provoquée par les sédiments en suspension peut sensiblement réduire la photosynthèse dans les cours d'eau et les réservoirs. Une telle réduction a des effets généralisés sur les niveaux trophiques supérieurs de la chaîne alimentaire.

Les éléments nutritifs contenus dans les matières particulaires en suspension dans les cours d'eau, ou associés à ces matières, ont un effet fertilisant sur les terres et les eaux maritimes proches de ces cours d'eau. Ils peuvent contribuer sensiblement à la productivité des pêches côtières existantes. La suppression de ces sédiments risque de diminuer la photosynthèse dans le phytoplancton, et par conséquent d'abaisser le rendement en poisson. C'est probablement ce qui s'est passé dans la baie d'Annaba où les prises de sardines ont beaucoup fléchi ces dernières années devant l'apparition du phénomène d'eutrophisation.

Les microscopes électroniques à balayage révèlent de façon spectaculaire l'importance des particules organiques et inorganiques comme substrats des bactéries aquatiques (Paerl et Goldman, 1972a). La surface des particules sert de support à la fixation des bactéries ainsi qu'aux particules organiques et inorganiques qui s'y adsorbent. Ainsi, en leur offrant une surface de fixation et une source d'aliments, les sédiments peuvent stimuler la croissance des bactéries aquatiques (Paerl et Goldman, 1972b). Outre qu'ils fournissent des éléments nutritifs aux organismes de filtrage, il est établi que les bactéries et les matériaux organiques adsorbés peuvent être une source d'énergie pour les poissons qui se nourrissent de vase.

Bien que la plus grosse menace pour les poissons soit probablement la baisse des eaux de retenue qui laissent exposées des zones peu profondes de reproduction et d'apport d'aliments, la sédimentation peut également détruire les frayères potentielles situées dans les eaux superficielles des bords du réservoir.

**Les sédiments retenus par le barrage provoquent aussi :**

**A)** Une perte en aval d'éléments nutritifs pour l'agriculture et les pêches marines, et c'est le cas pour le plateau continental de la région d'Annaba,

**B)** Des modifications dans les taux d'érosion des plages côtières,

**C)** La réduction des deltas qui auparavant étaient reconstitués par les alluvions des crues annuelles. Les réservoirs modifient toujours le schéma de sédimentation en aval, et cet aspect de toute retenue d'eau doit être spécialement étudié au stade de la planification.



# CHAPITRE

II

## 2.1. Présentation de la zone d'étude :

L'étude géologique et pédologique menée par (Blayac 1912), a mis en évidence qu'à l'exception des hauteurs granitiques de la chaîne numidique des montagnes de Debagh et Taya, Oued Bouhamdane dont seul affiche un caractère permanent a mis a nu sur une partie de son trajet, les terrains crétacé inférieur et calcaire jurassique, que recouvrent, en certains parages, d'assez vastes substratum constitué de remblais tertiaires, de grès rouges siliceux, les autres formations ne représentent que des intermédiaires entre des riches alluvions des vallées et de quelques lambeaux peu importants de formations diverses.

Le sol s'y présente, en général, sous la forme de plateaux pierreux, secs, arides, monotones, couverts de *Pistacia lentiscus* et *Olea europaea* croissant dans les cailloux, de terres rouges ou jaunâtres, de taillis couvrant à peine la nudité des collines ; des grottes, dont quelques-unes, tel que celle d'Osman et de ghare Edjema, s'ouvrent au-dessus du lit de torrents dans les failles de la craie ou du calcaire.

### 2.1.1. Localisation géographique :

1. **Localité** : Hammam Debagh.
2. **Longitude** : E 007°14.042'.
3. **Latitude** : N 36°27.559'.
4. **Altitude** : 390m.

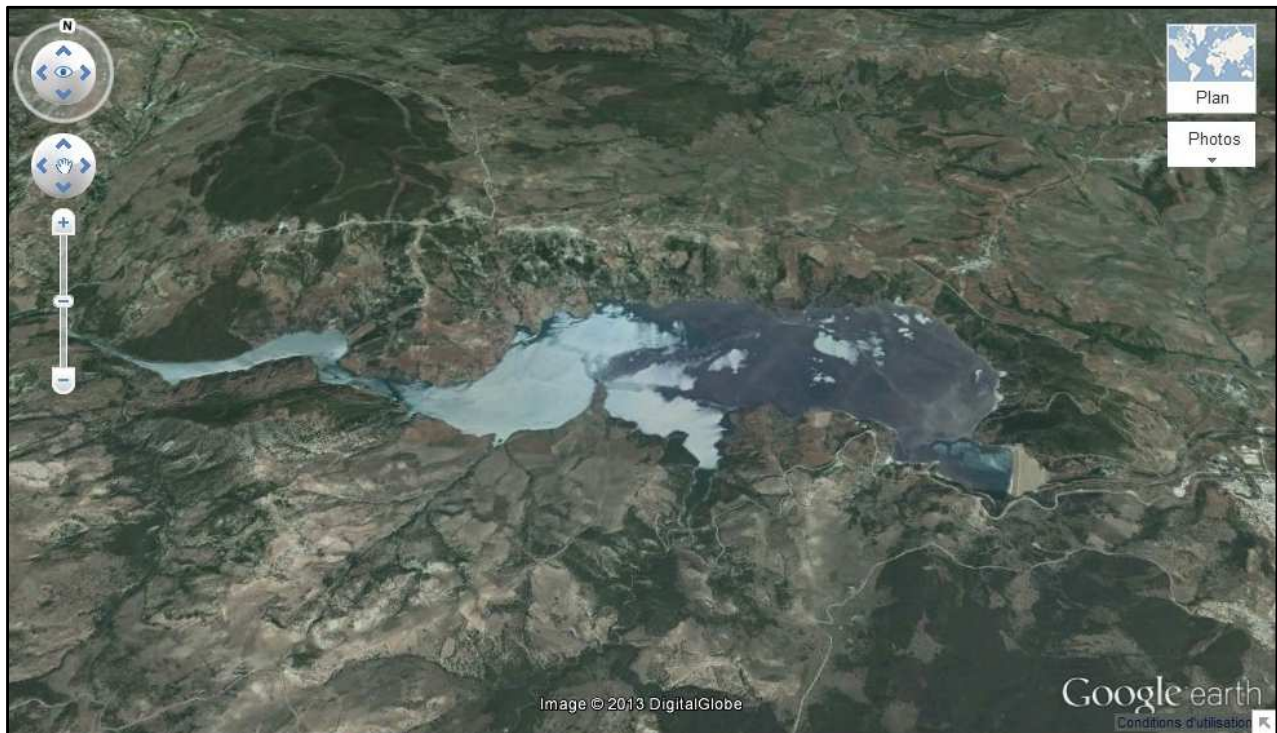
### 2.1.2. Description de l'aire d'étude :

Le site qui a été retenu pour la construction du barrage est caractérisé par un rétrécissement de la vallée de Mermoura située entre deux collines. L'endroit, se trouvant sur l'Oued Bouhamdane à environ 15 km à l'aval de sa confluence avec Oued Gherib et Oued Zenati, environ 23 km au sud-ouest de la ville de Guelma puisqu'il est implanté à 3 km à l'amont de la localité de Hammam Debagh.

Deux cours d'eau, le Gherib et l'Oued Zenati, constituent les principaux éléments du réseau hydrographique sur l'ensemble des ruisseaux qui sillonnent les plaines du nord constantinois. Le Gherib prend naissance sur la bordure nord-ouest de Ben Badis non loin de Constantine, et se jette dans l'Oued Zenati à l'ouest de Bordj Sabath. L'Oued Zenati prend sa source au pied du mont Oum Settas au nord de Aïn Abid et rejoint le Gherib 15 km en amont du site du barrage, le Gherib et l'Oued Zenati se réunissent pour former le Bouhamdane (**Fig.2.1**).

En dehors de l'apport des eaux captées sur l'Oued Bouhamdane, il est alimenté par des eaux qui ruissellent sur le bassin versant et les pluies directes. Il n'y a pas de cours d'eau pérenne identifié qui alimente la retenue de barrage.





**Figure 2. 1** : Localisation géographique du barrage de Hammam Debagh.

Les particularités morphométriques et hydrologiques de cette retenue en font un écosystème lacustre particulièrement adapté à l'étude du fonctionnement des réservoirs à fond plat, sous climat méditerranéen chaud.

D'un autre côté, cette retenue peut être considérée comme un milieu eutrophe. Son état trophique se traduit par divers symptômes, tels que la désoxygénation des couches profondes en période de stratification, l'abondance des cyanobactéries (notamment celles à dominance de pigments rouges), avec des dépôts concentrés au niveau des rives de la retenue et la formation de blooms en période de forte réduction du volume de l'eau du réservoir.

Ce type de fleur d'eau peut ressembler à une masse étendue et diffuse en surface, à des particules très fines dans l'eau ou encore, à des eaux colorées ou ramagées. Elle peut être de différentes teintes de rouges, dont le rouge brique.

Dans un milieu peu profond, on peut observer au printemps près de la surface, ou en été sur toute la colonne d'eau.

Ce genre de fleur d'eau peut aussi se développer dans la couche intermédiaire de la colonne d'eau d'un lac assez profond. À noter que certaines espèces de cyanobactéries (rouges) ont la capacité d'ajuster leur profondeur dans la colonne d'eau par flottabilité. Elle permet aux cyanobactéries de se placer à la profondeur ou des conditions telles que la quantité de phosphore ou l'intensité de la lumière sont optimales.

Plus les eaux du milieu aquatique sont claires, plus les cyanobactéries sont susceptibles de migrer sur une plus grande épaisseur de la colonne d'eau à partir de la surface.

En fait, le matin, les eaux sont généralement très calmes ce qui favorise la flottabilité des cyanobactéries en surface. Lorsque les vents se lèvent suffisamment, ceux-ci brassent les eaux et

dispersent verticalement les cyanobactéries dans la colonne d'eau. C'est ce déplacement vertical qui peut se produire lorsqu'une fleur d'eau tend à disparaître par exemple en après-midi et à réapparaître souvent le matin suivant.

Bref, si vous ne voyez plus une fleur d'eau de la surface, cela ne signifie pas automatiquement qu'elle est absente du milieu.

La **figure 2.2**, ci-dessous illustre un exemple de fleur d'eau accumulée en surface sous la forme d'une écume lors d'une journée calme prise dans la retenue de barrage de Hammam Debagh, durant la période d'eutrophisation qui s'est manifestée en juin 2012.



**Figure 2.2** : Fleur d'eau d'une espèce de cyanobactéries à pigments rouges (prise par REGGAM. A).

Ces problèmes se manifestent par des mauvais goûts et odeurs constatés en juin 2012 au niveau de la station de production d'eau potable, implantée sur le site.

La capacité du barrage est de 220 hm<sup>3</sup>, avec une surface du bassin versant : 1070 km<sup>2</sup>. Bien que la fonction principale de ce plan d'eau soit la production d'eau potable destinée à l'alimentation des villes principalement Guelma, Hammam Debagh, Medjez Amar et Ain Hessainia, il est utilisé aussi pour l'usage agricole (34 hm<sup>3</sup>) des deux périmètres Guelma-Boucheouf (dont la superficie s'étend sur 13.000 ha) d'une part et Dréan-Besbès dans la wilaya d'El Tarf.

### 2.1.3. Caractéristiques générales :

**2.1.3.1. Une digue :** La digue est du type en terre composée d'un noyau argileux vertical, de recharges amont et aval en alluvions graveleuses, des filtres produits à partir des alluvions de l'oued.

**2.1.3.2 Evacuateurs de crue et dérivation provisoire :** Les deux évacuateurs de crue sont de type en puits de section circulaire, et sont deux galeries situées en rive gauche et disposition parallèlement à 40 mètre. L'une de l'autre.

**2.1.3.3. La vidange de fond :** Cet ouvrage situé en rive gauche comporte d'amont en aval : une tour de batardage d'une hauteur de 35 m, et la galerie circulaire de vidange d'un diamètre de 5 m.

Une vidange de fond dans laquelle est incorporée la chambre des vannes en souterrain à 50 m à l'aval de l'axe de la digue.

**2.1.3.4. La tour de prise d'eau :** comporte :

- Une passerelle métallique d'accès à la cote 372.50.
- Trois grilles et trois vannes de garde des prises d'eau haute, moyenne et basse.
- Un pont portique dessert les trois prises d'eau.

**1.1.3.5. Une tour de batardeage de la vidange :** comporte :

- Le batardeau de la vidange.
- La grille et la vanne wagon de garde de la prise d'eau auxiliaire.
- Une passerelle en béton armé d'accès à la cote 325.
- Un port portique roulant démontable dessert le batardeau et la prise auxiliaire.

Les principales caractéristiques du barrage de Hammam Debagh sont représentées dans le **tableau 2.1**.

**Tableau 2.1 :** Principales caractéristiques du barrage de Hammam Debagh.

<b>Barrage</b>	
Hauteur maximale	93m
Longueur en crête	430m
Largeur en crête	9m
Largeur à la base	516m
Volume de la digue	6.500.00 m <sup>3</sup>
<b>Retenue</b>	
Niveau maximal	372,5
Niveau retenu normal	360
Niveau au volume mort	315
Capacité totale	220h m <sup>3</sup>
Capacité utile	200 h m <sup>3</sup>

**2.1.4. Réseau hydrographique :**

Le réseau hydrographique est l'ensemble des cours d'eau, affluents, et sous affluents, permanents ou temporaires, par lequel s'écoulent toutes les eaux de ruissellement et convergent vers un seul point de vidange du sous bassin versant (Ghodbane M., 2009).

L'organisation du réseau hydrographique dans la région d'étude est commandée par l'agencement du relief. Véritable château d'eau alimenté par les précipitations de type « pluvial » apportées par les perturbations venues de l'Atlantique.

Le réseau hydrographique est de type pluvial, marqué par une dissymétrie importante : la majorité des affluents proviennent de la rive droite, le chevelu en rive gauche est peu dense et constitué de cours d'eau de faible extension (Bouchelaghem 2008).

Le barrage reçoit les eaux des réseaux hydrographiques d'Oued Bouhamdane (37.49 km) ; Il draine un bassin de 1136 km<sup>2</sup> (14 - 03 du Nord Constantinois) (Aghachi 1986).

Caractérisé par un régime de hautes eaux hivernales et de basses eaux estivales, mais l'Oued peut néanmoins connaître des crues exceptionnelles ou de graves étiages, rendus de plus en plus rares, toutefois, par l'important aménagement hydraulique (barrage).

En année normale, le marnage de la retenue sera d'environ 10 m ; en année sèche, il dépassera 20 m.

Les cours d'eau tributaires d'Oued Bouhamdane sont représentés par le réseau hydrographique d'Oued Zenati et Oued Gherib.

Oued Bouhamdane est un affluent principal d'Oued Seybouse avec Oued Cherf, qui se rejoignent à la confluence de Medjez Amar donnant naissance à Oued Seybouse, ce dernier coule en direction du nord depuis Bouchegouf; et se jette dans la Méditerranée par l'estuaire de Sidi Salem à Annaba, c'est un des plus grands Oueds d'Algérie, avec un débit annuel de 500 millions de m<sup>3</sup>.

L'Oued Bouhamdane et ses affluents (Oued Zenati et Oued Gherib) possèdent une bonne protection naturelle, surtout dans la deuxième moitié des deux cours d'eau, les rives jouxtant les Oueds sont bien végétalisées, cette végétalisation favorise l'élimination des matières en suspension des eaux de ruissellement drainées par le bassin versant.

### 2.1.5. Etude climatologique :

Le climat est un facteur abiotique important dans l'étude de la typologie et la fonction d'un milieu.

Le climat de la zone d'étude est du type subtropical, soumis aux influences des climats continentaux semi-arides à tendance saharienne, méditerranéens et aux descentes polaires.

Le seul travail synthétique qui nous est connu, remonte à Seltzer (1946) qui constate deux grandes séquences nettement reconnues ; une saison chaude s'étend de juin à octobre, où les températures maximales sont situées aux mois de Juillet et d'août, avec un maximum en Août de 27.39°C, et elles coïncident généralement avec les vents venus du sud comme le Sirocco. Alors que la saison froide s'étend de novembre à mai, avec un minimum enregistré en janvier de 9.54°C ; où s'installe des séquences d'hivers froids et pluvieux, de type humide et sub-humide, où les précipitations moyennes annuelles sont de 666.95 mm.

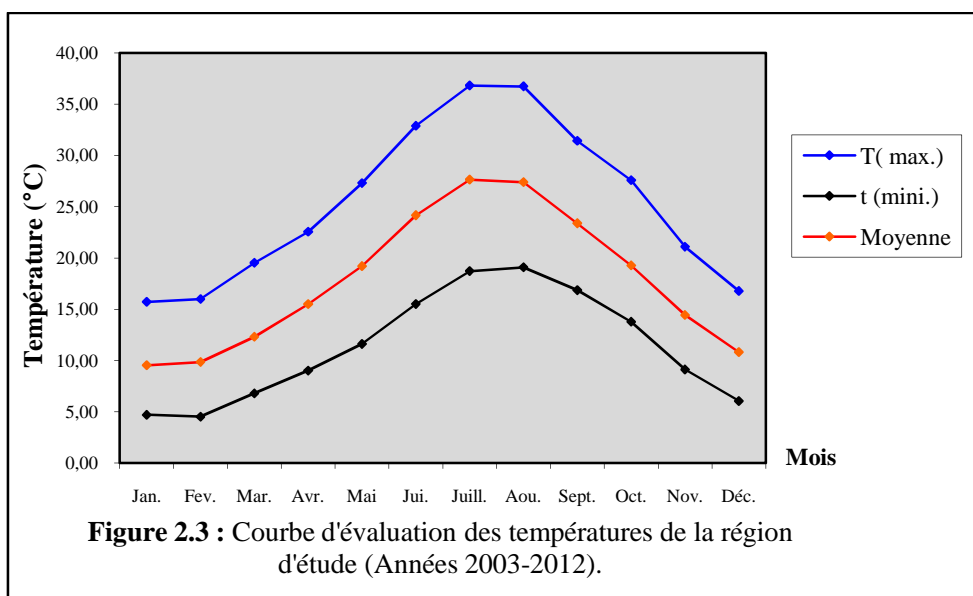
Quelques orages d'été rompent la monotonie du temps, accompagnés d'averses de grêle et de fortes précipitations brèves et locales, alterne souvent avec des chaleurs brûlantes qui peuvent se manifester de manière violente même en Juillet et début Août (Bouchelaghem H. 2008).

Les caractéristiques climatiques (La température, Le vent et Humidité relative) de la zone d'étude sont obtenues à partir des données de la station météorologique de Guelma pour une période s'étalant de 2000 à 2012.

#### 2.1.5.1. Température :

Les données statistiques dont nous avons fait état sont consignées dans le **tableau 2.2 (Annexes)** donnent pour chaque mois de l'année les températures suivantes :  $T_m$  (moyenne de tous les maxima du mois),  $T_0$  (moyenne de tous les minima du mois),  $M$  (moyennes annuelles des températures). Et donnent les valeurs pour le mois le plus chaud et le mois le plus froid. Les résultats d'observations faites pendant 10 ans (2003-2012).

La **figure 2.3**, nous donne l'évolution de la température en 2003 à 2012 selon les différents mois de l'année. Cette figure montre que la moyenne annuelle des températures est de l'ordre de 17.79°C avec un écart thermique élevé entre les moyennes minimales du mois le plus froid (janvier :4.71°C) et maximales du mois le plus chaud (juillet : 36.83°C).



**Figure 2.3 :** Courbe d'évaluation des températures de la région d'étude (Années 2003-2012).

### 2.1.5.2. Humidité relative de l'air :

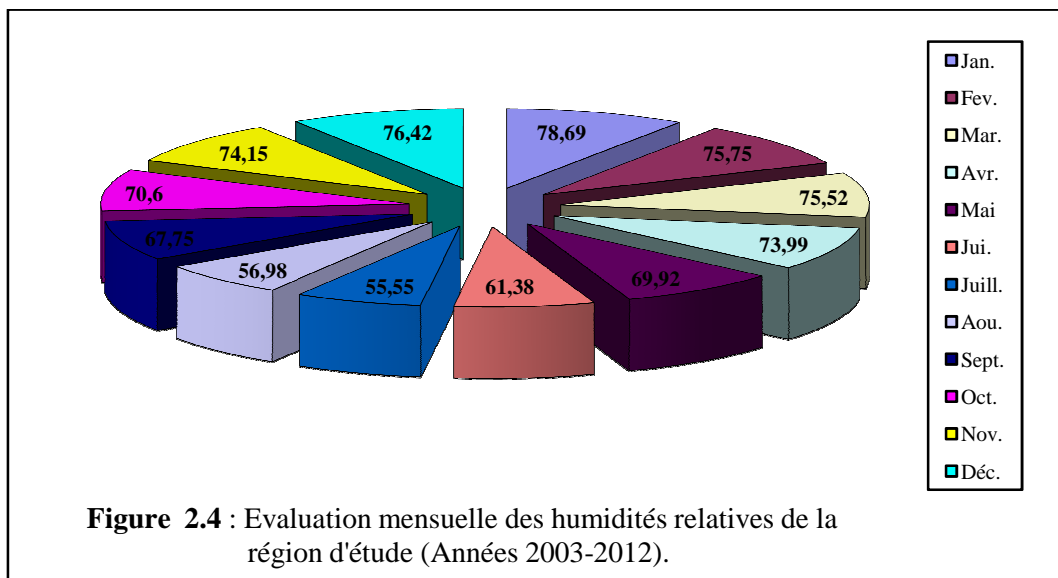
La valeur annuelle moyenne de l'humidité relative avoisine 69.73 % seulement. De ce fait, les valeurs les plus faibles du degré hygrométrique (de l'ordre de 55%) sont observées pendant les mois les plus chauds en juillet et en août, alors que les valeurs les plus fortes (de l'ordre de 78%) le sont en mois de Janvier, février et en décembre (**Tab. 2.3**).

**Tableau 2.3 :** Humidité relative mensuelles moyennes de la région d'étude de (2003-2012).

Mois	Jan.	Fév.	Mars	Avril	Mai	Jui.	Juil.	Août	Sept.	Oct.	Nov.	Déc.
<b>H.R (%)</b>	78.69	75.75	75.52	73.99	69.92	61.38	55.55	56.98	67.75	70.6	74.15	76.42

La **figure2.4**, montre que l'humidité relative est élevée durant les mois de novembre, décembre, janvier et février, alors qu'elle est faible pendant les mois les plus chauds, juillet et août.

La région de Guelma présente donc une faible humidité relative, avec une moyenne maximale de 78.69 % pour le mois de janvier et une moyenne minimale de 55,55 % en juillet.



**2.1.5.3. Vent :**

Les données relatives au vent de surface disponibles sont obtenues à partir des relevés de l'an (2012) obtenus auprès de la Station Météorologique de Guelma (Tab. 2.4).

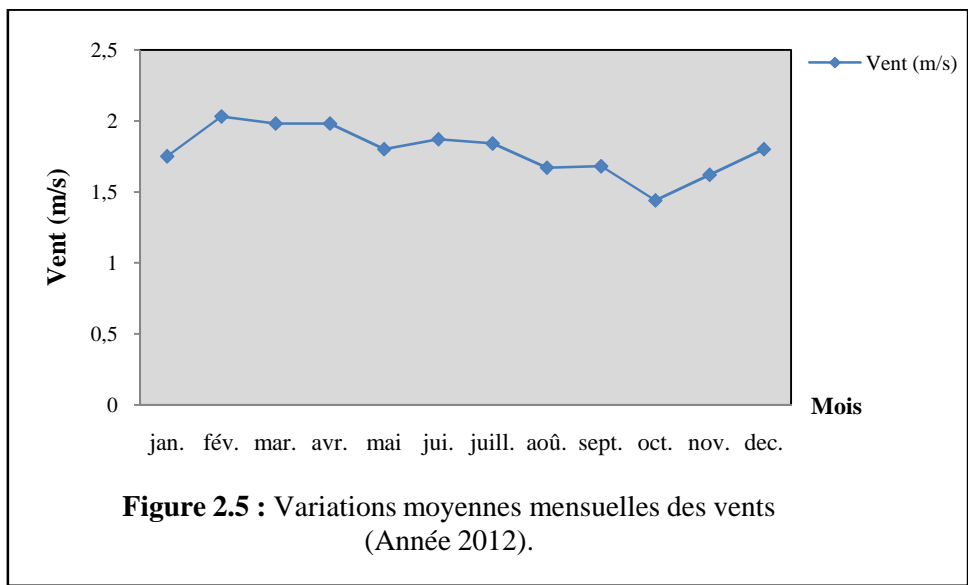
La figure 5.2 montre l'évolution saisonnière de la vitesse du vent, à partir de moyennes mensuelles sur la région de Guelma. On constate l'existence d'un signal saisonnier important dans la saison hivernale et printanière défini, respectivement, par un maximum aux mois de février et mars et un minimum au mois d'août.

L'insuffisance des observations réalisées sur la période ultérieure de l'aire d'étude ne permet cependant pas d'atteindre une description fine de la fréquence des variations du vent.

**2.4 : Tableau** Profil des variations mensuelles moyennes de la vitesse du vent sur le site d'étude (Années 2012).

Mois	Janv.	Fév.	Mars	Avril	Mai	Jui.	Juil.	Août	Sept.	Oct.	Nov.	Déc.
Vent (m/s)	1.75	2.03	1.98	1.98	1.80	1.87	1.84	1.67	1.68	1.44	1.62	1.80

Les intensités du vent (Fig.2.5) s'étendent de 1,44 à 2,03 m/s, Les vents sont forts en mois de février, mars et avril, puis se réduisent progressivement jusqu'en mois d'octobre où leur force est minimale. Leur intensité s'accroît ensuite jusqu'en mois de décembre de nouveau.



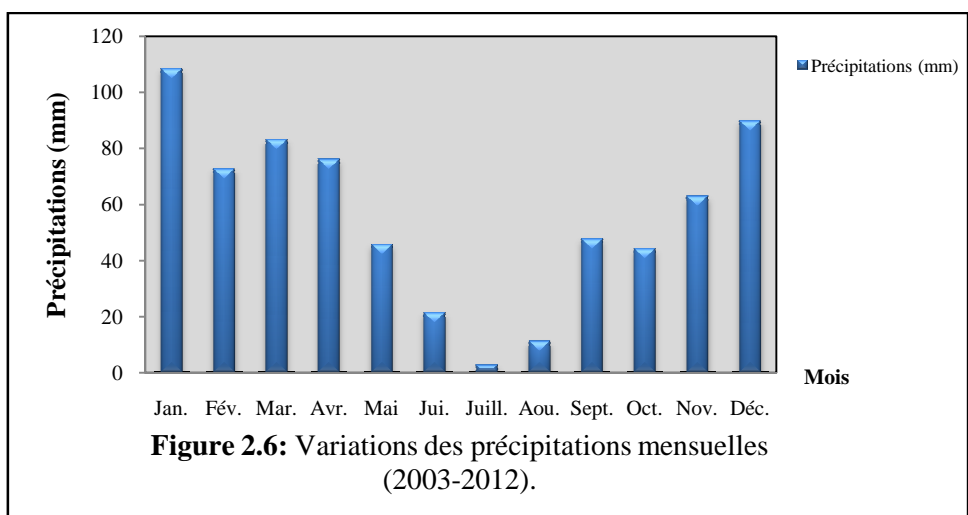
**Figure 2.5 :** Variations moyennes mensuelles des vents (Année 2012).

**2.1.5.4. Pluviométrie :**

Les variations des précipitations mensuelles sont illustrées sur le **tableau 2.5.(Annexes)**

Sur l'ensemble de la période des années (2003-2012), l'évolution s'avère très pertinente, Le régime annuel de précipitation montre la présence de deux périodes distinctes (Reggam A., 2010) ; une pluvieuse allant du mois de septembre au mois de mai et une autre sèche allant du mois de juin au mois d'août. On distingue cependant :

- Une hausse précipitation est marquée du mois de janvier 108.47 mm jusqu'au mois d'avril. On observe aussi une évolution similaire mais plus modérée allant du mois de septembre jusqu'au mois de décembre.
- Une baisse précipitation depuis le mois de mai jusqu'au mois de juillet et une petite reprise dans le mois d'août (**Fig. 2.6**).



**Figure 2.6:** Variations des précipitations mensuelles (2003-2012).

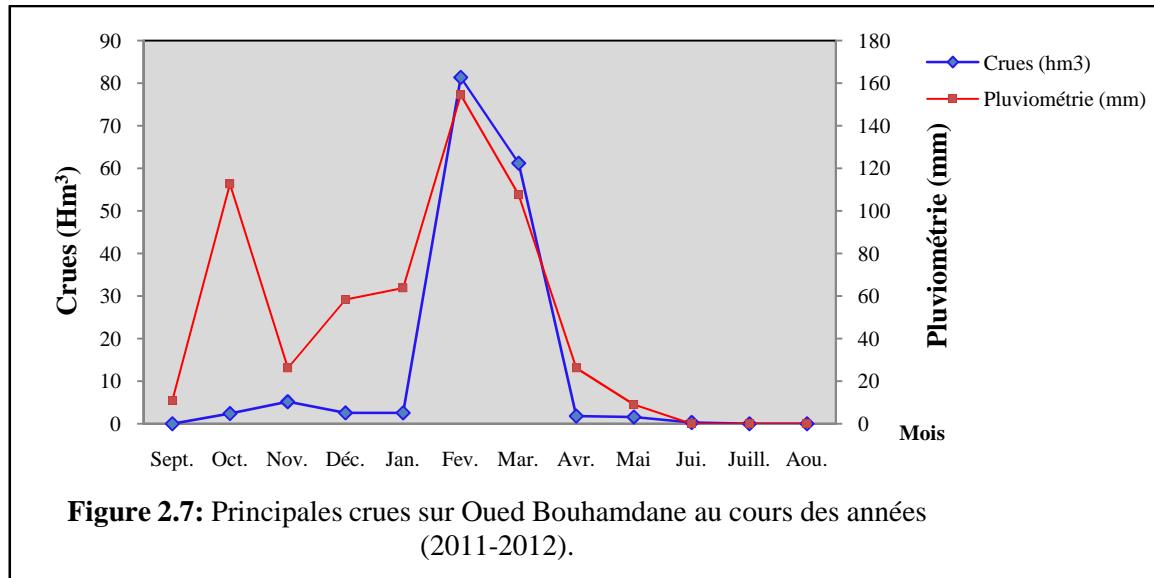
**2.1.5.5. Analyse de crues :**

La précipitation annuelle pour l'année (2011-2012) est proche de la moyenne, mais sa répartition est très disparate selon les mois. Les mois d'octobre, janvier, février et mars ont été très pluvieux, alors que les mois d'avril, mai, juin, juillet, août, septembre, novembre et décembre ont présenté de faibles quantités de précipitation.

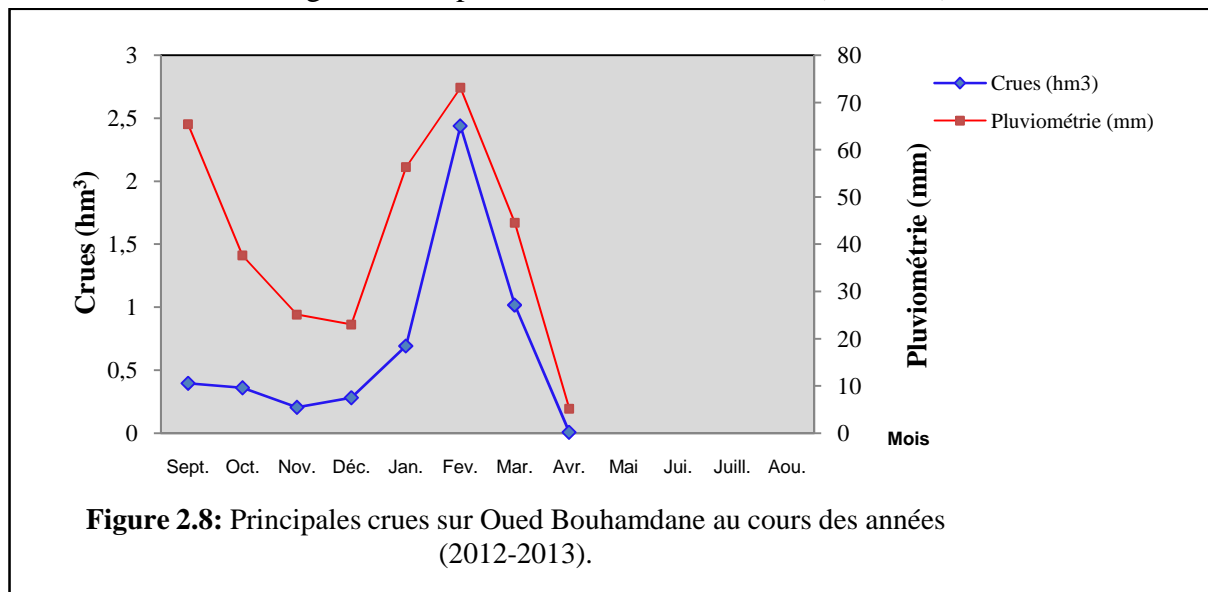
La plus forte quantité de pluie journalière de l'année est de 92.2 millimètres ; elle résulte de plusieurs orages qui se sont produits le 23 février 2012.

Avec des pluies moyennes et des températures élevées, le bilan hydrique de l'année est déficitaire, et l'année (2011-2012) est une année hydrologiquement sèche.

En ce qui concerne les crues, il n'y a pas d'événement exceptionnel en (2011-2012). La plus forte crue est celle du mois de février et mars (Tab.2.6) (Annexes) dont l'apport total atteint respectivement 81.403hm<sup>3</sup> et 61.215 hm<sup>3</sup> (Fig. 2.7).



Pour l'année (2012-2013), bien que très brèves, l'apport de l'affluent (Bouhamdane), n'est conséquent qu'en période de hautes eaux (mois de février et mars); il devient très faible en période de septembre, octobre, novembre, décembre et janvier (Fig. 2.8). Cet événement montre que le comportement du barrage est devenu très sensible et présente de ce fait de très faibles valeurs relatives à un régime particulier du cours d'eau, également représenté sur le tableau 2.7. (Annexes)



**2.1.5.6. Synthèse climatique :**

**Diagramme ombrothermique de Gaussen et Bagnouls :**



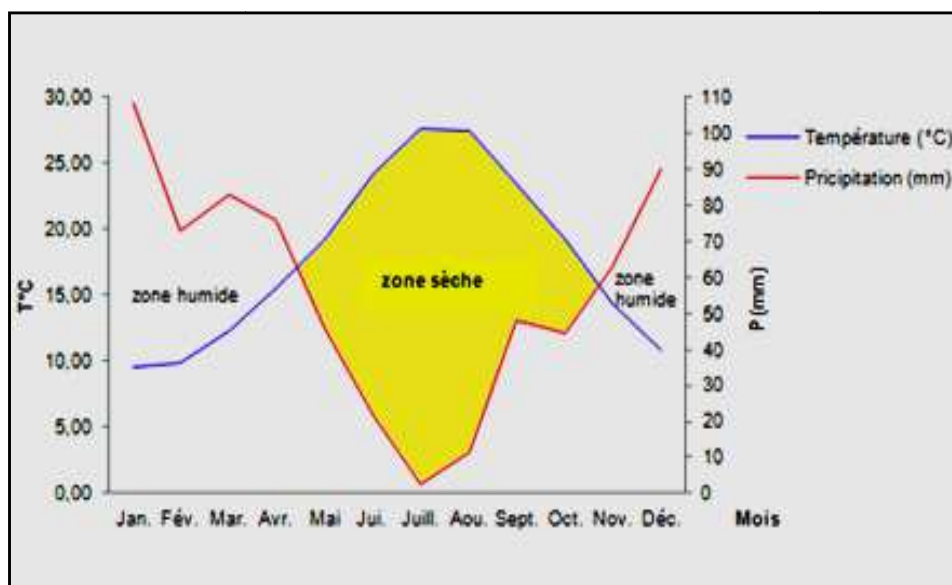
Le diagramme ombrothermique pour la période (2003-2012) (**Tab. 2.8**) (**Annexes**) a été établi sur un graphique, où on porte :

- En abscisses : les mois de l'année (en commençant par ceux qui ont des jours courts : Janvier pour l'hémisphère nord, juillet pour l'hémisphère sud.
- En ordonnées : à droite, les précipitations mensuelles P (en millimètres) et à gauche, les températures moyennes T (en °C) à une échelle double de celle des précipitations ( $P=2T$ ). On trace la courbe thermique (courbe joignant les points des températures mensuelles) et la courbe ombrique (courbe joignant les points des précipitations mensuelles). Quand la courbe ombrique passe sous la courbe thermique, on a  $P < 2T$  (EMBERGER L. et al. 1963) (**Fig. 2.9**).

On peut distinguer deux saisons :

- Une saison humide s'étend depuis le mois de novembre jusqu'à la fin de mai.
- Une saison sèche et chaude, s'étend du mois de juin à la moitié de mois d'août.

Les résultats issus de ce diagramme montrent que la saison sèche nous indique un déficit de précipitation, par contre la saison humide présente un excédent.



**Figure 2.9** : Diagramme Pluviothermique de la région d'étude (2003- 2012).



# CHAPITRE

III

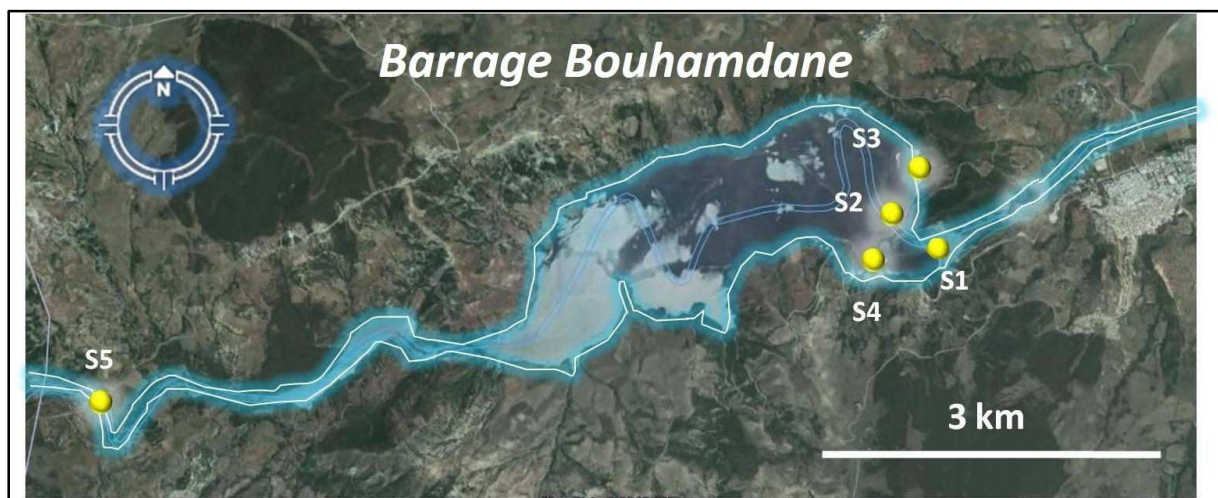
### 3.1. Echantillonnage :

L'échantillonnage est la sélection d'une partie dans un tout, il est primordial car il conditionne la pertinence de l'analyse et influence la qualité des résultats analytiques obtenus.

### 3.2. Stations et campagnes de prélèvements :

Cinq stations ont été choisies (S1, S2, S3, S4, S5) : (Fig.3.1)

- S1 est située au niveau de la digue (N°36°27.789 E°007 17.242).
- S2 est située au large de la retenue (N°36° 27.880 E°007 13.954).
- S3 est située au nord de la retenue (N°36° 28.076 E°007 14.188).
- S4 est située dans le côté sud de la retenue (N°36° 27.753 E°007 13.867).
- S5 est située à l'amont dans le sens d'Oued Bouhamdane (N°36° 28.223 E°007 08.596).



**Figure 3.1** : Localisation des stations de prélèvement dans la retenue de barrage Hammam Debagh.

Les prélèvements sont étalés sur une période de quatre mois pour les analyses physico-chimiques (janvier jusqu'au avril) et deux mois pour les analyses bactériologiques (mars et avril) ; le rythme d'échantillonnage était d'un prélèvement par mois. Vingt-trois paramètres ont fait l'objet d'un suivi physico-chimique, et sept variables bactériologiques. Les mesures ont été effectuées au niveau de la station de traitement des eaux potables de Hammam Debagh (ADE) tandis que d'autres analyses ont été effectuées au niveau du laboratoire de l'université.

### 3.3. Mode de prélèvement :

Les méthodes utilisées pour l'échantillonnage correspondent aux différentes directives notamment l'OMS.

Les échantillons destinés à l'analyse doivent être prélevés pendant les heures normales d'exploitation, dans le cas d'une nappe ouverte (bassin), la bouteille sera plongée à une certaine distance du fond de 50 cm et de la surface, assez loin de rive ou des bords, et en évitant la remise en suspension des dépôts (Rodier et al., 1984).

Le matériel de prélèvement doit faire l'objet d'une attention particulière.

Lors d'un prélèvement physico-chimique il faut utiliser des flacons neufs en plastique.

Les échantillons destinées à l'analyse bactériologique doit être prélevés à l'aide de flacons en verre pyrex munis de bouchons à vis, stériles (Derwich *Eet al.*, 2008).

Tous les flacons d'échantillonnages doit être clairement identifiés et être accompagné d'informations suffisantes concernant l'échantillon (Identité des préleveurs, date et heure de prélèvement, motif de la demande d'analyse, point de prélèvement d'eau, origine de l'eau « barrage de Hammam Debagh » ...etc.).

### **3.4. Transport de prélèvement:**

Les échantillons sont transportés dans une caisse iso-thermique (4-6 °C) jusqu'à leur arrivée au laboratoire. La teneur des échantillons en coliformes se modifie entre le moment du prélèvement et celui d'examen. Il est important donc de procéder à l'analyse le plus rapidement possible, de préférence dans l'heure suivante et en aucun cas après 24 heures (Coulibaly, 2005).

### **3.5. Travail de laboratoire :**

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

#### **3.5.1. Méthodes d'analyses des paramètres physico-chimiques :**

Les paramètres physico-chimiques concernant tout ce qui est relatif à la structure naturelle de l'eau et délimitent des concentrations maximales pour un certain nombre d'éléments souvent des ions comme le chlorure, sulfate, nitrate,...etc.

Nous avons donc réalisé des analyses pour déterminer la qualité physico-chimique de l'eau de barrage et les comparer avec les normes.

##### **3.5.1.1. Méthode électrochimique :**

Les méthodes électrochimiques sont basées sur des réactions d'oxydoréductions qui sont le siège d'un échange d'électrons entre l'oxydant et le réducteur, Ces méthodes sont appliquées dans les dosages chimiques quantitatifs.

#### **A. Mesure de pH :**

Le pH ou le potentiel hydrogène est le logarithme décimal de l'inverse de sa concentration en ions d'hydrogène  $[H_3O^+]$ , il est inférieur ou supérieur à sept suivant que l'eau est acide ou basique. Le pH n'a pas de signification hygiénique mais il présente une notion très importante pour la détermination de l'agressivité de l'eau.

#### **Mode opératoire :**

- Etalonner l'appareil avant la mesure, avec des solutions tampons à pH=7, pH=4 et pH=9. Après avoir rincé l'électrode en verre avec de l'eau distillée.

- Prendre environ 100 ml d'eau à analyser dans un bécher, mettre une agitation doucement puis tremper l'électrode dans le bécher. Laisser stabiliser un moment avec une faible vitesse d'agitation et noter pH.

### B. Mesure de la température :

La température de l'eau joue un rôle important pour ce qui concerne la solubilité des sels et des gaz. Par ailleurs, la température accroît les vitesses des réactions chimiques et biochimiques. La température des eaux de surfaces variée selon plusieurs facteurs, saisonniers et autres. Elle est mesurée par un thermomètre.

### Mode opératoire :

- Retirer la capsule contenant la solution de stockage protégeant la sonde de mesure, puis rincer cette dernière à l'eau distillée avant toute mesure.
- Plonger la sonde dans le milieu à analyser.
- Remuer avec soin et légèrement la sonde et attendre que la lecture se stabilise.

### C. Mesure de la conductivité électrique :

La conductivité électrique (CE) est une expression numérique de la capacité d'une solution à conduire le courant électrique. Elle dépend de la nature des ions dissous et leurs concentrations.

Selon Rejsek F.(2002), la température et la viscosité influent également sur la conductivité car la mobilité des ions augmente avec l'augmentation de la température et diminue avec celle de la viscosité.

**La conductivité** des eaux s'exprime en micro siemens par centimètre ( $\mu\text{S}/\text{cm}$ )

### Mode opératoire :

D'une façon générale, rincez plusieurs fois la sonde(WTW Multi 1970i)(**Fig.3.2**) avec l'eau distillée puis en la plongeant dans l'échantillon à examiner.



**Figure3.2 :** Multi-paramètre WTW Multi 1970i (prise par Kharchiche A.).

### D. Mesure de la turbidité :

La turbidité représente l'opacité d'un milieu trouble. C'est la réduction de la transparence d'un liquide due à la présence de matière non dissoutes. Elle est causée, dans les eaux par la présence de matière en suspension fine, comme l'argile, les limons, les grains de silice. Une faible part de la turbidité peut due à la présence de matières colloïdales d'origine organique ou minérale(Rejsek F., 2002).

**Les unités utilisées sont:**

- ✓ **NTU** (Nephelometric Turbidity Unit).
- ✓ **FTU** (Formazine Turbidity Unit).
- ✓ **JTU** (Jackson Turbidity Unit).

**Mode opératoire :**

On fait étalonner le turbidimètre en introduisant dans la première cuve de l'eau distillée prise comme référence, puis remplir une cuve de mesure propre et bien essuyer à l'aide du papier hygiénique avec l'échantillon à analyser bien homogénéisé et effectuer rapidement la mesure, il est nécessaire de vérifier l'absence de bulle d'air avant la mesure.

**E. Mesure du résidu sec (RS) :**

Le résidu sec correspond au poids de la totalité des matières par litre d'eau. La détermination du résidu sur l'eau non filtrée permet d'évaluer la teneur en matières dissoutes et en suspension, c'est le résidu total. Si l'eau est filtrée préalablement à la mesure, le résidu correspond alors aux matières dissoutes.

**Mode opératoire :**

- Tarer une capsule préalablement lavée, rincer avec de l'eau distillée et dessécher.
- Prélever 200 ml d'eau à analyser.
- Porter à l'étuve à 105 °C pendant 24 heures.
- Laisser refroidir pendant ¼ heure aux dessiccateurs.
- Peser immédiatement et rapidement.

**Expression des résultats :**

$$\text{RS (Mg/L)} = (\text{PP-PV}) \times 5 \times 1000$$

**PP:** le poids plein de la capsule.

**PV:** le poids vide de la capsule.

**F. Mesure de l'oxygène dissous (O<sub>2</sub>):**

La teneur en oxygène dissous des eaux de surface est mesurée à l'aide d'une sonde munie d'une électrode sensible à cette molécule.

La concentration en oxygène dissous dans l'eau est communément exprimée en milligramme par litre (mg/l) ou en pourcentage de saturation (CRE Laurentides, 2009).

**G. Détermination des matières en suspension (MES) :**

Ce sont des particules solides très fines et généralement visibles à l'œil nu, théoriquement, elles ne sont ni solubilisées, ni à l'état colloïdale.

Ces matières sont en relation avec la turbidité, elles limitent la pénétration de la lumière dans l'eau, diminuent la teneur en oxygène dissous et nuisent au développement de la vie aquatique (HAKMI A., 2006).

**Mode opératoire :**

- Mettre les membranes filtrantes dans une étuve à 105 °C pendant 20 mn.
- Laisser refroidir dans le dessiccateur.
- Ensuite les peser soit p1 : poids des membranes avant filtration.
- Placer les membranes dans la rampe à filtration et faire passer 200 ml d'eau à analyser à travers.
- Rendre les membranes à l'étuve (105°C) afin de les sécher pendant 20 mn.
- Les laisser refroidir au dessiccateur puis les peser une 2eme fois soit p2 : poids des membranes après filtration.

**H. Mesure de la salinité et TDS :**

On utilise le même multi-paramètre pour mesurer les deux paramètres (TDS et salinité).

**3.5.1.2. Spectrophotométrie :**

La **spectrophotométrie** est une méthode analytique quantitative qui consiste à mesurer l'absorbance ou la densité optique d'une substance chimique donnée, généralement en solution. Plus l'échantillon est concentré, plus il absorbe la lumière dans les limites de proportionnalité énoncées par la (**Loi de Beer-Lambert**).



**Figure3.3 :** Spectrophotomètre ODYSSEY (prise par Kharchiche A.).

**A. Dosage de l'ammonium (NH<sub>4</sub><sup>+</sup>) :**

L'ammonium est très répandu sur la terre. Par ordre d'importance. L'ammonium peut provenir d'une dénitrification biochimique due aux microorganismes réducteurs.

Mesurage spectrométrique du composé bleu formé par réaction de l'ammonium avec les ions salicylate et Hypochlorite en présence de nitrosopentacyanoferrate (III) de sodium (nitroprussiate de sodium).

**Mode opératoire :**

- Prendre 40 ml d'échantillon dans une fiole de 50 ml, ajouter 4 ml (réactif I). Puis ajouter 4 ml de la solution de réactif II, compléter la fiole jusqu'à la jauge ;
- Attendre 1h30min ;
- L'apparition de la couleur vert indique la présence de l'ammonium ;
- Effectuer la lecture à 655 nm.

**Expression des résultats :**

Le résultat est donné directement en **mg/l**.

**B. Dosage des ions nitrites ( $\text{NO}_2^-$ ) et nitrates ( $\text{NO}_3^-$ ):**

Le nitrite et le nitrate sont des ions naturels présents partout dans l'environnement. Ils sont tous les deux le produit de l'oxydation de l'azote (qui représente en gros 78 % de l'atmosphère) par les microorganismes dans les plantes, le sol ou l'eau.

**B.1. Nitrites ( $\text{NO}_2^-$ ) :**

Les ions nitrites réagissent en milieu acide ( $\text{pH}=1,9$ ) avec la sulfamilade en formant sel de di-azonium (diazotation) qui forme avec le N-(1-naphtyl)-éthylènediamine-dichlorohydraté un colorant azoïque rouge.

**Mode opératoire :**

- Prendre 50 ml d'eau à analyser ;
- Ajouter 1 ml du réactif mixte ;
- Attendre 10mn ;
- L'apparition de la coloration rose indique la présence des  $\text{NO}_2^-$  ;
- Effectuer la lecture à 543 nm.

**Expression des résultats :**

Le résultat est donné directement en **mg/l**.

**B.2. Nitrates  $\text{NO}_3^-$  :**

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

**Mode opératoire :**

- Prendre 10 ml de l'échantillon à analyser ;
- Ajouter 2 à 3 gouttes de NaOH à 30 % ;
- Ajouter 1 ml de salicylate de sodium ;
- Evaporer à sec au bain marie ou à l'étuve 75 – 88 °C. (Ne pas surcharger ni surchauffer très longtemps) laisser refroidir ;
- Reprendre le résidu avec 2 ml  $\text{H}_2\text{SO}_4$  et laisser reposer 10 mn ;
- Ajouter 15 ml d'eau distillée ;
- Ajouter 15 ml de tartrate double de sodium et de potassium.

**Expression des résultats :**

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



**C. Dosages des sulfates  $\text{SO}_4^{2-}$ :**

La présence du sulfate dans les eaux est liée à la nature des terrains traversés.

**Mode opératoire :**

- Prendre 20 ml d'eau à analyser puis compléter à 100 ml d'eau distillée ;
- Ajouter 5 ml de la solution stabilisante ;
- Ajouter 2 ml de chlorure de baryum ;
- Agiter énergiquement pendant 1 mn ;
- Passer au spectrophotomètre à  $\lambda = 420 \text{ nm}$ .

**Expression des résultats :**

$\text{Mg/l SO}_4^{2-} = \text{La valeur lue sur le spectrophotomètre.}$

**D. Dosage des phosphates  $\text{PO}_4^{3-}$  :**

Formation en milieu acide d'un complexe avec le molybdate d'ammonium et le tartrate double d'antimoine et de potassium.

Réduction par l'acide ascorbique en un complexe coloré en bleu qui présente deux valeurs maximales d'absorption (l'une vers 700 nm, l'autre plus importante à 880 nm).

**Mode opératoire :**

- Prendre 40 ml d'eau à analyser ;
- 1 ml d'acide ascorbique ;
- Ajouter 2 ml du réactif-mélange ;
- Attendre 10 mn ;
- L'apparition de la coloration bleue indique la présence des  $\text{PO}_4^{3-}$  ;
- Longueur d'onde  $\lambda$  à 700 ou 880 nm.

**Expression des résultats :**

Le résultat est donné directement en **mg/l**.

**E. Dosage du fer méthode à l'orthophénanthroline :**

Le complexe fer (II) – phénanthroline –1,10 est stable dans l'intervalle de pH de 2,5 à 9 et l'intensité de la coloration est proportionnelle à la quantité de fer (II) présent. La relation entre la concentration et l'absorbance est linéaire jusqu'à une concentration de 5 mg de fer par litre. Le maximum d'absorbance se situe à environ 510nm (coefficient d'absorption  $11 \times 10^3 / \text{mol.cm}$ ).

**Mode opératoire :**

- Prendre 50 ml d'eau à analyser dans un erlenmeyer de 100 ml ;

- Ajouter à la solution transvasées, 1ml de la solution de chlorhydrate d'hydroxylamine et mélanger soigneusement, ajouter 2ml de tampon acétate pour obtenir un pH compris entre 3,5 et 5,5 de préférence 4,5 ; ajouter enfin 2ml de la solution de phénanthroline-1,10 compléter à 50ml puis conserver les fioles à l'obscurité pendant 15mn ;
- Enfin passer au spectre pour mesurage à la longueur d'onde de 510 nm.

### Expression des résultats :

Le résultat est donné en mg/l.

#### 3.5.1.3. Volumétrie:

Les méthodes volumétriques consistent à faire réagir des quantités équivalentes de deux réactifs contenus dans des volumes bien déterminés.

L'un des réactifs n'est ajouté au deuxième par goutte à goutte jusqu'à la fin de la réaction. Le point d'équivalence est indiqué par le virage d'un indicateur coloré.

#### A. Détermination du calcium ( $\text{Ca}^{2+}$ ) :

L'eau est composée de nombreux éléments minéraux et organiques. Sa richesse en minéraux varie selon la composition des sols qu'elle traverse. Les terrains calcaires donneront une eau riche en calcium.

Le calcium est un composant majeur de la dureté de l'eau. Il existe à l'état d'hydrogénocarbonates et en quantité moindre, sous forme de sulfates, chlorure... etc.

Le principe est identique à celui de la méthode complexométrique décrite pour la dureté totale. Comme le dosage se fait à un pH élevé, le magnésium est précipité sous forme d'hydroxyde et n'intervient pas. Par ailleurs, l'indicateur choisi ne se combine qu'avec le calcium.

#### Mode opératoire :

- Introduire 50 ml d'eau à analyser dans un erlenmeyer au col large ;
- Ajouter 2 ml de solution d'hydroxyde et quelques graines d'indicateur colore ;
- Verser la solution d'EDTA jusqu'au virage du rose au violet soit V le volume de solution ;
- D'EDTA Verse.

#### Expression des résultats :

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

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

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

**M  $\text{Ca}^{2+}$**  : Masse molaire du calcium en g.

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

**F** : Facteur(**Annexes**).

**Donc :**

$$(\text{Ca}^{2+})(\text{Mg/L})= V_1 \times F \times 8$$

### B. Détermination du magnésium ( $\text{Mg}^{2+}$ ) :

Le magnésium se place au huitième rang parmi les éléments naturels les plus abondants. Il constitue 2,5 % de la croûte terrestre.

Les principales sources du magnésium contenu dans ces eaux sont les minéraux ferromagnésiens des roches ignées et les carbonates de magnésium des roches sédimentaires (Anonyme 1978).

#### Mode opératoire :

- Introduire 50 ml d'eau à analyser dans un erlenmeyer au col large ;
- Ajouter 2 ml de solution de  $\text{NH}_4\text{OH}$  ;
- Une pincée de noir euriochrome T ;
- Verser la solution d'EDTA jusqu'au virage de la couleur bleu  $V_2$ .

#### Expression des résultats :

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

$$(\text{Mg}^{2+})(\text{mg/L})=(V_2-V_1) \times F \times 4, 8$$

**D'où :**  $V_2$  : Volume titrée de calcium et de magnésium.

$V_1$ : Volume titrée de calcium.

**F** : Facteur.

### C. Titre alcalimétrique simple et complet TA, TAC et ( $\text{HCO}_3^-$ ) :

L'alcalinité d'une eau correspond à la présence bicarbonates, carbonates et hydroxydes.

**Titre alcalimétrique (TA) :** Permet de connaître la teneur en hydroxyde ( $\text{OH}^-$ ).

**Titre alcalimétrique complet (TAC) :** Permet de connaître la teneur totale en hydroxydes carbonate, hydrogencarbonates alcalins et alcalins terreux.

Ces déterminations sont bases sur la neutralisation d'un certain volume d'eau par un acide minéral dilué, en présence d'un indicateur coloré.

#### Modes opératoires :

##### TA :

- 100 ml d'eau à analyser ;
- 02 à 03 gouttes de phénolphtaléine ;
- Si une coloration rose apparaît titre avec l'acide sulfurique n/50 jusqu'à la disparition de couleur ;
- Si la couleur n'apparaît pas TA =0 (pH  $\square$  8.3 donc TA =0).

**Expression des résultats :**

$$TA \text{ } ^\circ F = V \text{ titre}$$

**TAC :**

- 100ml d'eau à analyser ;
- 02 à 03 gouttes de méthylorange à 0.5% ;
- Titrer par l'acide sulfurique N/50 jusqu'au virage rouge orange.

**Expression des résultats :**

$$TAC \text{ } ^\circ F = V \text{ titre} - 0.5$$

**0.5** : Le volume nécessaire pour le virage de couleur de l'indicateur.

**HCO<sub>3</sub><sup>-</sup> :**

- $(HCO_3^-) \text{ mg/l} = VA \times NA \times M \text{ HCO}_3^- \times 1000/PE.$
- $(HCO_3^-) \text{ mg/l} = VA \times (N/50) \times 61 \times 1000/100.$
- **VA** : Volume d'acide versé dans le titrage de TAC.
- **NA**:Normalité d'acide versé.
- **MHCO<sub>3</sub><sup>-</sup>**:Masse des bicarbonates.
- **P.E** :Prise d'essai.

**Expression des résultats :**

$$(HCO_3^-) \text{ mg/l} = V \times 12.2$$

**D. Dureté totale (Titre hydrotimétrique) :**

La dureté ou Titre hydrotimétrique d'une eau correspond à la somme des concentrations en cation métalliques à l'exception de ceux métaux alcalins et de l'ion hydrogène. Dans la plupart des cas la dureté est surtout due aux ions calcium et magnésium (Rodier *et al.*, 1984).

**Mode opératoire :**

- Prélever 100ml d'eau à analyser. Ajouter 2ml de solution tampon (pH=9.5-10) et quelques grainer d'indicateur coloré .verser la solution d'EDTA jusqu'au virage du rouge vieux au bleu ;
- Soit **V** le volume de solution d'EDTA verse.

**Expression des résultats :**

$$TH \text{ } ^\circ F = V \text{ titre} * 10.$$

**E. Détermination des chlorures (Cl<sup>-</sup>) :**

La teneur en chlorures d'une eau dépend de l'origine de l'eau et de la nature du terrain qu'elle traverse. Les chlorures participent à la conductibilité électrique des cours d'eau. Niveau guide de la concentration en chlorures des eaux destinées à la consommation humaine : 25 mg/l.

Concentration maximale admissible des chlorures dans les eaux destinées à la consommation humaine : 200 mg/l.

Les chlorures sont dosés en milieu neutre par une solution titrée de nitrates d'argent en présence de chromate de potassium. La fin de la réaction est indiquée par l'apparition de la teinte rouge caractéristique du chromate d'argent.

**Mode opératoire :**

- Introduire 25 ml d'eau à analyser, dans un erlenmeyer au col large. Ajouter 2 à 3 gouttes de solution de chromate de potassium à 10% ;
- Verser au moyen d'une burette la solution de nitrate d'argent jusqu'à apparition d'une teinte rougeâtre, qui doit persister 1 à 3 min ;
- Soit  $v$  le nombre de millilitres de nitrate d'argent N/50 utilisés.

**Expression des résultats :**

$$\text{Teneur (mg/l)} = V \text{ titre} \cdot 142$$

**F. Détermination de la matière organique (M.O) :**

La matière organique provient soit de l'érosion des sols, soit de la décomposition de matières animales ou végétales qui se trouvent dans l'eau.

Cette mesure renseigne sur la quantité d'oxygène utilisée pour la réduction du permanganate de potassium par matières organiques présentes dans une eau. Le dosage doit être réalisé en milieu alcalin à chaud.

**Mode opératoire :**

- Introduire dans un erlenmeyer de 500 ml, 100 ml d'eau à analyser et 10 ml d'acide sulfurique à 50% ajouté 10 ml de solution de permanganate de potassium N/80. Porter l'échantillon à l'ébullition ménagée pendant 10 min à partir du moment où les bulles en formation au fond du ballon viennent crever la surface du liquide. Ajouter ensuite 10 ml d'acide oxalique N/80 pour décolorer. Revenir immédiatement à la teinte rose faible mais persistante à l'aide d'une burette graduée, la solution de permanganate de potassium N/80 ;
- Faire un essai à blanc en opérant dans les mêmes conditions.

**Expression des résultats :**

$$\text{MO (O}_2\text{/l)} = V_{\text{ech}} - V_{\text{blan}}$$

### 3.5.2. Méthodes d'analyses des paramètres bactériologiques :

Le deuxième volet du suivi de la qualité d'une eau destinée à la consommation humaine est la recherche de la charge bactérienne qui s'y est développée.

Concernant notre étude, on s'est limité aux paramètres résumés dans le tableau suivant :

**Tableau 3.1 :** Les paramètres Bactériologiques.

Bactéries recherchées	But de recherche	Méthode de recherche	
Coliformes totaux	Indicateur de contamination fécale	Par filtration	
Coliformes thermo tolérants			
Streptocoques fécaux		Par filtration	NPP
Anaérobies sulfitoréductrices		Par incorporation	
Germes totaux à 22 °C et à 37 °C	Indicateurs qui révèlent la présence possible d'une contamination bactériologique.	Par incorporation	
Staphylocoques	Bactéries pathogènes	Par filtration	
Pseudomonas			

#### 3.5.2.1. Recherche et dénombrement :

##### A. Recherche et dénombrement des microorganismes revivifiables à 22 et à 37°C :

Cette méthode consiste en la recherche et le dénombrement des microorganismes dans les eaux minérales embouteillées destinés à la consommation humaine par comptage des colonies à 22°C et à 37°C.

Dans le sens de cette méthode, on entend par microorganismes : bactéries, levures, moisissures se développant en aérobiose, lorsque l'essai est effectué selon la méthode spécifiée.

##### Mode Opératoire :

- À partir de l'eau à analyser (SM = 1) et/ou des dilutions décimales  $10^{-1}$  porter aseptiquement 1 ml en double dans deux boîtes de Pétri vides, numérotées.
- Compléter ensuite avec environ 19 ml de gélose TGEA fondue puis refroidie à  $45 \pm 2^\circ\text{C}$ . Le temps qui s'écoule entre le moment où l'on a distribué l'inoculum dans la boîte et celui où le milieu est coulé ne doit pas excéder 15 minutes.
- Faire ensuite des mouvements circulaires et de va-et-vient en forme de « 8 » pour permettre à l'inoculum de se mélanger à la gélose, sur une surface fraîche et horizontale.

- Laisser solidifier les boîtes sur pailleuse, puis rajouter une deuxième couche d'environ 5 ml de la même gélose ou de gélose blanche. Cette double couche, a un rôle protecteur contre les contaminations externes diverses.
- Les boîtes seront partagées en deux séries distinctes :

La première série sera incubée à  $22 \pm 2^\circ\text{C}$  pendant  $68 \pm 4$  heures ;

La seconde série sera incubée à  $36 \pm 2^\circ\text{C}$ , pendant  $44 \pm 4$  heures. **(Fig.3.1) (Annexes)**

### **Lecture et interprétation :**

Les colonies de microorganismes revivifiables apparaissent en masse sous formes lenticulaires et bien distinctes.

Calculer ensuite le nombre totale, des microorganismes revivifiables à  $22 \pm 2^\circ\text{C}$  à part et celle du nombre des microorganismes revivifiables à  $36 \pm 2^\circ\text{C}$  à part.

## **B. Recherche et dénombrement des bactéries indicatrices des contaminations fécales :**

### **B.1. Recherche et dénombrement des Coliformes totaux (Méthode par filtration) :**

Il s'agit là d'une méthode de référence qui consiste en la recherche et le dénombrement des *Escherichia coli* et des bactéries Coliformes éventuellement présents dans les eaux destinées à la consommation humaine, par comptage des colonies obtenues en milieu solide après 24 à 48 heures d'incubation en aérobiose à  $36 \pm 2^\circ\text{C}$  puis à  $42 \pm 2^\circ\text{C}$ .

Au sens de cette méthode, on entend par Coliformes des bacilles à gram négatifs, aérobies ou anaérobies facultatifs, non sporulés, ne possédant pas d'oxydase, capables de se multiplier en présence de sels biliaires et capables de fermenter le lactose avec production d'acide et de gaz en 24 à 48 heures à une température comprise entre 36 et  $37^\circ\text{C}$ .

Les Coliformes thermotolérants ont les mêmes propriétés que les Coliformes totaux mais à  $42 \pm 2^\circ\text{C}$ .

### **Mode opératoire :**

La recherche des bactéries coliformes par filtration sur membrane nécessite une préparation au préalable, qui se déroule selon les étapes suivantes :

- Tout d'abord, il faudrait stériliser l'entonnoir gradué en acier inoxydable ainsi que la membrane poreuse à l'aide d'un bec bunsen ;
- Les refroidir tout de suite après, avec l'eau à analyser si on en dispose en quantité suffisante ou bien avec de l'eau distillée stérile ;
- Mettre en place de façon aseptique une membrane de porosité nominale de  $0,45 \mu\text{m}$  entre la membrane poreuse et l'entonnoir à l'aide d'une pince stérile ;
- Fixer ce dispositif avec la pince correspondante ;
- Déposer ensuite aseptiquement 100 ml d'eau à analyser devant un bec bunsen ;
- Actionner ensuite la pompe à vide pour absorber l'eau à travers la membrane ;
- Retirer l'entonnoir puis transférer immédiatement et aseptiquement la membrane à l'aide d'une pince à bouts arrondis stérile, sur la surface d'une plaque de gélose (Mac Conkey ou TTC Tergitol 7) préalablement préparée. Cette dernière sera incubée couvercle en bas à  $36 \pm 2^\circ\text{C}$  pendant  $21 \pm 3$  heures.

**Lecture et interprétation :**

Après la période d'incubation spécifiée, dénombrer les colonies caractéristiques qui se présentent sous forme de petites colonies lisses légèrement bombées à contours réguliers et pigmentés en jaune orangé ou en jaune (lactose positives).

**B.2.Recherche et dénombrement des Streptocoques :**

Les streptocoques fécaux sont des bactéries :

**De la famille des Streptococaceae:** Coques ovales gram (+), en diplocoques ou courtes chaînettes, catalase (-), AAF et fermentatif du glucose.

**Du groupe D** de la classification de Lancefield : L'ensemble des Streptocoques fécaux est constitué principalement des espèces : *Enterococcus faecalis*, *Enterococcus faecium*, *Enterococcus bovis*, *Enterococcus equinus*.

Ce sont des bactéries commensales de l'intestin des animaux et des humains. Leur présence dans un aliment traduit donc une contamination fécale de cet aliment et laisse supposer la présence possible de bactéries pathogènes.

La contamination peut être ancienne car ces bactéries survivent relativement longtemps dans les aliments ou l'eau (Anonyme, 2007).

**B.2.1.Méthode par filtration sur membrane :**

Cette méthode de référence, consiste en la recherche et le dénombrement des entérocoques intestinaux ou Streptocoques du groupe « D » de la classification de Lance Field, ou encore Streptocoques fécaux dans les eaux destinées à la consommation humaine, par filtration sur membrane.

**Mode opératoire :**

La recherche des entérocoques intestinaux ou Streptocoques du groupe « D » par filtration sur membrane nécessite une préparation au préalable, qui se déroule selon les étapes suivantes :

- Tout d'abord, il faudrait stériliser l'entonnoir gradué en acier inoxydable ainsi que la membrane poreuse à l'aide d'un bec bunsen ;
- Les refroidir tout de suite après, avec l'eau à analyser si on en dispose en quantité suffisante ou bien avec de l'eau distillée stérile ;
- Mettre en place de façon aseptique une membrane de porosité nominale de 0,45 µm entre la membrane poreuse et l'entonnoir à l'aide d'une pince stérile ;
- Fixer ce dispositif avec la pince correspondante ;
- Déposer ensuite aseptiquement 100 ml d'eau à analyser, selon les types d'eaux à analyser, devant un bec bunsen ;
- Actionner ensuite la pompe à vide pour absorber l'eau à travers la membrane ;
- Retirer l'entonnoir puis transférer immédiatement et aseptiquement la membrane à l'aide d'une pince à bouts arrondis stérile, à la surface d'une plaque de gélose Slanetz et Bartley préalablement préparée ;
- Cette dernière sera incubée couvercle en bas à  $36 \pm 2^\circ\text{C}$  pendant  $44 \pm 4$  heures.

**Lecture et interprétation :**



Après la période d'incubation spécifiée, les entérocoques intestinaux ou Streptocoques du groupe « D » apparaissent sous forme de petites colonies lisses légèrement bombées à contours réguliers et pigmentées en rouge, marron ou rose.

Compter le nombre de colonies et le rapporter à 100 ml d'eau à analyser.

### **B.2.2.Méthode générale par ensemencement en milieu liquide (NPP) :**

#### **Mode opératoire :**

La recherche et le dénombrement des Streptocoques dans les eaux, en milieu liquide par la technique du NPP, se fait en deux étapes consécutives :

- Le test de présomption: réservé à la recherche présomptive des Streptocoques.
- Le test de confirmation: réservé à la confirmation réelle des Streptocoques du groupe « D ».

#### **Test de présomption :**

À partir de l'eau à analyser, porter aseptiquement :

- 10 ml dans 3 tubes contenant 10 ml de milieu ROTHE D/C.
- 1 ml dans 3 tubes contenant 10 ml de milieu ROTHE S/C.
- 0.1 ml dans 3 tubes contenant 10 ml de milieu ROTHE S/C.

Bien mélanger le milieu et l'inoculum.

L'incubation se fait à 37°C pendant 24 à 48 heures.

#### **Lecture et interprétation :**

Seront considérés comme présomptifs les tubes présentant un trouble microbien.(Fig.3.2) (Annexes)

On détermine le nombre des Streptocoques à partir de tables de NPP. (Tab.3.2) (Annexes)

### **B.3. La recherche et dénombrement des anaérobies sulfito-réducteurs (ASR) :**

#### **Méthode par incorporation :**

Les anaérobies sulfito-réducteurs (ASR) se présentent sous forme de bactéries Gram +, se développant en 24 à 48 heures sur une gélose Viande Foie en donnant des colonies typiques réduisant le sulfite de sodium ( $\text{Na}_2\text{SO}_3$ ) qui se trouve dans le milieu, en sulfure qui en présence de  $\text{Fe}_2^+$  donne  $\text{FeS}$  (sulfure de fer) de couleur noire. Les spores des ASR constituent généralement des indices de contamination fécale ancienne.

#### **Mode opératoire :**

À partir de l'eau à analyser :

- Prendre environ 20 ml dans un tube stérile, qui sera par la suite soumis à un chauffage de l'ordre de 80°C pendant 8 à 10 minutes, dans le but de détruire toutes les formes végétatives des ASR éventuellement présentes.
- Après chauffage, refroidir immédiatement le tube en question, sous l'eau de robinet.

- Répartir ensuite le contenu de ce tube, dans 4 tubes différents et stériles, à raison de 5 ml par tube.
- Ajouter environ 18 à 20 ml de gélose viande foie, fondue puis refroidie à 44°C, additionnée d'une ampoule d'alun de fer et d'une ampoule de sulfite de sodium.
- Mélanger doucement le milieu et l'inoculum en évitant les bulles d'air et en évitant l'introduction d'oxygène.
- Laisser solidifier sur pailleuse pendant 30 minutes environ, puis incuber à 37°C, pendant 24 à 48 heures.
- La première lecture doit absolument être faite à 16 heures car très souvent les colonies des ASR sont envahissantes auquel cas on se trouverait en face d'un tube complètement noir rendant ainsi l'interprétation difficile voire impossible et l'analyse sera à refaire en utilisant des dilutions décimales de  $10^{-1}$  voire  $10^{-2}$ , la deuxième lecture se fera à 24 heures et la troisième et dernière à 48 heures.
- Dénombrer toute colonie noire de 0,5 mm de diamètre, poussant en masse. **(Fig.3.3)(Annexes)**

### C. La recherche des bactéries pathogènes :

#### C.1. La recherche des Staphylocoques :

##### C.1.1. Recherche :

Les staphylocoques trouvés dans l'eau proviennent principalement de la peau, de la bouche, du nez et de la gorge des baigneurs et occasionnellement d'une pollution fécale (CEAEQ,2000).

##### Mode opératoire :

Le milieu Chapman permet l'isolement sélectif de *Staphylococcus* sur la base d'une tolérance à une forte teneur en Na Cl, et la différenciation de l'espèce *Staphylococcus aureus* par la mise en évidence de la dégradation du mannitol et l'élaboration fréquente d'un pigment (Marchal; 1982). Ensemencer une boîte de milieu Chapman. Incuber à 37 °C pendant 24 h. **(Fig.3.4) (Annexes)**

##### C.1.2. Confirmation :

###### C.1.2.1. Dégradation du mannitol :

Après 24 heures d'incubation, la dégradation du mannitol se traduit par virage au jaune du milieu de Chapman. **(Fig. 3.4)**



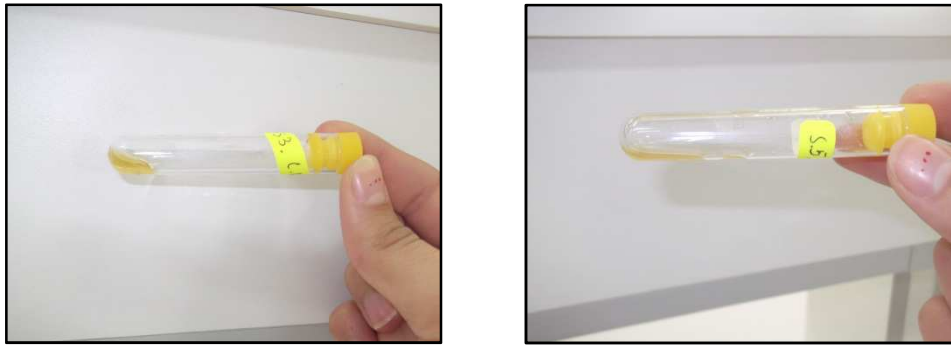
**Figure 3.5 : Dégradation de Mannitol.****C.1.2.2. Test catalase :**

Une goutte d'eau oxygénée plus une colonie prélevée du milieu Chapman déposer sur une lame et le dégagement immédiat de bulles gazeuses ce traduit par la présence d'une catalase (Marchal;1982).

**C.1.2.3. Test Staphylocoagulase:**

À partir des colonies suspectes (*Staphylococcus aureus*) sur milieu Chapman incubées à 37°C. On a pris et mélangé une colonie dans un tube stérile contient 0,5ml du plasma de l'homme oxalaté et on l'a incubé à 37 °C pendant 4 h (Diagnostiques Pasteur, 1987).

L'apparition d'un caillot observée en inclinant le tube à 90° confirme que le test de coagulase est positif (**Fig. 3.6 et 3.7**).



**Figure 3.5:** Coagulase positif **Figure 3.6:** Coagulase négatif

**C.2. Recherche des Pseudomonas (méthode par filtration sur membrane):****C.2.1. Recherche :**

Cette procédure décrit la méthode de recherche et de dénombrement de *Pseudomonas aeruginosa* dans les eaux après filtration sur membrane.

***Pseudomonas aeruginosa*** : Bactéries se développant sur des milieux sélectifs contenant du cétrimide et produisant de la pyocyanine ou bactéries se développant sur des milieux sélectifs contenant du cétrimide, oxydase positive donnant lieu à fluorescence sous rayonnement ultraviolet ( $360 \pm 20 \text{ nm}$ ) et capables généralement de produire de l'ammoniac à partir d'acétamide. Ils hydrolysent la caséine (CWEA, 2012).

**Mode opératoire :**

Le dénombrement de *Pseudomonas aeruginosa* est basé sur la filtration de volumes donnés d'échantillon d'eau sur une membrane filtrante de porosité  $0.45 \mu\text{m}$ .

Les membranes sont placées sur un milieu sélectif approprié contenant du cétrimide et incubées à  $36 \pm 2^\circ\text{C}$  pendant  $44\text{h} \pm 4\text{h}$ .

### C.2.2. Confirmation :

La confirmation est basée sur les caractéristiques de *Pseudomonas aeruginosa*: les colonies produisant de la pyocyanine sont considérées comme *Pseudomonas aeruginosa* confirmés mais les autres colonies fluorescentes ou de couleur brun rougeâtre nécessitent, après repiquage sur milieu nutritif, les confirmations suivantes : oxydase, la production de pigment fluorescent (CWEA, 2012).

#### C.2.2.1. King A et King B:

- Recherche de la pyocyanine : pigment bleu caractéristique de *Pseudomonas aeruginosa* responsable de la teinte bleue intense des milieux de culture : sa production est favorisée sur milieu de King A.
- Recherche de la pyoverdine : présente une teinte vert fluorescent (*P. fluorescence*) est souvent masquée par la pyocyanine, sa production est maximale sur milieu de King B (PILET et al., 1987).

#### C.2.2.2. Teste oxydase :

Le disque d'oxydase est placé sur une lame puis mettre une goutte d'eau distillée stérile.

Une quantité suffisante de culture est déposée sur le disque en écrasant la colonie sur ce disque. Apparition d'une couleur violacé instantané voir 2 min considère comme oxydase positif.

### 3.5.2.2. Test de confirmation :

#### A. Confirmation des Coliformes fécaux :

##### Milieu de confirmation (eau peptonée exempte d'indole) :

Repiquer à l'aide d'une anse de platine stérile les colonies sur le milieu de confirmation (d'eau peptonée exempte d'indole).

Après incubation à  $44^\circ\text{C}$  pendant 24 heures, les tubes considérés comme positifs présentent une pousse bactérienne avec l'apparition d'un anneau rouge en surface après l'addition de quelques gouttes de réactif Kovacs.

#### B. Confirmation des Streptocoques de groupe « D »:

##### Test confirmatif :

##### Le milieu de confirmation : EVA Litsky

Repiquer à l'aide d'une l'anse de platine stérile les colonies (Slanetz et Bartley) ou bien 0,1ml (Roth) sur le milieu de confirmation et incubé à  $37^\circ\text{C}$  pendant 24 heures. Sont considérés comme positifs les tubes présente un trouble du couleur et formation d'une pastille blanchâtre au fond des tubes, ces deux observations confirment la présence des streptocoques fécaux.

##### Le milieu de confirmation : BEA

Transférer aseptiquement la membrane du milieu de Slanetz et Bartley sur une plaque de gélose Bile esculine azoture (BEA) préchauffée préalablement à 44°C. Cette dernière sera incubée à son tour à 44 ± 0,5°C pendant 2 heures.

Les colonies caractéristiques prennent alors une coloration noire traduisant ainsi l'hydrolyse de l'esculine présente dans le milieu.

### **3.5.2.3. Isolement et identifications des bactéries :**

Pour étudier les microorganismes, il est indispensable de les isoler et d'en faire une culture pure.

Identification permettent au cours de l'isolement ou non de mettre en évidence une ou plusieurs propriétés biochimiques d'une bactérie pour commencer à l'identifier. Elle repose sur la morphologie, les caractères enzymatiques et biochimiques.

#### **A. Identification microscopique :**

##### **A.1. Coloration de Gram :**

L'examen microscopique après coloration de gram nécessite au départ une préparation d'un frotti au l'objectif fois 100. Cette examen permet de détecté la forme des microorganismes.

Faire agir successivement.

##### **Préparation du frottis :**

- Faire un repiquage des bactéries en milieu liquide ou solide. Recueillir les bactéries des cultures jeunes ou directement du milieu solide avec une anse ou un fil et mélanger dans une goutte d'eau stérilisée ;
- Faire un frottis sur une lame en étalant une goutte de la suspension microbienne ;
- Laisser sécher le frottis ;
- Ensuite, faire la fixation en passant rapidement la lame 3 fois à l'intérieur de la flamme d'un bec Bunsen ou par une technique équivalente ;
- Après refroidissement, faire la coloration.

##### **Coloration :**

- Verser sur le frottis fixé quelques gouttes de solution de violet de Gentiane ;
- Laisser agir pendant 1 minute et laver avec de l'eau ;
- Verser 1 à 2 gouttes de la solution de lugol. Laisser agir pendant 1 minute ;
- Laver avec de l'eau et sécher sur papier filtre ;
- Verser l'alcool à 95 % vol, laisser agir pendant 1 minute ;
- Rincer avec de l'eau et sécher sur papier filtre ;
- Verser quelques gouttes de solution de fuschine, laisser agir pendant 30 secondes ;
- Laver avec de l'eau et sécher sur papier filtre ;
- Déposer sur le frottis coloré une goutte d'huile d'immersion ;
- Observer au microscope avec l'objectif à immersion en champs clair.

##### **A.2. Identification biochimique :**

###### **A.2.1. Les Coliformes :**

**API 20 E :**

Destinée pour la famille des Enterobactériacées la galerie API 20E comporte 20 microtubes contenant des substrats sous forme déshydratée. Les tests sont inoculés avec une suspension bactérienne qui reconstitue les milieux. Les réactions produites pendant la période d'incubation se traduisent par des virages colorés spontanés ou révélés par l'addition de réactifs. La lecture de ces réactions se fait à l'aide du tableau de lecture (**Tab.3.3**) (**Annexes**) et l'identification est obtenue à l'aide du tableau d'identification (Anonyme, 2004).

**A.2.2. Les Staphylocoques :****API Staph :**

La galerie API Staph comporte 20 microtubes contenant des substrats déshydratés. Les microtubes sont inoculés avec une suspension bactérienne réalisée en API Staph Medium qui reconstitue les tests. Les réactions produites pendant la période d'incubation se traduisent par des virages colorés spontanés ou révélés par l'addition de réactifs. La lecture de ces réactions se fait à l'aide du tableau de lecture (**Tab.3.4**) (**Annexes**) et l'identification est obtenue à l'aide du tableau d'identification (Anonyme, 2002).

**A.2.3. Les Streptocoques :****API Strept :**

La galerie API Strep comporte 20 microtubes contenant les substrats déshydratés pour la mise en évidence d'activités enzymatiques ou de fermentation de sucres.

Les tests enzymatiques sont inoculés avec une suspension dense, réalisée à partir d'une culture pure, qui reconstitue les milieux. Les réactions produites pendant la période d'incubation se traduisent par des virages colorés spontanés ou révélés par l'addition de réactifs.

Les tests de fermentation sont inoculés avec un milieu enrichi (contenant un indicateur de pH) qui réhydrate les sucres. La fermentation des carbohydrates entraîne une acidification se traduisant par un virage spontané de l'indicateur coloré.

La lecture de ces réactions se fait à l'aide du Tableau de lecture (**Tab.3.5**) (**Annexes**) et l'identification est obtenue à l'aide du Catalogue Analytique ou d'un logiciel d'identification (Anonyme, 2009).



# CHAPITRE

IV

## 4.1. La qualité physico-chimique de l'eau:

### 4.1.1. Paramètres organoleptiques :

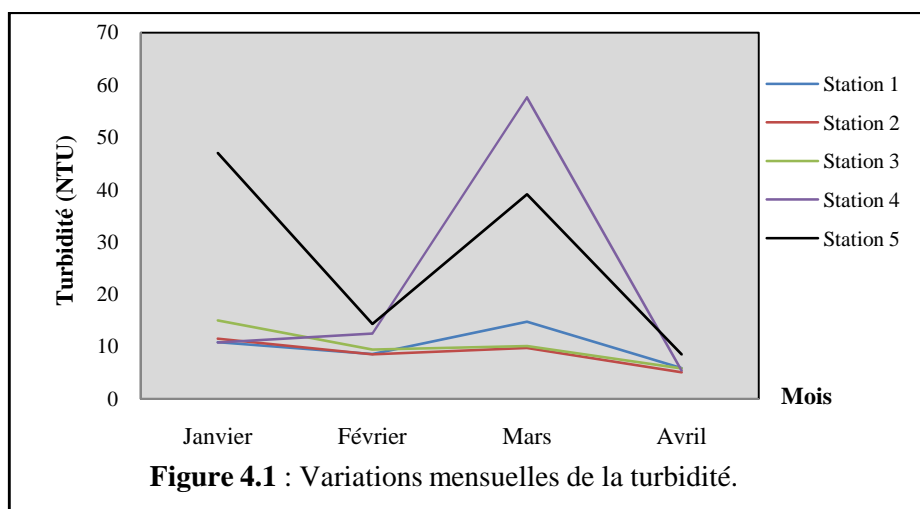
#### ▪ Turbidité :

La turbidité est due à la présence de matières en suspension entraînées dans les eaux.

Les résultats obtenus révélés que la turbidité est légèrement variable pour les cinq échantillons durant la période d'analyse, ces valeurs sont comprises entre 5.09 à 15 NTU pour les stations (S1, S2 et S3) et pour les stations (S4 et S5), les valeurs allant de 5.46 jusqu'à 57.6 NTU (**Fig. 4.1**), ces valeurs restent dans les normes française (NF 90-330) fixées à 140 NTU.

Les valeurs enregistrées durant les mois de janvier, février et avril indiquent une turbidité modérée due à un faible débit de l'eau issu du manque des pluies en cette période.

En revanche, on note les plus fortes variations de turbidité avec parfois des valeurs très élevées, pour les eaux des stations (S4 et S5) durant le mois de mars, ce phénomène est souvent lié à une hausse des concentrations de matières en suspension accompagnant les crues.



**Figure 4.1 :** Variations mensuelles de la turbidité.

### 4.1.2. Paramètres physico-chimiques :

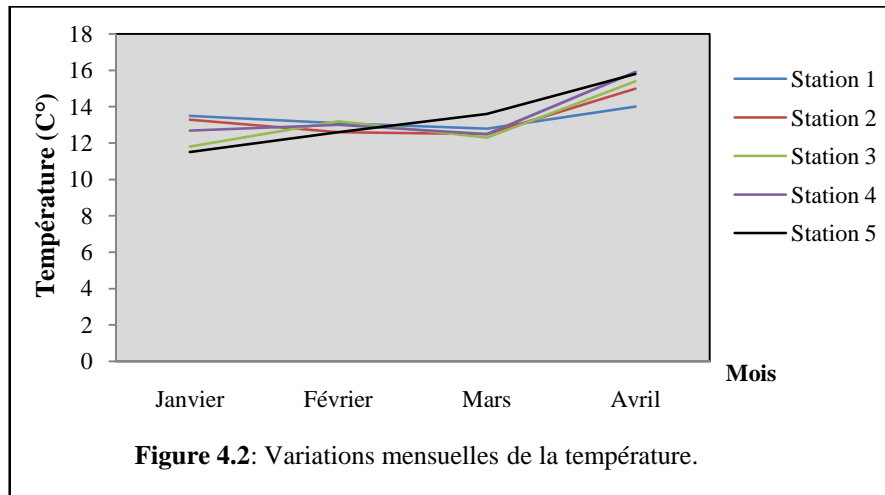
#### 4.1.2.1. Paramètres physiques :

##### A. Température :

Dans la zone d'étude, les températures enregistrées durant les quatre mois, oscillent entre 11.5°C (station S1) en mois de janvier et 15.9°C (station S4) en mois d'avril, ces variations de température suivent celles du climat de la région (**Fig. 4.2**).

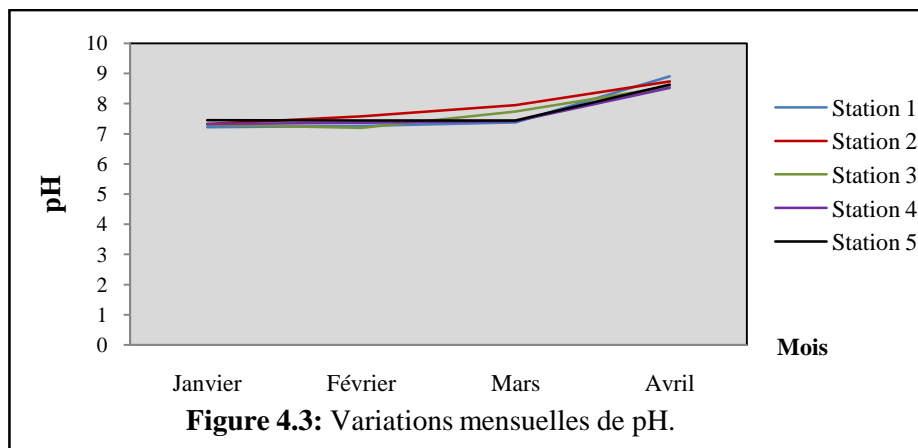
L'élévation coïncide avec la progression des saisons chaudes et la diminution avec celle des saisons froides.





### B. pH :

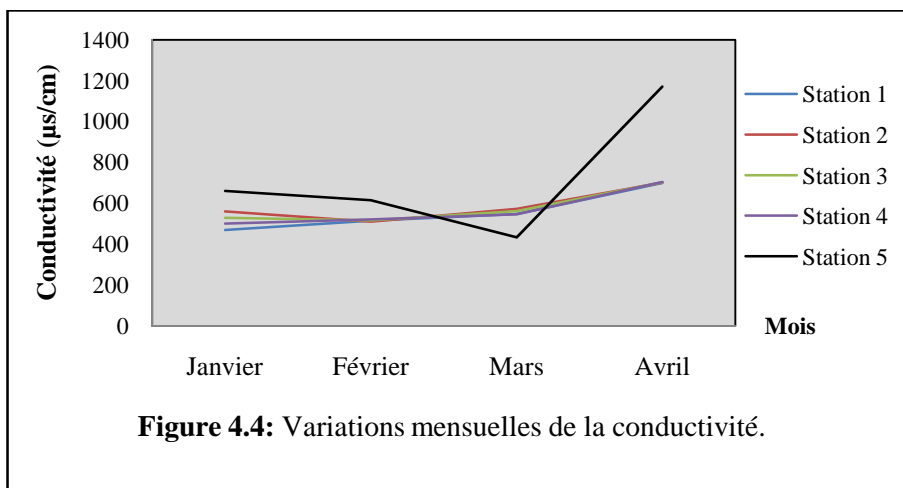
On constate d'après les résultats obtenus, que les valeurs de pH varient entre 7.20 et 8.9 sur toutes les stations (Fig.4.3), ce qui indique que l'eau de barrage de Hammam Debagh a un pH légèrement alcalin, cela est probablement lié à la nature calcaire des terrains traversés. Les eaux de surfaces étudiées restent dans les directives européennes (CMA 9,5).



### C. Conductivité électrique :

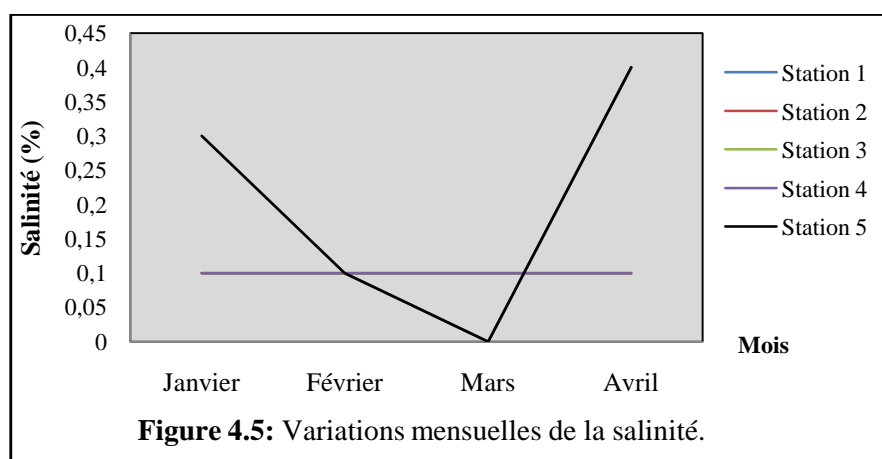
D'après la figure 4.4, la conductivité électrique était stable durant toute la période allant du mois de janvier jusqu'au mois de mars, ensuite une légère augmentation est observée pour les échantillons du mois d'avril stations (S1, S2, S3 et S4), cela est lié à la solvatisation des particules de sels minéraux et transfère des ions due à l'augmentation de la température.

La figure 4.4 illustre bien les variations de la conductivité électrique, station (S5), les valeurs de la conductivité mesurées au cours du mois de janvier jusqu'au mois de février sont presque stables, ensuite une chute de la conductivité pour les eaux de mois de mars à cause des crues (Les eaux des crues et les pluies diluent le taux des ions dans le barrage), puis nous avons enregistré également une augmentation de la conductivité électrique avec la température en mois d'avril, cela est lié à la concentration des sels dans l'eau (Bontoux, 1993).



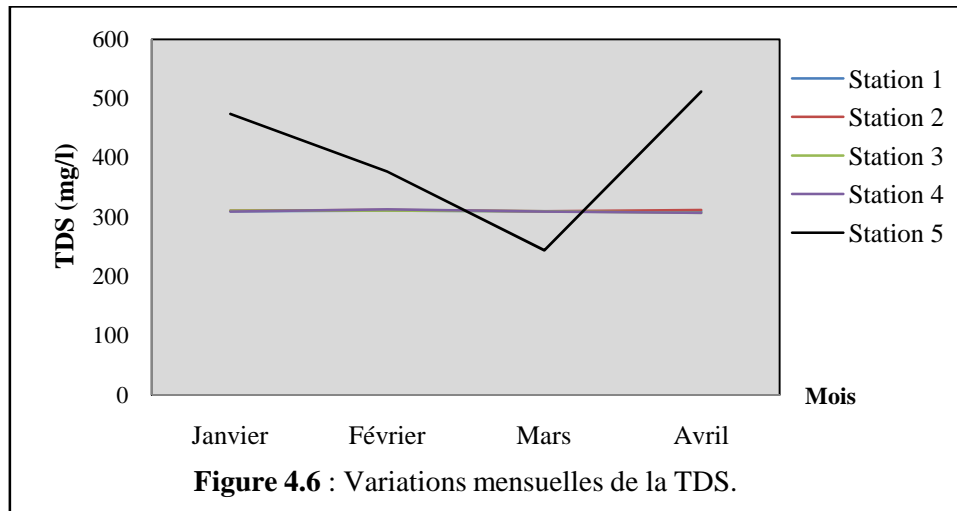
#### D. Salinité :

On constate d'après la **figure 4.5** que la salinité n'a pas dépassé la norme française (NF 95-363) fixé à 1.5 %, où les valeurs trouvées sont donc constantes depuis le mois janvier jusqu'au mois d'avril estimé à 0.1% pour les premiers quatre stations, pour la station (S5), on observe que les valeurs de la salinité sont variées entre 0.3 % et 0.4%, puis on révèle une diminution de la salinité vers 0 % durant le mois de mars à cause de la dilution de l'eau. Et nous avons remarqué qu'elle varie proportionnellement à la conductivité électrique.



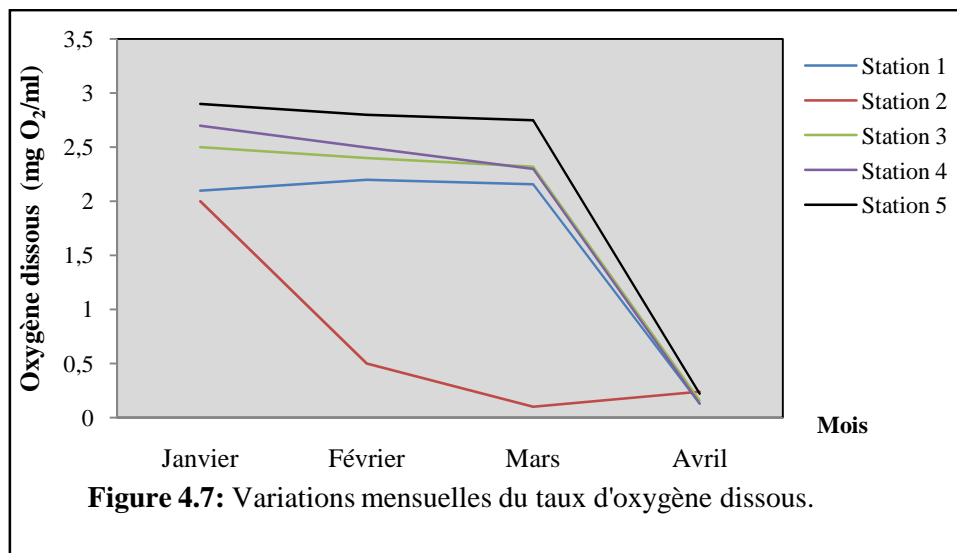
#### E. Taux des sels dissous (TDS) :

La courbe ci-dessous montre que la concentration en sels dissous est approximativement stable en mois de janvier jusqu'au mois d'avril pour les premières quatre stations, les valeurs sont variées entre 307mg/l et 313mg/l. Pour la station (S5), on observe que les valeurs des sels dissous varient entre 244mg/l et 512mg/l. La concentration en sels dissous est quasiment constante durant les mois de janvier et février avant d'être chuter dans le mois de mars à cause de la dilution de l'eau, puis on enregistre une augmentation de la TDS (512mg/l) dans en mois d'avril.



### F. Oxygène dissous :

Pour l'oxygène dissous, la retenue de barrage est bien oxygénée quand la température est basse, et en est pauvre avec l'augmentation de celle-ci (Fig.4.7), à l'exception de la station (S2), où la teneur en oxygène est très basse (min = 0.1 mg/l), à cause des eaux faiblement brassées en milieu de la retenue.

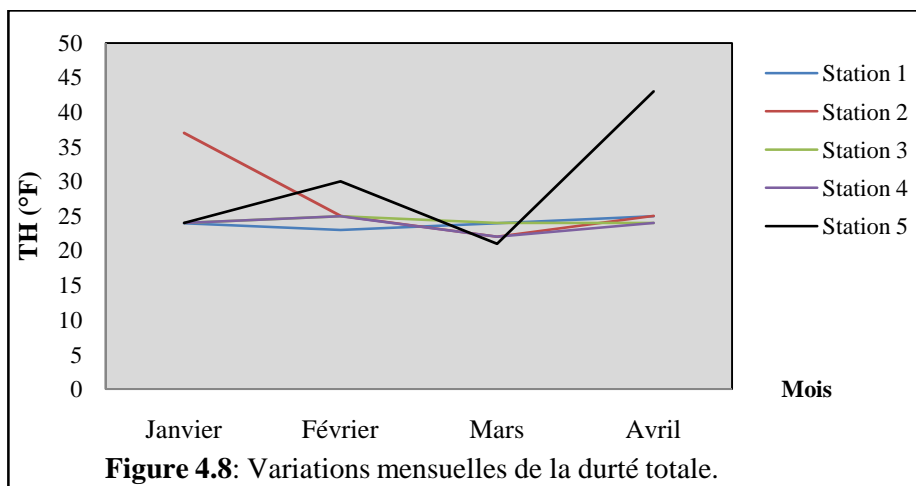


### 4.1.2.2. Paramètres chimiques :

#### A. Titre hydrotimétrique :

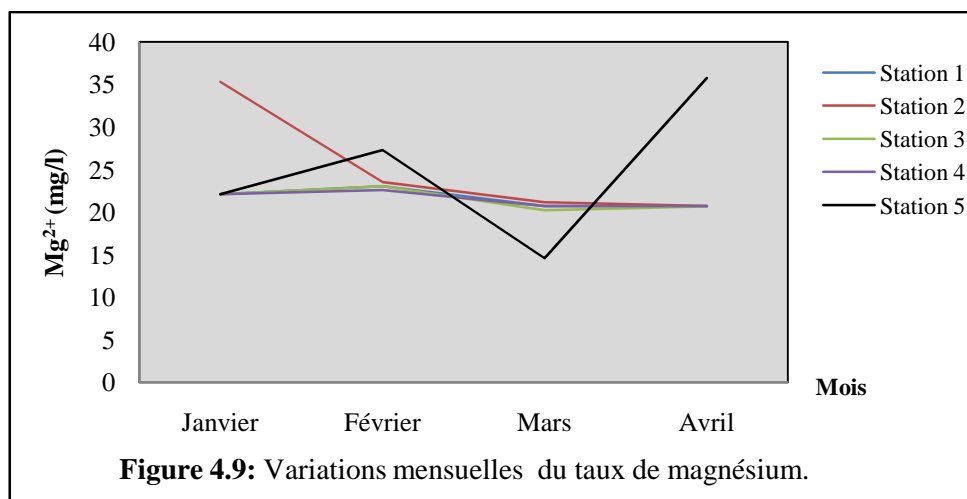
La dureté résulte probablement de la nature géologique des terrains traversés. La figure 4.8 indique que les valeurs de la dureté présente une certaine stabilité, elles sont variées entre 22°F et 25°F dans les premiers quatre stations, en revanche le mois de janvier illustre une augmentation approximativement importante pour la station (S2) (37°F).

Les teneurs en dureté totale sont plus importantes à la station (S5). Ce qui peut être en relation avec les apports d'Oued Bouhamdane.



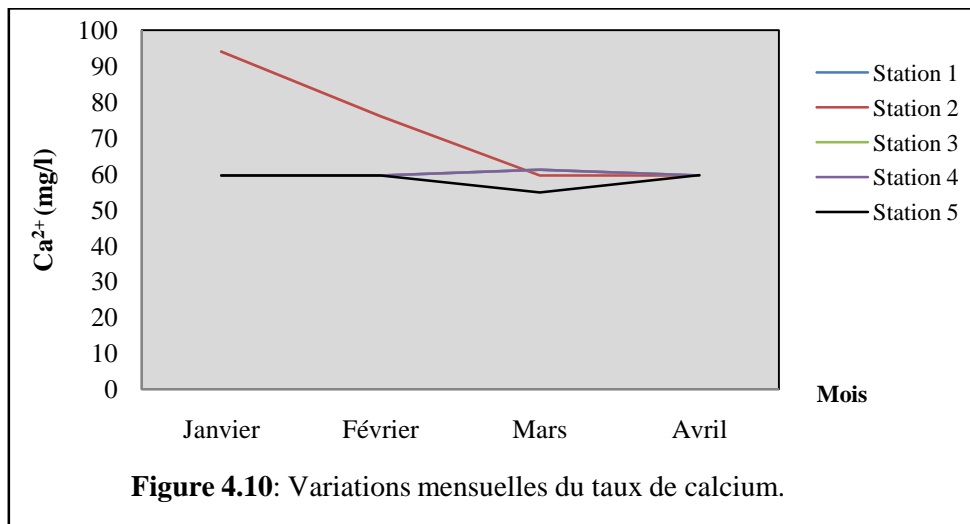
### C. Magnésium :

D'après les résultats des analyses de  $Mg^{2+}$  (**Fig. 4.9**) nous remarquons que tous les échantillons ont des teneurs inférieures à 50 mg/l (CMA) par l'OMS. Une teneur faible de  $Mg^{2+}$  (14.58 mg/l) est observée au niveau de la station (S5) et la valeur maximale s'est enregistrée (35.75 mg/l) à la même station. Les cations  $Mg^{+2}$  ont les mêmes origines et la même provenance que celle du  $Ca^{2+}$  (dissolution des formations carbonatées).



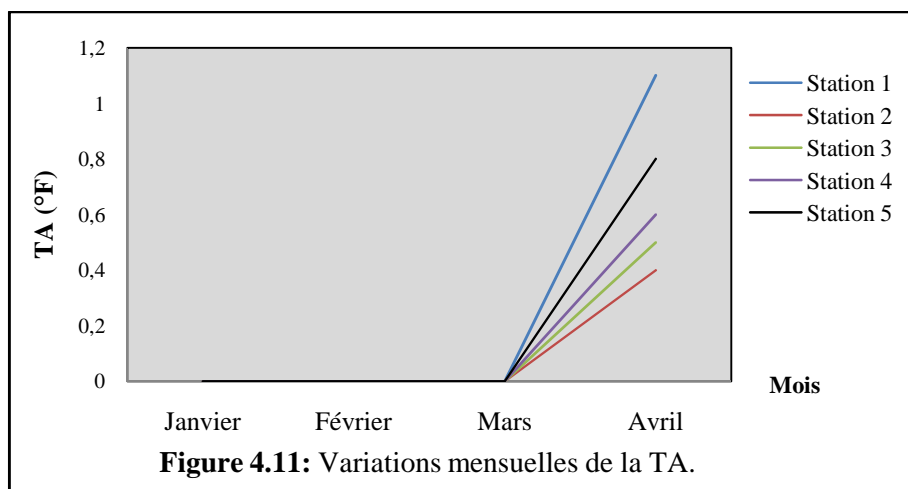
### D. Calcium :

Le calcium est un autre élément constituant la dureté de l'eau et sa teneur varie essentiellement suivant la nature des terrains traversés. La **figure 4.10** nous montre que les concentrations de  $Ca^{2+}$  dans les eaux du barrage ne dépassent pas la valeur guide (100 mg/l) pour les eaux destinées à la consommation humaine (OMS, 1994), la valeur maximal est enregistrée sur la station (S2) (94.08 mg/l). La présence de cet élément dans les eaux a pour origine la dissolution des formations carbonatées et gypseuses.



### E. Titre Alcalimétrique simple (TA) :

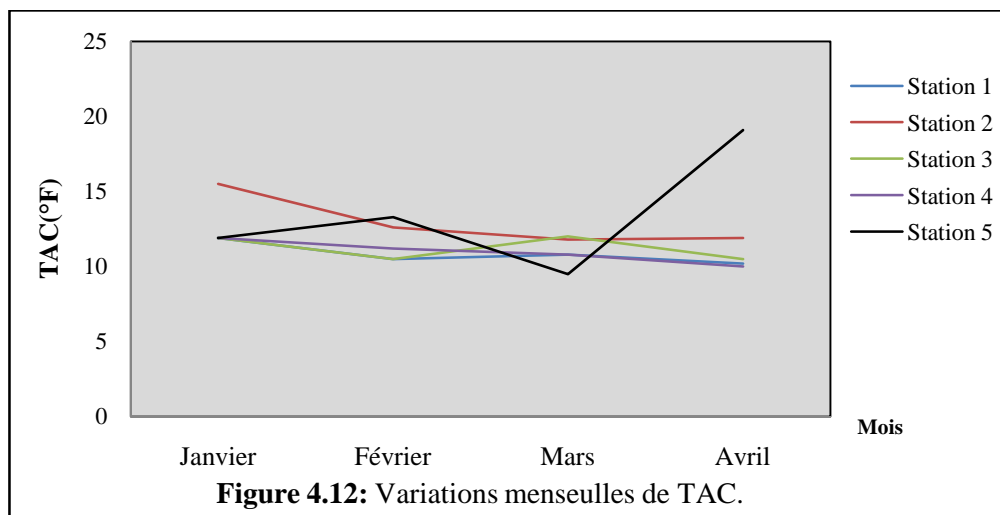
D'après les résultats des analyses (**Fig. 4.11**) nous remarquons que l'évolution de l'alcalinité montre une absence dans le mois de janvier jusqu'au mois de mars pour toutes les stations avant d'enregistrer une augmentation dans le mois d'avril. Elle est surtout due aux ions hydroxydes.



### F. Titre Alcalimétrique complet (TAC) :

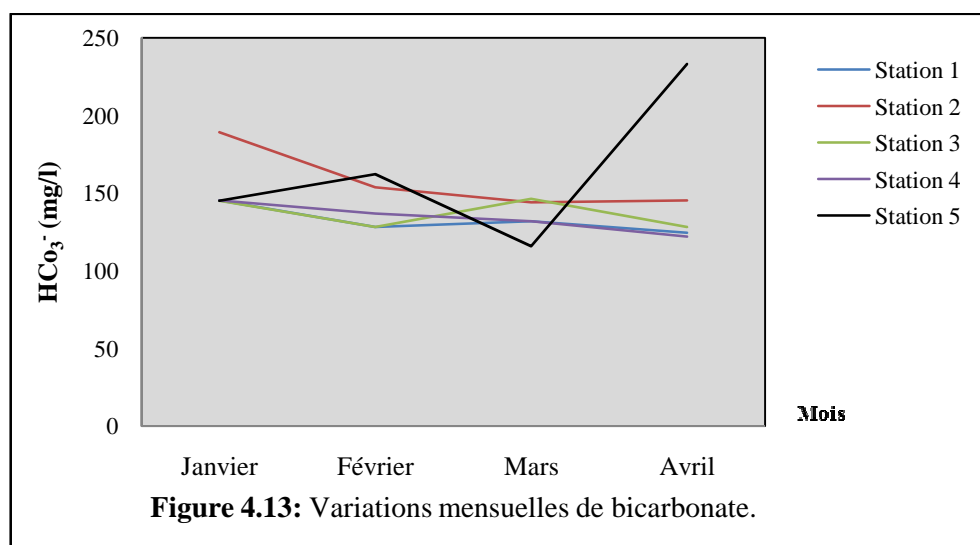
Les valeurs de TAC sont plus élevées au large de la retenue (au niveau la station S5)(**Fig. 4.12**). La valeur la plus faible est enregistrée au niveau de la même station (9.5°F). Ce qui peut être expliqué par les apports de l'Oued.

Pour les autres stations la concentration est quasiment constante durant la période de prélèvement.



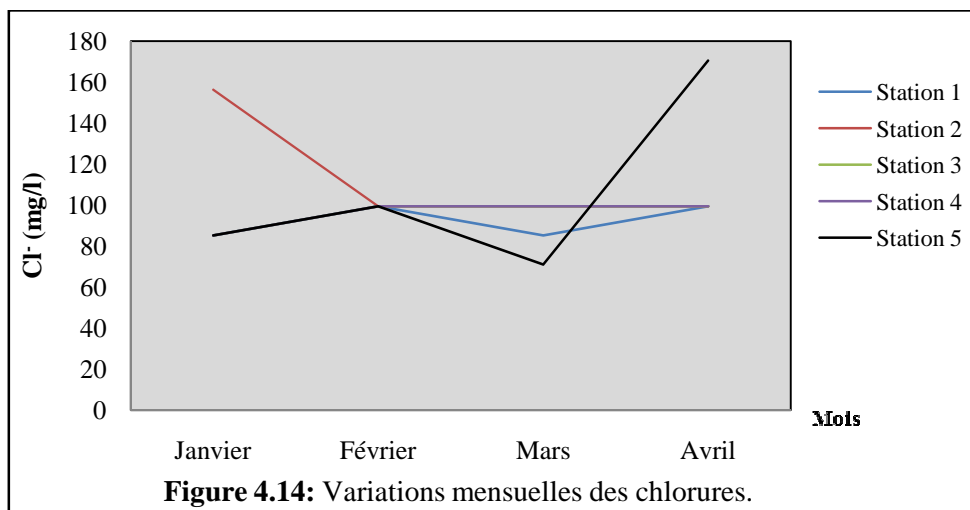
### G. Bicarbonate :

Les concentrations en bicarbonates dans les eaux naturelles sont en relation directe avec le pH de l'eau, la température, la concentration en  $\text{CO}_2$  dissous et la nature lithologique du sol. Les teneurs sont très variables. Elles oscillent entre 115.9 mg/l (minimum observé) au niveau du point (S5) et 233.02 mg/l au niveau du même point (maximum observé). Les concentrations en  $\text{HCO}_3^-$  sont plus élevées durant le mois d'avril et ceci peut être lié à l'effet de l'évaporation. (Fig. 4.13)



### H. Chlorure :

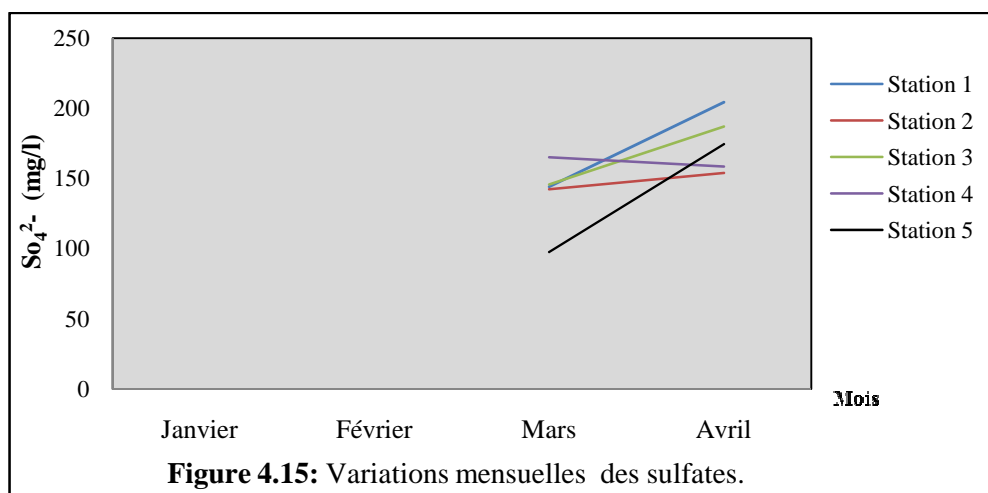
L'eau contient presque toujours des chlorures mais en proportions très variables. Leur teneur augmente généralement avec le degré de minéralisation de l'eau. Les teneurs calculées sont inférieures à la norme de potabilité (250 mg/l) dans tous les points de prélèvement, la concentration de chlorure est variée entre 71mg/l (valeur minimale) et 170.9mg/l (valeur maximal). Ces ions chlorures proviennent des lentilles argileuses présentes dans l'eau. (Fig. 4.14)



**Figure 4.14:** Variations mensuelles des chlorures.

### I. Sulfate :

La concentration maximale fixée par l'OMS est de 250 mg/l. Les concentrations moyennes des sulfates dans les points prélevés sont dans l'ensemble inférieures à la norme (**Fig. 4.15**). La présence de cet élément dans l'eau est liée à la dissolution des lentilles gypseuses.



**Figure 4.15:** Variations mensuelles des sulfates.

### J. Résidu Sec :

La détermination du résidu sec sur l'eau non filtrée permet d'évaluer la teneur en matières dissoutes et en suspension ; la mesure après filtration correspond aux matières dissoutes. Ces valeurs peuvent être recoupées à partir de la mesure de la conductivité. Les résultats sont influencés par la température et la durée de la dessiccation.

Les résultats représentés dans la figure ci-dessous montrent que les valeurs sont comprises entre 405 mg/l (valeur minimale) à la station (S3) et 853 mg/l (valeur maximale) au niveau de la station (S5).

La directive des Communautés européennes indique comme concentration maximale admissible 1500 mg/l, selon les résultats obtenus les valeurs ne dépassent pas cette norme.

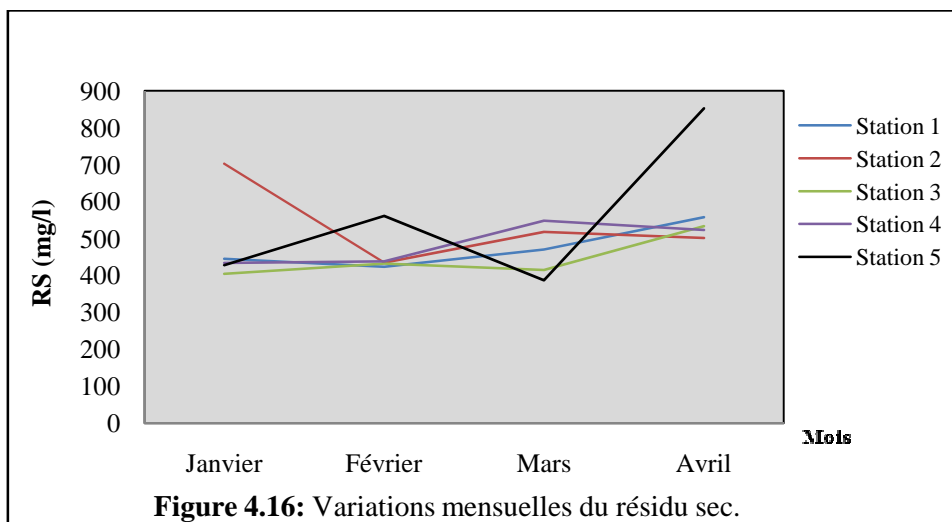


Figure 4.16: Variations mensuelles du résidu sec.

#### 4.1.3. Paramètres concernant des substances indésirables :

##### 4.1.3.1. Matière en suspension :

La **figure 4.17** présente la comparaison des concentrations en MES en mois de janvier jusqu'au mois d'avril. On note une grande variabilité entre les cinq stations.

Pour l'eau des stations (S1), et (S3) on remarque que les valeurs dessinent des allures quasiment identiques, elles varient entre 1 mg/l, valeur minimale enregistrée en mois de janvier et 5.5 mg/l valeur maximale enregistrée en mois de mars.

Au niveau de la station (S4), les valeurs illustrent une allure croissante avec un pic en mois de mars (28 mg/l), puis une diminution modérée pour la valeur relative au mois d'avril.

La matière en suspension (MES) présente des valeurs différentes dans l'eau des stations (S2) et (S5), les valeurs maximales enregistrées en mois de mars affectent respectivement les 7.5 mg/l et 28 mg/l.

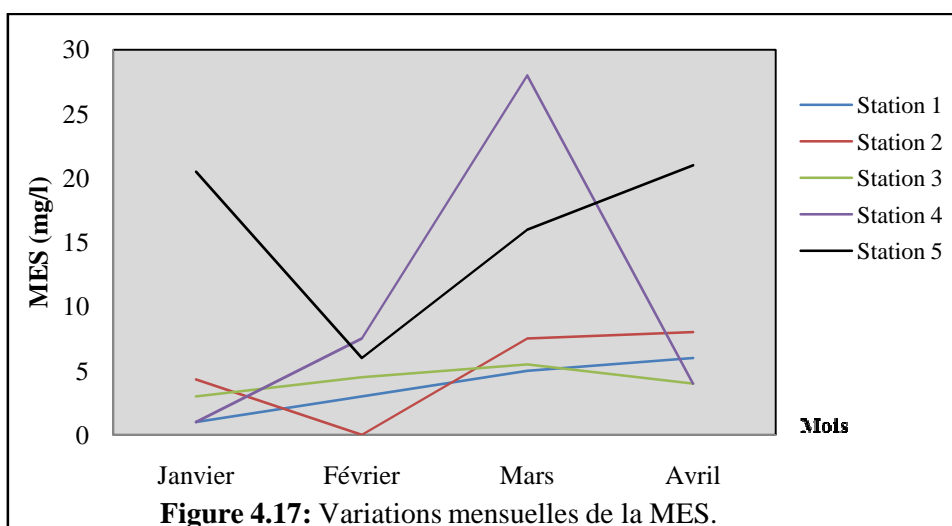
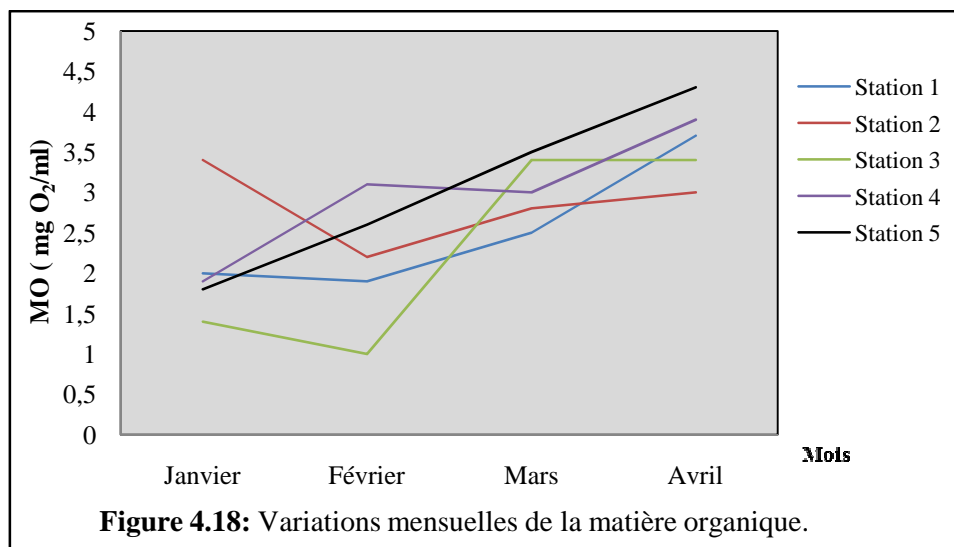


Figure 4.17: Variations mensuelles de la MES.

##### 4.1.3.2. Matière organique :



La **figure 4.18** indique les valeurs des matières oxydables qui oscillent entre 1mg/l (valeur minimal enregistrée au niveau de la station (S3) en mois de janvier) et 4.3mg/l (valeur maximal enregistrée au niveau de la station (S5) en mois d'avril), aucune différence notable n'est enregistrée entre les stations.



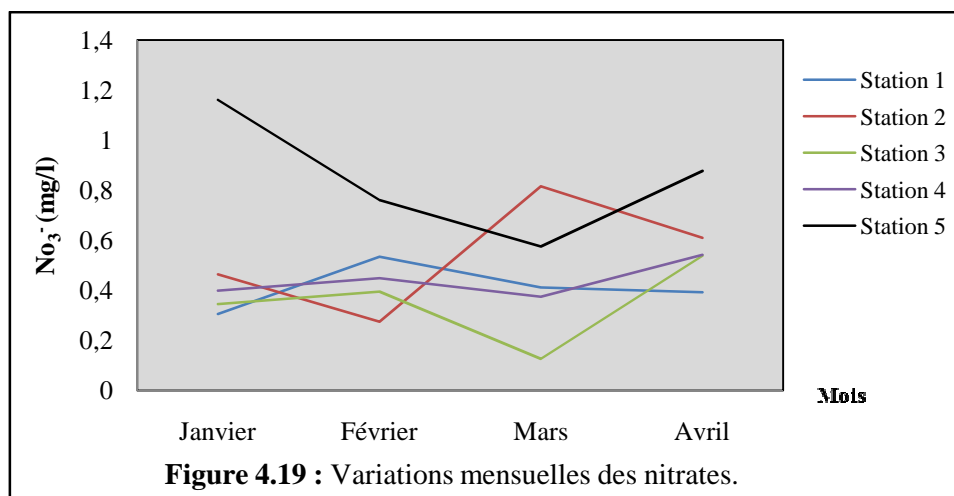
#### 4.1.3.3. Nitrate :

Les ions nitrates représentent la forme la plus oxygénée de l'azote. C'est une forme très soluble, sa présence dans les eaux de surface est liée à l'utilisation intensive des engrais chimiques.

La **figure 4.19** montre que la variation des teneurs en nitrates est identique pour les eaux des cinq stations, où les concentrations sont élevées au cours des périodes humides.

Le transport des nitrates dans la ressource en eau dépend essentiellement des précipitations, de la nature du sol, de la conduite des cultures, de la fertilisation et des systèmes de production.

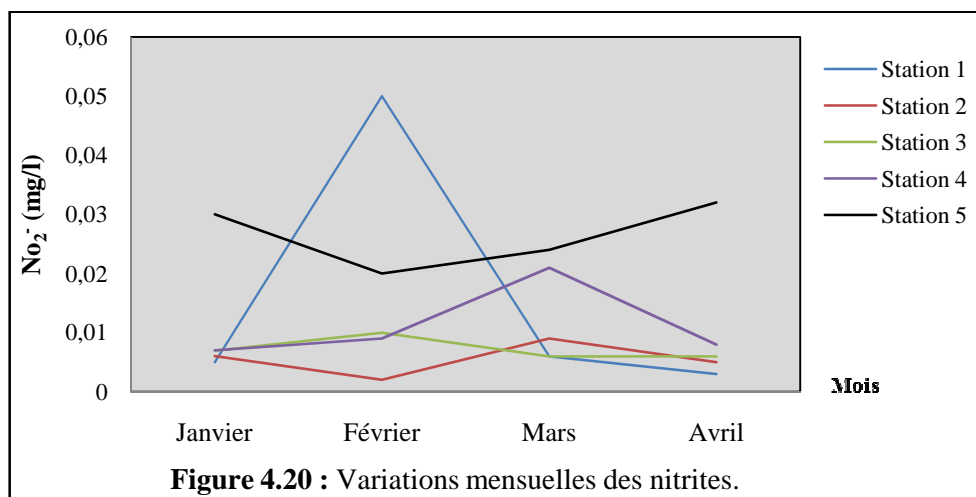
Les concentrations dans les cinq points d'eau sont dans l'ensemble inférieures à la norme de 50 mg/l décrite par l'OMS pour les eaux destinées à la consommation humaine (OMS, 1994).



#### 4.1.3.4. Nitrite :

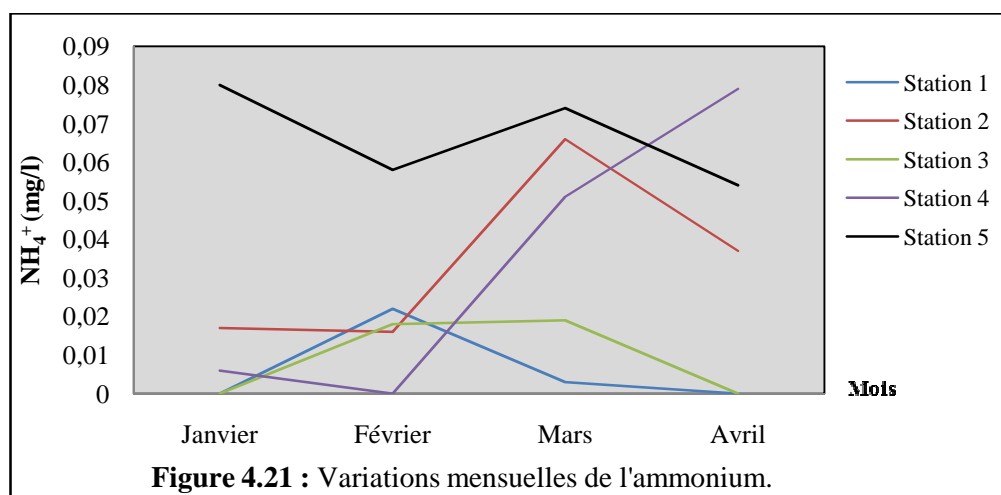
Considéré comme un élément toxique, le  $\text{NO}_2^-$  est la forme la moins stable dans le cycle de l'azote. Il est issu de la réduction de l'ammonium  $\text{NH}_4^+$ . Son origine est liée à l'agriculture et aux rejets urbains et industriels.

La **figure 4.20** montre que les teneurs en nitrites sont peu importantes. Les valeurs moyennes de tous les points de prélèvement de notre étude ne dépassent pas les normes requises (CMA 0.1 mg/l). La valeur maximale enregistrée est de 0.05 mg/l au niveau de la digue (S1).



#### 4.1.3.5. Ammonium :

La présence d'ammonium dans l'eau est liée soit aux rejets urbains et industriels, soit à la réduction des formes azotées (nitrates et nitrites) en conditions réduites. Les valeurs moyennes des teneurs en  $\text{NH}_4^+$  calculés durant toute notre étude sont inférieures aux normes décrites par l'OMS (0,5 mg/l). Le maximum de 0.08 mg/l est observé au niveau de la station (S5). (Fig. 4.21)



#### 4.1.3.6. Phosphate :

Le phosphore, l'un des nutriments importants et représente un élément biogène indispensable à la croissance des algues. Les teneurs élevées de cet élément dans les eaux de surface peuvent entraîner leur eutrophisation. Cependant, ils ont un effet bénéfique en jouant un rôle régulateur : ils favorisent tous les phénomènes de fécondation, la mise à fruit et la maturité des organes végétatifs (Vilain, 1989).

L'origine des phosphates dans les eaux est le plus souvent liée aux rejets urbains et à la dissolution des engrais chimiques. L'analyse des résultats (Fig. 4.22) montrent que les concentrations en phosphate dans les eaux de surface de la retenue de barrage varient entre 0.01 mg/l (S2) et 0,6 mg/l (S3) en saison humide.

Au niveau du reste des stations (S1, S2, S4 et S5), les teneurs en phosphate sont faibles et sont inférieures à la norme (0.4mg/l) décrite par la directive Européenne pour les eaux destinées à la consommation humaine.

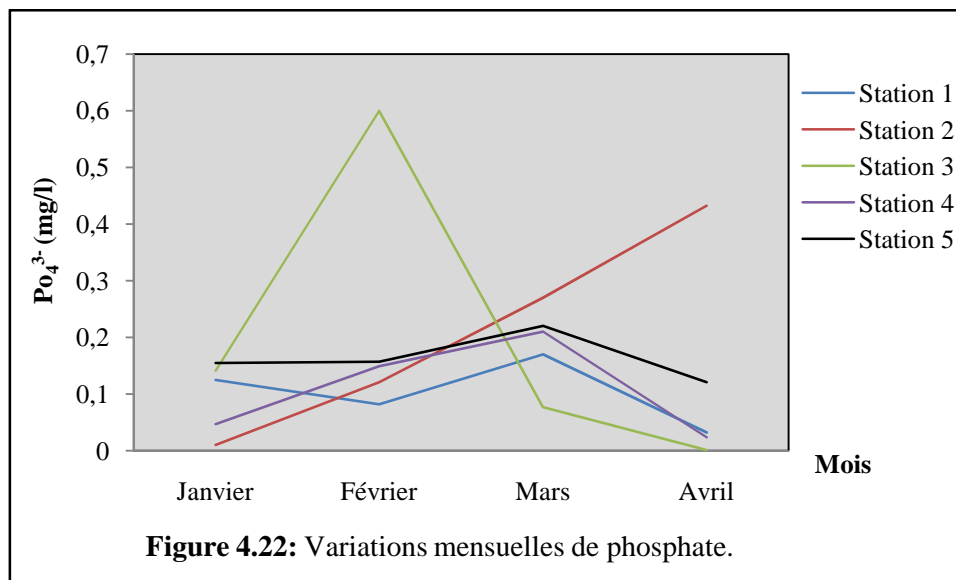


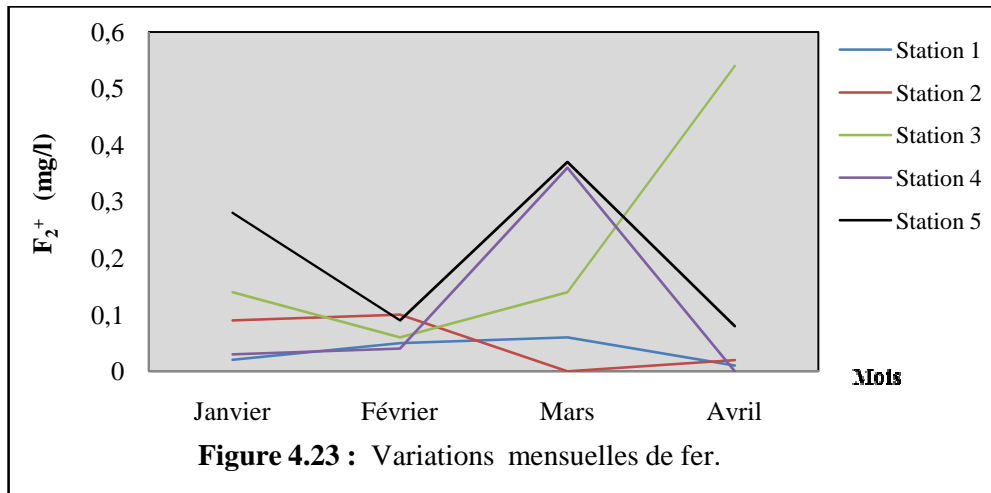
Figure 4.22: Variations mensuelles de phosphate.

#### 4.1.3.7. Fer :

La figure 4.23 présente un sommaire des concentrations de fer mesurées dans les cinq points de prélèvement durant les quatre premiers mois de l'année 2013.

Les stations (S4 et S5) présentent en effet des concentrations de fer généralement plus élevées en mois de mars (0,37 mg/l), avant d'échouer fortement en mois d'avril (respectivement 0,08 mg/l et 0mg/l).

Les concentrations de fer devant la digue (S1) et au centre (S2) sont généralement similaires durant tous les mois de période d'étude, la concentration minimale est enregistrée en mois de mars et avril (0mg/l et 0.01mg/l). Pour la station (S3) les concentrations de fer sont constantes (0,06 mg/l) avant de prendre une croissance en mois d'avril, cette concentration est influencée par les apports de l'Oued.



## 4.2. La qualité Bactériologique de l'eau:

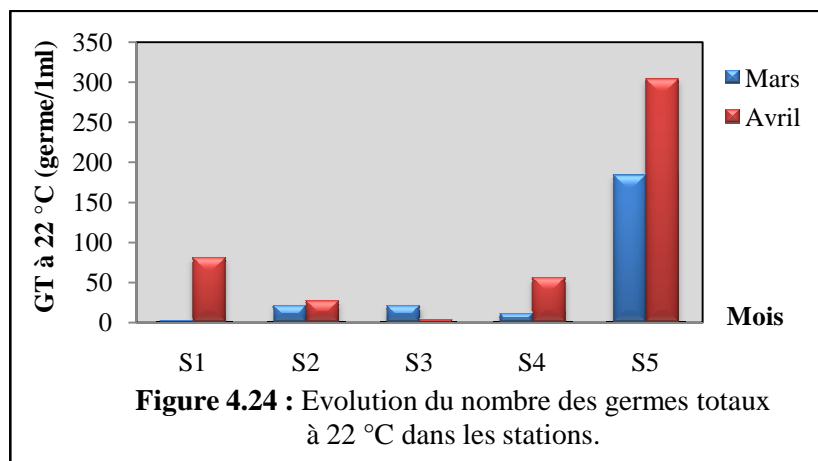
### 4.2.1. Résultats des dénombrements des micro-organismes de l'eau :

#### 4.2.1.1. Germes totaux :

##### A. à 22°C :

L'analyse montre qu'un changement survenu concernant le taux des germes totaux pendant la période d'analyse, où nous avons noté l'augmentation du nombre de celle-ci pour les échantillons arrivant de la station (S5) (Fig. 4.24), ceci est expliqué par l'écoulement d'Oued qui alimente le barrage, ramassant au cours de son trajet de nouvelles charges microbiennes.

On remarquera que la moyenne des germes totaux de l'eau en aval est élevée que celle de l'eau stations (S2, S3 et S4), où les valeurs étaient respectivement de (81germe/1ml, 27germe/1ml, 3germe/1ml et 56germe/1ml).



##### B. à 37°C :

D'après les résultats obtenus, on a constaté que le taux des germes totaux à 37°C est élevé pour les échantillons correspond aux eaux de station (S5)(Fig. 4.25), cependant ces valeurs dépassent la norme (Directive européenne CMA 20/1ml) des eaux destinées à la consommation humaine, ceci est expliqué par les apports d'Oued Bouhamdane qui alimente le barrage.

Les résultats représentés sur le graphe ci-dessous montrent que les eaux de la station(S1, S2,S3 etS4)se caractérisent par des concentrations faibles durant les deux mois de mars et avril,cet abaissement pourrait être le résultat du phénomène de dilution survenu après des chutes de pluie et une température de l'eau basse.

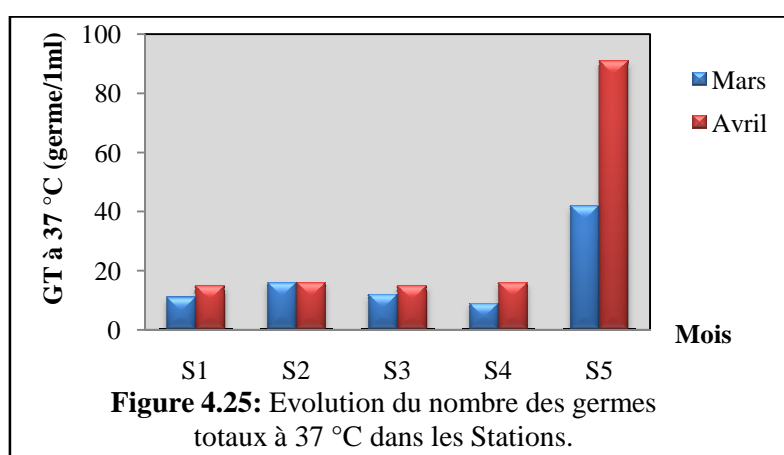


Figure 4.25: Evolution du nombre des germes totaux à 37 °C dans les Stations.

#### 4.2.1.2. Coliformes totaux

On n'observe que les échantillons de l'eau du barrage Hammam Debagh présentent des résultats positifs en coliforme qui sont à l'origine des matières fécales, et ne dépassent pas la norme pour les coliformes totaux des eaux destinées à l'irrigation qui est de 5000 germe/100ml.

On remarque que la moyenne des coliformes totaux de l'eau en amont du barrage en mois d'avril et mars est égale respectivement à 920 et 622germe/100ml, qui est plus élevée que celle de l'eau des autres stations.(Fig. 4.26)

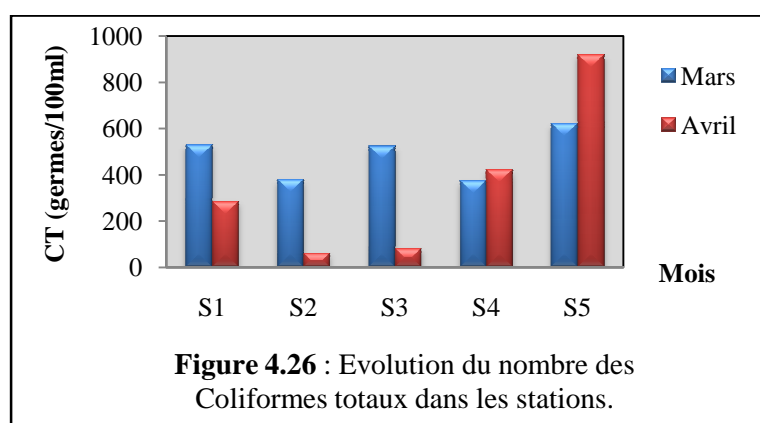


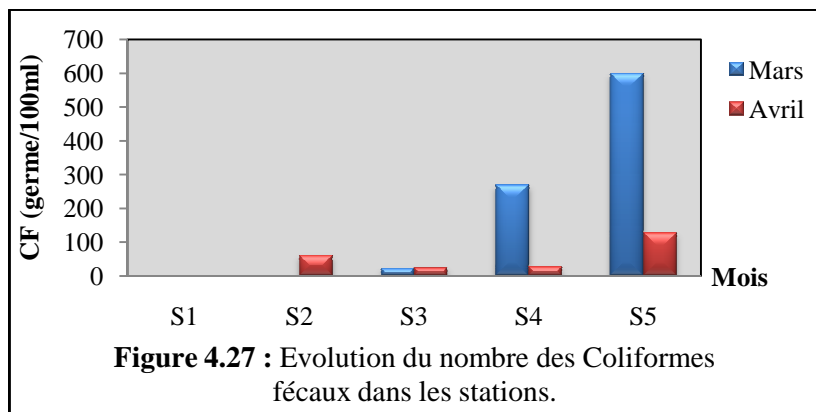
Figure 4.26 : Evolution du nombre des Coliformes totaux dans les stations.

#### 4.2.1.3. Coliformes fécaux :

D'après la figure 4.27, on observe que le taux des coliformes thermo-tolérants est presque stable et inférieure à 30 germe/100ml pour les eaux en aval du barrage, et pour les eaux (S2) et (S3), pour les

échantillons ((S4 et S5) prélevés le mois de mars illustrent une augmentation significative du taux des coliformes thermo-tolérants causée le plus souvent par l'écoulement des oueds qui alimentent le barrage ramassant au cours de leurs trajet des nouvelles charges microbiennes.

On remarque que la moyenne des coliformes thermo-tolérants de l'eau dumois d'avril est égale à 128germe/100ml, qui est plus élevé que celle de l'eau de la station(S2) et (S4) respectivement estimé à 61germe/100ml et 27 germe/100ml.

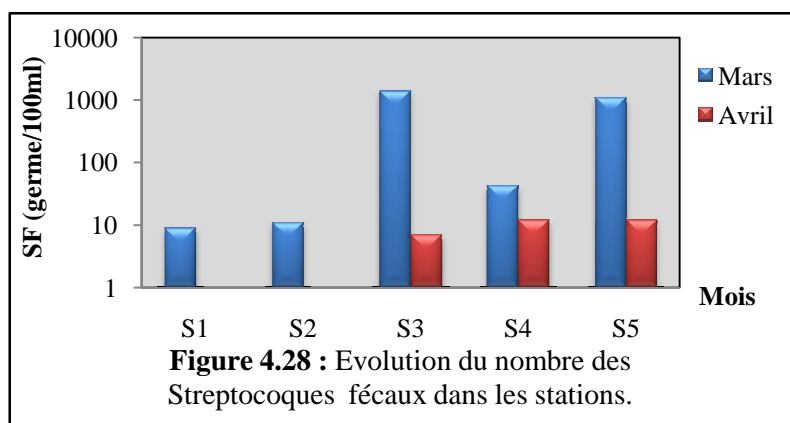


#### 4.2.1.4. Streptocoques fécaux :

Ces germes sont associés aux coliformes fécaux, ils sont considérés comme un bon indicateur de pollution, aussi utilisés comme indicateurs d'efficacité de traitement, car ils sont nettement plus résistants que les coliformes et autres entérobactéries pathogènes.

L'analyse des prélèvements de l'eau du barrage montrent une présence des Streptocoques fécaux, mais avec un taux inférieure à 10 germe/100ml sur les deux mois pour les eaux des stations (S1) et(S2)(Fig. 4.28), cela reste inférieur à la valeur guide des eaux destinées à l'irrigation (1000 SF/100 ml).

On remarque que la concentration maximale des Streptocoques fécaux est enregistrées dans les eaux des stations (S3) et (S5) : (1400 germe/100ml et 1100germe/100ml).

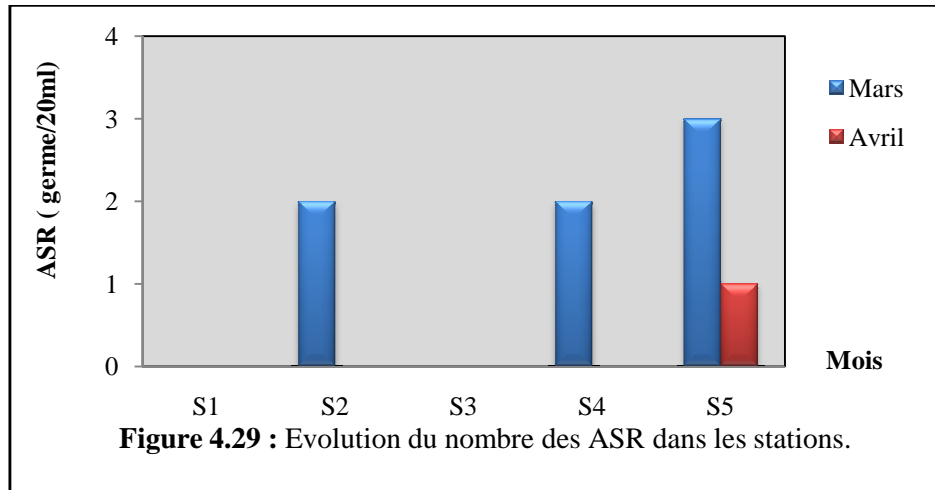


#### 4.2.1.5. Anaérobie sulfito- réducteur (ASR) :

Les **Clostridium sulfito-réducteurs** sont des germes capables de sporuler et de se maintenir longtemps dans l'eau. Ils sont donc des témoins d'une pollution ancienne. Plus difficilement tués que les coliformes par les désinfectants, ils constituent aussi un bon indicateur de l'efficacité de la désinfection.

Les variations des nombres des ASR dans les cinq stations, sont représentées dans la **figure 4.29**, cette figure montre des différences très significatives entre les stations (S1), (S2), (S3), (S4) et (S5).

D'après les résultats obtenus, on remarquera que le taux des **Anaérobie sulfito-réducteur** de l'eau des échantillons (S2), (S4) et (S5), est légèrement constant mais elle est totalement absente sur les stations (S1) et (S3) durant les deux mois.



**Figure 4.29** : Evolution du nombre des ASR dans les stations.

#### 4.2.1.6. Bactéries Pathogènes :

##### A. Staphylocoques et Pseudomonas:

##### A.1. Recherche :

Les résultats de recherche des Staphylocoques et les Pseudomonas dans les eaux durant le mois de mars et le mois d'avril sont enregistrés dans le tableau suivant :

**Tableau 4.1** : Les résultats de recherche des Bactéries pathogènes.

Stations	Les bactéries pathogènes			
	Les Staphylocoques		Les Pseudomonas	
	Mars	Avril	Mars	Avril
Digue (S1)	+	+	+	+
Centre (S2)	+	+	+	-
Nord (S3)	+	+	+	-
Sud (S4)	+	+	+	-
Amant (S5)	+	+	+	+

D'après les résultats récapitulés sur ce tableau, on remarque une présence très importante des Streptocoques et des Pseudomonas.

Cependant, la réglementation française (1984) fixe une valeur «zéro» pour la présence des bactéries pathogènes dans une eau destinée à la consommation humaine étant donné la pathogénicité de ces microorganismes, donc les résultats sont supérieurs aux normes.

##### A.2. Test de Confirmation :

- **Staphylocoques :**

La plupart des colonies observables sur le milieu de Chapman après une incubation de 24 heures à 37°C, sont des mannitol et catalases positif. (Tab.4.2)

**Tableau 4.2:** Profil biochimique des Staphylocoques.

Stations	Les tests			Nom de l'espèce
	Test Mannitol	Test Catalase	Test Coagulase	
Digue (S1)	+	+	+	<i>S. aureus</i>
Centre (S2)	+	+	+	<i>S. aureus</i>
Nord (S3)	+	+	+	<i>S. aureus</i>
Sud (S4)	+	+	+	<i>S. aureus</i>
Amant (S5)	+	+	-	<i>S. epidermidis</i>

- **Pseudomonas :**

Les confirmations suivantes : oxydase et la production de pigment fluorescent, nous permettent d'identifier l'espèce *Pseudomonas aeruginosa*. (Tab.4.3)

**Tableau 4.3 :**Résultats de l'identification des Pseudomonas.

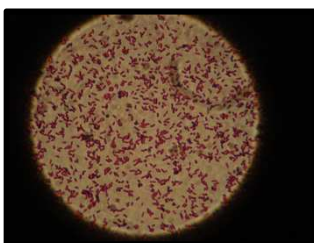
Station 5	Test de confirmation			Espèce bactérienne identifiée
	Oxydase	King A	King B	
Colonie verte	+	+	+	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>

#### 4.2.2. Identification des souches bactériennes :

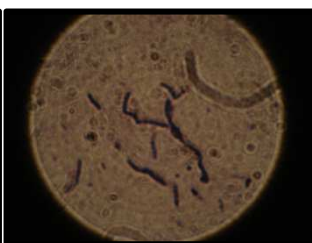
##### 4.2.2.1. Caractères morphologiques et coloration de Gram :

Le repiquage successif utilisé dans le seul but de purifier les souches nous a permis de distinguer les caractères de toutes les colonies sur leurs milieux préférentiels d'isolement. Ces données sont résumées dans le **tableau 4.4**.

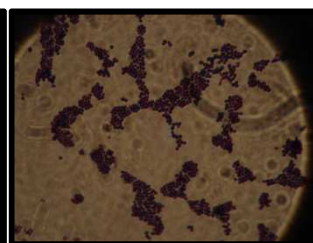
L'examen microscopique des bactéries après coloration nous révèle trois types de bactéries :



**Figure 4.30 :** Les Bacilles Gram (-)



**Figure 4.31 :** Les Bacilles Gram (+)



**Figure 4.32 :** Les Cocci Gram (+)

**Tableau 4.4 :** Caractères macroscopiques et microscopiques des colonies bactériennes Isolées.



Observation macroscopique des colonies	Observation microscopique des colonies	Milieu de culture
1. Circulaire, lisse, bombée, à contour régulier, de couleur jaune et sous la membrane des halos jaunes, grande	Forme des chaînettes, isolées	Gélose
	Bacilles à gram négatif	
2. Colonies vertes, lisse, visqueuse, brillante arondes, à contour régulier ou irrégulier	Forme des chaînettes, isolées	TTC Tergitol 7
	Bacilles à gram négatif	
3. Colonies rouges ou roses, lisse, bambée, brillante, petite	Forme des chaînettes, isolées	
	Bacilles à gram négatif	
1. Circulaire, ondulés, rigoureuse, transparente légèrement blanchâtre. 2. Rose clair, bombée, lisse, brillante circulaire, 1 mm de diamètre	Bacilles isolés, Gram négatif.	Gélose Mac Conkey
	Bacilles isolés, Gram négatif.	
1. Colonies rouges ou roses foncées, petites arondes, lisses, régulier	Monocoque, diplocoque, amas gram positif	Gélose Slanetz et Bartley
1. Colonies noires, petites et grande arondes, régulier	Forme des chaînettes, isolées Bacilles gram positif	Gélose Viande de Fois
1. Petite, opaque, lisse, bombée, à contour régulier, pulvérulente, de couleur blanche.	Monocoque, diplocoque, amas Gram positif	Milieu Chapman
2. Bombée, lisse, à contour régulier, jaunâtre avec virage de la couleur du milieu entourant les couloirs au jaune brillant.	Monocoque, diplocoque, amas Gram positif	
1. Colonies marron, petites	Forme des chaînettes, isolées Bacilles gram négatif	Cétrimide
1. Arondes, régulier, bombée 2. Colonies vertes,	Forme des chaînettes, isolées Bacilles gram négatif	

#### 4.2.2.2. Résultats de l'identification biochimique:

L'étude biochimique nous a permis d'identifier 12 espèces bactériennes appartenant à la famille des **Enterobacteriaceae**, 2 espèces bactériennes appartenant à la famille des **Micrococcaceae** et 2 espèces bactériennes appartenant à la famille des **Streptococcaceae**. Les résultats sont représentés dans les tableaux 4.8, 4.9 et dans les (figures 4.33 à 4.37).

**Tableau 4.5 :** Résultats de l'identification par la galerie API 20 E.

Point de prélèvement	API	Espèces bactériennes identifiées
Station 1	Galerie biochimique classique	<i>Yarsinia pestis</i>
	Galerie biochimique classique	<i>Pantoea ssp2</i>
Station 2	Galerie biochimique classique	<i>Grimontia hollisae</i>
	Galerie biochimique classique	<i>Serratia ficaria</i>

Station 3	Galerie biochimique classique	<i>Pantoea ssp4</i>
	Galerie biochimique classique	<i>Citrobacter koseri/ amalonaticus</i>
	Galerie biochimique classique	<i>Morganella morganii</i>
	Galerie biochimique classique	<i>Klebsiella oxytoca</i>
	Galerie biochimique classique	<i>Cedecea davisae</i>
Station 4	Galerie biochimique classique	<i>Escherichia coli1</i>
	API 20 E	<i>Serratia odorifera 1</i>
Station 5	API 20 E	<i>Klebsiella oxytoca</i>

**Tableau4.6 :** Résultats de l'identification par la galerie API 20 Staph et API 20 Strepto.

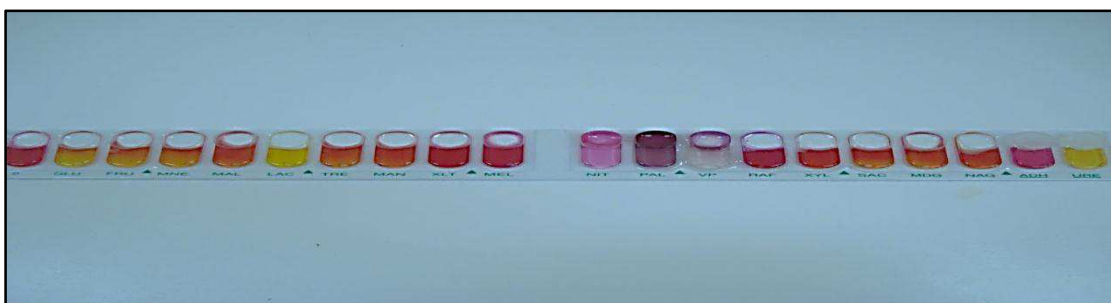
Point de prélèvement	API	Espèces bactériennes identifiées
Station 2	API 20 Staph	<i>Staphylococcus caprae</i>
Station 3	API 20 Staph	<i>Staphylococcus chromogenes</i>
	API 20 Strep	<i>Aerococcus viridans</i>
Station 5	API 20 Strep	<i>Enterococcus faecalis</i>



**Figure 4.33 :** Profil biochimique de la souche *Klebsiella oxytoca*.



**Figure 4.34 :** Profil biochimique de la souche *Serratia odorifera 1*.



**Figure 4.35 :** Profil biochimique de la souche *Staphylococcus caprae*.



**Figure 4.36** :Profil biochimique de la souche *Enterococcus faecalis*.



**Figure 4.37** :Profil biochimique de la souche *Aerococcus viridans*1.



# ANNEXES

## Conclusion et recommandations :

L'analyse physique durant la période d'étude révèle une température moyenne de 13,4°C, un pH légèrement alcalin (7,73) et une conductivité électrique moyenne de 601,85 µS/cm. Sur le plan bactériologique, nos enquêtes ont révélé que les germes retrouvés dans les eaux sont les Coliformes totaux, les thermotolérants et les anaérobies sulfito-réducteurs.

Les eaux de l'Oued Bouhamdane en amont de la retenue du barrage présentent un degré élevé de contamination fécale : Coliformes totaux, les thermotolérants et Streptocoques fécaux.

Ces eaux ne semblent pas être influencé par le facteur auto épurateur de l'Oued, mais le degré de pollution en aval de la retenue est inférieur à celui de l'Oued mais reste inquiétant et pouvant constituer un risque sanitaire pour les consommateurs.

La présence de barrages entraîne en effet une discontinuité dans le transport solide générant un déficit en matériaux à l'aval, donc une disparition d'habitats pour la faune aquatique, une modification des habitats des invertébrés, une perturbation des populations piscicoles (mortalité, destruction des zones de fraie, modification d'habitat,...). Le passage d'un régime hydrologique diminué à un débit fort entraîne une forte dévalaison et ainsi une modification de la répartition des populations.

La présente étude fait suite à celle réalisée en 2010, pour laquelle des compléments avaient été ajoutés afin de compléter l'évaluation environnementale et d'explorer la faisabilité de certaines options comme par exemple la vidange régulière du barrage, tous les 10 ou 30 ans, est imposée par la loi pour des raisons de sécurité.

Les tonnes de boues libérées auraient un impact catastrophique sur l'aval : mortalité des poissons, destruction de la faune et de la flore sur plusieurs kilomètres, destruction de frayères, colmatage du fond du lit de l'Oued...

En effet la modification de l'hydrologie et l'amplitude de variation des débits imposées aux cours d'eau modifient profondément leur fonctionnement et affectent de nombreux compartiments physiques et biologiques qui font l'objet de suivis annuels de la part de nombreux chercheurs.

Ces problématiques sérieuses nécessitent à mettre en place des mesures de gestion des débits destinées à réduire l'influence des éclusées sur le milieu, ces opérations permettent d'éviter une accumulation de sédiments dans la retenue et ainsi d'atténuer la dégradation de la qualité de l'eau lors d'une vidange, et enfin de réduire la vitesse de comblement de la retenue et donc les risques de colmatage des prises d'eau associées.

Une opération de transparence consiste en l'ouverture des vannes de fond, à un débit équivalent à une crue annuelle, afin que la rivière retrouve la ligne de collecte des eaux et rende possible le transfert des matériaux à l'aval par l'établissement d'un régime torrentiel.

Les transparences ont donc 3 objectifs principaux :

- Le rétablissement du transport solide dans le cours d'eau en aval de l'ouvrage.
- La diminution des risques de pollution lors des opérations de vidange.
- La limitation du comblement des retenues et du colmatage des prises d'eau.

Le débit choisi pour une opération de transparence doit être suffisamment important pour provoquer un entraînement des sédiments de la retenue puis leur dispersion dans le cours d'eau tout en assurant une bonne qualité physico-chimique du milieu. Il doit également être effectif pendant un temps suffisant pour avoir un impact efficace sur la continuité sédimentaire et périodiquement réalisé.

En général, la qualité des eaux de la retenue de barrage de Hammam Debagh connaît de sérieux problèmes liés soit à la pollution d'ordre physique, soit à la pollution d'ordre anthropique, soit à l'envasement.

L'étude de ces paramètres mériterait - à elle seule - une étude tant approfondie que précise, piste de recherche que nous souhaitons développer ultérieurement.



BIBLIOGR

APHIE

## BIBLIOGRAPHIE

---

- **Alberta Environment, 1999** : Surface water quality guidelines for use in Alberta, Environmental Assurance Division, Science and Standards Branch, Edmonton, Alberta. [On ligne].
- **Anonyme, 1978** : Le magnésium.
- **Anonyme, 2002** : Système d'identification des staphylocoques, microcoques et apparentés. Fiche technique API Staph.
- **Anonyme, 2004** : Système d'identification des *Enterobacteriaceae* et autres bacilles à Gram négatif non fastidieux. Fiche technique API 20 E.
- **Anonyme, 2007** : Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux.
- **Anonyme, 2009** : Système d'identification des *Streptococcaceae* et germes apparentés. Fiche technique API Strep.
- **Aubert M., 1988** : Théorie générale de l'eutrophisation. In: UNESCO Reports in Marine Sciences 49 (J. Sirn, ed). Paris.
- **Blayac J., 1912** : Esquisse Géologique du Bassin de la Seybouse et de quelques régions voisines.- Cartes et coupes Géologiques. 491pages.
- **Bontoux J., 1993** : Introduction à l'étude des eaux douces, eaux naturelles eaux usées, eaux de boisson. Cebedoc ed., Liège, p169.
- **Bouchelaghem H., 2008** : Caractérisation du peuplement Odonatologique du bassin versant des Oueds : Cherf – Seybouse. Mémoire de Magister de l'Université 8 Mai 1945- Guelma : 146 pages.
- **CEAEQ, 2000** : Recherche et dénombrement de *Staphylococcus aureus* : méthode par filtration sur membrane. Centre d'expertise en analyse environnementale, Gouvernement du Québec : pp5.
- **Christopher M., 2002**: Biology of freshwater pollution, Pearson Education Limited, 2002.
- **Coulibaly K., 2005** : *Etude de la qualité physico-chimique et bactériologique de l'eau des puits de certains quartiers du district de Bamako*. Thèse pour obtenir le grade de Docteur en Pharmacie. Université de Bamako. 69p.
- **CRE Laurentides, 2009** : L'oxygène dissous p.4
- **CWEA, 2012** : E-IV-6V1 – Recherche et dénombrement de *Pseudomonas aeruginosa*. Filtration sur membrane. Fiche technique ISSeP.
- **Derwich E., Beziane Z., Benaabidate L et Belghyti D., 2008** : Evaluation de la qualité des eaux de surface des oueds Fès et Sebou utilisées en agriculture maraichère au Maroc. *Larhyss Journal*. (7). 59-77.
- **El Ghachtoul, Y. Alaoui Mhamidi, M. Gabi, H., 2005** : Eutrophisation des eaux des retenues des barrages Smir et Sehli (Maroc): Causes, conséquence et consignes de gestion. *Revue des Sciences de l'Eau*, 75–89.



- **Emberger L., Gaussens H., et al.,** Carte bioclimatique de la zone méditerranéenne, UNESCO-FAO, Paris, 1963
- **Gangbazo, G., et F. Babin, 2000 :** « Pollution de l'eau des rivières dans les bassins versants agricoles », Vecteur Environnement, vol. 33, no 4, p. 47-57.
- **Ghachi A.,** 1986, Hydrologie et utilisation de la ressource en eau en Algérie : le bassin de la Seybouse, Alger, O.P.U.
- **Ghodbane M., 2009 :** Etude de la contamination des eaux souterraines de la zone de Chemora par les nitrates –Est Algérien-. Edd. Mémoire de l'ingénierie en hydraulique, Université de Batna : pp5.
- **Goldman, C.R., 1972 :** Les retenues d'eau sous les tropiques - Aspects écologiques
- Vol. 31 - No. 123, 1979.
- **HAKMI A., 2006 :** « Traitement de l'eau de source bousfer ORAN ». Université des sciences et de la technologie Oran.[On ligne].
- **Hutchinson, G.E., 1957:** A treatise on limnology. Vol. I. New York, Wiley. 1015 p.
- **Margat Jean, Plan Bleu, 2004 :** L'Eau des Méditerranéens : situation et perspectives, Athènes, PAM (MAP Technical Report Series, n° 158).
- **Paerl, H.W. & Goldman, C.R., 1972a:** Heterotrophic assays in the detection of water masses at Lake Tahoe, California. *Limnol. Oceanogr.*, 17(1): 145-148.
- **Paerl, H.W. & Goldman, C.R., 1972b:** Stimulation of heterotrophic and autotrophic activities of a planktonic microbial community by siltation at Lake Tahoe, California. *Mem. Inst. Idrobiol.*, 29 Suppl. : 129-147.
- **Ramade, F., 2005 :** Elément d'écologie : Ecologie appliquée. Action de l'homme sur la biosphère. Paris, France : McGraw-Hill.
- **Reggam A., 2010 :** Evaluation de la Qualité Physico – Chimique et Bactériologique des Eaux Potables : Cas de la Station de traitement de Hammam Debagh – Guelma. Mémoire de Master de l'Université 8 Mai 1945 - Guelma : 127 pages.
- **Rejsek F., 2002 :** *Analyse des eaux ; aspects règlementaires Et techniques.* Sceran.
- Paris.360p.
- **Remini B., Hallouche W., 2004 :** La sédimentation des barrages en Algérie. Revue Internationale La Houille Blanche. N°1, janvier. pp.60-4.
- **Remini B., 2010 :** La problématique de l'eau en Algérie du Nord, Larhyss Journal, N°8, juin. pp. 27-46.
- **Rodier J., Beuffr H., Bournaud M., Broutin J.P., Geoffray Ch., Kovacsik G., Laport J., Pattee E., Plissier M., Rodi L. et Vial J., 1984 :** L'analyse de l'eau, eaux naturelles, eaux résiduaires, eau de mer. 7e édition. Ed. Dunod : pp 5.

- **Rodier J., 1996** :Analyse de l'eau, eaux naturelles, eaux résiduaires. 8ème édition,*Dunod, Paris* 1130.
- **Seltzer P., 1946** : Le climat de l'Algérie. Imprim. La Typo-Litho. Alger. 219 pages.
- **Vilain M., 1989** : La production végétale. Vol 2 : la maitrise de technique dela production. ED. Lavoisier (ed.J. Bailliére).Paris- France.
- **Vollenweider, R.A., 1968**: Scientific fundamentals of eutrophication of lakes and flowing waters, with particular reference to nitrogen and phosphorus as factors in eutrophication. Tech. Rep. DAS/CSI/68.27. O.E.C.D., Paris.
- **Vollenweider, R.A., 1981**: Eutrophication - a global problem. WHO Water Qual. Bull. 6.



# ANNEXES

**Tableau 2.2** : Evaluation des températures mensuelles de la région d'étude (Années 2003-2012).

	<b>T° (max.)</b>	<b>t° (mini.)</b>	<b>Moyenne</b>
Jan.	15,72	4,71	9,54
Fev.	15,99	4,53	9,86
Mar.	19,53	6,80	12,31
Avr.	22,56	9,03	15,50
Mai	27,31	11,62	19,20
Jui.	32,89	15,51	24,16
Juill.	36,83	18,72	27,64
Aou.	36,75	19,09	27,39
Sept.	31,43	16,86	23,38
Oct.	27,59	13,78	19,27
Nov.	21,10	9,13	14,43
Déc.	16,77	6,06	10,82

**Tableau 2.5** : Variations des précipitations mensuelles (2003-2012).

	<b>Jan.</b>	<b>Fév.</b>	<b>Mar.</b>	<b>Avr.</b>	<b>Mai</b>	<b>Jui.</b>	<b>Juill.</b>	<b>Aou.</b>	<b>Sept.</b>	<b>Oct.</b>	<b>Nov.</b>	<b>Déc.</b>
<b>Précipitations (mm)</b>	108,47	72,78	83,2	76,1	45,84	21,49	2,82	11,3	47,79	44,29	63	89,87

**Tableau 2.6** : Principales crues sur Oued Bouhamdane au cours des années (2011-2012).

<b>Mois</b>	<b>Crues (hm<sup>3</sup>)</b>	<b>Pluviométrie (mm)</b>
Sept.	0	11
Oct.	2,399	112,6
Nov.	5,173	26,2
Déc.	2,542	58,4
Jan.	2,593	63,8
Fev.	81,403	154,4
Mar.	61,215	107,5
Avr.	1,817	26,21
Mai	1,616	9
Jui.	0,303	0
Juill.	0	0
Aou.	0	0

**Tableau 2.7 :** Principales crues sur Oued Bouhamdane au cours des années (2012-2013).

Mois	Crues (hm <sup>3</sup> )	Pluviométrie (mm)
Sept.	0,397	65,4
Oct.	0,36	37,6
Nov.	0,205	25,1
Déc.	0,282	23
Jan.	0,692	56,3
Fev.	2,439	73,1
Mar.	1,017	44,5
Avr.	0,007	5,2
Mai		
Jui.		
Juill.		
Aou.		

**Tableau2.8:** Caractéristiques climatiques de Guelma Années (2003-2012).

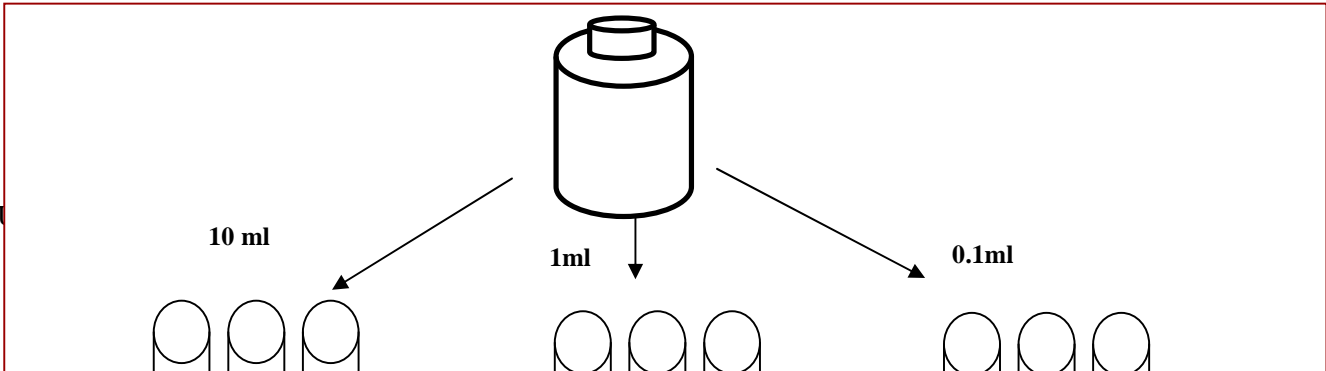
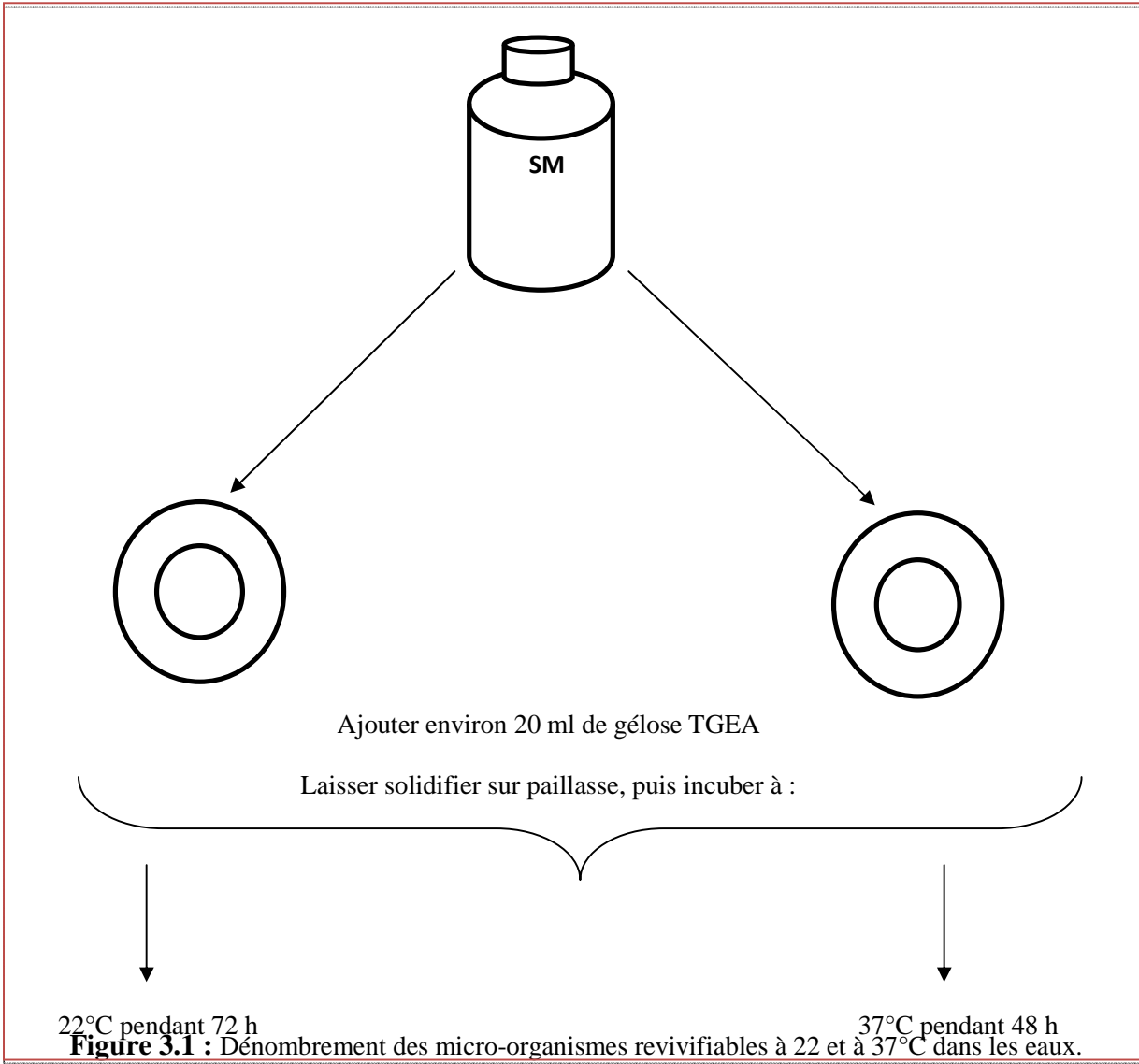
	Température (°C)	Précipitation (mm)
Jan.	9,54	108,47
Fév.	9,86	72,78
Mar.	12,31	83,2
Avr.	15,50	76,1
Mai	19,20	45,84
Jui.	24,16	21,49
Juill.	27,64	2,82
Aou.	27,39	11,3
Sept.	23,38	47,79
Oct.	19,27	44,29
Nov.	14,43	63
Déc.	10,82	89,87

**Méthodes d'analyse physicochimique :****Facteur :**

- ✓ **50 ml** de solution mère de **CaCl<sub>2</sub>**.
- ✓ **02 ml** de **NAOH (02N)**.
- ✓ Une pincée de murexide.
- ✓ Titre par **EDTA (N/50)** jusqu'au virage de la couleur violet.

$$F=12.5/V(EDTA).$$

**Méthodes d'analyse bactériologique :**

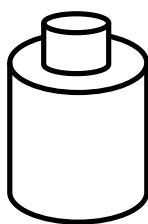


**Figure 3.2** :Recherche et dénombrement des Streptocoques totaux et fécaux.

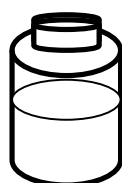
**Tableau 3.2** : Table de NPP (Rodier 2009).

Nombre caractéristique			Nombre de cellules
3 tubes de 10 ml	3 tubes de 1 ml	3 tubes de 0.1 ml	NPP dans 100 ml
0	0	1	3
0	1	0	3
0	1	1	6
0	2	0	6

1	0	0	4
1	0	1	7
1	0	2	11
1	1	0	7
1	1	1	11
1	2	0	11
1	2	1	15
1	3	0	16
2	0	0	9
2	0	1	14
2	0	2	20
2	1	0	15
2	1	1	20
2	1	2	30
2	2	0	20
2	2	1	30
2	2	2	35
2	2	3	40
2	3	0	30
2	3	1	35
2	3	2	40
3	0	0	25
3	0	1	40
3	0	2	65
3	1	0	45
3	1	1	75
3	1	2	115
3	1	3	160
3	2	0	95
3	2	1	150
3	2	2	200
3	2	3	300
3	3	0	250
3	3	1	450
3	3	2	1100
3	3	3	1400

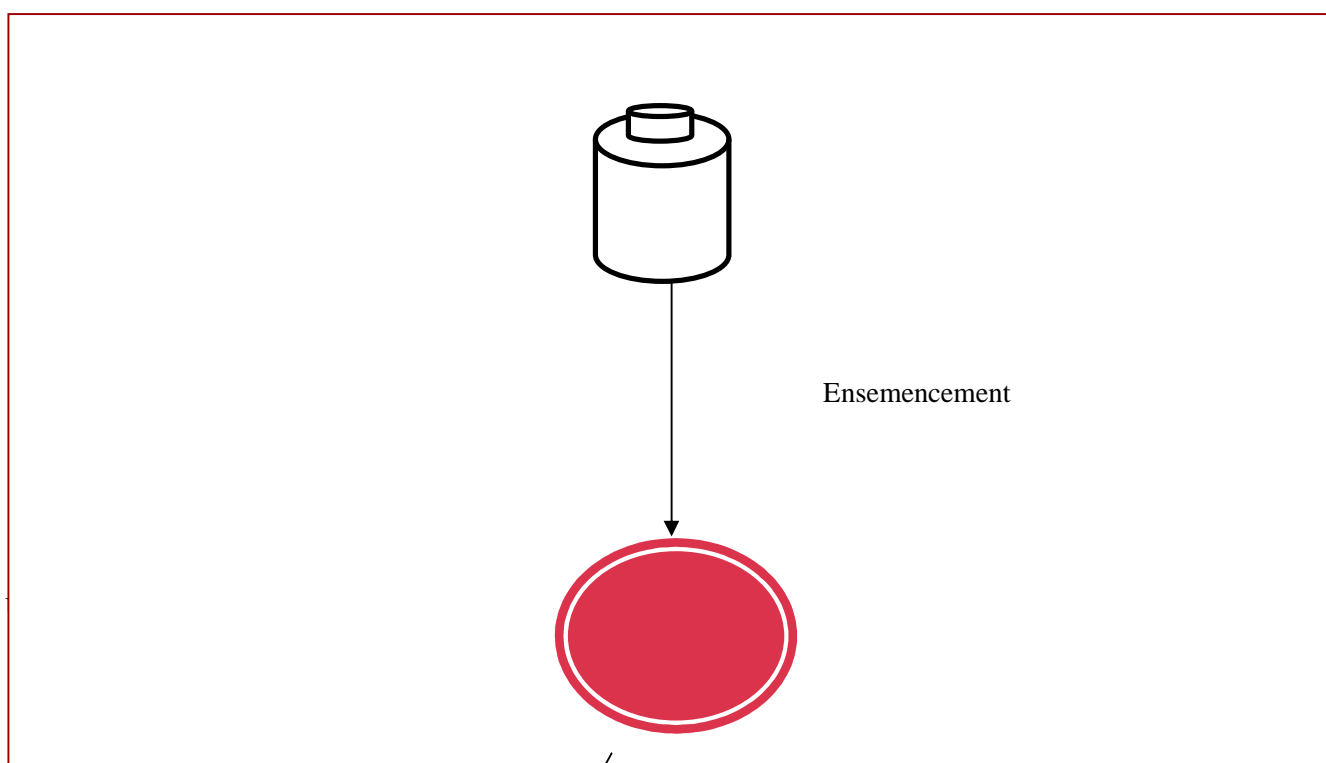


↓  
20 ml d'eau à analyser



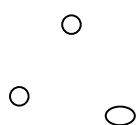


**Figure 3.3:** Recherche et dénombrement des spores des bactéries anaérobies sulfite réducteurs (ASR).



## Milieu Chapman

37 ° C pendant 24 h



**Figure 3.4:** Recherche et identification des Staphylocoques pathogènes (*S. aureus*).

**Tableau 3.3 :** Tableau de lecture de l'API 20E

Micro tube	SUBSTRAT	REACTIONS/ENZYME	RESULTATS	
			NEGATIVE	POSITIVE
ONPG	ortho-nitro-phenyl-B-D-galactopyranoside	beta-galactosidase	incolore	jaune
ADH	arginine	arginine dés hydrolase	jaune	rouge / orange
LDC	lysine	lysine décarboxylase	jaune	orange
ODC	ornithine	ornithine décarboxylases	jaune	rouge / orange
[CIT]	sodium citrate	Utilisation de citrate	vert	bleu-vert/ bleu
<u>H<sub>2</sub>S</u>	Thiosulfate de sodium	production d'H <sub>2</sub> S	incolore	noir
URE	urée	uréase	jaune	rouge / orange

TDA	tryptophane	tryptophane désaminase	jaune	noir
IND	tryptophane	production d'indole	incoloré	rose
[VP]	Pyruvate de sodium	Production d'acétoïne	<u>VP 1 + VP 2 / 10 (5)</u>	
			incoloré	rose/rouge
[GEL]	Gélatine emprisonnant des particules de charbon	gélatinase	Pas de diffusion de pigment noir	diffusion de pigment noir
GLU	glucose	fermentation/oxydation	bleu / bleu-vert	jaune/ vert jaune
MAN	mannitol	fermentation/oxydation	bleu / bleu-vert	jaune
INO	inositol	fermentation/oxydation	bleu / bleu-vert	jaune
SOR	sorbitol	fermentation/oxydation	bleu / bleu-vert	Jaune
RHA	rhamnose	fermentation/oxydation	bleu / bleu-vert	Jaune
SAC	sucrose	fermentation/oxydation	bleu / bleu-vert	jaune
MEL	melibiose	fermentation/oxydation	bleu / bleu-vert	jaune
AMY	amygdalin	fermentation/oxydation	bleu / bleu-vert	jaune
ARA	arabinose	fermentation/oxydation	bleu / bleu-vert	jaune
NO <sub>3</sub> -NO <sub>2</sub>	GLU tube	production de NO <sub>2</sub> reduction N <sub>2</sub> gas	<i>NIT 1 + NIT 2 2-3 min</i>	
			jaune	rouge

**Tableau 3.4 :** Tableau de lecture de l'API20 Staph.

Tests	SUBSTRAT	Caractère recherché	RESULTATS	
			NEGATIVE	POSITIVE
0	Aucun	Témoin négatif	Rouge	-
GLU	D-glucose	Témoin positif	Rouge	jaune
FRU	D-fructose	Acidification à partir du carbohydrate		
MNE	D-mannose			
MAL	Maltose			
LAC	Lactose			
TRE	D-tréhalose			
MAN	D-mannitol			

XLT	Xylitol			
MEL	D-melibiose			
NIT	Nitrate de potassium	Réduction des nitrates en nitrites	NIT 1 + NIT 2 / 10 mn	
			Incolore / rose	Rouge
PAL	B-naphtyl aC.phosphate	Phosphatase alcaline	ZYM A + ZYM B / 10 mn	
			Jaune	violet
VP	Pyruvate de sodium	Production d'acétyl méthyl-carbonyl	VP 1 + VP 2 / 10 mn	
			Incolore / rose	Violet / rose
RAF	Raffinose	Acidification à partir du carbohydrate	Rouge	Jaune
XYL	Xylose			
SAC	Saccharose			
MDG	a-méthyl-D-glucosamine			
NAG	N-acétyl-glucosamine			
ADH	Arginine	Arginine dihydrolase	Jaune	Orange / rouge
URE	Urée	Uréase	Jaune	Rouge / violet

**Tableau 3.5 :** Tableau de lecture de l'API 20 Strep

Test	Composants actifs	QTE (mg/cup)	Reactions / Enzymes	Résultats			
				Négatif		Positif	
VP	Sodium pyruvate	1,9	Production d'acétoïne (Voges Proskauer)	<u>1 + VP 2 / jusqu'à 10 min (3)</u> Incolore   Rose-Rouge			
HIP	Acide hippurique	0,4	Hydrolyse (acide HIPpurique)	<u>NIN / jusqu'à 10 min</u> Incolore/Bleu pâle   Bleu foncé/Violet Gris-bleuté			
ESC	Esculine citrate de fer	1,16 0,152	Hydrolyse β-glucosidase (ESCuline)	4h	24h	4h	24h
				Incolore Jaune pâle	Incolore Jaune pâle Gris clair	Noir Gris	Noir
PYRA	Acide pyroglutamique-β-naphtylamide	0,0256	PYRrolidonyl Arylamidase	<u>ZYM A + ZYM B / 10 min (PYRA à LAP)</u> (1) au besoin décoloré par éclaircissement intense. Incolore ou Orange très pâle   Orange			
αGAL	6-bromo-2-naphtyl-DD-galactopyranoside	0,0376	α-GALactosidase	Incolore		Violet	
βGUR	Acide naphtol-ASBI-glucuronique	0,0537	β-GIUcRonidase	Incolore		Bleu	
βGAL	2-naphtyl-βD-	0,0306	β-GALactosidase				

	galactopyranoside			Incolore ou Violet très pâle		Violet	
PAL	2-naphtyl phosphate	0,0244	Phosphatase ALcaline	Incolore ou Violet très pâle		Violet	
LAP	L-leucine- $\beta$ -naphtylamide	0,0256	Leucine AminoPeptidase	Incolore		Orange	
ADH	L-arginine	1,9	Arginine DiHydrolase	Jaune		Rouge	
				4h	24h	4h	24h
<u>RIB</u>	D-ribose	1.4	Acidification (RIBose)	Rouge	Orange/ Rouge	Orange/ Jaune	Jaune
<u>ARA</u>	L-arabinose	1.4	Acidification (ARAbinose)	Rouge	Orange/ Rouge	Orange/ Jaune	Jaune
<u>MAN</u>	D-mannitol	1.36	Acidification (MANnitol)	Rouge	Orange/ Rouge	Orange/ Jaune	Jaune
<u>SOR</u>	D-sorbitol	1.36	Acidification (SORbitol)	Rouge	Orange/ Rouge	Orange/ Jaune	Jaune
<u>LAC</u>	D-lactose (origine bovine)	1.4	Acidification (LACtose)	Rouge	Orange/ Rouge	Orange /Jaune	Jaune
<u>TRE</u>	D-tréhalose	1.32	Acidification (TREhalose)	Rouge	Orange/ Rouge	Orange/ Jaune	Jaune
<u>INU</u>	Inuline	5.12	Acidification (INUline)	Rouge	Orange/ Rouge	Orange/ Jaune	Jaune
<u>RAF</u>	D-raffinose	3.12	Acidification (RAFFinose)	Rouge	Orange/ Rouge	Orange/ Jaune	Jaune
<u>AMD</u>	amidon (2)	2.56	Acidification (AMiDon)	Rouge	Orange/ Rouge	Orange/ Jaune	Jaune
GLYG	glycogène	1.28	acidification (GLYcoGène)	Jaune ou Orange		Jaune franc	

## Résumé :

La construction de barrages répond à des objectifs multiples, l'alimentation en eau potable et industrielle, suivie de l'irrigation, n'étant pas forcément les premiers arguments. Il sert notamment à maîtriser un fleuve, limiter les inondations, et surtout à produire de l'électricité. Il peut même avoir un intérêt touristique en aménageant les lacs de retenue en base de loisirs.

La pollution des eaux de surface de la retenue du barrage de Hammam Debagh – Guelma à l'instar des autres milieux aquatiques algériens mérite une attention toute particulière, vu qu'elle est très altérée et sérieusement menacée par les activités anthropiques associées à l'érosion des formations géologiques modifiant la teneur naturelle en certains éléments chimiques dans les eaux.

Ces dernières années, une prolifération d'algues est observée de manière récurrente, avec plus ou moins d'intensité, sur la retenue. Ce signe potentiel d'eutrophisation pourrait induire une dégradation de l'écosystème et de la qualité de l'eau pour les usages.

En l'absence de données permettant de caractériser l'eutrophisation sur la retenue et ses effets sur le milieu et les usages, nous avons souhaité de mener des investigations visant à répondre à un certain nombre d'interrogations portant sur :

- La détermination des caractéristiques physico-chimiques et bactériologiques de l'eau de surface en vue de dégager le degré des divers polluants qui les affectent ainsi que leurs origines,
- La prévision et l'envisagement des risques sanitaires qu'ils peuvent engendrer pour l'homme, et pour la faune et la flore.
- La recherche des paramètres physico-chimiques et bactériologiques a été réalisée sur des échantillons d'eau, à raison de deux prélèvements par mois durant la saison printanière de l'année 2013, pour une dizaine de collection d'eau. Les résultats nous ont permis de mettre en évidence diverses contaminations exprimées principalement par deux types de pollution,
- Une pollution microbienne importante a été relevée sur les eaux du barrage, provenant des eaux de ruissellement et des eaux usées domestiques et industrielles,
- Une pollution chimique de faible à importante, d'origine agricole et les rejets industriels et domestiques.

L'intérêt de ce travail est de mettre l'accent sur les principaux acteurs de dégradation de la qualité des eaux du barrage. Les résultats escomptés visent l'étude des impacts environnementaux relatifs à la pollution des eaux liée aux facteurs naturels et aux impacts anthropiques émanant des activités agricoles.

---

**Mots-clés :** Barrage Hammam Debagh, Guelma, Algérie, réseaux hydrographique, pollution, eutrophisation, procédés de lutte, effets sur l'environnement.

**Abstract :**

The construction of dams meet multiple objectives, drinking and industrial water, followed by irrigation, are not necessarily the first arguments. It is used to control a particular river, reduce flooding, and especially to produce electricity. It may even have a tourist attraction by building the dams in leisure.

Pollution of surface waters of the dam Hammam Debagh - Guelma like the other Algerian aquatic deserves special attention, because it is very weathered and seriously threatened by human activities associated with erosion geological formations alter the natural content of some chemical elements in the water.

In recent years, an algal bloom is observed repeatedly, with more or less intensity of restraint. This potential sign of eutrophication could induce degradation of the ecosystem and water quality for use.

In the absence of data to characterize the eutrophication of the restraint and its effects on the environment and use, we wanted to conduct investigations to answer a number of questions relating to :

- The physico-chemical and bacteriological water surface characteristics to identify the extent of the various pollutants that affect them and their origins,
- Forecasting and envisioning health risks they may cause to humans, wildlife, and flora,
- Research physico-chemical and bacteriological parameters was performed on water samples at a rate of two samples per month during the spring season of 2013, for ten-water collection. The results allowed us to highlight various contaminations expressed mainly by two types of pollution,
- Significant microbial contamination was found on the waters of the dam from runoff and domestic and industrial wastewater,
- A chemical pollution from low to high, from agricultural and industrial and domestic waste.

The interest of this work is to focus on the major players in the degradation of water quality in the dam. The intended outcomes study of environmental impacts related to water pollution related to natural factors and human impacts from agricultural activities.

---

**Keywords:** Dam, HammamDebagh, Guelma, Algeria, drainage networks, pollution, eutrophication, methods of control, effects on the environment.

# ملخص:

\$" () \*!) +, -. / & 0 1# 23- 4 5 %&\$ \$ # ! " -

H6 7 8 9 & ' : # ; < # = & , > \$" ? @ AB % ) > \$" CD 4' B 1# E FG

8 CU E ' \* I J, K L M 7 D : 4: 3 6 ' N I # 02# D CP) 4 Q, B 8@R ? & < # ? ST '

HM\$: 3B 1# VXJ# U# Y M "&- D&C B SQ - ZC 1# LV J2# &' # D 2!

M @: J# Y ' : # 5# "&# C 5 D 6 9) ` L \ ] ^ \_ 4 \* V5-9 [ 8 ' 8 5# 7

HM "&- D&C B I J, B 1# 4 & # ZC > \$" 6&c# d \$, B H ST 4 [ < " YR a b

f # # e # > \$" D # M C ? 5

M VO2, # + g h " 5\$ i & W# J0 " Z9- YC , # M 7 j : %&\$ \$ # ' S J, - k l m ` ▪

H%&\$ \$ # n&# YC 7 I J, # 7 a \* D o " p# # q 6 & VO p# E p# M + ' L

Z 0# V" D # at 7 \$' , 8 r ? J 7 ' : W# V, # I J, # L s B 5 I , < M OB < 2 V ' %&\$ B ▪

H , # M S\$ IO , B 1# # q " p# ? 5\$ m () \* ! . 02 < 7

Hd w > \$" @ y # v D&C B- "&- u m # - %&\$ \$ # - - - fu0J# ? '\$