

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique



Université de Blida 1



Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département de Biologie et Physiologie Cellulaire

Mémoire fin d'étude En Vue de l'Obtention
de Diplôme de Master en Biodiversité et Fonctionnement des écosystèmes
Option : Restauration des Milieux Aquatiques Continentaux

Thème

**Contribution à la caractérisation physico-chimique
et bactériologique et étude de la microfaune de
l'oued El Harrach**

Présenté par :

M^{elle} Hamizi Asma

Devant le jury :

M^{me} Elmahdi. I	Maitre Assistant A	Univ. Blida 1 Président
M^{me} Kheddam. H	Maitre Assistant A	Univ. Blida 1 Examinatrice
M^{me} HAMAIDI F.	Maitre de Conférences A	Univ. Blida 1 Promotrice
M^{me} BENOUAKLIL F.	Maitre doctorante	Univ. Blida 1 Co-promoteur

Soutenu publiquement le 16-09-2015



Remerciements

Avant tout, je remercie Allah tout puissant qu'il ma guidé tout au long de ma vie, qu'il ma a donné courage et patience pour passer tous les moments difficiles, qu'il ma permis d'achever ce travail et de pouvoir le mettre entre vos mains aujourd'hui.

Il m'est agréable d'exprimer ma profonde et respectueuse gratitude et mes sincères remerciements au docteur M^{me} Hamaidi. F qui a accepté d'encadrer et diriger mon travail et d'avoir été présente tout au long de ma thèse pour mener à terme ce projet, «je vous remercie infiniment pour votre aide votre disponibilité, votre patience et modestie, ainsi vos remarques et vous conseils qu'il m'on encouragé d'allé plus loin dans ce travail».

Je tiens à remercier également la co-promotrice M^{me} Benouaklil. F pour ces corrections et suggestions.

J'exprime toute ma gratitude à M^{me} El Mahdi. I de bien vouloir accepter d'examiner ce modeste travail.

Je remercie par ailleurs vivement les membres du jury M^{me} Khedam.H.. de m'avoir fait l'honneur de juger mon travail.

Mes plus vifs remerciements vont aussi :

- Aux personnels de laboratoire de la SEAAL du Mazafran.*
- Aux personnels de laboratoire central de la SEAAL d'el Kouba : Mr Mechtaoui. A,*
- Aux responsables de laboratoire (PFE) de l'université Bblida -1*
- Aux personnels de laboratoire d'hygiène de Blida spécialement à Tefahi. D pour son aide et sa gentillesse.*
- Aux responsables de l'ANRH de Soumaa : Mr Laghlough. S.*

-Ainsi à l'ensemble des enseignants qui ont contribué à ma formation durant tout mes années d'étude et à toutes les personnes qui ont soutenu ce travail de près ou de loin, à le mener à bien.

Dédicace

Je dédie ce travail de fin d'études à ma famille au sens large et à tout mon entourage mais tout particulièrement

à

A mes « chères parents » qui m'ont encouragé à être ce que je suis, avec tant d'amour et qui m'ont donné la force de surmonter mon parcours pendant tout mes années d'études.

Spécialement à mon chère « papa » qui m'a beaucoup aidé sans cesse durant la réalisation de ce travail et au cours de mes prélèvements surtout avec beaucoup d'effort et d'encouragements.

A ma chère « maman » pour sa compréhension, et sa tendresse durant toute ma vie sans cesse.

A mes chères « grands parents » de m'avoir toujours souhaité la réussite avec leur Doaa.

A mes sœurs : Sarah, Hadjer et Mouna.

A mon frère unique : Abd Raouf.

A tout mes tantes et mes oncles, mes cousins et cousines spécialement Sihem.

A tout la famille Hamizi

A tous mes amis de la promotion master Restauration des Milieux Aquatiques Continentaux 2015, en particulier ma chère Raihana et son père Ammou khalil.

A tout ceux qui contribue de près ou de loin à la réalisation de ce travail : Salmi lilya, Regad fifi, Mr Feroukhi Y, Ali et Oussama...

Je dédie enfin à tous ceux que j'aime et qui m'aiment.

RESUME

Dans le but d'établir un diagnostic de l'état de pollution des eaux de l'oued El Harrach dans la wilaya d'Alger, nous avons tenté de suivre l'évolution de la qualité physico-chimique et microbiologique, ainsi que l'état de pollution à travers les espèces de la microfaune (indicatrices de pollution). Des échantillons d'eau ont été prélevés au niveau de trois stations sur une période de six mois (du mois de Janvier jusqu'au mois de Juin 2015).

Les résultats des analyses physico-chimiques montrent une conformité aux normes nationales et internationales des eaux de surface, à l'exception de quelques paramètres. Ces derniers sont l'oxygène dissous ($2.49 \pm 1,96$ mg d'O₂/l), l'azote ammoniacal (7.36 ± 5.42 mg/l), les orthophosphates (1.81 ± 1.04 mg/l), la matière organique (29.02 ± 15.02 mg/l) et la DCO ($100.33 \pm 98,43$ mg/l) enregistrés en aval à la station 3, les nitrites ($0.81 \pm 1,03$ mg/l) dans la station 2, ainsi que le fer (1.23 ± 1.06 mg/l) signalé en amont à la station 1.

Les analyses microbiologiques montrent la présence d'un taux élevé en coliformes totaux ($1225333 \pm 771219,99$ UFC/100ml), et en coliformes fécaux ($248000 \pm 211697,90$ UFC/100ml) obtenus dans la station 3, les streptocoques fécaux ($105333,33 \pm 87978,78$ UFC/100ml) obtenus dans la station 2 et les Anaérobies sulfito-réducteurs ($1250 \pm 665,58$ spores/20ml) dans la station 3. L'absence de germes pathogènes tels que les salmonelles et les vibrions cholériques a été signalée.

L'observation microscopique de la microfaune a révélé la présence de 23 espèces avec une dominance des amibes, de *Polytoma sp*, et de *Monas sp*. La présence de ces dernières accompagnée du bilan physico-chimique et bactériologique révèle que la qualité des eaux de l'oued El Harrach est globalement de mauvaise qualité.

Mots clés : oued El Harrach, analyses physico-chimiques, analyses microbiologiques, microfaune, pollution.

ABSTRACT

Aiming at drawing up a diagnostic about the degree of water pollution at El Harrach river in Algiers, we have tried to consider the evolution of the physico-chemical and microbiological quality, and the pollution level amongst the microfauna species (pollution indicators). Water samples have been taken off from three stations or points over a period of six months.

The physic-chemical analyses show an agreement with the national and international standards of the surface water except for some parameters. Those are dissolved oxygen (2.49 ± 1.96 mg O₂ / l), the ammonia nitrogen (7.36 ± 5.42 mg / l) the orthophosphates (1.81 ± 1.04 mg / l), the organic substance (29.02 ± 15.02 mg / l) and the DCO (100.33 ± 98.43 mg / l) recorded downstream at Station 3, nitrites (0.81 ± 1.03 mg / l) at station 2, as well as iron (0.81 ± 1.03 mg / l) recorded upstream to Station 1.

The microbiological analyses signal the presence of a high level of total coliforms ($1225333 \pm 771,219.99$ CFU / 100ml) and fecal coliforms ($248000 \pm 211,697.90$ CFU / 100ml) found at station 3, faecal streptococci (105333 ± 87978.78 CFU / 100ml) noticed at station 2, and the sulfite-reducing anaerobia (1250 ± 665.58 spores / 20ml) at station 3. The absence of pathogenic germs such as the salmonelles and the choleraic vibrioes have been noticed.

The microscopic observation of the microfauna has revealed the presence of 23 species with a dominance of amoeba, of polytoma sp. and Monas sp. The presence of the latter, on practicing a physico-chemical and bacteriological evaluation and analysis reveals that oued El Harrach water is rather of a poor quality.

Key words: Oued El Harrach, physico-chemical analyses, microbiological, analyses, microfauna , pollution.

المـلـخـص

بهدف وضع تشخيص لحالة التلوث لمياه واد الحراش في ولاية الجزائر، قمنا بمتابعة تطور الجودة الفيزيائية والكيميائية و الميكروبيولوجية، وأيضا متابعة حالة التلوث عبر أصناف الحيوانات الدقيقة (مؤشر التلوث)، حيث قمنا بأخذ عينات من المياه في ثلاث محطات على مدى ستة أشهر (من شهر جانفي إلى شهر جوان 2015)

تظهر نتائج التحاليل الفيزيوكيميائية مطابقتها للمعايير الدولية والوطنية للمياه السطحية، باستثناء عدد قليل من العناصر هذه الأخيرة تتمثل في الاكسجين المذاب (1.96 ± 2.49) ملغ اكسجين/ لتر، الازوت (7.36 ± 5.42 ملغ / لتر) الفوسفات (1.04 ± 1.81 ملغ / لتر)، المواد العضوية (15.02 ± 29.02 ملغ / لتر) و DCO (98.43 ± 100.33 ملغ / لتر) سجلت في المصب (المحطة 3) ، النتريت (1.03 ± 0.81 ملغ/ لتر) في المحطة 2 وكذلك الحديد (1.06 ± 1.23 ملغ / لتر) سجل على مستوى المنبع (المحطة 1)

التحاليل الميكروبيولوجية تظهر وجود مستويات عالية من coliformes totaux (1225333 ± 771219.99 وحدة / 100مل)، coliforme fécaux (211697.90 ± 248000 وحدة / 100مل) في المحطة 3، streptocoque fécaux (وحدة / 100مل) في المحطة 2 و Anaérobies sulfite-réducteurs (665.58 ± 1250 خلية / 20مل) على مستوى المحطة 3 في حين أظهرت التحاليل غياب الجراثيم الخطيرة مثل salmonelles و vibriens cholériques.

الملاحظة المجهرية للحيوانات الدقيقة كشفت عن وجود 23 صنفاً الأغلبية منها من *Polytoma* amibes, *Monas sp* و *sp* وجود هذه الأخيرة مع التحاليل الفيزيائية و الكيميائية و البكتريولوجية يكشف عن ان نوعية مياه واد الحراش عموماً ذات نوعية رديئة

الكلمات المفتاحية: واد الحراش؛ التحاليل الفيزيائية والكيميائية ؛ التحاليل الميكروبيولوجية؛ الحيوانات الدقيقة؛ التلوث

LISTE DES ABREVIATION

ASR : Anaérobie Sulfito-Réducteur.

CF : Coliforme Fécaux.

CT : Coliformes totaux.

DBO₅ : Demande Biologique en Oxygène pendant 5 jours.

DCO : Demande Chimique en Oxygène.

E.D.T.A : Ethylène Diamine Tétra Acétique.

EPA : Eau Peptone Alcalin.

GNAB : Gélose nutritive alcalin biliée.

ISO : International Organization of Standardization.

MES : Matière En Suspension.

MO : Matière Organique.

OMS : Organisation Mondiale de la Santé.

S1 : Station 1

S2 : Station 2

S3 : Station 3

SFB : Bouillon au sélénite de sodium cystéine.

ST : Streptocoque Totaux.

UFC : Unité Formant Colonie.

VF : Viande foie.

LISTE DES TABLEAUX

Tableaux	Titre	Page
I	Stratégies adaptatives en fonction des caractères morphologiques et énergétiques.	17
II	Valeurs caractéristiques des rapports R.	34
III	Estimation de la minéralisation à partir de la conductivité électrique.	51
IV	Variation mensuelle du calcium.	55
V	Variation mensuelle du magnésium.	56
VI	Résultats des analyses de l'azote ammoniacal.	58
VII	Résultats des analyses des nitrites.	59
VIII	Résultats des analyses des nitrates.	60
IX	Résultats des analyses des orthophosphates.	61
X	Rapport (DCO/DBO) calculé dans les trois stations d'étude.	67
XI	Résultats du rapport CF/SF.	73
XII	Principales caractéristiques des espèces rencontrées au cours de cette étude.	83
XIII	Résultats des analyses physico-chimiques	Annexe I
XIV	Résultats des analyses microbiologiques.	Annexe II
XV	Résultats brutes des analyses de la microfaune.	Annexe III
XVI	Répartition des espèces de la S1 en abondance.	Annexe III
XVII	Répartition des espèces de la S2 en abondance.	Annexe III
XIIX	Répartition des espèces de la S3 en abondance.	Annexe III
XIX	Corrélations des espèces dominantes de la S1 avec la physicochimie.	Annexe III
XX	Corrélations des espèces dominantes de la S2 avec la physicochimie.	Annexe III
XXI	Corrélations des espèces dominantes de la S3 avec la physicochimie.	Annexe III

LISTE DES FIGURES

Figure	Titre	Page
1	Situation géographique de la zone d'étude (ANRH, 2015).	19
2	Vue aérienne montrant la situation géographique de la zone d'étude (Google Earth, 2015).	19
3	Stations de l'oued El Harrach.	20
4	Dénombrement des microorganismes revivifiables.	40
5	Dénombrement des coliformes par la méthode colilert-18.	41
6	Dénombrement des coliformes fécaux par la méthode colilert-18 sous la lampe UV.	41
7	Dénombrement des entérocoques par la méthode Entérolert-E.	43
8	Recherche et dénombrement des ASR.	44
9	Evolution mensuelle de la température.	49
10	Evolution mensuelle du Ph.	50
11	Evolution mensuelle de la conductivité électrique.	51
12	Evolution mensuelle de la turbidité.	52
13	Evolution mensuelle de l'oxygène dissous.	53
14	Variation mensuelle de la dureté.	54
15	Variation mensuelle des sulfates.	56
16	Variation mensuelle du résidu sec.	57
17	Variation mensuelle de la matière organique.	63
18	Variation mensuelle des MES.	64
19	Variation mensuelle de la DCO.	65
20	Variation mensuelle de la DBO ₅ .	66
21	Variation mensuelle du fer.	68
22	Evolution des germes à 22°C.	69
23	Evolution es germes à 37°C.	69
24	Evolution mensuelle du nombre des coliformes totaux.	70
25	Evolution mensuelle du nombre des coliformes fécaux.	71
26	Evolution du nombre des streptocoques fécaux.	72
27	Evolution du nombre des ASR.	73
28	<i>Polytoma sp.</i>	75

29	<i>Monas sp.</i>	75
30	<i>Paramécium sp.</i>	75
31	<i>Trachelophyllum sp.</i>	75
32	<i>Litonotus sp.</i>	76
33	<i>Chilodonella sp.</i>	76
34	<i>Oxytricha sp.</i>	76
35	<i>Uronema sp.</i>	76
36	<i>Colpidium sp.</i>	76
37	<i>Euplote sp.</i>	77
38	<i>Aspidisca sp.</i>	77
39	<i>Vorticella convallaria</i>	77
40	<i>Vorticella microstoma</i>	77
41	<i>Epistylis sp.</i>	77
42	<i>Diffflugia sp.</i>	78
43	<i>Cochlipodium sp.</i>	78
44	<i>Rotaria sp.</i>	78
45	<i>Lecane sp.</i>	78
46	Némathode.	78
47	<i>Aelosoma sp.</i>	78
48	<i>Tardigrade sp.</i>	79
49	Micro-algues.	79
50	Répartition en pourcentage des espèces trouvées dans la (S1).	80
51	Répartition en pourcentage des espèces trouvées dans la (S2).	81
52	Répartition en pourcentage des espèces trouvée dans la (S3).	82
53	Dénombrement des coliformes et des streptocoques fécaux par la méthode colilert 18 et Entérolert-E.	Annexe VI
54	Dénombrement des ASR.	Annexe VI
55	Recherche des Salmonelles.	Annexe VI
56	Recherche des Vibrions cholérique.	Annexe VI

INTRODUCTION

L'eau est un élément indispensable à la vie et à la satisfaction des différents besoins humains. C'est également un patrimoine naturel et social qui est fortement présent dans la vie quotidienne de l'Homme. Cet élément est une source de bien-être et de progrès, mais aussi un facteur de production et de richesse, grâce à l'agriculture, à l'élevage et à l'industrie **(BOUZIANI, 2006)**.

Dans la nature l'eau est exposée à des pollutions de toutes sortes qui peuvent être observées à différents niveaux. Il est à noter que les eaux de surface sont plus fréquemment contaminées par les éléments biologiques et par les différents types de rejet liquides ou solides. Ces phénomènes de pollution de l'eau sont placés actuellement en tête des problèmes de l'environnement, car l'eau est une interface entre l'air et le sol et elle subit donc la dégradation de ces deux milieux **(BOUZIANI, 2006)**.

Avec le développement de l'urbanisation et de l'industrialisation, ainsi que l'évolution des modes de consommation, les rejets des eaux usées ont considérablement évolué en quantité et en qualité. Lorsque les eaux usées ne sont pas traitées, les cours d'eau sont dépassées dans leur capacité naturelle d'épuration et se retrouvent donc pollués **(LADJEL, 2001)**.

L'Algérie n'a pas échappé à cet effet, à cause du développement rapide de ces diverses industries comportant un bon nombre de procédé de fabrication utilisant de l'eau. Il faut mentionner que les eaux usées provenant de ces dernières renferment une quantité importante en matières organique et minérale, des agents toxiques et autres substances nocives qui sont rejetées en majorité des cas dans les rivières et les lacs **(ADJERID, 1990)**.

Les oueds d'Algérie sont devenus de véritables dépotoirs, en ce sens ils charrient toutes sortes des rejets liquides et solides. Ceci a eu pour incidence une dégradation de la qualité des eaux **(GUASMI et al., 2006)**.

Dans ce contexte, l'oued El Harrach a perdu beaucoup de ses fonctions naturelles; d'ailleurs, il connaît depuis plusieurs années, une dégradation considérable de la qualité de ses eaux engendrées par les différents rejets de

polluant émis sans traitement dans ce plan d'eau. Ces rejets résultent des différentes activités urbaines, agricoles et surtout industrielles. C'est dans ce contexte, que nous avons entrepris l'étude de l'écosystème aquatique de l'oued El Harrach.

Nous nous sommes intéressés à :

- La qualité physico-chimique de l'eau.
- La qualité microbiologique de l'eau.

I. MATERIEL ET METHODES

Notre étude expérimentale a porté sur l'évaluation de la qualité physico-chimique et microbiologique des échantillons d'eau brute prélevés dans trois stations situées au niveau de l'oued El Harrach (wilaya d'Alger), ainsi que l'identification et le dénombrement de la microfaune indicatrice de pollution.

Cette étude a été réalisée durant une période s'étalant du mois de janvier jusqu'au mois de juin 2015 à raison d'un prélèvement par mois. Les analyses physico-chimiques, microbiologiques et biologiques ont été réalisées dans les laboratoires suivants : Laboratoire centrale de la Société des Eaux et de l'Assainissement d'Alger (SEAAL de Kouba), le laboratoire du centre de traitement à Mazafran et le laboratoire de projet de fin d'étude du département de biologie de l'Université Blida 1.

I.1. Présentation générale de la zone d'étude

L'oued El-Harrach est situé dans le bassin côtier de l'Algérois (Figures 1 et 2). Il traverse la plaine de la Mitidja depuis Bougara et irrigue les zones agricoles tout autour, grâce notamment à ses affluents, Oued Djemaa, Oued Bâba Ali et Oued El Terreau. Mais son principal affluent est l'oued Smar qui traverse le long de la zone industrielle de la banlieue d'Alger (AROUA, 2009).

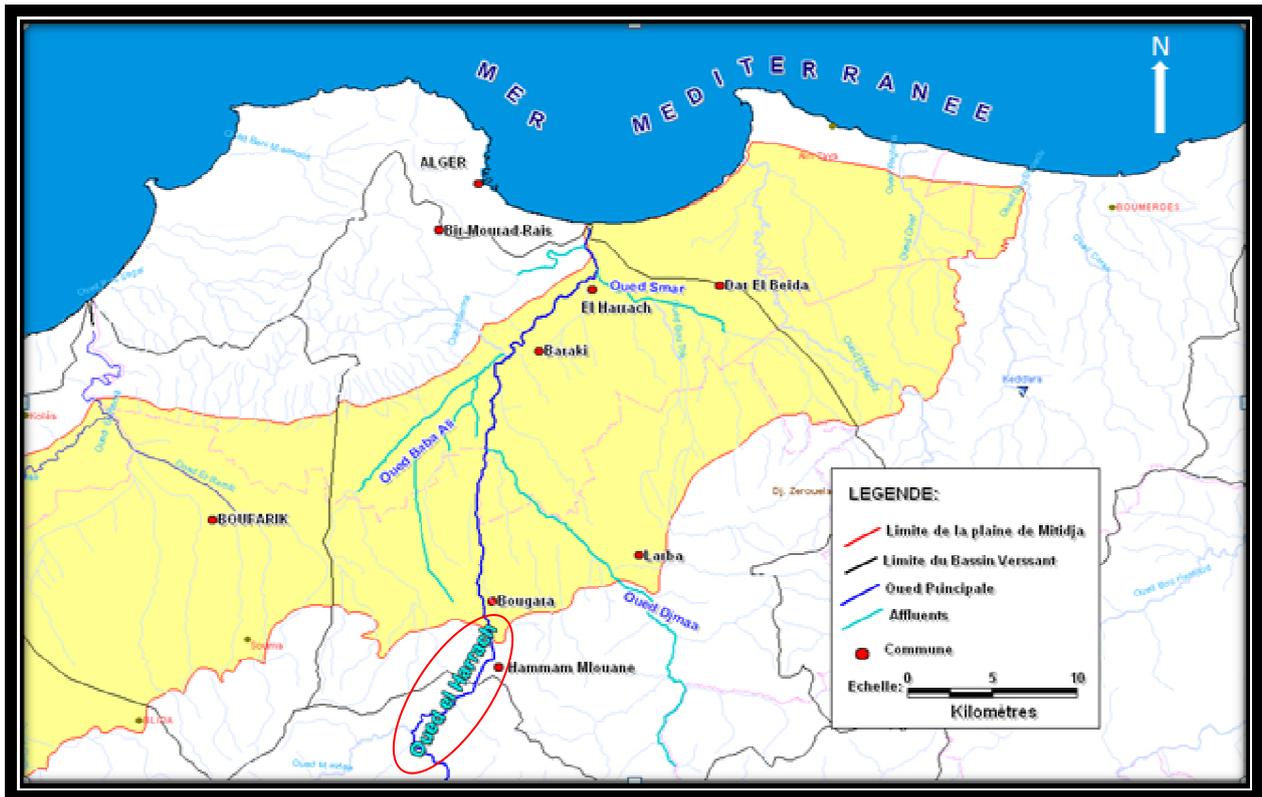


Figure 1 : Situation géographique de la zone d'étude (ANRH, 2015).

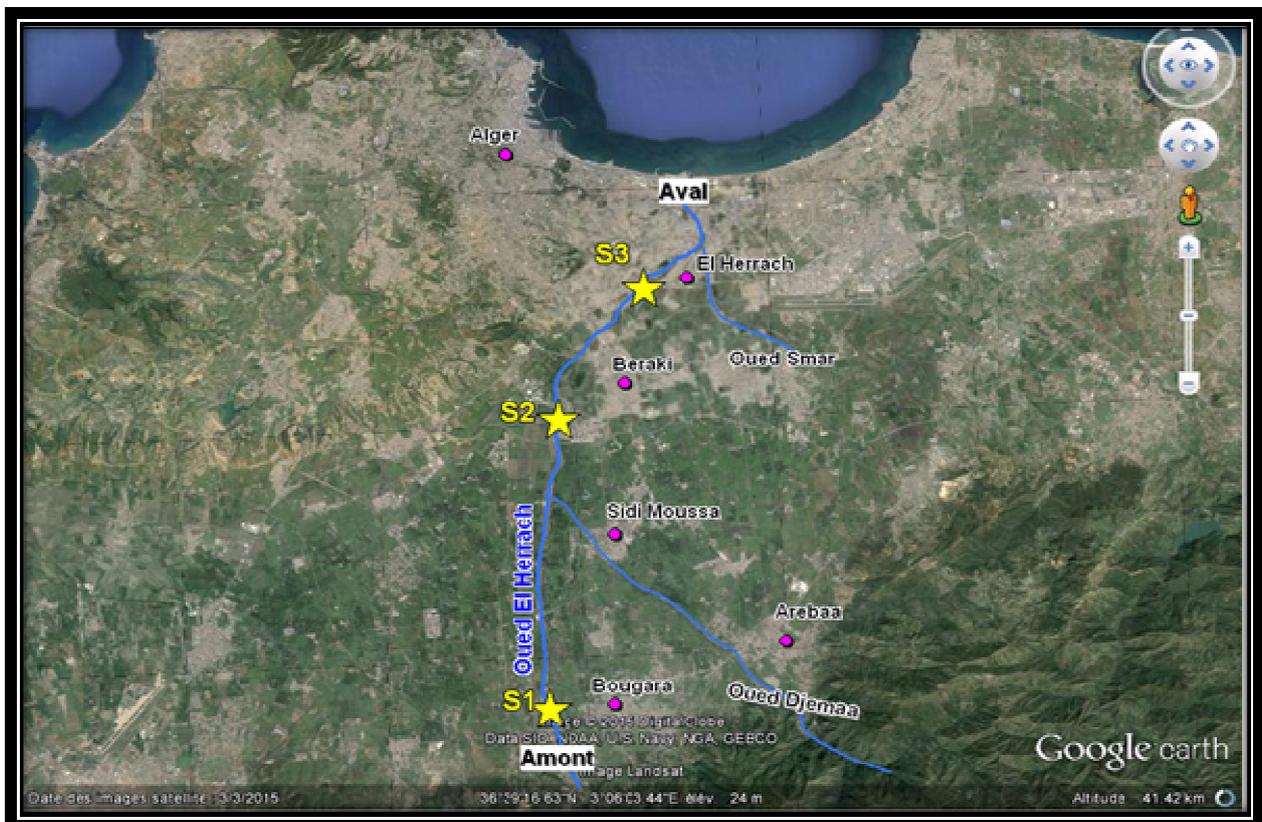


Figure 2 : Vue aérienne montrant la situation géographique de la zone d'étude (Google Earth modifié, 2015).

I.2. Choix des stations de prélèvements

Le choix des stations de prélèvement s'est fait en fonction de l'implantation de différentes activités urbaines, industrielles et agricoles et en fonction de l'accessibilité de ces dernières.

Trois stations (S1, S2, S3) localisées en amont, au centre et en aval de l'oued ont été choisies (Figure 3).

- **S1 (Figure 3A)** : Située sur la rive droite de la commune de Bougara, collectant les rejets à dominance domestiques.
- **S2 (Figure 3B)** : Se situe sur la rive droite de la commune de Bentalha (Beraki), recevant les effluents industriels et urbains.
- **S3 (Figure 3C)** : située sur la rive gauche près de la commune d'El Harrach, recevant non seulement des effluents des deux stations précédentes, mais aussi les rejets de l'usine pharmaceutique SAIDAL ainsi que beaucoup d'autres usines d'origine industriel et agroalimentaire.



Figure 3 (A, B, C) : Stations de l'oued El Harrach.

I.3. Matériel utilisé

I.3.1 Matériel biologique

L'eau brute de l'oued El Harrach.

I.3.1 Matériel non biologique

Le matériel est constitué d'appareillage, de verreries, de solutions, de réactifs et de milieux de culture mentionnés en annexe IV et V.

I.4. Méthodes d'échantillonnage et d'analyses

I.4.1. Méthode d'échantillonnage

L'étape d'échantillonnage influence directement la qualité des résultats analytiques obtenus. Pour cela des précautions élémentaires doivent être prises pour obtenir un échantillon représentatif. Afin de minimiser les risques associés à la contamination de l'échantillon par le préleveur, il faut respecter la méthode de prélèvement, ainsi que la conservation et le transport adéquat des échantillons.

Mode de prélèvement

Pour les analyses physico-chimiques, les échantillons sont prélevés dans des flacons en plastique de 1500 ml. Au moment des prélèvements, les flacons sont rincés trois fois avec de l'eau à analyser puis remplis jusqu'au bord. Le bouchon est placé de telle manière à ce qu'il n'y ait aucune bulle d'air et qu'il ne soit pas éjecté au cours du transport.

Pour les analyses microbiologiques, nous avons utilisé des flacons en verre de 250 ml ou 500 ml qui ont été stérilisés dans l'autoclave à 120°C puis bouchés, pour une protection totale contre toute contamination. Ces flacons sont immergés en position verticale en le tenant par le fond, l'ouverture doit être légèrement plus haute que le fond et dirigée dans le sens contraire du courant. Les échantillons sont transportés dans une glacière fermée à 4°C.

Une quantité de 1 litre d'eau à analyser a été prise dans des flacons en plastique destiné aux analyses de la microfaune.

I.4.2. Méthode d'analyses**I.4.2.1. Analyses physico-chimiques**

Le contrôle physico-chimique des eaux brutes prélevées des trois stations d'oued El Harrach ont porté sur le suivi des paramètres suivants :

- ✓ **Paramètres physique:** tels que la température, le potentiel d'hydrogène (pH), la conductivité électrique, l'oxygène dissous et la turbidité. Ces paramètres ont été mesurés directement à l'aide d'un appareil multi-paramètre (HACH).
- ✓ **Paramètres de minéralisation globale** ces derniers ont porté sur la titration de calcium, magnésium, dureté (TH) ainsi que le dosage du sulfate et les résidus secs.
- ✓ **Paramètres de pollution** plusieurs paramètres ont été dosés comme le nitrite, le nitrate, l'ammonium (azote ammoniacal), les ortho-phosphates ainsi que la matière organique (MO) ; la mesure de la demande chimique en oxygène (DCO), de la demande biochimique en oxygène (DBO), et les matières en suspensions (MES). .
- ✓ **Paramètres indésirable** ont porté sur le dosage du fer.

✚ Paramètres physique**❖ Température (T°)**

La température de l'eau est mesurée in situ à l'aide d'un thermomètre à mercure. Le résultat est exprimé en degré Celsius (°C).

❖ Potentiel d'hydrogène (pH)

La détermination de la valeur du pH est basée sur la mesure de la différence de potentiel d'une cellule électrochimique à l'aide du pH- mètre sension+pH3 HACH. Pour cela, nous avons suivi les étapes suivantes:

- L'électrode du pH mètre est rincée plusieurs fois avec de l'eau distillée ;
- Une quantité de 100 ml de l'eau à analyser est prise dans un bécher ;
- L'électrode est trempée ensuite dans le bécher, puis une faible agitation a eu lieu à l'aide d'un barreau magnétique ;
- La valeur du pH est notée juste après stabilisation.

Expression des résultats

La valeur du pH de notre échantillon est affichée directement sur l'écran de l'appareil et est exprimée à deux décimales près.

(Norme : ISO 10523/2013)

❖ Conductivité électrique

La détermination de la conductivité électrique se fait directement à l'aide d'un conductimètre (METLER TELEDON MC 226). Ce dernier est un instrument de mesure de courant conduit par des ions présents dans l'eau. La méthodologie est la suivante:

- La sonde du conductimètre est rincée plusieurs fois avec de l'eau distillée;
- Une quantité suffisante d'eau à analyser est prise dans un bécher;
- L'électrode est plongée dans le bécher et laisser stabiliser un moment, puis la valeur de la conductivité est notée.

Expression des résultats

La conductivité électrique est exprimée en micro-siemens par centimètre ($\mu\text{s}/\text{cm}$).

(NA 749/2009)

❖ Oxygène dissous (Méthode électrochimique à la sonde sensION156 HACH)

On immerge une sonde (sensION156 HACH), constituée d'une cellule fermée par une membrane (pratiquement imperméable à l'eau et aux matières ioniques dissoutes, mais perméable à l'oxygène et à un certain nombre d'autre gaz), dans l'eau à analyser.

Le mode opératoire est le suivant :

- Le flacon contenant l'eau à analyser est ouvert en prenant soin de ne pas l'agiter afin d'éviter une éventuelle aération de l'échantillon.
- L'électrode est plongée dans l'échantillon d'eau à analyser
- On agite l'échantillon par l'électrode pour retirer toute bulle d'air de la membrane
- Le résultat est noté lorsque la valeur de mesure est stabilisée,

Expression des résultats

Le résultat est donné en concentration milligramme d'oxygène par litre (mg/l).

(ISO 5814/2009)

❖ Turbidité

La détermination de la turbidité est basée sur la comparaison de la lumière diffusée et la de lumière transmise par un échantillon d'eau à l'aide d'un turbidimètre (HACH 2100N).

Pour tout échantillon d'eau, la mesure de la lumière diffusée et de la lumière transmise permet la détection de matières non dissoutes, qui passeraient inaperçues par la seule mesure de la lumière diffusée. Le protocole opératoire est le suivant:

- La cuve est remplie sans faire des bulles d'air ;
- La cuve est fermée, séchée et insérée dans le puits de mesure ;
- Le capot de l'appareil Turbi-Hach 2100 N est fermé ;
- La valeur de la turbidité est automatiquement affichée sur l'écran de turbidimètre.

Expression des résultats

La turbidité est exprimée en unité Nephelométrique de turbidité (NTU).

(ISO 7072/2014)

🚧 Paramètres de minéralisation globale**❖ Calcium par la méthode titrimétrique à l'EDTA**

On titre les ions calcium avec une solution aqueuse des sels de sodium d'acide éthylène diaminetétra acétique (EDTA) à un pH compris entre 12 et 13. L'indicateur utilisé est le murexide, qui forme un complexe rose avec le calcium est utilisé comme un indicateur.

Lors de titrage, l'EDTA réagit avec les ions calcium, l'indicateur vire alors de la couleur rose à la couleur violet.

Les différentes étapes du mode opératoire sont :

- Une prise d'essai de 50 ml de l'eau à analyser est prélevée;
- Une quantité de 2 ml de la solution d'hydroxyde de sodium (NaOH) à 2N est ajoutée;
- Une pincée d'indicateur coloré murexide, est ajoutée en mélangeant le tout ;
- Le mélange est titré avec la solution d'EDTA ;

- Le virage est atteint lorsque la couleur est devenue nettement violette.

Calcul et Expression des résultats

La teneur en calcium, est exprimée en milligramme par litre (mg/l), est donnée par l'équation suivante :

$$Ca = \frac{C_1 * V_1 * A}{V_0} * f_c * 1000 * F$$

Avec :

C_1 : concentration, exprimée en mole par litre, de la solution EDTA, soit 0.01.

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

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

A : est la masse atomique du calcium (40.08).

f_c : facteur de correction du titre.

F : facteur de dilution.

(Norme ISO 6058/2013)

❖ Somme du calcium et magnésium par la méthode titrimétrique à l'EDTA

On titre par complexométrie des ions calcium et magnésium avec une solution aqueuse de l'EDTA à pH 10. L'indicateur utilisé est le noir ériochrome, qui donne une couleur rose en présence des ions calcium et magnésium.

Lors du titrage, l'EDTA réagit d'abords avec les ions calcium et magnésium libres, puis au point d'équivalence, avec les ions calcium et magnésium combinés à l'indicateur ce qui libère l'indicateur et provoque un changement de couleur vers le bleu.

Le mode opératoire est :

- Une quantité de 50 ml de l'eau à analyser est prélevée dans un bécher;
- Une quantité de 4 ml de la solution tampon pH 10 est ajoutée;
- une pincée d'indicateur coloré noir érichrome est ajoutée, en remuant le mélange;
- Le mélange a été titré immédiatement avec la solution d'EDTA ;
- Le virage est atteint lorsque la couleur est devenue nettement violette.

Calcul et Expression des résultats

La concentration totale en ions calcium et magnésium (Ca^{++} , Mg^{++}), est exprimée en °F, est donnée par la formule suivante :

$$\text{TH} = V_2 * 2 * f_c * F$$

Avec:

TH: dureté exprimée en °F.

V₂: est le volume en millimètre, d'échantillon dosé.

F_c: facteur de correction.

F: facteur de dilution.

La concentration totale en ions magnésium, exprimée en mg/l le plus proche, est donnée par la formule :

$$[\text{Mg}^{+2}] = \left[\frac{C1 * (V2 - V1) * A'}{V0} \right] * Fc * 1000 * F$$

Avec :

TH : dureté exprimé en °F ;

Mg⁺²: La teneur en magnésium exprimé en mg/l ;

V₂ : est le volume de l'EDTA (ml), après dosage de l'échantillon pour la détermination du TH ;

V₁ : est le volume de l'EDTA (ml), après dosage de l'échantillon pour la détermination du calcium

F_c : facteur de correction de l'EDTA ;

F : facteur de dilution ;

A' : est la masse molaire du magnésium (24.31 g/mol) ;

V₀ : est le volume, en millilitres, de la prise d'essai (50 ml) ;

C₁ : concentration de la solution EDTA (0.01 mol/L).

(Norme ISO 6059 NA 752/2013)

❖ Sulfate par spectrophotométrie d'absorption moléculaire

Les ions sulfates, en présence de chlorure de baryum $BaCl_2$ précipitent à l'état de sulfate de baryum. Les étapes du protocole sont :

- Une quantité de 20 ml d'eau à analyser est prise dans une fiole de 100 ml ;
- Un volume de 5 ml de la solution stabilisante est ajouté avec une agitation de quelques secondes (agitation mécanique lente) ;
- Un volume de 2 ml de chlorure de baryum est ajouté;
- Le mélange est complété à 100 ml avec de l'eau distillée ;
- Une agitation énergétique est effectuée pendant 1 min (agitation mécanique rapide) ;
- La lecture spectrophotométrique est effectuée à 420 nm de longueur d'onde.

Expression des résultats

La concentration des sulfates est exprimée en milligramme par litre (mg/l).

(RODIER *et al*, 2005)

❖ Résidu sec

Il résulte de l'évaporation au bain marie d'un volume d'échantillon choisi en fonction des quantités de matières en suspension présentes. Séchage à l'étuve à 105°C ou à 185°C. (La totalité de l'eau occluse est éliminée). Dessiccation et pesée du résidu. Nous avons opéré en fonction du mode opératoire suivant :

- La capsule est nettoyée avec de l'acide chlorhydrique ou acide nitrique dilué puis est rincée avec de l'eau distillée ;
- La capsule est séchée par passage à l'étuve et refroidit à température ambiante ;
- Celle-ci est placée dans un dessiccateur pendant 1/4 heure environ et pesée par la suite ; soit M_0 la masse de la capsule vide ;
- Une quantité de 100 ml d'eau à analyser est prélevée dans une capsule ;
- La capsule est placée dans l'étuve à 105°C pendant 24 heures ; par la suite elle est retirée et on laisse refroidir à température ambiante ;
- Celle-ci est placée dans un dessiccateur pendant 1/4 heure environ et pesée par suite ; soit M_1 la masse trouvée.

Calcul et expression des résultats :

Les résidus sec à 150°C, exprimé en milligramme par litre (mg/l), est donné par l'expression suivante :

$$RS = (M_1 - M_0) * 1000/V$$

Soient:

V : est le volume, en millilitres, de la prise d'essai (jusqu'à mi-hauteur de la capsule)

M₀ : la masse, en milligramme de la capsule vide.

M₁ : la masse, en milligrammes, de la capsule et de son contenu après séchage à 105°C.

(NFT90-029/2009)

✚ Paramètres de pollution**❖ Nitrites par spectrophotométrie d'absorption moléculaire**

La réaction des ions nitrites présents dans une prise d'essai, avec le réactif amino-4 benzène sulfonamide en présence d'acide ortho phosphorique forme un sel diazoïque qui forme un complexe de coloration rose avec le dichlorhydrate de N-(naphtyl-1)diamino-1,2 éthane (ajouter avec le réactif amino-4 benzène sulfonamide). On mesure l'absorbance à 540 nm.

Nous avons suivi le protocole suivant :

- Une quantité de 40 ml d'eau à analyser est prise dans une fiole de 50 ml ;
- Un volume de 1 ml de réactif coloré est ajouté à l'eau à analyser;
- Une homogénéisation immédiate du mélange a eu lieu en complétant à 50 ml avec de l'eau distillée ;
- On laisse reposer le mélange pendant au moins 20 min ;
- La mesure spectrophotométrique est effectuée à 540 nm de longueur d'onde.

Expression des résultats

La concentration en nitrite est exprimée en milligramme par litre (mg/l).

(Norme ISO 6777/2009)

❖ Nitrates par la méthode au salicylate de sodium

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

Les étapes sont :

- Une quantité de 10 ml d'eau à analyser est introduite dans une capsule de 60 ml ;
- Une quantité de 2 ou 3 gouttes d'hydroxyde de sodium (NaOH) à 30% est ajoutée;
- Un volume de 1 ml de salicylate de sodium à 0.5% est ajouté en agitant soigneusement le mélange ;
- Les capsules sont mises dans l'étuve à 75°C-80°C pendant 2 heures jusqu'à obtention d'un résidu ;
- Les capsules sont retirées de l'étuve et refroidies dans le dessiccateur ;
- Un volume de 2 ml d'acide sulfurique concentré (H₂SO₄) est ajouté en attendant 10 minutes ;
- Une quantité de 15 ml d'eau distillée, puis 15 ml de la solution de tartrate double de sodium et de potassium sont ajoutées ce qui provoque l'apparition d'une coloration jaune indiquant la présence de nitrates ;
- La lecture au spectrophotomètre (HACH) DR 2500 est effectuée à 420 nm de longueur d'onde.

Expression des résultats

Le résultat est donné directement en milligramme par litre (mg/l).

(NF T90-012)

❖ L'ammonium (Azote ammoniacal) par spectrophotométrie moléculaire

La détermination de l'azote ammoniacal est basée sur la formation d'un complexe coloré vert entre l'ion ammonium (NH₄⁺), le salicylate de sodium (C₇H₅NaO₃) et du chlore en milieu alcalin. La source de chlore est fournie par une solution de dichloroisocyanurate de sodium.

Le mode opératoire est le suivant :

- Une quantité de 40 ml d'eau à analyser est prise dans une fiole de 50 ml ;

- Un volume de 4 ml de réactif coloré I est ajouté et le mélange sera homogénéisé;
- Une quantité de 4 ml de réactif de dichloroisocyanurate de sodium est ajoutée, puis le mélange est homogénéisé et complété à 50 ml avec de l'eau distillé ;
- Le mélange est laissé au repos pendant au moins 60 min ;
- La mesure spectrophotométrique est effectuée à 655 nm de longueur d'onde.

Expression des résultats

Les résultats sont exprimés en milligramme par litre (mg/l).

(Norme ISO 7150/2014)

❖ Ortho-phosphates (Méthode au molybdate d'ammonium)

La réaction des ions orthophosphates avec une solution acide contenant des ions de molybdate et d'antimoine forme un complexe d'antimonyl- phosphomolybdate.

Réduction du complexe par l'acide ascorbique pour former un complexe de molybdène fortement coloré en bleu.

Nous avons procédé selon les étapes suivantes :

- Une quantité de 40 ml d'eau à analyser est prise;
- Un volume de 1 ml d'acide ascorbique est ajouté;
- Un volume de 2 ml de la solution de molybdate d'ammonium est ajouté ;
- Une agitation de quelques secondes a eu lieu ;
- Le mélange est laissé au repos pendant 10 à 30 minutes ;
- La lecture spectrophotométrique est effectuée à 880 mn de longueur d'onde.

Expression des résultats

Les résultats sont exprimés en milligramme par litre (mg/l).

(Norme ISO 6878/2009)

❖ Matière organique

On chauffe l'échantillon en présence d'une quantité connue de permanganate de potassium et de l'acide sulfurique pendant une période donnée (10min).

Réduction d'une partie du permanganate par les matières oxydables présentes dans l'échantillon.

Détermination de l'excès de permanganate par addition d'une solution d'oxalate, suivi par un titrage de l'oxalate en excès par le permanganate.

Le mode opératoire est le suivant :

- Une quantité de 100 ml de l'échantillon à analyser ou de l'échantillon dilué est prise dans un bécher de 250 ml.
- Un volume de 20 ml d'acide sulfurique (2 mol/l) est ajouté avec quelques billes en verre, mélangé en agitant doucement.
- Après agitation du mélange, le bécher est placé sur une plaque chauffante et porté à ébullition.
- Après 5 min, un volume de 20 ml de solution étalon (2 mmol/l) de permanganate de potassium est ajouté.
- Après 10 min, et à l'aide d'une pipette gradué, un volume de 20 ml de solution étalon d'oxalate de sodium (5 mmol/l) est rajouté en attendant que la solution se décolore.
- Le bécher est retiré de la plaque chauffante et titré a chaud, avec la solution titrante de permanganate de potassium (2 mmol/l), jusqu'à apparition d'une couleur rose pâle persistante (environ 30 Sec), puis le volume V_1 de permanganate consommé a été noté.
- Parallèlement, un essai à blanc a été effectuée en utilisant le même mode opératoire, mais en remplant la prise d'essai par 100 ml d'eau distillé.
- Le volume V_0 de solution de permanganate consommé a été noté.

Expression des résultats :

L'indice permanganate (X) de l'échantillon, exprimé en milligrammes d'oxygène par litre (mg/l) est donné par l'expression suivante:

$$X = \frac{V_1 - V_2}{V_3} * \frac{C}{V_s} * V_4 * f * 16$$

D'où :

V_1 : Volume $KMnO_4$ à 2mmol/l (échantillon).

V_2 : Volume $KMnO_4$ à 2mmol/l (blanc : H_2O distillée).

V_3 : est le volume de la solution de permanganate de potassium utilisé pour le titrage de la solution de permanganate de potassium.

V_4 : est le volume de la solution d'oxalate de sodium utilisé pour le titrage de la solution de permanganate de potassium.

C : est la concentration de la solution d'oxalate de sodium à 5mmol/l

V_s est le volume de la prise d'essai de l'échantillon.

F : est le facteur de dilution éventuel de l'échantillon avant analyse.

D'où : $V_4 = 20ml$; $V_s = 100ml$; $C = 5 \text{ mmol/l}$

L'expression devient :

$$X = \frac{V_1 - V_2}{V_3} * f * 16$$

(ISO 8467)

❖ Demande chimique en oxygène (DCO)

A des conditions définies, certaines matières contenues dans l'eau sont oxydées par un excès de dichromate de potassium, en milieu fortement acidifié par de l'acide sulfurique et en présence d'un catalyseur (sulfate d'argent) et de sulfate de mercure. L'excès de dichromate de potassium est dosé par le sulfate de fer et d'ammonium. Les étapes du protocole sont :

- Une quantité de 10ml de l'échantillon est transféré dans le tube de l'appareil à reflux
- Un volume de 5ml de la solution de dichromate de potassium de concentration 0.04 mole/l est ajouté ;
- Une quantité de 15ml d'acide sulfurique-sulfate d'argent est ajoutée, lentement et avec précaution en agitant soigneusement le contenu.
- Les réfrigérants sont reliés aux tubes de l'appareil à reflux
- Les tubes sont placés dans l'appareil à reflux pendant 2heures, la température du mélange réactionnel doit être de 150°C.
- Le réfrigérant est rincé, avec un petit volume d'eau distillée.
- Le réfrigérant est enlevé, et le contenu est transvasé dans un erlenmeyer et complété à 75ml avec de l'eau distillée.

- Une quantité de 2 à 3 gouttes de l'indicateur coloré (ferroïne) est rajoutée.
- L'excès de dichromate de ce contenu a été titré avec le sulfate de fer et d'ammonium de concentration 0.12 mole/L.
- Le changement brusque de couleur bleu-vert au rouge-brun est noté comme point de virage.

A noter qu'on parallèle, deux essais ont été effectués:

- Essai à blanc : le même protocole est effectué, mais en remplaçant l'échantillon par 10ml d'eau distillée.
- Témoin : pour chaque série d'essai, la technique est vérifiée, de même que la pureté des réactifs par analyse de 1 ml de la solution étalon de référence (hydrogénophthalate de potassium référence $KC_8H_5O_4$ de concentration 2.0824 mmole/L) en suivant le même protocole que pour la prise d'essai.

Calcul et expression des résultats

La DCO se calcule comme suit :

$$DCO = \frac{8000 * C * (V_2 - V_1)}{V_0}$$

Avec :

C : concentration de sulfate de fer et d'ammonium exprimée en mole/l (environ 0.12 mole/l).

V₀ : volume en ml de la prise d'essai avant dilution éventuelle.

V₂ : volume en ml de la solution de sulfate de fer et d'ammonium utilisée pour l'essai à blanc.

V₁ : volume en ml de la solution de sulfate de fer et d'ammonium utilisée pour la détermination de l'échantillon.

8000 : $\frac{1}{2}$ masse molaire de l'oxygène par l.

Les résultats sont exprimés en mg d'oxygène par l

(Norme ISO 6060)

❖ Demande biochimique en oxygène (DBO)

Un prétraitement de l'échantillon d'eau à analyser et des dilutions avec différentes quantités d'eau de dilution enrichie en oxygène dissous, et contenant un ensemencement de microorganismes aérobies, avec suppression de la nitrification (ATU) sont effectués.

Vu la difficulté pour choisir le degré de dilution exact pour la mesure de la DBO, il est recommandé de conserver l'échantillon dans le congélateur à -18°C jusqu'à obtention des valeurs de la DCO servant à déterminer des intervalles caractéristiques pour le rapport R en fonction du type d'échantillon (tableau 2) et cela à fin de calculer la valeur de la DBO₅ présumée.

Tableau II: Valeurs caractéristiques des rapports R :

Type d'eau à analyser	Demande chimique en oxygène DBO ₅ /DCO
Eaux usées non traitées	0.35 à 0.65
Eaux usées traitées biologiquement	0.20 à 0.35

Il est recommandé de choisir une valeur appropriée de R à partir du tableau pour calculer la valeur de DBO₅ attendue:

$$\text{DBO}_5 = R * \text{DCO}$$

Mode opératoire

- L'échantillon est porté à une température de 20°C.
- Une agitation a eu lieu afin d'éliminer une éventuelle saturation en oxygène.
- Un volume connu de l'échantillon est versé dans un flacon,
- Le DBO mètre SKALAR sr 50 est programmé en appuyant sur START.
- Le rinçage des tuyaux et de la sonde a été effectué automatiquement par l'appareil.
- Une quantité de 2ml d'ATU (Allyl Thio Urée) est ajoutée dans chaque flacon et complété avec l'eau de dilution en laissant déborder légèrement.
- Le contenu des flacons est agité à fin d'éliminer les bulles d'air adhérentes aux parois.

- La concentration en oxygène dissous est mesurée dans chacun des flacons au temps zéro.
- Les flacons sont bouchés en prenant soin de ne pas piéger des bulles d'air.
- Les flacons sont placés dans l'incubateur à 20°C et laissés à l'obscurité pendant 5 jours ± 4 heures.
- Après incubation, la concentration en oxygène dissous est mesurée dans chacun des flacons à l'aide de la sonde de l'oxymètre HQ 40d.

En parallèle, deux essais ont été effectués:

- L'essai à blanc : un essai à blanc réalisé parallèlement à l'analyse de l'échantillon en utilisant l'eau de dilutionensemencée et 2mg de solution d'ATU.
- Témoin : pour le contrôle de l'eau de dilutionensemencée, de l'eau d'ensemencement et de la technique de l'analyse, un contrôle est effectué pour chaque série d'échantillon en versant 20 ml de la solution de contrôle d'acide glutamique-glucose dans le flacon de dilution en ajoutant 2 ml de solution d'ATU et en complétant à 1000 ml avec l'eau de dilutionensemencée.

Calcul et expression des résultats

Examen de la concentration en oxygène valable durant l'essai.

La DBO est calculée pour les solutions d'essai lorsque la condition suivante est satisfaite :

$$\frac{P1}{3} \leq (P1 - P2) \leq \frac{2P1}{3}$$

Où :

P1 : est la concentration d'oxygène dissous dans une des solutions d'essai zéro, en mg/l

P2 : est la concentration d'oxygène dissous de la même solution d'essai après n jours, en utilisant l'équation :

$$DBO_n = [(P^1 - P^2) - \frac{Vt - Ve}{Vt} * (P_3 - P_4)] * \frac{Vt}{Vech}$$

Où :

P1 : est la concentration d'oxygène dissous dans une des solutions d'essai zéro, en mg/l.

P2 : est la concentration d'oxygène dissous de la même solution d'essai après n jours, en mg/l.

P3 : est la concentration d'oxygène dissous de la solution du blanc au temps zéro, en mg/l.

P4 : est la concentration d'oxygène dissous de la solution du blanc après n jours, en mg/l.

Vech : est le volume de l'échantillon utilisé pour la préparation de la solution d'essai concernée en ml.

Vt : est le volume total de cette solution d'essai, en ml.

(Norme ISO 5815)

❖ **Matières en suspension (méthode de filtration)**

La Détermination des matières en suspension consiste à filtrer sous vide un échantillon d'eau sur un filtre en fibre de verre, séchage à 150°C et pesée. Nous avons procédé selon le mode opératoire suivant :

- Les filtres en vrac sont lavés par immersion dans l'eau distillée pendant environ 4 heures.
- Séchés dans l'étuve à 105°C pendant au moins une heure.
- Un filtre est pesé soigneusement en évitant de ne pas le contaminer par les poussières.
- Le filtre est placé (la partie lisse en bas) dans l'entonnoir du dispositif de filtration et l'entonnoir est inséré sur la fiole à vide.
- Le flacon contenant l'échantillon est agité vigoureusement puis une quantité de 100 ml a été transférer immédiatement dans l'entonnoir du dispositif de filtration.
- Le filtre est retiré avec précaution de l'entonnoir à l'aide de pince à extrémités plates.
- Le filtre est placé dans un creuset et séché dans l'étuve à (105 ± 2) °C pendant au moins 2 heures.
- Les creusets sont retirés de l'étuve et laisser refroidir dans un dessiccateur pendant au moins 30 minutes puis ont été pesés.

Calcul et expression des résultats

La teneur en MES est calculée par l'expression suivante :

$$[\text{MES}] = \frac{(M1 - M0) * 1000}{V}$$

OÙ :

P : teneur en matières en suspension, en milligrammes par litre.

V : volume, en millimètre, de la prise d'essai.

M0 : masse en milligramme du creuset avec filtre avant filtration.

M1 : masse en milligramme du creuset avec filtre, après filtration, séchage à 105 °C et refroidissement.

(Norme ISO 11923/2014)

✚ Paramètres indésirables**❖ Fer par la méthode colorimétrique à l'orthophénantroline**

A l'ébullition, l'acide chlorhydrique libère le fer sous forme ionique, il est ensuite réduit à l'état ferreux par l'hydroquinone et dosé colorimétriquement, en utilisant la coloration rouge donnée par les sels ferreux avec l'orthophénantroline.

Le protocole expérimental est :

- Une quantité de 50 ml d'eau à analyser est prise;
- Un volume de 1 ml de la solution d'acide chlorhydrique 1N est ajouté;
- Un volume de 5 ml de persulfate de potassium ($K_2S_2O_8$) est ajouté ;
- Le mélange est porté à l'ébullition 20 min pour assurer la solubilisation du fer ;
- Après refroidissement du mélange, un volume de 1 ml de Chlorhydrate d'hydroxylamine est ajouté ;
- Un volume de 2 ml de la solution tampon acétate (CH_3COONH_4) est ajouté ;
- Le mélange est ajusté à 2 ml avec la solution phénolphtaléine. On laisse à l'abri de la lumière pendant 15 min ;
- La lecture spectrophotométrique est effectuée à 510 nm de longueur d'onde.

Expression des résultats

La teneur en fer est exprimée en mg/l d'eau.

(ISO 6332NA 2422/2009)

I.4.2.2. Analyses bactériologiques

La qualité microbiologique d'une eau n'est pas un paramètre stable, au contraire elle est sujette à des fluctuations dues à des pollutions accidentelles.

Dans ce cas les analyses microbiologiques de l'eau ont pour but de mettre en évidence la présence de micro-organismes qui modifient l'aptitude d'une eau pour une utilisation donnée (**Rodier et al., 2009**).

Ces analyses ont pour but :

- La recherche et le dénombrement des germes indicateurs de contamination fécale.
- La recherche de certains germes pathogènes.
- L'appréciation de la qualité microbiologique des eaux.

Durant notre étude, les analyses bactériologiques ont été effectuées par les méthodes suivantes:

- Méthode enzymatique : pour la recherche des coliformes (fécaux, totaux) et des entérocoques.
- Méthode par incorporation en milieu gélosé : pour la recherche des bactéries aérobies revivifiables, et des bactéries sulfite-réductrices et de leurs spores
- Méthode d'enrichissement sur milieux liquide : pour la recherche des salmonelles et des vibrions cholériques.

Préparation des dilutions

Les dilutions sont réalisées en vue de réduire le nombre de micro-organismes par unité de volume pour permettre, après incubation d'observer leur développement ou d'effectuer le dénombrement des colonies.

Le choix du nombre de dilution est basé essentiellement sur la charge microbienne de l'eau à analyser (la dilution sera donc plus importante pour une eau usée industrielle que les autres eaux utilisées afin d'obtenir des résultats interprétable).

Dilutions décimales

Une quantité de 1 ml de l'échantillon à analyser est introduite aseptiquement à l'aide d'une pipette en verre graduée et stérile dans 9 ml d'eau physiologique stérile ce qui correspond à une dilution de l'ordre de 10^{-1} .

De la même façon et après agitation, une quantité de 1 ml de la première dilution est prise par la suite dans 9 ml d'eau physiologique stérile. La procédure a été appliquée de la même façon jusqu'à obtention de la dilution désirée.

✚ **Dénombrement des germes indicateurs d'une contamination fécale**

❖ **Recherche et dénombrement des microorganismes revivifiables à 22°C et à 37°C (méthode par inoculation sur un milieu gélosé)**

L'ensemencement se fait par inoculation d'un volume mesuré de l'échantillon, ou de ses dilutions, dans un milieu de culture spécifié coulé dans des boîtes pétri.

Le mode opératoire est le suivant :

- L'échantillon étant trouble, on fait une série de dilution.
- Deux boîtes de pétri vides sont numérotées ;
- Un volume de 1 ml de l'échantillon à analyser est porté aseptiquement chacun dans deux boîtes de pétri.
- Une quantité environ de 15 à 20 ml de milieu TGEA (Tryptone Glucose Extract Agar) fondu et refroidi est ajoutée ;
- Des mouvements circulaires de va-et-vient en forme de « 8 » sont effectués pour permettre à l'inoculum de se mélanger à la gélose, sur une surface fraîche et horizontale ;
- Après solidification du milieu les boîtes sont incubées : une à $36\pm 2^{\circ}\text{C}$ pendant $44\pm 4\text{h}$ (1^{ère} lecture), et l'autre à $22\pm 2^{\circ}\text{C}$ pendant $68\pm 4\text{h}$ (2^{ème} lecture).

Lecture et interprétation

Les colonies de microorganismes revivifiables apparaissent en masse sous formes lenticulaire et bien distinctes (figure 4).



Figure 4 : Dénombrement des microorganismes revivifiables.

Les résultats sont exprimés sous la forme du nombre d'Unité Formant Colonies par millilitre (UFC/1 ml).

(Norme NA 763 ISO 6222/2013)

❖ **Dénombrement des coliformes (Méthode Alternative IDEXX colilert-18)**

Ce test est basé sur la combinaison de substrats chromogénique et fluorogénique qui permet la détection de la quantité total de coliformes et la présence de la bactérie *E.coli*.

Les coliformes utilisent leur enzyme la bêta galactosidase pour métaboliser l'ONPG (ortho-nitrophényl β -D-galactopyranoside) qui vire alors de l'incolore au jaune.

La bactérie *E.coli* utilise la bêta glucuronidase pour métaboliser le MUG (4-méthyl-umbelliferyl β -D-glucuronide) et produire une fluorescence bleue dans le milieu lorsque ce dernier est éclairé avec un éclairage fluorescent.

Les étapes du protocole sont:

- L'échantillon est ramené à température ambiante puis l'homogénéiser.
- Une quantité de 100 ml de l'échantillon à analyser est prélevée.
- Un contenu d'une dosette du réactif prêt à l'emploi Colilert18 est ajouté à l'eau à analyser ;
- Une homogénéisation est lieu afin d'éviter la production de mousse ainsi que pour la dissolution complète du réactif.

- Une quantité de 100 ml de mélange réactif / échantillon est versée dans le plateau Quanti-Tray prenant soin d'éviter tout contact des mains ou du flacon avec l'intérieur de la pochette.
- Les plateaux sont scellés dans le Quanti-Tray Sealer, puis Incubé puis vers le haut à $36^{\circ}\text{C} \pm 2$ pendant $18 \text{ h} \pm 4$.

Lecture et interprétation :

Les puits présentant une coloration naturelle jaune (sans fluorescence) indique la présence des coliformes totaux dans l'échantillon d'eau (figure 5).

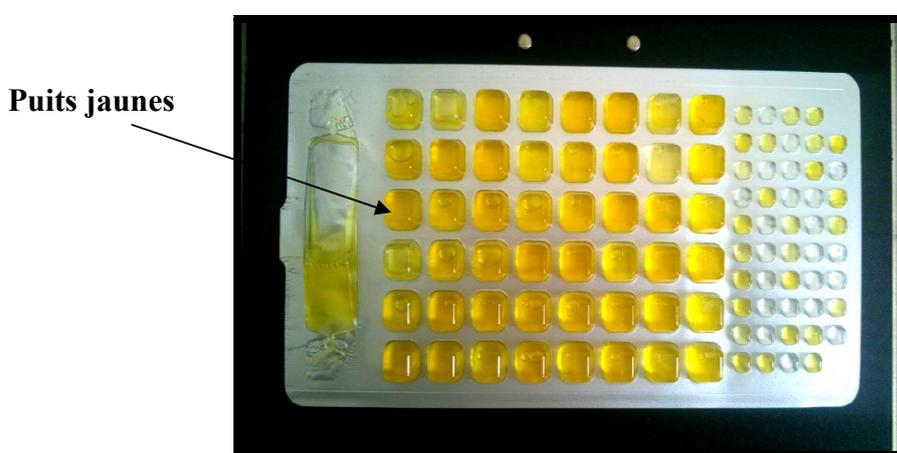


Figure 5 : Dénombrement des coliformes par la méthode colilert-18.

Les puits présentant une couleur jaune/fluorescence bleue sous la lampe UV indique la présence d'*E.coli* dans l'échantillon (figure 6).

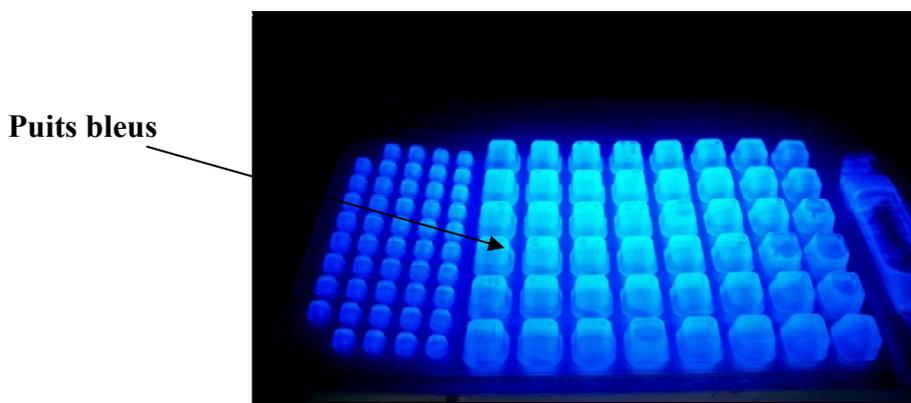


Figure 6 : Dénombrement des coliformes fécaux par la méthode colilert-18 sous la lampe UV.

La lecture s'est effectuée selon la prescription de la table du NPP IDEXX (voir annexe VI) en tenant compte du nombre de puits positifs.

(ISO 9001)

❖ **Dénombrement des entérocoques (Méthode Alternative IDEXX / Entérolert-E)**

Ce test est basé sur l'utilisation de substrat fluorogénique qui permet la détection de la quantité total d'entérocoque.

Les entérocoques utilisent leur enzyme la bêta glucosidase pour métaboliser le MUD (4-méthyl-umbelliferyl β -D-glucoside) et produire une fluorescence.

Le mode opératoire est le suivant :

- L'échantillon est ramené à température ambiante et homogénéisé.
- Une quantité de 100 ml de l'échantillon à analyser est prélevée.
- Un contenu d'une dosette du réactif prêt à l'emploi Enterolert1-E est ajouté ;
- Une Homogénéisation a eu lieu afin d'une part d'éviter la production de mousse et d'autre part pour que la dissolution du réactif soit complète.
- Une quantité de 100 ml de mélange réactif / échantillon est versé dans le plateau Quanti-Tray prenant soin d'éviter tout contact des mains ou du flacon avec l'intérieur de la pochette.
- Les plateaux sont scellés dans le Quanti-Tray Sealer, puis incubé les puits vers le haut à $36^{\circ}\text{C} \pm 2$ pendant $18 \text{ h} \pm 4$.

Lecture et interprétation :

Les puits bleus/fluorescence bleue sous la lampe UV sont considérés comme positifs indiquant la présence d'Entérocoques dans l'échantillon (figure 7).



Figure 7 : Dénombrement des entérocoques par la méthode Entérolert-E.

Pour le dénombrement, on s'est référé à la table NPP IDEXX (voir annexe VI). Celle-ci donne le nombre le plus probable de bactéries recherchées à partir du nombre de grand et de petits puits positifs.

(ISO 9001)

❖ Recherche et dénombrement des Spores d'Anaérobies Sulfito-Réducteurs sur milieu liquide

Les anaérobies sulfite-réducteurs (ASR) se développent en 24 à 48 heures sur une gélose Viande Foie en donnant des colonies typiques réduisant le sulfite de sodium (Na_2SO_3) qui se trouve dans le milieu, en sulfure qui en présence de Fe^{2+} donne le sulfure de fer (FeS) de couleur noire.

Les étapes sont:

- Une quantité de 25 ml d'eau à analyser est prise dans un flacon stérile, soumise 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, le flacon est refroidi immédiatement sous l'eau de robinet.
- Le contenu de ce tube est ensuite partagé, dans 4 tubes différents et stériles, à raison de 5 ml par tube.

- Une quantité d'environ 18 à 20 ml de gélose Viande Foie est ajoutée, fondue puis refroidie à $45 \pm 1^\circ\text{C}$, additionnée d'une ampoule d'Alun de fer et d'une ampoule de Sulfite de sodium.
- Le milieu est doucement mélangé avec l'inoculum en évitant les bulles d'air et l'introduction d'oxygène.
- On laisse les tubes se solidifier sur la paillasse pendant 30 minutes environ, puis on incube à 37°C , pendant 24 à 48 heures.

Expression des résultats

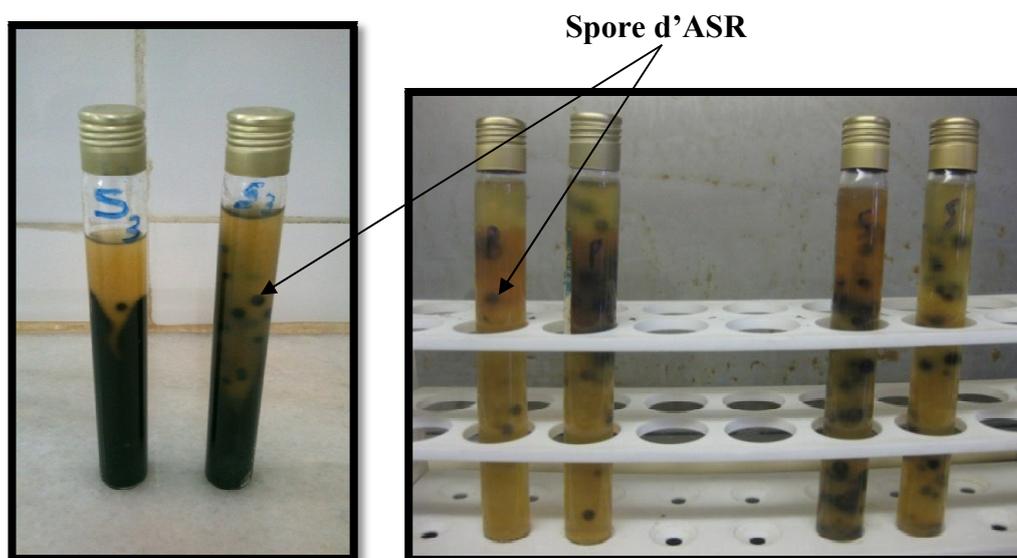


Figure 8 : Recherche et dénombrement des ASR.

Toutes les colonies noires de 0,5 mm de diamètre, poussant en masse ont été impérativement repérées, dénombrées et rapportées à 20 ml d'eau à analyser.

(RODIER et al., 2005)

✚ Recherche et dénombrement des germes pathogènes

❖ Recherche des salmonelles

La recherche des salmonelles se fait en 3 étapes comme l'indique l'organigramme (Voir annexe VI)

1^{er} jour : Premier Enrichissement.

Le premier enrichissement est effectué sur milieu sélénite- Cystéiné (SFB D/C) réparti à raison de 100 ml par flacon. Ce dernier estensemencé par 100 ml d'eau à

analyser, puis incubé à 37°C pendant 18 à 24 heures. La solution obtenue est appelée (SFB1).

2^{ème} jour : Deuxième enrichissement et Isolement.

La solution SFB1 a fait l'objet :

- D'une part, d'un deuxième enrichissement (SFB2) qui a étéensemencé à raison de 1 ml de (SFB1) dans un tube contenant 10 ml de bouillon sélénite-cystéine
- D'autre part, d'un isolement sur gélose Hektoen (H1).

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

3^{ème} jour : Lecture des boîtes et Identification.

- D'une part, le bouillon (SFB2) a fait l'objet d'un troisième enrichissement (SFB3), qui a étéensemencé à raison de 1 ml de (SFB2) dans un tube contenant 10 ml de bouillon sélénite-cystéine.
- D'autre part un isolement sur gélose Hecktoen (H2) a été effectué en parallèle.

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

Les boîtes de gélose Hecktoen ont subi une lecture qui a été limité à la présence ou l'absence de colonies spécifiques et en tenant compte du fait que les salmonelles se présentent le plus souvent sous forme de colonies grises bleues, vert bleu avec ou sans centre noire d'une taille petite.

❖ Recherche des vibrions cholériques

La recherche des vibrions cholériques se fait en 3 étapes comme l'indique l'organigramme (annexe VI)

1^{er} jour : Premier Enrichissement.

Le premier enrichissement est effectué sur le milieu Eau Peptonée Alcaline 10 fois concentré réparti à raison de 50 ml par flacon auquel un volume de 200 ml d'eau à analyser est ajouté aseptiquement au moment du prélèvement. Ce dernier est par la suite incubé à 37°C pendant 18 à 24 heures

2^{ème} jour : Deuxième enrichissement et Isolement.

Ce flacon (EPA1) a fait l'objet :

- D'une part, d'un deuxième enrichissement (EPA2) sur milieu EPA en tubes à raison de 1 ml par tube.
- D'autre part, d'un isolement sur gélose (GNAB 1).
L'incubation se fait donc à 37°C pendant 24 h.

3^{ème} jour : Lecture des boites et Identification.

- D'une part, le tube (EPA2) a fait l'objet d'un troisième enrichissement (EPA3) en tube.
- D'autre part d'un isolement sur gélose (GNAB 2).
L'incubation se fait à 37°C pendant 24 heures.

La lecture des boites de gélose GNAB se fait en tenant compte du fait que les Vibrions se présentent le plus souvent sous forme de grosses colonies lisses et transparentes.

I.4.2.3. Identification et énumération de la microfaune microscopique

L'examen microscopique a été fait le plus tôt possible après la collecte a fin d'éviter l'évolution temporelle dans les changements de la densité et dans la richesse de la communauté de la microfaune.

Pour le comptage, nous avons adopté le protocole de **MADONI (1984)** en utilisant une technique de sous-échantillonnage:

- Une quantité de 25µl est prise de chaque échantillon avec une micropipette automatique.
- Les échantillons sont examinés dans trois réplicats et sont identifiés et comptés.

La densité des populations est calculée comme la moyenne des trois sous-échantillons.

Pour l'identification, nous avons utilisé les clés de détermination de **DRAKIDES, MADONI (1994), FOISSNER et al., (1999)** ainsi que de nombreuses publications.

I.5. Analyse statistique des données

Dans cette étude, nous avons recherché la moyenne et l'écart-type pour l'ensemble des résultats recueillis lors de l'échantillonnage. Les calculs statistiques ont été effectués avec le logiciel **XLSTAT (2007)**.

Nous avons également étudié les corrélations de Pearson, pour voir la relation entre la physico-chimie et les espèces de microfaune.

II.3. Résultats de l'analyse de la microfaune

Au total, 23 espèces appartenant à la microfaune, avec quelques espèces de micro-algues (diatomée..) et des bactéries filamenteuses ont été identifiées dans les trois stations situées au niveau de l'oued El Harrach, réparties suivant leurs exigences (la nature des effluents, le niveau d'épuration, l'âge des boues, la durée aération...etc) ainsi que leur limite de tolérance aux substances chimiques. De nombreuses photographies ont été prises sur plusieurs taxons (G×400) :

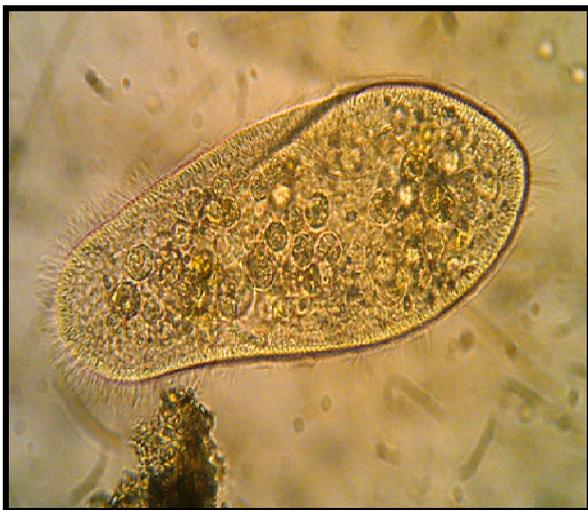
➤ Flagellés**Figure 28 : *Polytoma sp.*****Figure 29 : *Monas sp.*****➤ Ciliés nageurs****Figure 30 : *Paramecium sp.*****Figure 31 : *Trachelophyllum sp.***



Figure 32 : *Litonotus sp.*



Figure 33 : *Chilodonella sp.*



Figure 34 : *Oxytricha sp.*



Figure 35 : *Uronema sp.*



Figure 36 : *Colpidium sp.*

➤ **Ciliés brouteurs**



Figure 37 : *Euplote sp.*



Figure 38 : *Aspidisca sp.*

➤ **Ciliés fixes**



Figure 39 : *Vorticella convallaria*



Figure 40 : *Vorticella microstoma*



Figure 41 : *Epistylis sp.*

➤ **Thécamboebiens**



Figure 42 : *Diffugia sp.*

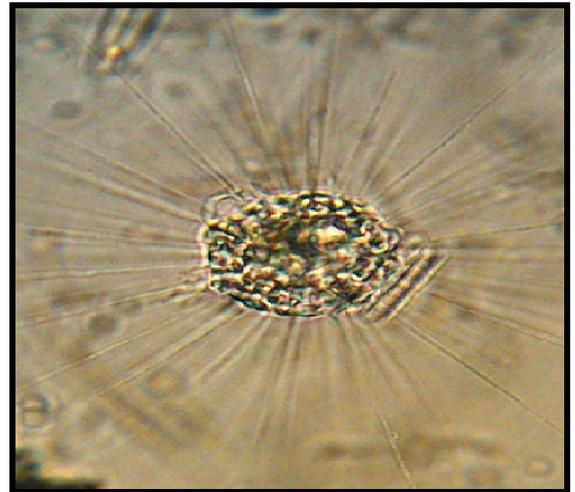


Figure 43 : *Cochlipodium sp.*

➤ **Métazoaires**



Figure 44 : *Rotaria sp.*



Figure 45 : *Lecane sp.*



Figure 46 : *Némathode.*

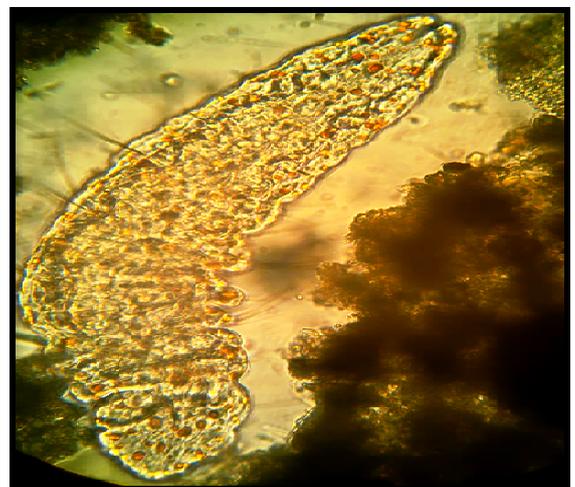


Figure 47 : *Aelosoma sp.*



Figure 48 : *Tardigrade sp.*



Figure 49 : Micro-algues.

Sur la base des données représentées dans la Figure 50, douze espèces ont été recensées en amont (station 1). On constate que leur répartition n'est pas homogène, car leur abondance varie de 40% à 1%.

Polytoma sp. est l'espèce la plus dominante avec un pourcentage de 40%, suivie par l'amibe moyennement abondante, avec un pourcentage de 19%, et *Monas sp.* en troisième position avec un pourcentage de 17%. Un nombre considérable d'espèces ont été classées comme faiblement abondantes et donc rares, dans le sens où le nombre d'individus est très faible citons *Chilodonella sp.*, *Cochlipodium sp.*, *Trachelophyllum sp.*, *Uronema sp.*, avec 4%, Nématodes avec 3%, *Diffflugia sp.*, Euglène, *Oxytricha sp.*, et Tardigrade avec un pourcentage très réduit de 1%.

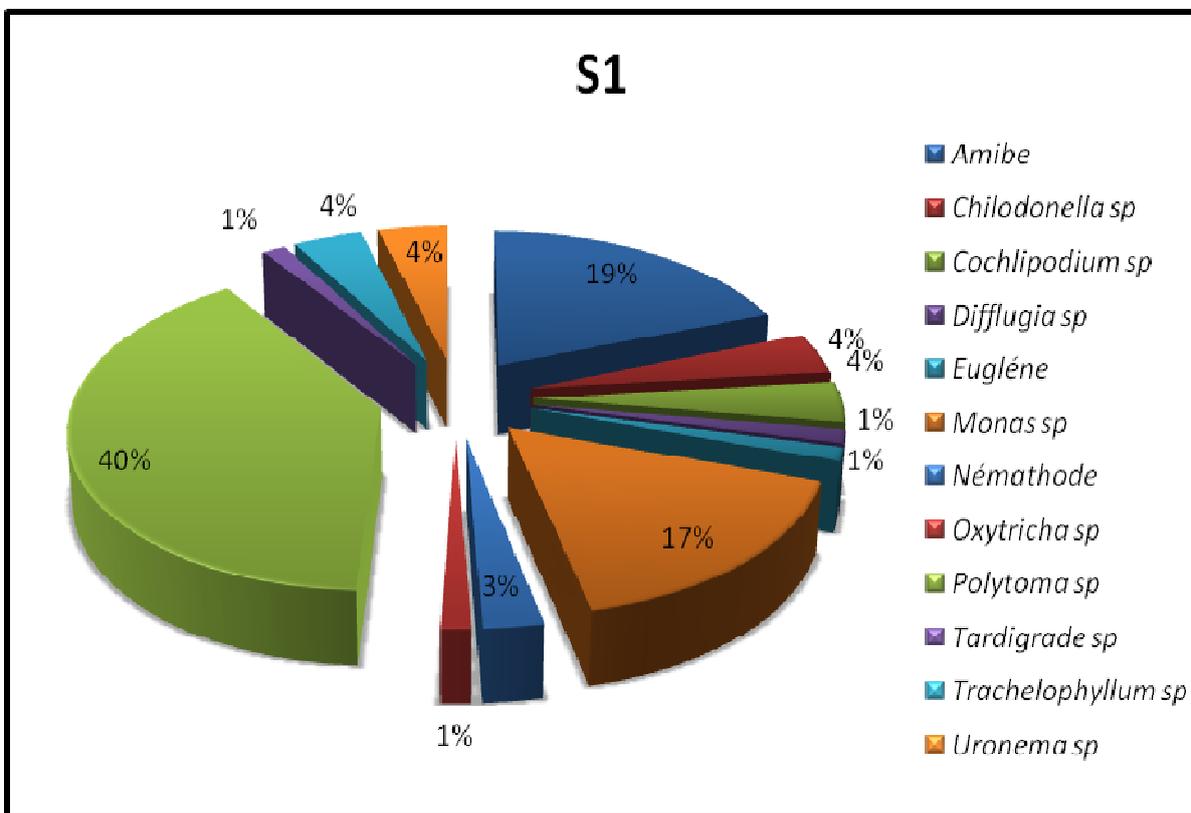


Figure 50 : Répartition en pourcentage des espèces trouvées dans la (S1).

L'analyse du profil de la station 2, a permis de recenser 20 espèces de microfaune, réparties entre les plus abondantes (22%) à moins abondantes (0.26%) comme suit:

En premier lieu, l'Amibe, représente l'espèce la plus abondante avec un pourcentage de 22%, suivi par *Polytoma sp.* (21%), et *Monas sp.* (18%). Les moins abondantes sont :

Trachelophyllum sp. (6%), *Aspidisca sp.* et *Oxytricha sp.*(5%), *Aelosoma sp.*, *Lecane sp.*, *Chilodonella sp.*, *Cochlipodium sp.*, *Diffflugia sp.*, *Euplotes sp.* et les Nématode (2%). *Paramecium sp.*, *Rotaria sp.*, *Uronema sp.*, *Vorticella convallaria* occupent un pourcentage de 1%. *Litonotus sp.*, et *Vorticella microstoma* présentent une très faible abondance de 0.26% (Voir Figure 51).

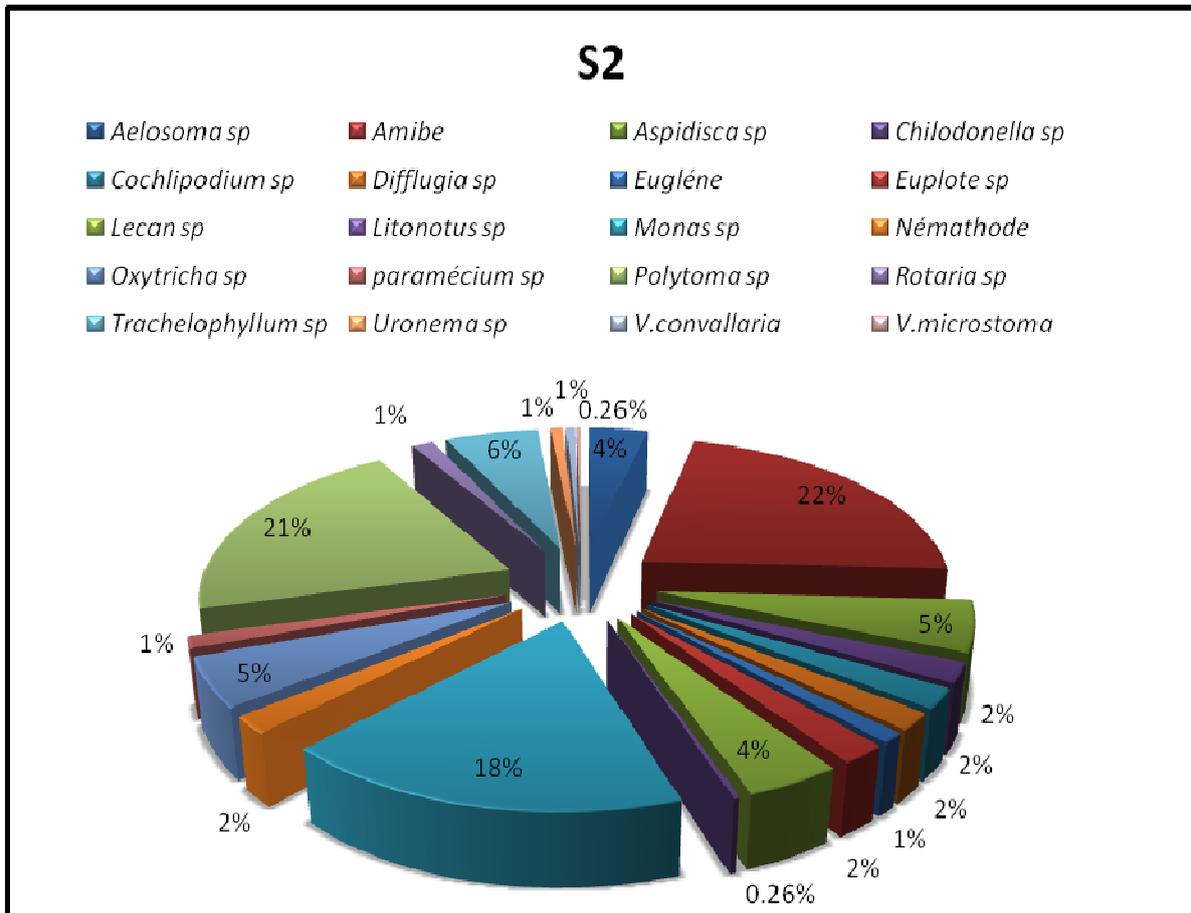


Figure 51 : Répartition en pourcentage des espèces trouvées dans la (S2).

D’après la Figure 52, 18 espèces ont été recensées en aval à la S3, avec des abondances variables oscillant entre un minimum de 0.21% et un maximum de 41%. Durant notre étude, on a constaté que le plus grand nombre d'espèces enregistrées dans ce site est représenté par *Polytoma sp.*, ce dernier occupe un pourcentage de 41%, suivi par *Monas sp.* avec 25%, l’amibe avec 12% et *Uronema sp.* avec 8% (espèces moyennement abondantes). Beaucoup d’autres espèces ont été répertoriées rares à très rare comme *Trachelophyllum sp.* (3%), *Paramecium* (2%), *Aspidisca sp.*, *Chilodonella sp.*, *Colpidium sp.*, *Diffflugia sp.*, *Euglène* *Euplotes sp.*, *Vorticella convallaria* *Vorticella*

microstoma (1%), *Cochlipodium sp.*, *Lecane sp.*, et les Nématodes (0.42%). *Rotaria sp.* est présente avec un pourcentage très réduit de 0.21.

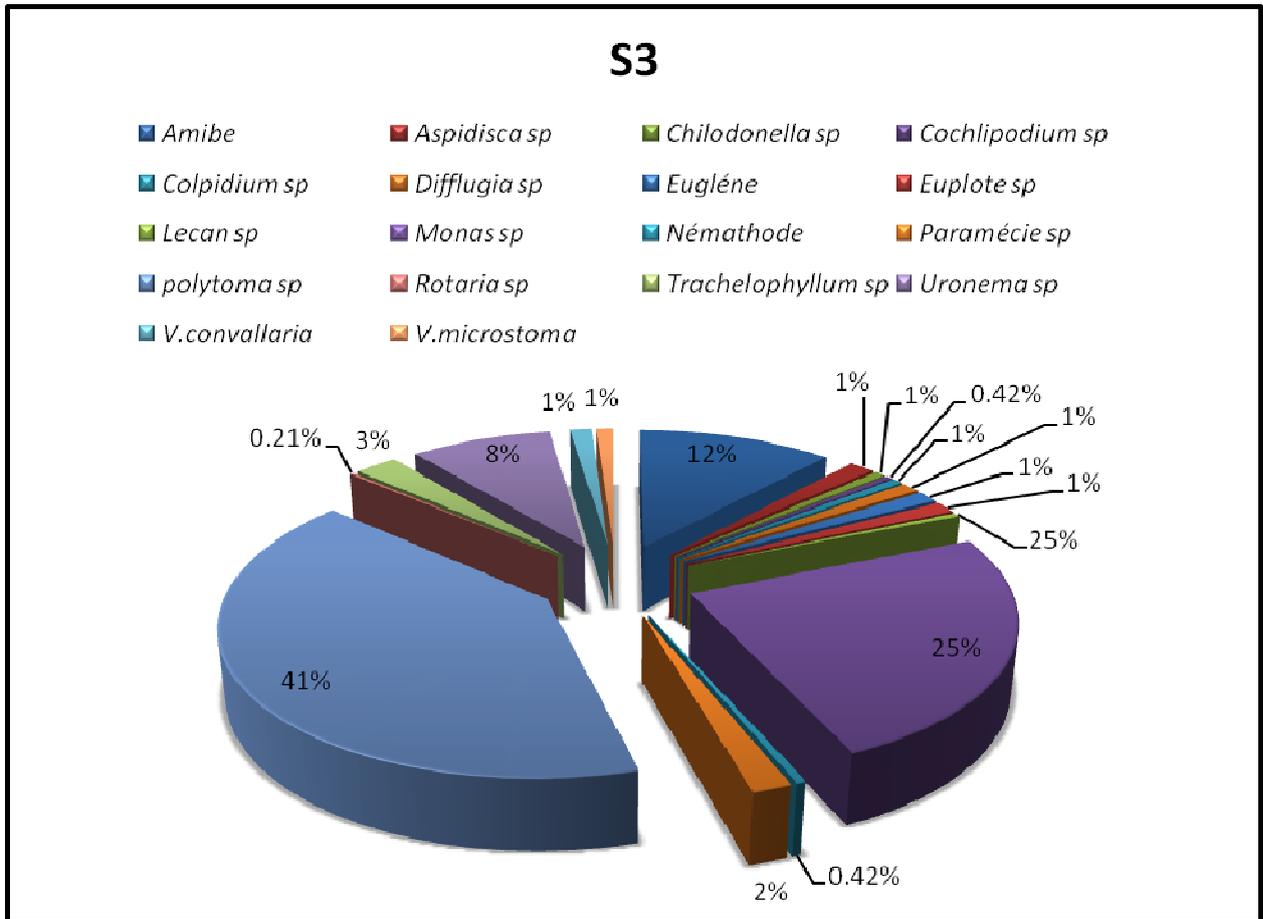


Figure 52 : Répartition en pourcentage des espèces trouvée dans la (S3).

Globalement, les observations microscopiques de la microfaune montre une prédominance des microorganismes de type protozoaires par rapport aux métazoaires, répartie en très grand nombre dans la station 2 (20 espèces) par rapport aux autres stations 1 et 3 (12 et 18 espèces respectivement).

Le Tableau suivant indique la taxonomie et les principales caractéristiques de ces espèces :

Tableau XII : Principales caractéristiques des espèces rencontrées au cours de cette étude.

Embranchement	Familles	Genre /Espèce	Caractéristiques selon DRAKIDES, (1994)
Protozoaires	Flagellés	<i>Polytoma sp</i>	-Sous aération et surcharge.
		<i>Monas sp</i>	-Apports de produits fermentés
		<i>Euglène</i>	-Supporte les produits de fermentation. -Compatible avec des effluents bruts et épurés.
	Ciliés	<i>Paramécium sp.</i>	-Indique une bonne oxygénation.
		<i>Trachelophyllum sp</i>	-Boues assez jeunes -DBO (35-40 mg/l) Concentration élevée en ammonium.
		<i>Litonotus sp.</i>	-Prédateur de péritriche et de petits holotriches.
		<i>Chilodonella sp</i>	-Bactérovore spécifique de certaines bactéries filamenteuses.
		<i>Oxytricha sp.</i>	-Grand ciliés hypotriche peu fréquents plutôt en petites station à effluents frais.
		<i>Uronema sp</i>	-En petit nombre : fermentation -dépôts. -En grand nombre : surcharge -anoxie
		<i>Colpidium sp.</i>	-Bactérovore trouvée en phase de démarrage
		<i>Euplote sp.</i>	-Bon indice d'épuration -
		<i>Aspidisca sp</i>	Indice de bonne nitrification).
		<i>Vorticella microstoma</i>	-Bactérovore et carnivore. -Trouvée en période de démarrage.

			-Résistant au NH_4^+ .
		<i>Vorticella convallaria</i>	-Compatible avec des pertes de boues. -Supporte très mal les périodes d'anoxie.
		<i>Epistylis sp.</i>	-Supporte des périodes d'anoxie de plusieurs heures. -Caractérise une mauvaise qualité de l'effluent.
	Amibes		-Bactérovore ou carnivore. (Pour plus de détail voir p 86)
	Thécamoebiens	<i>Cochlipodium sp</i>	-Bon indice d'épuration. -Très courant dans les boues âgées et présente une activité nitrifiante.
		<i>Diffugia sp</i>	-Compatible avec boues vieilles et minéralisé, et des effluent agroalimentaire. -Révélateur de très bon niveau de traitement.
Métazoaires	Rotifères	<i>Rotaria sp.</i>	-Caractéristique d'âges de boues assez longs et d'effluent industriels concentré. -résistants en milieux acides.
		<i>Lecane sp.</i>	-Meilleur indice d'épuration
	Nématodes		-Vivent sur les résidus organiques. -résiste au manque d' O_2 et aux produits fermentés.
	Tardigrades		-Bonne aération -très faible DBO. -Nitrification totale.
	Oligochètes	<i>Aeolosoma sp</i>	-Rare, se trouve dans les boues stabilisées. -Aération bonne mais périodique, ainsi supportant les périodes d'anoxie.

Selon **DRAKIDES, (1994)** cette répartition peut être due à la nature des effluents recueillis par l'oued, quelle soit de nature domestique ou industrielle, la microfaune s'accroît beaucoup plus dans les effluents domestiques qu'industriels, et par rapport à la charge bactérienne dispersée, plus elle augmente, plus la microfaune est importante, car c'est leur source de nourriture.

La dominance d'un groupe, d'un genre ou d'une espèce définit des types de faune qui se répartissent selon les divers paramètres limitant qui sont :

- L'âge de boues (de quelques jours en forte charge à plus de 60 j. En aération prolongée sous-chargée).
- La teneur en bactéries dispersées.
- La teneur en N-NH₄ (degré de nitrification).
- La teneur en oxygène et ses cycles de variation (périodes d'anoxie ou durée de passage en zone d'anoxie).
- L'apport de composés spécifiques (fermentations, nature des eaux résiduaires,...) (**DRAKIDES, 1994**).

Au cours de cette étude, seules sont décrites les espèces les plus rencontrées:

➤ ***Polytoma sp. et Monas sp.***

Protozoaires flagellés, de petite taille de forme sphérique ou ovoïde de 5 à 15 µm, se meuvent rapidement avec un type de déplacement spécifique à chaque genre (spirale, hélice, saut...etc). Consommant beaucoup d'énergie pour leur déplacement, ils ont donc besoin de nourriture concentrée (bactérie dispersées ou substrats solubles) (voir Figure 28, 29). Citons à titre d'exemple, les flagellés fixés et à thèque qui sont de bons indices d'épuration.

- ✓ Lorsqu'ils sont nombreux $> 10^7/l$: ils sont révélateurs d'une fermentation, de la présence de dépôt, d'une surcharge ou de boues jeunes et de mauvais rendements.
- ✓ Lorsqu'ils sont peu nombreux $< 10^6/l$: il ne donne pas d'indication significatives hormis l'apport de produit fermentés.

Dans la présente étude, *Polytoma sp.* et *Monas sp.* sont présentes en nombre important dans toutes les stations surtout en aval à la S3 ce qui implique qu'il y a eu un

apport de produit fermentés ou un dépôt de charge polluante des agglomérations avoisinantes.

L'analyse de corrélation de Pearson montre qu'il existe une corrélation positive et hautement significative entre la Température et *Polytoma sp* ($r=1$; $p<0,05$), les nitrates ($r=0,999$; $p<0,05$) et le Fer ($r=0,998$; $p<0,05$). Ce qui laisse supposer que ces paramètres influent sur ce type de microfaune pour permettre probablement leur développement.

➤ **Amibes**

Selon **DRAKIDES (1994)**, les amibes sont des protozoaires, Sarcodinés, avec un corps très déformable, de taille très variable allant de 5 à 200 μm , bactérivores ou carnivores en fonction de la taille. Ils changent leurs formes en fonction du type de locomotion (nage, reptation lente, ou rapide). Comme les exigences sont très différentes selon les genres, leur présence indique de très bons à très mauvais niveaux d'épuration :

- ✓ Un genre très petit ($<15\mu\text{m}$) en grand nombre ($>10^7$ par litre) peut caractériser une mauvaise qualité de sortie en effluent industriel.
- ✓ Un genre assez grand en petit nombre, indique un bon niveau d'épuration (**DRAKIDES, 1994**).

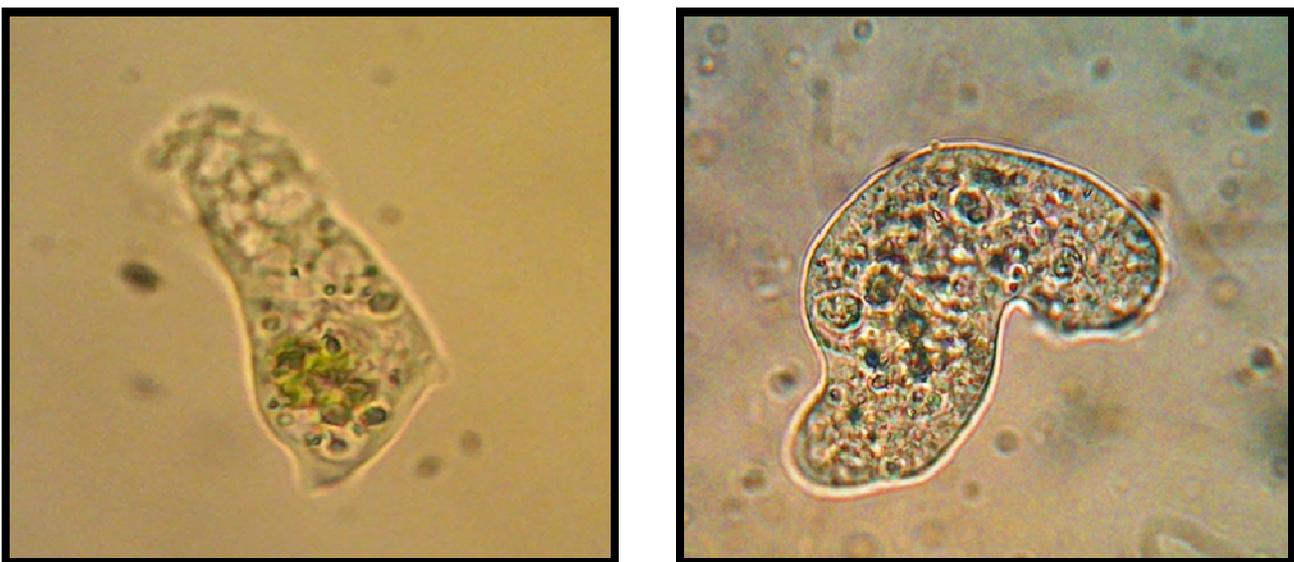


Figure 53 : Amibe libre.

Au cours de notre étude, nous avons trouvé de petites amibes en grand nombre surtout à la S2 (voir Figure 51), cette présence confirme que notre eau a subi un apport d'effluent industriel de mauvaise qualité qui s'est influencé sur la qualité de notre eau.

Selon **HARTEMEN, (2002)**, les amibes libres sont présentes en abondance dans les eaux de surface car elles sont très résistantes à la plus part des agents physiques ou chimique de désinfection.

C'est dans la station 3 que nous avons trouvé une corrélation négative et hautement significative entre la température et les Amibes ($r= 0,852$; $p<0,05$), la conductivité ($r= 0,865$; $p<0,05$) et le Fer ($r=0,969$; $p<0,05$). Alors qu'une corrélation positive et hautement significative est obtenue entre cette espèce et la DBO ($r= 0,932$; $p<0,05$) ; ce qui laisse supposer que la présence d'éléments nutritifs comme les microorganismes sont une source d'alimentation pour ce type de microfaune.

Selon **DRAKIDES, (1994)**, la concentration courante des peuplements microfaune est environ de 1.10^6 à 1.10^7 /l. En dessous, deux possibilités :

- Boues âgées avec faune peu abondante et difficile à détecter (petits *Thécamébiens*, petites *Amibes*,...), compatible avec de faibles teneurs en bactéries dispersées et une bonne épuration. Ce qui est le cas de cette étude dans la station 1 avec une boue âgée (pauvre en éléments nutritives) et peu d'espèces de microfaune.
- Présence d'éléments toxiques ou manque d'oxygène en continu. En générale, on note une forte abondance de bactéries dispersées et une mauvaise épuration. Ce qui est le cas des eaux échantillonnées dans la station 2 et 3 surtout, avec des variations de taux d'oxygène dissous qui parfois est en dessous de la norme et qui favorise l'anaérobiose, ainsi une forte charge bactérienne dispersée avec des apports d'effluents toxiques qui favorise le développement de certaines espèces de microfaune.

D'après **DRAKIDES, (1994)**, un système bien équilibré et assez âgé (aération prolongée) peut contenir jusqu'à une dizaine d'espèces d'abondance voisine.

Une faune pratiquement réduite à une seule espèce, indique un déséquilibre, une toxicité de l'effluent (*Opercularia* et certaines *Amibes*), perte de boues récentes

(vorticelles), une sous aération et une surcharge (*Bodo*, *Polytoma*,...), des apports de produits fermentés (*Bodo*, *Trepomonas*,...); une période d'anoxie (*Epistylis*, *Aeolosoma*,...) ou un redémarrage (*Trachelophyllum* ou *V. microstoma*)...

Le premier objectif de cette étude était d'étudier et d'identifier les espèces de la microfaune qui pourraient être utilisées comme outils de biosurveillance et indicateurs de qualité de l'eau. D'après **CAIRNS (1974)** et **PASZTOR *et al.*, (2005)**, la communauté des protozoaire et des métazoaires des eaux usées vivent en relation étroite avec les bactéries. Ces espèces de protozoaires et métazoaires peuvent être utilisés pour prédire la pollution de l'environnement et évaluer ainsi les caractéristiques physico-chimiques de l'écosystème où ils vivent.

II. RESULTATS ET DISCUSSION

II.1. Résultats des analyses physico-chimiques

Au total dix-neuf (19) paramètres physico-chimiques ont été analysés dans cette étude se rapportant aux eaux issues de trois stations de l'oued El Harrach. Les résultats sont consignés dans le Tableau XIII (Voir annexe I). Ils seront comparés aux normes recommandées par l'OMS et le JORA.

II.1.1. Paramètres physiques

Température

La température est un paramètre important dans un milieu aquatique, presque toutes les propriétés physiques, chimiques et biologiques sont régies par elle (**ODUM, 1971**).

D'après les résultats obtenus (Figure 9), la température des eaux de la station 1 augmente progressivement du mois de janvier jusqu'au mois de juin, avec une valeur maximale de 26°C enregistré durant le mois de juin et une valeur minimale de 12°C au mois de janvier avec une moyenne de 17,75°C±5,31. Pour la station 2, elles oscillent entre 13°C et 27°C avec une moyenne de 18,75°C ± 5,38. Pour la station 3, elles varient entre 13.5°C et 27.5°C avec une moyenne de 19,33°C ± 5.30.

Selon **BOYD (1998)**, la température de l'eau varie toute l'année avec les changements saisonniers de la température de l'air, la longueur du jour et l'énergie solaire (radiations).

Une élévation de la température s'accompagne toujours d'une modification des propriétés de l'eau. Elle agit sur la densité, la viscosité, la solubilité des gaz dans l'eau, la dissociation des sels dissous, le pH, ainsi que sur le développement et la croissance des organismes vivants et particulièrement les microorganismes (**WHO, 1987**).

Les valeurs enregistrées dans cette étude restent acceptables et ne dépassent pas les normes de l'OMS (**2006**) fixé à 30°C.

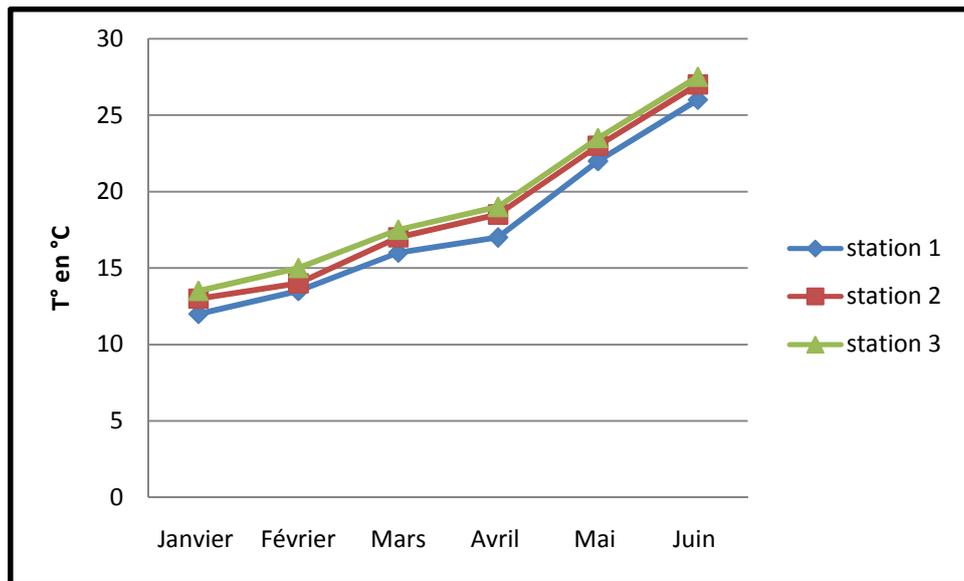


Figure 9 : Evolution mensuelle de la température.

⚡ Potentiel d'Hydrogène (pH)

Les eaux douces présentent des valeurs de pH assez variables en fonction de la température et des activités biologiques (photosynthèse et fermentation). Il diminue en présence des teneurs élevées en matière organique et augmente en période d'étiage, lorsque l'évaporation est importante (MEYBECK *et al.*, 1996).

Les valeurs observées au cours de cette étude (Figure 10), révèlent que le pH est légèrement neutre à alcalin dans toutes les stations. Il varie entre un maximum de 8,64 et un minimum de 8.1 avec une moyenne de $8,28 \pm 0,2$ dans la station 1. Il est compris entre 8.8 et 7,85 avec une moyenne de 8.27 ± 0.36 dans la station 2 et oscille entre un minimum de 7.81 et un maximum de 7.27°C avec une moyenne de 7.61 ± 0.21 dans la station 3.

Ces valeurs restent toujours dans les normes fixées par l'OMS (2006) et le JORA (2011) (de 6.5 à un maximum 9).

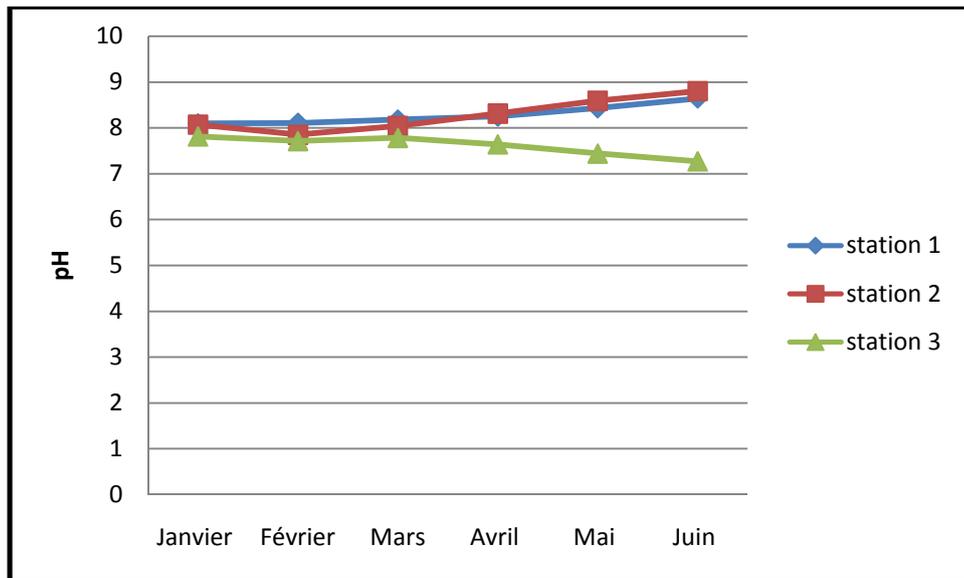


Figure 10 : Evolution mensuelle du pH.

Un pH alcalin et une température modérée constituent des conditions de milieu idéal pour la prolifération des microorganismes qui établissent un parfait équilibre biologique, permettant la dégradation de la matière organique ce qui conduit à la décontamination de l'eau (SEVRIN REYSSAC *et al.*, 1995).

⚡ Conductivité électrique (CE)

La conductivité de l'eau est la mesure de sa capacité à véhiculer des substances dissoutes. Sa mesure est très utile dans le suivi des flux des déchets et l'étude de la qualité des eaux. En général, la conductivité de l'eau naturelle est directement proportionnelle à la concentration en ions (BARNABE, 1994; HENRY, 1984).

Les résultats de cette étude montrent que les valeurs de la conductivité électrique oscillent entre 774 $\mu\text{S/cm}$ et 1380 $\mu\text{S/cm}$ avec une moyenne de 1081 $\mu\text{S/cm} \pm 269.21$ au niveau de la station 1, entre 800 $\mu\text{S/cm}$ et 1450 $\mu\text{S/cm}$ avec une valeur moyenne de 1115.33 $\mu\text{S/cm} \pm 283.08$ dans la station 2. La valeur la plus élevée a été enregistrée dans la station 3, où la CE varie entre un minimum de 890 $\mu\text{S/cm}$ et un maximum de 1609 $\mu\text{S/cm}$ avec une moyenne de 1249.5 ± 291.09 $\mu\text{S/cm}$ (voir Figure 11). Notons aussi que les valeurs obtenues sont conformes aux normes fixées par l'OMS (2011) à 3000 $\mu\text{S/cm}$ et à celles du JORA (2011) à 2800 $\mu\text{S/cm}$.

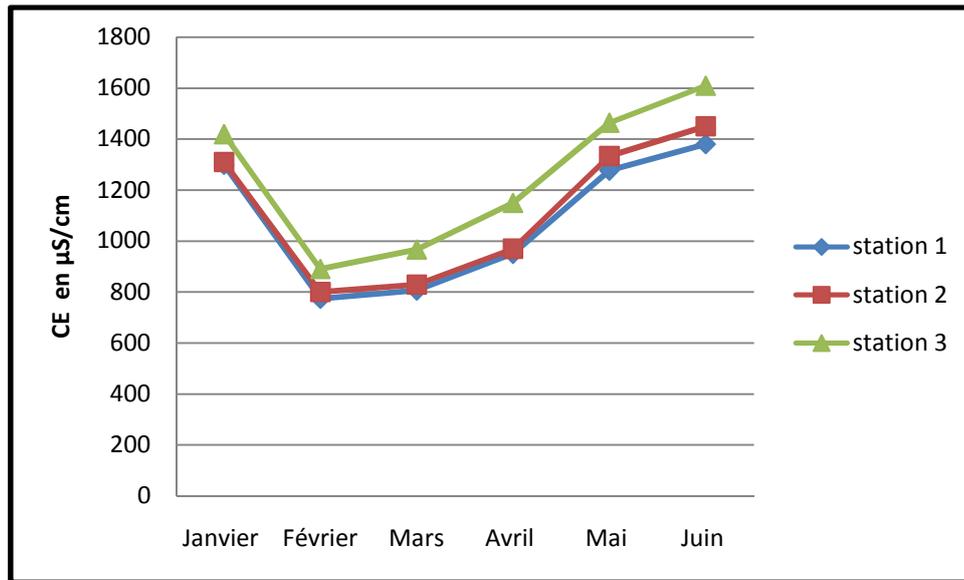


Figure 11 : Evolution mensuelle de la conductivité électrique.

La conductivité varie en fonction de la température de l'eau et est plus importante quand celle-ci est élevée (PESCOD, 1985 ; RODIER et al., 1984). Cela s'est traduit par des valeurs plus élevées durant les mois de mai et de juin, ce qui indique que plus la température s'élève plus la conductivité est importante.

Les eaux de ruissellement dû aux précipitations intenses qui alimentent l'oued traversent les couches supérieures du sol (calcaires, gypse ou argile) s'enrichissent en sels minéraux provenant des terrains rencontrés sur leur parcours. Cela pourrait expliquer la valeur élevée de ce paramètre enregistrée durant le mois de janvier.

En se référant au Tableau III, les valeurs moyennes de la conductivité des trois stations varient de 666 µs/cm à plus de 1000 µs/cm ce qui implique que les eaux de l'oued El Harrach sont caractérisées par une minéralisation importante à élevée en fonction des mois.

Tableau III : Estimation de la minéralisation à partir de la conductivité électrique.

Conductivité électrique(CE)	Taux de minéralisation
CE < 100 µs/cm	Minéralisation très faible
100 < CE < 200 µs/cm	Minéralisation faible
200 < CE < 666 µs/cm	Minéralisation moyenne
666 < CE < 1000 µs/cm	Minéralisation importante
CE > 1000 µs/cm	Minéralisation élevée

(BECHAC et al., 1984 ; RODIER, 1984 ; SAMAKE, 2002).

🚧 Turbidité

La turbidité est une mesure qui permet d’identifier les particules en suspension dans l’eau et qui peuvent nuire à sa clarté (BEHAR, 1997).

Les résultats enregistrés durant cette étude comme le montre la Figure 12, varient entre un minimum de 6.1 NTU et un maximum 200 NTU, avec $51.07 \text{ NTU} \pm 75.90$ comme valeur moyenne pour la station 1, entre 8.4 NTU et 147 NTU et une moyenne de 44.97 ± 52.49 enregistrée dans la station 2. Elle oscille entre un minimum de 11 NTU et un maximum de 72.4 NTU avec une valeur moyenne de 40.35 ± 24.99 NTU dans la station 3.

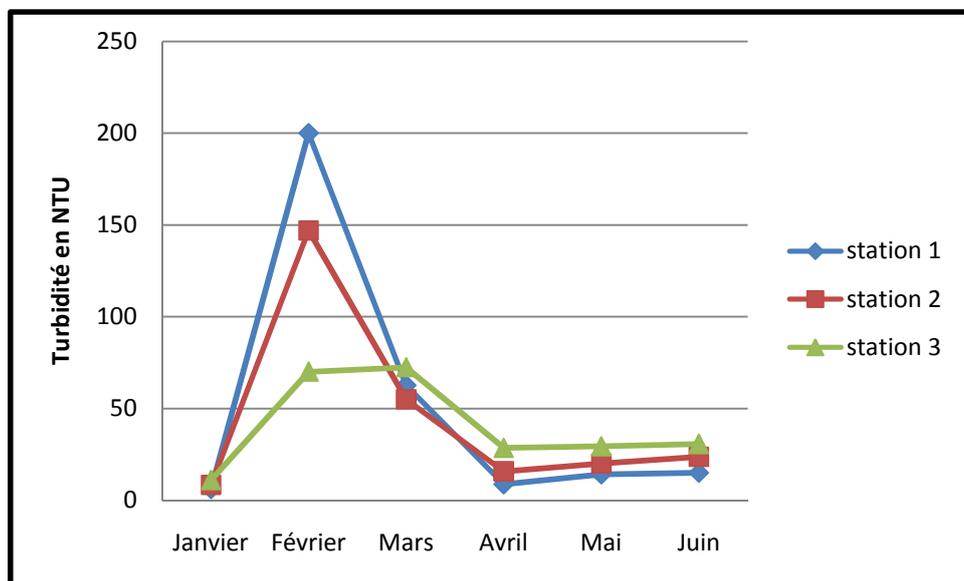


Figure 12 : Evolution mensuelle de la turbidité.

La turbidité est favorisée par la pluviométrie. En effet, en hiver les fortes pentes induisent des vitesses importantes des ruissellements et donc un transport actif de matières fines (sable, graviers) comme l’ont souligné SATIN et SELMI (1999). Ceci traduit clairement le pic enregistré pendant le mois de février surtout dans les stations 1 et 2, ce qui implique que ce mois a été caractérisé par une forte pluviosité d’où des valeurs de turbidité très élevées.

🚧 Oxygène Dissous (OD)

L’oxygène dissous joue un rôle primordial dans le maintien de la vie aquatique et dans l’autoépuration, car il conditionne les réactions biologiques qui ont lieu dans les

écosystèmes aquatiques. Sa solubilité dans l'eau dépend de différents facteurs, dont la température, la pression et la force ionique du milieu (REJSEK, 2002).

Les résultats obtenus durant cette étude sont illustrés par la Figure 13. Les teneurs en OD oscillent de l'amont vers l'aval avec une régression progressive. Elles fluctuent dans un intervalle de 5.47 mg/l à 8.13 mg/l, avec une moyenne de 6.54 mg/l ± 8.87 dans la station 1 et entre 4.1 mg/l et 6.72 mg/l avec une valeur moyenne de 5.74mg/l ± 1.05 dans la station 2. Cependant dans la station 3, la valeur moyenne enregistrée est la plus faible, oscillant entre un minimum de 0.06 mg/l et un maximum de 5.33 mg/l avec une moyenne de 2.49 mg/l ± 1.96, cette dernière est inférieure à la norme recommandée par l'OMS (2004) (>5 mg/l) tandis qu'à la station 2 et 3, varient dans les normes.

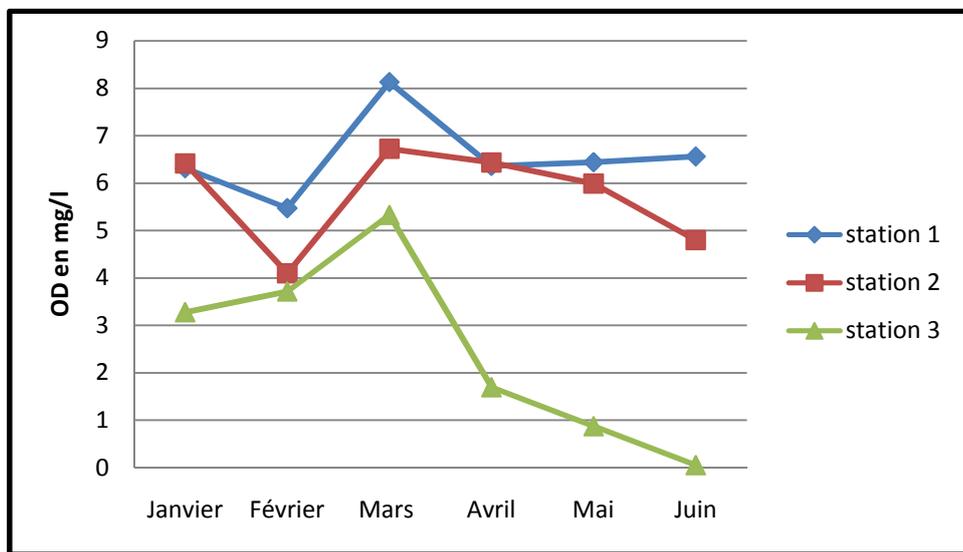


Figure 13 : Evolution mensuelle de l'oxygène dissous.

L'évolution temporelle de l'oxygène est variable d'un site à l'autre. Elle augmente légèrement pendant la saison froide et diminue au cours de la saison sèche.

Les teneurs en OD enregistrées en amont à la station 1 et 2 sont supérieures à celles enregistrées à la station 3. Ceci est dû à une bonne aération des eaux, assuré par des facteurs physiques tels que : le vent, le débit...Alors que le faible taux enregistré en aval, à la station 3, caractérise une eau usée riche en matières organique et inorganique dissoutes.

Cet oxygène dissous est consommé d'une part par les bactéries pour la décomposition et la minéralisation de la matière organique et d'autre part il est utilisé

par les algues durant la nuit pour la respiration. Ceci pourrait conduire à une baisse intensifiée de la teneur en oxygène dissous dans le milieu. Ainsi, la baisse de l’oxygène dissous peut résulter de la perturbation des échanges atmosphériques à l’interface due à la présence des graisses et des détergents comme l’ont souligné **HAZOURLI et al.** , (2007).

II.1.2.Paramètres chimiques

✚ Dureté (TH)

La dureté ou titre hydrotimétrique d’une eau est une grandeur reliée à la somme des concentrations en cations métalliques essentiellement, calcium et magnésium (Ca^{2+} et Mg^{2+}) qui sont généralement les plus abondants (**GUILBERT,2000**).

L’analyse du profil de la dureté (Figure14), montre que les teneurs varient avec de faibles fluctuations de 6.4 mg/l à 19.8 mg/l avec une moyenne de 11.68 mg/l \pm 5.88 dans la station 1 et entre 7.5 mg/l et 18.8 mg/l avec une valeur moyenne de 11.61 mg/l \pm 5.13 pour la 2^{ème} station. La dernière station, les concentrations oscillent dans un intervalle de 6.3 mg/l et 21.4 mg/l avec une moyenne de 11.91 mg/l \pm 6.87.

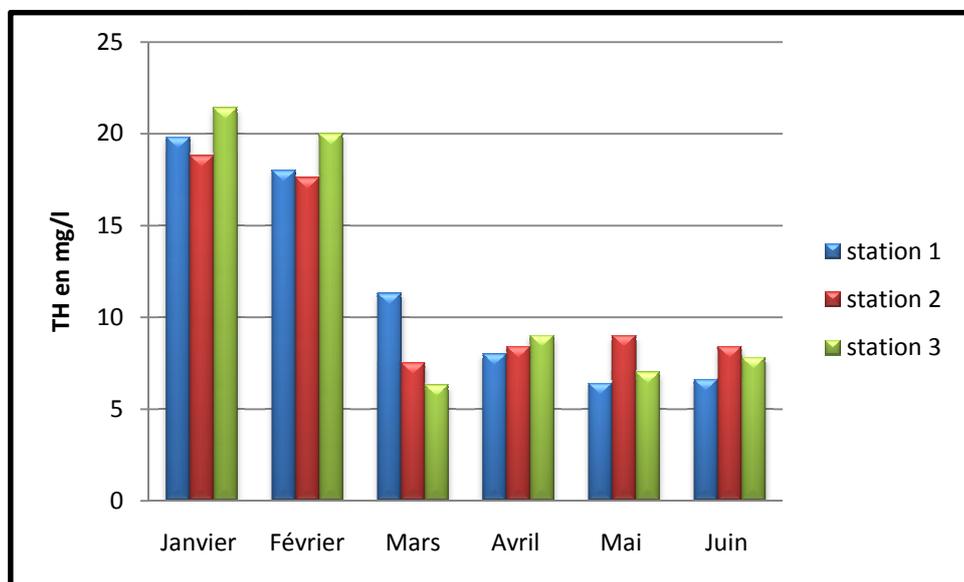


Figure 14 : Variation mensuelle de la dureté.

Selon **RODIER et al.**, (1996), les eaux provenant de terrains calcaires et surtout gypseux peuvent avoir des duretés très élevées susceptibles d’atteindre 1000 mg/l $CaCO_3$.

✚ Calcium et Magnésium

Le Calcium et le Magnésium sont des éléments indispensables à la vie. Ils nous renseignent sur la productivité de l'eau, et jouent un rôle dans la respiration et la photosynthèse. Ils peuvent être d'origine naturelle (dissolution des roches), ou industrielle provenant de l'industrie de brasserie (GAUJOUS, 1995).

Les variations temporelles du Calcium au niveau des trois stations échantillonnées révèlent des concentrations qui n'excèdent pas globalement les normes fixées par l'OMS (2004) et le JORA (1993) (100 mg/l et 200 mg/l respectivement).

A l'exception du mois de janvier et février où les concentrations sont plus élevées que la norme. Les valeurs maximales enregistrées sont de 300.6 mg/l, 284.57mg/l et 360.72 mg/l dans les stations 1, 2 et 3 respectivement (voir Tableau IV). Cette augmentation peut être due à une forte précipitation enregistrée durant ces mois, qui a engendré le phénomène d'érosion lorsque les eaux de ruissellement étaient en contact avec les sédiments et les terrains calciques. Le détail des résultats est présenté dans le tableau ci-dessous :

Tableau IV : Variation mensuelle du calcium (mg/l).

Station	Min	Max	Moy	Ecart-type	Norme OMS	Norme JORA
S1	70.14	300.6	153.31	106.85	100 mg/l	200 mg/l
S2	70.14	284.57	150.63	99.75		
S3	88.17	360.72	182.70	130.79		

Selon DUSSART (1966), le Calcium est un alcalino-terreux extrêmement répandu dans la nature, et en particulier dans les roches calcaires sous forme de bicarbonate de calcium. D'après MARCHAND et al., (1989), les eaux qui dépassent 200 mg/l en calcium présentent de sérieux inconvénients pour les usages domestiques.

Les concentrations en ions Magnésium enregistrées dans les eaux de l'oued El Harrach n'excèdent pas la valeur norme fixée par l'OMS (2004) à 50 mg/l. Ces concentrations s'échelonnent entre un maximum de 57.6 mg/l en amont et 54 mg/l en

aval (Tableau V). De ce fait, on peut attribuer les teneurs élevées en magnésium à la nature du terrain traversé.

Dépassant rarement les 15 mg/l dans les eaux naturelles, sa dureté et sa teneur dépendent de la nature du terrain traversé (BEAUDRY et HENRY, 1992).

Tableau V : Variation mensuelle du magnésium (mg/l).

Station	Min	Max	Moy	Ecart-type	Norme OMS
S1	19.2	57.6	40.8	15.48	50 mg/l
S2	43.2	60	51.2	6	
S3	21.6	54	33.47	12.45	

✚ Sulfates

Globalement, les concentrations en sulfate mesurées de l’amont vers l’aval varient dans les normes préconisées par le JORA (2011) et estimée à 400 mg/l (voir Figure 15), à l’exception au mois de février où on a enregistré des taux plus élevés par rapport aux autres mois (612.7 mg/l, 569.15 mg/l et 624.35 mg/l dans les stations 1, 2 et 3 respectivement).

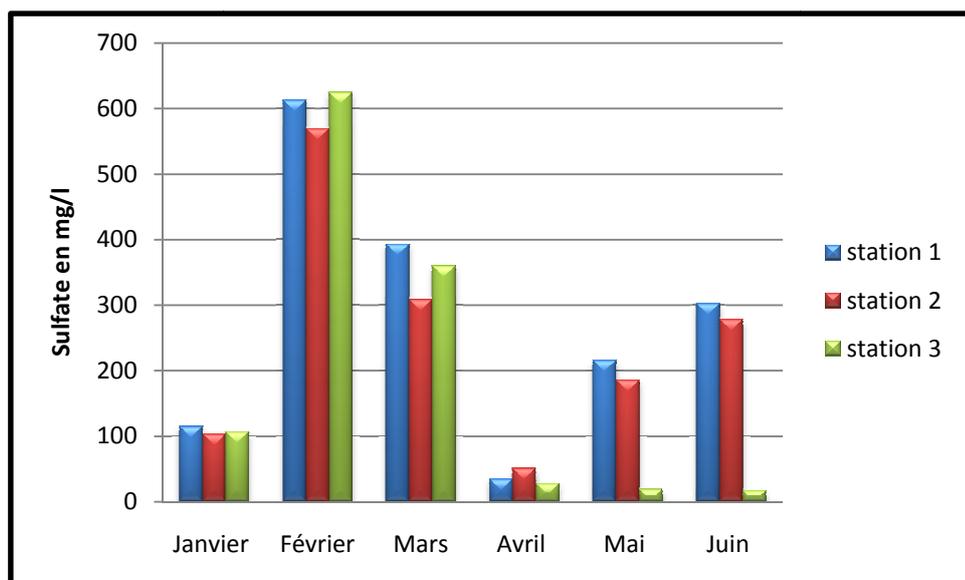


Figure 15 : Variation mensuelle des sulfates.

La concentration en ion sulfate des eaux naturelles est très variable. Elle peut atteindre 30 à 50 mg/l. Mais ce chiffre peut être très largement dépassé (jusqu'à 300 mg/l) dans les zones contenant du gypse ou lorsque le temps de contact avec la roche est long. La teneur en sulfates des eaux doit être reliée aux éléments alcalins et alcalinoterreux de la minéralisation (VEGA et al., 1998 ; SILVA et SACOMANI, 2001). Leur présence dans l'eau est généralement due à des rejets en provenance d'ateliers de blanchiment (laine, soie...), d'usines de fabrication de cellulose (pâte à papier...) et d'unités de déchloration (RODIER, 2005). De ce fait on peut supposer que les teneurs élevées enregistrées durant le mois de février sont dues à la nature du terrain traversé, ou à l'excès des rejets industriels des agglomérations avoisinantes.

✚ Résidu sec

Selon POTELON et ZYSMAN (1998), les teneurs en extrait sec sont liés à la mesure de la conductivité et sont influencés aussi par la température.

Les eaux de l'oued El Harrach ont un résidu sec variant entre 0.6 mg/l et 1.1 mg/l avec une moyenne de 0.86 mg/l ± 0.17 dans la station 1 et entre 0.59 mg/l à 1.32 mg/l avec une valeur moyenne de 0.96 mg/l ± 0.25 dans la station 2. Dans la station 3, il varie entre 0.71 mg/l et 1.19 mg/l avec une moyenne de 0.91 mg/l ± 0.18 comme le montre la Figure 16.

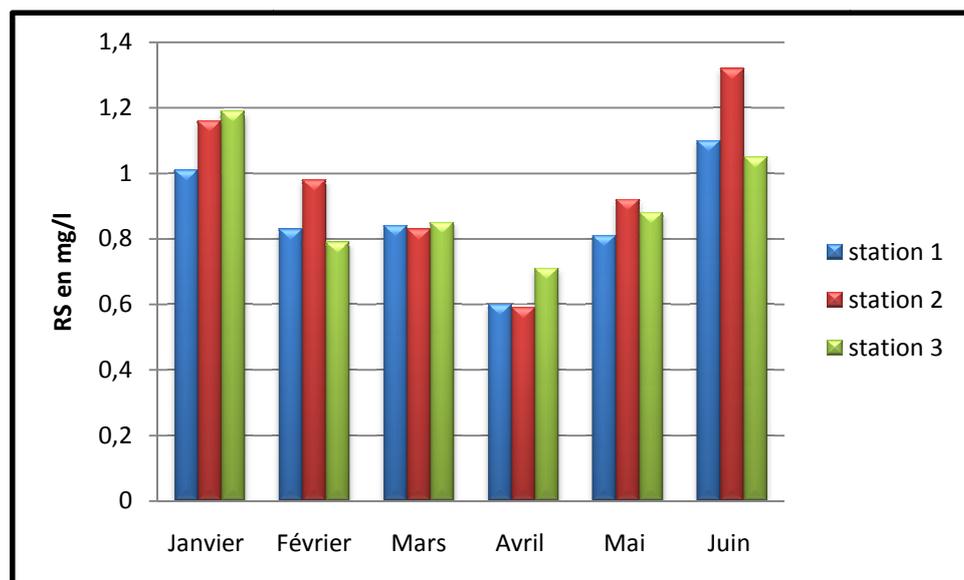


Figure 16 : Variation mensuelle du résidu sec.

On observe une légère augmentation du R.S au mois de juin par rapport aux autres mois. Ce qui peut être expliquée par l’élévation de la température (figure 9). Ainsi que celle enregistré au mois de janvier qui peut être due à la minéralisation de l’eau (Tableau 3, et Figure 11) par l’apport des précipitations.

✚ Azote ammoniacal

D’après les résultats obtenus (Tableau VI), les valeurs de l’azote ammoniacal oscillent dans un intervalle de 0.02mg/l à 2 mg/l avec une valeur moyenne de 0.63 mg/l ± 0.74 pour la station 1. Dans la station 2, elles varient entre un minimum de 0.8 mg/l et un maximum de 5.02 mg/l avec une moyenne de 3.13mg/l ± 1.59. Cependant, la valeur la plus élevée a été enregistrée dans la station 3 avec un minimum de 0.3 mg/l, un maximum de 13.98 mg/l et une moyenne de 7.36 ± 5.42 mg/l.

En se référant aux normes de l’OMS (2004) et celles du JORA, les eaux de l’oued El Harrach dépassent la norme fixée à 0.5 mg/l. Cela pourrait être due à l’excès de la charge polluante qu’il reçoit, qu’elle soit d’origine industrielle, agricole ou à la matière organique végétale, animale ou humaine, qui participent à l’augmentation du taux de l’ammonium ce qui crée une pollution.

Tableau VI : Résultats des analyses de l’azote ammoniacal.

Station	Min	Max	Moy	Ecatr-type	Norme OMS/JORA
S1	0.02	2	0.63	0.47	0.5 mg/l
S2	0.8	5.02	3.13	1.59	
S3	0.3	13.98	7.36	5.42	

L’azote ammoniacal peut avoir pour origine : la matière végétale des cours d’eau, la matière organique animale ou humaine, les rejets industriels et les engrais (RODIER et al., 2005). Il existe en faible proportion, inférieure à 0,1 mg/l dans les eaux naturelles (CHAPMAN, 1996).

Il constitue un bon indicateur de la pollution des cours d’eau par les effluents urbains (CHAPMAN, 1996).

Dans les eaux naturelles, la détection de l’ammonium en grande quantité est un critère de pollution (**DUSSART, 1966**). Ceci correspond aux valeurs élevées de l’azote ammoniacal enregistrées dans les stations 2 et 3, au cours de notre étude surtout durant les mois de mai et juin.

✚ Nitrites

D’après nos résultats illustrés dans le Tableau VII, les concentrations en nitrites observées dans les stations 2 et 3 dépassent la norme fixée par l’OMS (**2004**) fixée à 0.1 mg/l. Les valeurs oscillent entre un intervalle de 0.04 mg/l et 2.5 mg/l avec une valeur moyenne de 0.81 mg/l ± 1.02 dans la station 2 ; et entre 0.05 mg/l et 0.62 mg/l avec une moyenne de 0.27mg/l ± 0.22 pour la station 3. Cependant, dans la station 1, les valeurs restent dans les normes, et fluctuent entre un minimum de 0.03 mg/l et un maximum de 0.22 mg/l, avec une moyenne de 0.09 mg/l ± 0.06.

Tableau VII : Résultats des analyses des nitrites.

Station	Min	Max	Moy	Ecatr-type	Norme OMS
S1	0.03	0.22	0.09	0.06	0.1 mg/l
S2	0.04	2.5	0.81	1.02	
S3	0.05	0.62	0.27	0.22	

Selon **POTELON et ZYSMAN (1998)**, les nitrites proviennent soit d’une oxydation incomplète de l’ammonium (nitrification), soit d’une réduction des nitrates sous l’influence d’une action dénitrifiante.

Les eaux en contact avec certains terrains peuvent contenir des nitrites indépendamment de toute souillure (**CEBRON, 2004**).

Selon **RODIER et al., (2005)**, une eau qui renferme des nitrites comme celle observée à la station 2 aux mois de mai et juin, est considérée comme suspecte car il lui est souvent associé une détérioration de la qualité microbiologique.

Les concentrations obtenues sont élevées à moyennement faibles. De ce fait, on peut déduire que le processus de nitrification est satisfaisant lorsque les valeurs sont faibles,

et insatisfaisant lorsque leur concentration est élevée. Ceci est observé surtout à la station 2 durant les mois de mai et juin, ce qui implique que l'ammonium n'a pas eu une oxydation complète pour qu'il se transforme en nitrites. Parallèlement, il ya eu une réduction accélérée des nitrates en nitrites par les bactéries dénitrifiantes clairement observé à travers nos résultats. De plus ces concentrations élevées peuvent être dues aux effluents contaminés par des souillures rencontrées dans les terrains traversées et les conduites du fait que notre eau passe par de grandes vannes dans la station 2.

✚ Nitrates

Les nitrates sont souvent présents dans les eaux de surface, car c'est la forme la plus oxydée des composés azotés et le produit final de la décomposition aérobie de la matière organique azotée (IGBINOSA ,2009).

D'après les résultats illustrés dans le Tableau VIII, on remarque que toutes les valeurs enregistrées sont inférieures aux normes de l'OMS (2004) et du JORA (2011) fixées à 50mg/l. Ces valeurs oscillent dans un intervalle de 1.15 mg/l et 4.31 mg/l avec une valeur moyenne de 2.14 mg/l ± 1.14 dans la station 1. Les concentrations varient entre un minimum de 0.8 mg/l et 4.28 mg/l avec une moyenne de 2.04 mg/l ± 1.2 dans la station 2 et entre 1.08 mg/l et 2.27 mg/l avec une moyenne de 1.65 mg/l ± 0.45 dans la station 3.

Tableau VIII : Résultats des analyses des nitrates.

Station	Min	Max	Moy	Ecatr-type	Norme OMS/ JORA
S1	1.15	4.31	2.14	1.14	50mg/l
S2	0.8	4.28	2.04	1.2	
S3	1.08	2.27	1.65	0.45	

Selon GAUDREAU et MERCIER (1998), les ions nitrates proviennent du lessivage des sols et des rejets des eaux usées particulièrement au début de crue de la rivière par temps de pluie. Par temps sec, l'augmentation progressive des nitrates dans l'eau est attribuée uniquement à la présence des rejets des eaux domestiques et industrielles tout au long de la rivière.

Selon **SLIM et al., (2005)** ont constaté qu'une quantité infime des nitrates dans les eaux de surface est liée à une croissance algale accrue.

Selon **AKOTO et ADIYIAH (2008)**, Les nitrate se trouvent avec une faible concentration dans les eaux naturelles. Ce qui explique les faibles concentrations observées au cours de notre étude.

Orthophosphates

L'analyse des eaux de l'oued El Harrach montre que la concentration en orthophosphates varie entre une valeur minimale de 0.08 mg/l et une valeur maximale de 1.98 mg/l, avec une moyenne de 0.88 mg/l ± 0.68 dans la station 1. Elle oscille entre 0.09 mg/l et 2.84 mg/l avec une moyenne de 1.12 mg/l ± 1.16 dans la station 2. Cependant, les eaux échantillonnées dans la station 3 renferment le taux le plus élevé avec un minimum de 0.53mg/l et un maximum de 3.44mg/l et une valeur moyenne de 1.81 mg/l ± 1.04.

En se référant aux normes fixées par l'OMS (2004) à 0.2mg/l et à celles du JORA (1993) à 0,5 mg/l et d'après nos résultats illustrés dans le Tableau IX (et Tableau XIII en annexe I), on remarque que les eaux de l'oued El Harrach dépassent la norme dans la plupart des prélèvements et surtout dans les stations 2 et 3. Ceci est du peut-être aux rejets urbains et au relargage du phosphore piégé dans les sédiments.

Tableau IX : Résultats des analyses des orthophosphates.

Station	Min	Max	Moy	Ecart-type	Norme OMS	Norme JORA
S1	0.08	1.98	0.88	0.68	0.2 mg/l	0.5 mg/l
S2	0.09	2.84	1.12	1.16		
S3	0.53	3.44	1.81	1.04		

Les phosphates font partie des anions fixés par le sol, leur présence dans les eaux naturelles est liée à la nature des terrains traversés et à la décomposition de la matière organique (**RODIER, 1984**). Les agents atmosphériques, vent et pluie, représentent aussi des sources de phosphate surtout quand le débit fluvial est faible (**BLAIS et PATOINE, 2002**).

Leurs variations saisonnières seraient due d'une part aux sources agricoles et domestiques (NEAL *et al.*, 2000 ; JONNALAGADDA et MHERE, 2001; PETRY *et al.*, 2002) et d'autres part à la libération du phosphore stocké dans les sédiments suite aux interactions entre l'eau et les sédiments (NEAL *et al.*, 2000 ; BOWES et HOUSE, 2001). De ce fait on peut déduire que le pic enregistré dans les stations 2 et 3 pendant le mois de février pourrait être dû à des précipitations qui ruissellent et charrient toutes souillures et éléments chimiques, et à la libération du phosphate stocké dans les sédiments. Alors que les valeurs élevées enregistrées durant les mois de mai et juin peuvent être due aux rejets domestiques et industriels.

Notons que le phosphate 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 (VILAIN, 1989).

Matière organique (M.O)

Les valeurs illustrées dans la Figure 17, présentent de fortes teneurs en matières organiques dans les eaux de l'oued El Harrach qui varient dans la station 1 entre un minimum de 4.85 mg/l et un maximum de 38.02 mg/l avec une moyenne de 22.46 mg/l \pm 14.49. Dans la station 2, les concentrations oscillent dans un intervalle de 8.89 mg/l et 33.4 mg/l avec une valeur moyenne de 22.4 mg/l \pm 8.53. Dans la station 3, elles varient entre un minimum de 4.03 mg/l et un maximum de 48.48 mg/l avec une moyenne de 29.02 mg/l \pm 15.02. Dans ce cas, on remarque que toutes les concentrations enregistrées sont supérieures à la norme de l'OMS (2004) des eaux de surface fixée à 2 mg/l.

Ces moyennes élevées sont certainement dues aux déjections animales et aux pollutions domestiques. Cependant, on note une diminution de la teneur en matières organiques au mois de mars par rapport à tous les autres mois. Ce phénomène est dû à l'augmentation de la température (Figure 9) qui accélère le processus de la dégradation de la matière organique par la flore bactérienne.

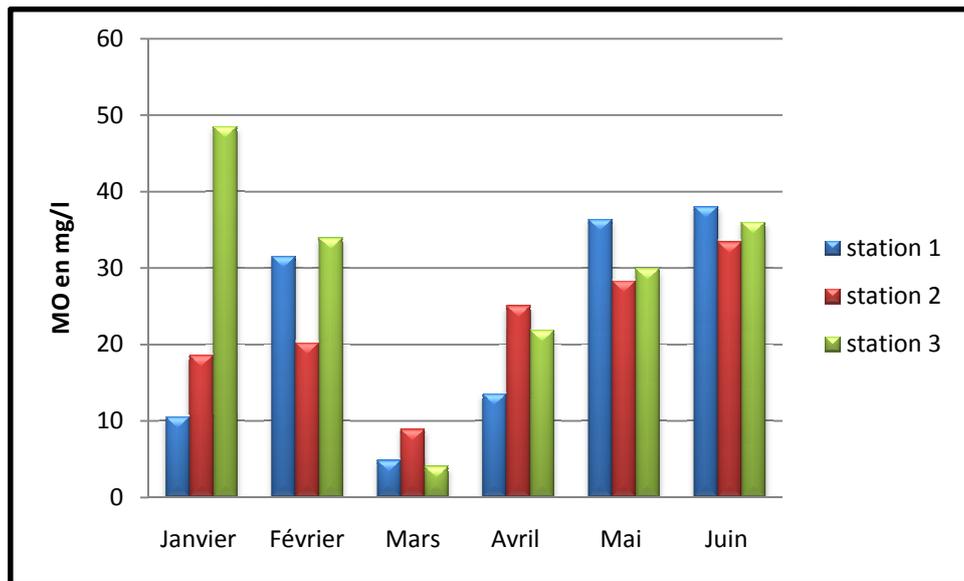


Figure 17 : Variation mensuelle de la matière organique.

Selon **NKAMBULE et al., (2008)**, dans les eaux naturelles, les matières organiques proviennent naturellement de la décomposition de la flore et de la faune aquatiques. D’après **MOUNI (2009)**, leur concentration augmente avec l’augmentation de la matière en suspension.

D’après **DUSSART (1966)**, les matières organiques dans les eaux représentent elles-mêmes une source essentielle de substances nutritives directement utilisable par la plupart des organismes. De ce fait la matière organique est un élément indispensable à la vie des organismes aquatiques mais à des faibles teneurs.

✚ Matière en suspension (MES)

Selon **REJSEK (2002)**, la pollution particulaire est due à la présence de particules de grande taille, supérieure à 10µm, en suspension dans l’eau, et que l’on peut assimiler aux matières en suspension (MES).

Les résultats obtenus durant l’étude sont illustrés par la Figure 18. En amont (station1) les valeurs sont comprises entre 0.0004 mg/l et 0.14 mg/l avec une moyenne de 0.05 mg/l ± 0.05; et entre 0.01 mg/l et 0.23 mg/l avec une valeur moyenne de 0.07 mg/l ± 0.08 pour la station 2. Tandis qu’à l’aval (station 3), les concentrations oscillent entre 0.01 mg/l et 0.14 mg/l avec une valeur moyenne de 0.06 mg/l ± 0.05. Ces valeurs sont conformes à la norme de l’OMS (2004) et du JORA estimée à 30 mg/l.

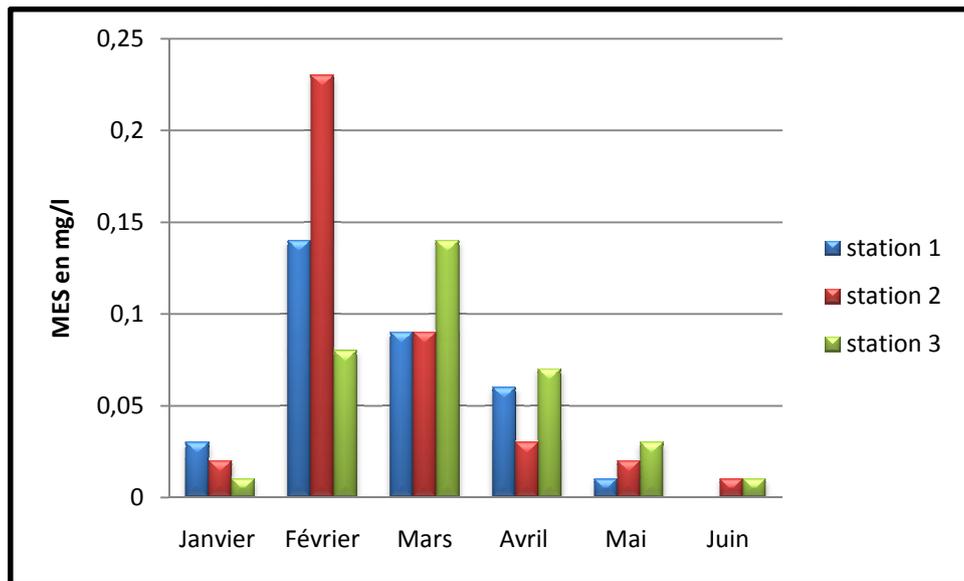


Figure 18 : Variation mensuelle des MES.

Les matières en suspension peuvent être minérales et inertes ou plus ou moins actives vis-à-vis de l’oxygène. Elles interviennent dans la composition de l’eau par échange d’ions ou par absorption, aussi bien sur les éléments chimiques à l’état de traces que sur les microorganismes (DJERMAKOY, 2005). Elles sont en majeure partie, de nature biodégradable (FAO, 2003).

Les MES contribuent à déséquilibrer le milieu aquatique en accroissant la turbidité (GAID, 1993). Ce qui causera une diminution de la clarté de l’eau, limitant ainsi la biosynthèse végétale (REJSEK, 2002). Néanmoins, elles contribuent à la fertilité des sols (FAO, 2003).

✚ Demande chimique en oxygène (DCO)

La DCO permet d’apprécier la concentration en matières organiques ou minérales, dissoutes ou en suspension dans l’eau, à travers la quantité d’oxygène nécessaire à l’oxydation chimique totale (RODIER, 1996).

La demande chimique en oxygène des trois stations d’étude révèlent des concentrations comprises entre un minimum de 8.01 mg d’O₂/l et un maximum de 114.05 mg d’O₂/l avec une moyenne de 32.965 mg d’O₂/l ± 41.26 pour la station 1 ; et entre un minimum de 10.09 mg d’O₂/l et un maximum de 211 mg d’O₂/l avec une moyenne de 58.18 mg d’O₂/l ± 77.28 dans la station 2. Cependant, en aval, la station 3,

présente des taux plus élevés par rapport aux autres stations qui fluctuent entre un minimum de 18.99 mg d'O₂/l et un maximum de 290.85 mg d'O₂/l (100.33 mg d'O₂/l ± 98.43) (voir Figure 19).

Les valeurs de la DCO sont nettement supérieures à la norme fixée par l'OMS (2006) et le JORA (2011) à 30 mg d'O₂/l.

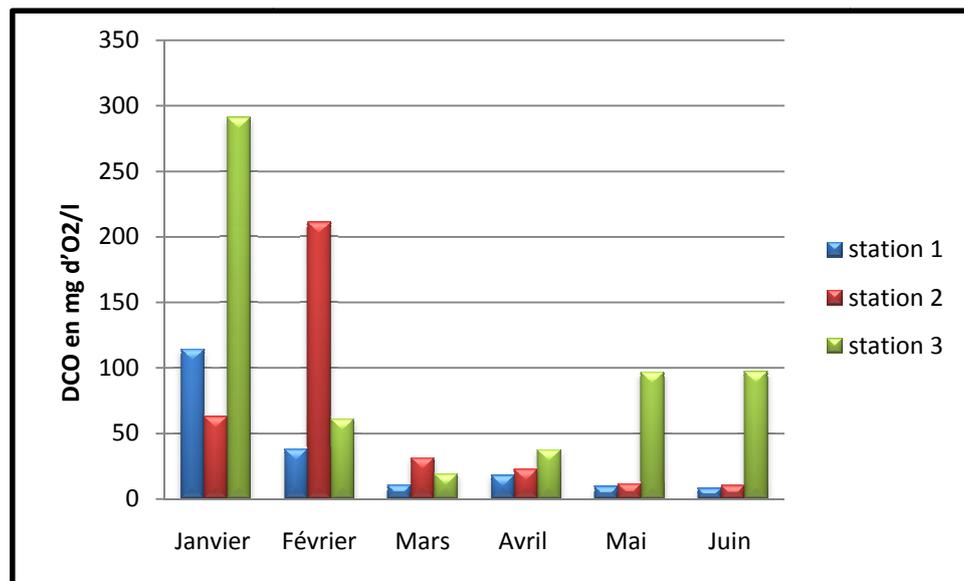


Figure 19 : Variation mensuelle de la DCO.

D'après AUDIC (1990), ces teneurs sont indicatrices d'un excellent apport de substances oxydables. De ce fait, les teneurs élevées de la DCO surtout dans la station 2 et 3 sont expliquées par la présence d'une fraction des matières organiques et minérales non biodégradables, qui peut être dû à la présence de résidus de pesticides, ou à des engrais ou aux rejets des effluents domestiques et industriels provenant des agglomérations avoisinantes.

✚ Demande biochimique en oxygène (DBO₅)

La détermination de la DBO₅ a pour but d'évaluer la nuisance due à la consommation de l'oxygène provoquée par le rejet des matières organiques biodégradables dans le milieu naturel (REJSEK, 2002).

Pour la DBO₅, les valeurs enregistrées dans cette étude varient entre 0.27 mg d'O₂/l à 6.87 mg d'O₂/l avec une moyenne de 2.76 mg d'O₂/l ± 2.85 dans la station 1 ; entre 2.68 mg d'O₂/l et 15.72 mg d'O₂/l avec une moyenne de 6.37 mg d'O₂/l ± 5.36 dans la

station 2 et entre 0.01 mg d'O₂/l et 10.27 mg d'O₂/l avec une valeur moyenne de 5.5 mg d'O₂/l ± 4.57 en aval à la station 3. Ces valeurs sont globalement acceptables et varient dans les normes admissibles par le **JORA (2011)** fixée à 7 mg d'O₂/l (voir Figure 20).

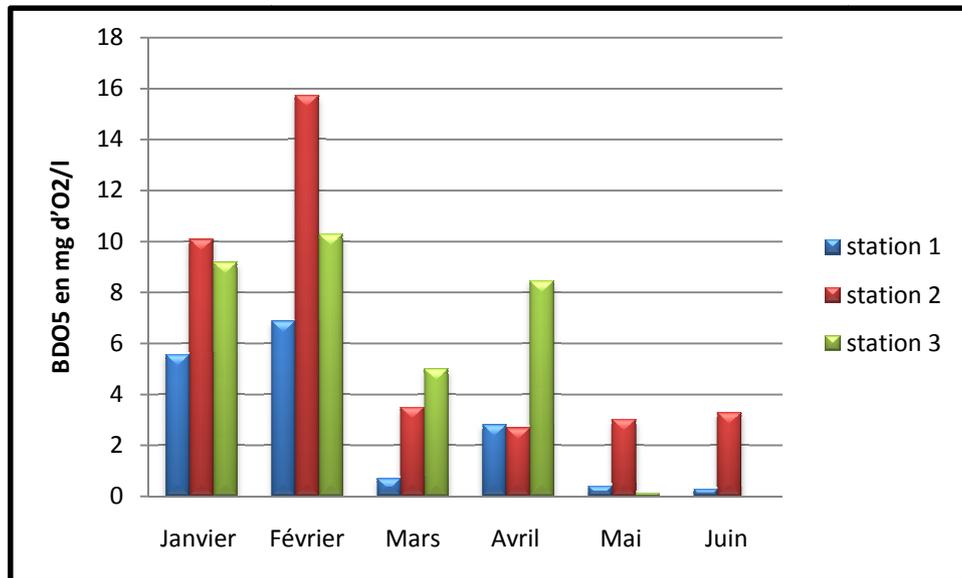


Figure 20 : Variation mensuelle de la DBO₅.

Selon **CARDOT (1999)**, cette réduction est due probablement à l'activité des microorganismes épurateurs qui dégradent et transforment la matière organique en CO₂, H₂O et NH₃, permettant ainsi l'élimination de la pollution organique ; de plus, une bonne sédimentation des boues est aussi responsable de l'élimination de la quasi-totalité de la DBO₅

Dans ce cas la diminution de la DBO₅ enregistrée dans les trois stations 1, 2 et 3 s'explique probablement par le développement excessif des microorganismes favorisé d'une part, par un temps de séjour suffisant, et d'autre part à l'âge de la boue.

✚ Rapport DCO/DBO₅

Le rapport DCO/DBO₅ exprime le degré de la biodégradabilité d'une substance ou son aptitude à être décomposée par les microorganismes dans une eau usée.

Tableau X : Rapport (DCO/DBO) calculé dans les trois stations d'étude.

Moyennes Station	Moy DCO	Moy DBO	DCO/DBO₅
S1	32.96	2.76	11.94
S2	58.18	6.37	9.13
S3	100.33	5.5	18.24

En se référant au tableau ci-dessus, le rapport (DCO/DBO₅) calculé est de 11.94 et 9.13 dans les stations (1 et 2 respectivement). Il est de 18.24, beaucoup plus supérieur en aval a la station 3 qu'aux stations précédente. Toutes les valeurs obtenues sont supérieures à 5, ce qui confirme que les eaux de l'oued El Harrach de l'amont à l'aval et au niveau des trois stations 1, 2 et 3 sont difficilement biodégradables, voir non biodégradables.

Les valeurs obtenues dans les stations 2 et 3 peuvent être due à la forte charge polluante qui rejoint l'oued par les différents rejets des agglomérations avoisinantes et qui sont d'origine industrielle (agro-alimentaire) et urbaine. Les microorganismes (bactéries, champignons....) n'arrivent pas à dégrader ces charges à cause de leur complexité. Tandis qu'à la station 1, la valeur obtenue peut se traduire par une contamination d'origine fécale (apport de matière organique) et d'un nombre réduit de microorganismes qui ne peuvent pas mener une biodégradation complète (cela a été clairement démontré par l'étude bactériologique).

 **Fer**

L'analyse des résultats (Figure 21), montre que la concentration en fer dans les eaux de surface de l'oued El Harrach varie entre un minimum de 0.19 mg/l et un maximum de 3.08 mg/l avec une valeur moyenne de 1.23 mg/l ± 1.06 dans la station 1, entre 0.18 mg/l et 2.28 mg/l avec une moyenne de 0.27 ± 0.79 mg/l dans la station 2 et sont comprises entre 0.11 mg/l et 1.67 mg/l avec une valeur moyenne de 0.83 mg/l ± 0.55 dans la station 3 comme le montre la Figure 21. Ce qui fait que dans la station 1, ces teneurs dépassent la norme admissible par le **JORA (2011)** fixée à 1 mg/l

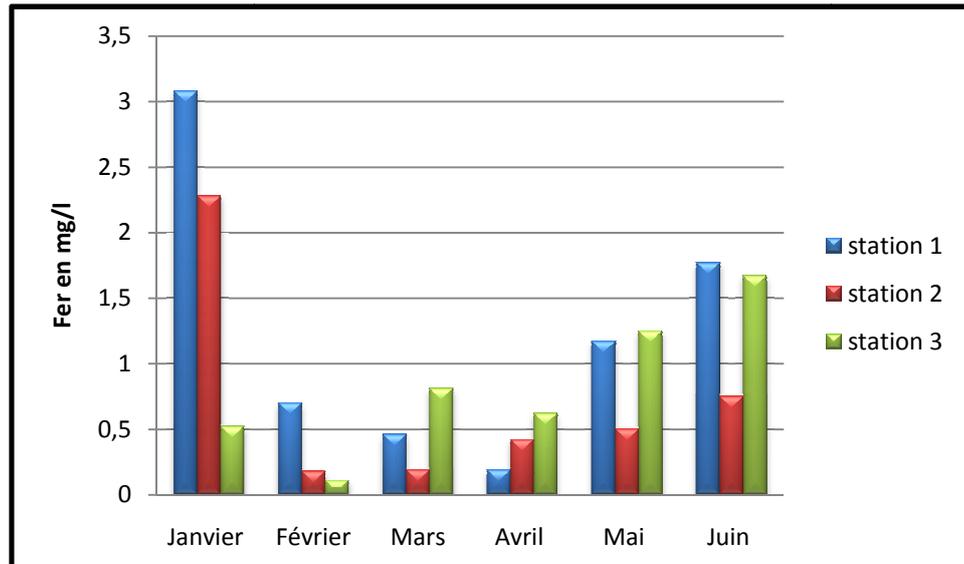


Figure 21 : Variation mensuelle du fer.

Selon **RODIER et al., (2009)**, les eaux superficielles ne contiennent que très peu de fer, rarement plus de 1mg/l. ce qui est le cas des eaux prélevées dans les deux dernières stations 2 et 3.

II.2. Résultats des analyses microbiologiques

Les résultats des analyses microbiologiques des eaux échantillonnées des trois stations de l’oued El Harrach sont consignés dans le Tableau en Annexe V.

II.2.1. Germes indicateurs de contamination fécale

🚩 Microorganismes revivifiables

Ce sont des bactéries aérobies dites « revivifiable » (**POTELON, 1998**), divisées en deux catégories fondamentales sur le plan hygiénique :

- Les germes saprophytes qui se développent à une température de 20 à 22 °C durant trois jours (germes spécifique de l’eau).
- Les germes pathogènes cultivés à une température de 37°C pendant 20 heures (**HASLAY et LECLERC, 1977**).

D’après la Figure 22, on constate que le nombre des germes saprophytes varie entre un minimum de 22800 et un maximum de 49200 germes /100ml avec une moyenne de 34383.33 ± 8631.90 germes /100ml en amont à la station 1 ; entre 21900 et 43900 germes /100ml, avec une moyenne de 32583.33 ± 8379.83 germes /100ml dans la

station 2; et entre 25200 et 52200 germes /100ml avec une valeur moyenne de 38300 ± 9473.75 germes /100ml en aval à la station 3.

Pour les germes cultivés à 37°C, les valeurs varient de 9500 à 30800 germes /100ml, avec une valeur moyenne de 18683.33 ± 8236.12 germes /100ml dans la station 1 ; entre 14200 et 39800 germes /100ml, avec une moyenne de 29166.67 ± 9383.96 germes /100ml dans la station 2 et entre 18800 et 43300 germes /100ml avec une valeur moyenne de 30980 ± 8893.01 germes /100ml en aval à la station 3 (voir Figure 23).

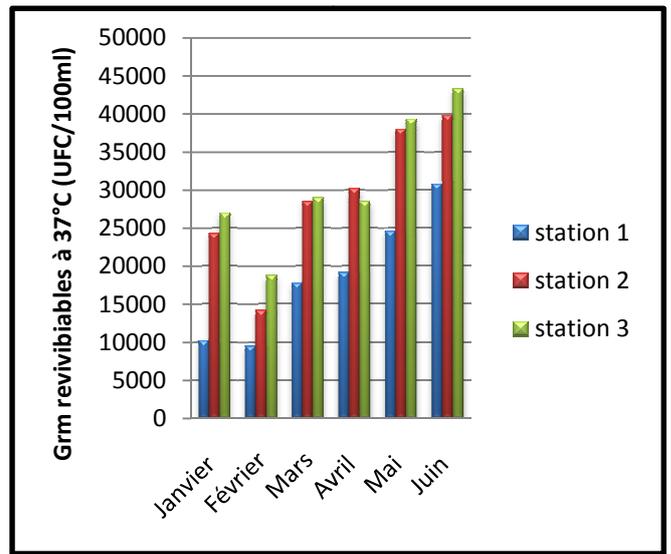
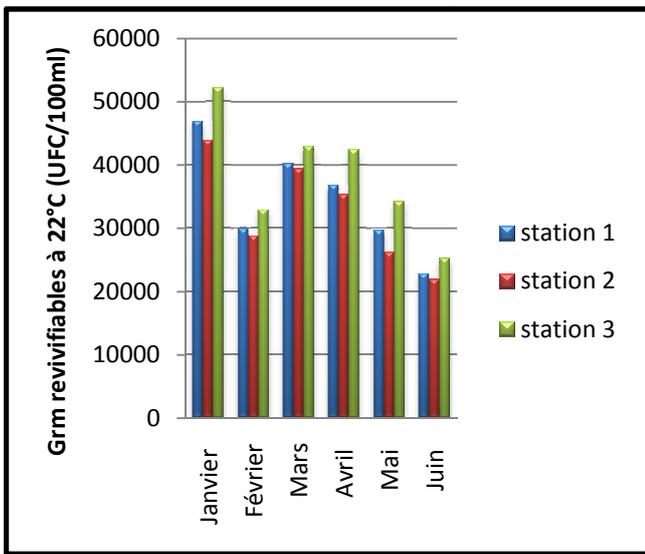


Figure 22 : Evolution des germes à 22°C

Figure 23 : Evolution des germes à 37°C

Coliformes totaux

Sur la base des données représentées dans la figure 24, on constate que les eaux de l’oued El Harrach sont caractérisés par des concentrations élevées en coliformes totaux oscillant entre 120000 et 1986000 germes/100 ml, avec une moyenne de 1017500 ± 726919.46 germes/100 ml pour la station 1; entre 180000 et 1992000 germes /100ml avec une valeur moyenne de 1059500 ± 663545.55 germes /100ml pour la station 2 ; tandis que la valeur la plus élevée a été enregistrée en aval à la station 3 (250000 et 2420000 germes/100ml) avec une valeur moyenne de $12225333.33 \pm 771219.99$ germes/100ml. Ces valeurs sont nettement supérieurs à la norme fixée par le **JORA (1992)** à 50000 germes/100ml.

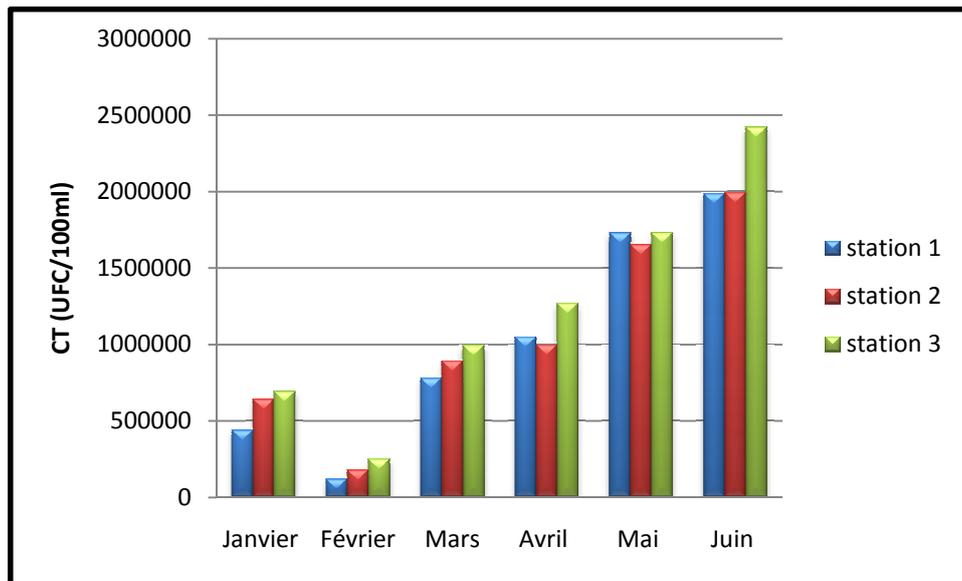


Figure 24 : Evolution du nombre des coliformes totaux.

D’après JACINTA *et al.*, (2007), la qualité des eaux de surface de nombreux lacs et rivières souffrent de la présence de niveaux élevés en coliformes totaux qui sont indicateurs de contamination fécale. Cette charge est due à l’enrichissement des eaux usées brutes en matière organique, à l’abondance de l’oxygène dissous et à une température modérée qui rendent le milieu favorable au développement bactérien (SEVRIN REYSSAC *et al.*, 1995).

En se référant aux travaux d’EL ADDOULI *et al.*, (2009), sur l’oued Bouishak au Maroc, les mêmes observations ont été faites sur l’oued El Harrach s’agissant de l’évolution temporelle de la charge des coliformes avec des fluctuations de charges élevées au printemps surtout en été, et faibles en hiver.

✚ Coliformes Fécaux

D’après la Figure 25, on constate une présence significative de coliformes fécaux. Les concentrations sont comprises entre un minimum de 40000 et un maximum de 449000 germes /100ml, avec une moyenne de 176166.67 ± 148401.37 germes /100ml dans la station 1 ; entre 59000 et 490000 germes /100ml, avec une moyenne de 194833.33 ± 155221.67 germes /100ml ; et entre 66000 et 607000 germes /100ml avec une valeur moyenne de 248000 ± 211697.90 germes /100ml enregistrées en aval à la station 3. Ces valeurs dépassent la norme fixée à 20000 germes /100ml par le JORA

(2011). Selon GLEESON et GRAY, (1997), cette charge est due à la capacité de ces germes à résister aux conditions environnementales difficiles.

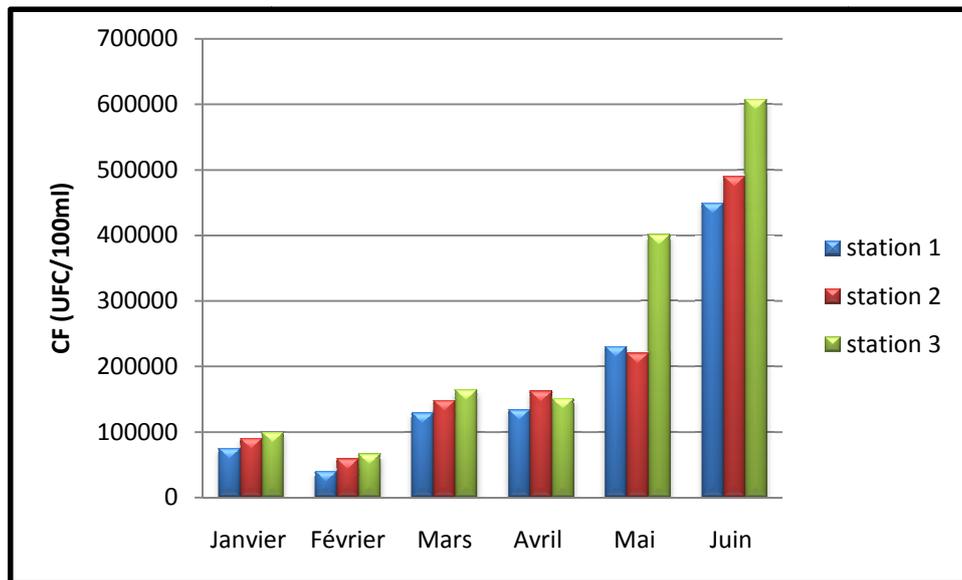


Figure 25 : Evolution du nombre des coliformes fécaux.

Selon l’OMS, (1997), les coliformes fécaux sont des indicateurs de la contamination fécale des eaux, on les retrouve dans les eaux d’égouts, les effluents traités, ainsi que dans toutes les eaux naturelles et les sols ayant subit une contamination fécale récente. De ce fait, la présence de coliformes fécaux dans l’oued El Harrach avec une forte concentration montre qu’il y a une contamination fécale due d’une part à la présence de nombreux mammifères (ovins, bovins, caprins.. etc) et d’autre part aux rejets d’eaux usées domestiques des communes qui entourent cet oued.

Streptocoques Fécaux

La Figure 26, montre la présence de streptocoques fécaux dans notre zone d’étude avec des concentrations importantes qui oscillent entre 17000 et 242000 germes /100ml, avec une moyenne de 99666.66 ± 89605.06 germes /100ml pour la station 1, entre 26000 et 231000 germes /100ml, avec une moyenne de 105333.33 ± 87978.78 germes /100ml dans la station 2 ; et entre 15000 et 190000 germes /100ml, avec une valeur moyenne de 70000 ± 65668.87 germes /100ml pour la station 3. Ces résultats restent cependant supérieurs aux normes de l’OMS (2004) (10000 germes /20 ml).

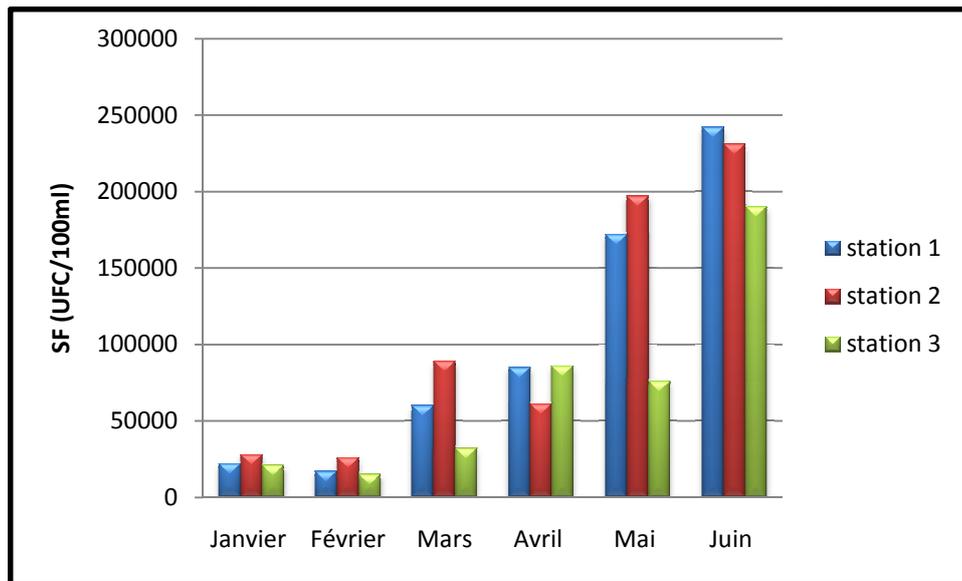


Figure 26 : Evolution du nombre des streptocoques fécaux.

Selon **GAUJOUS (1995)**, ces bactéries sont des témoins assez résistant de contamination fécale, y compris dans les milieux salés. Ils peuvent aussi se multiplier dans les milieux présentant des pH allant jusqu'à 9.6. Leur prolifération est due au déversement des matières organiques et des substances nutritives azotées (**RODIER, 1984**). Selon **SLIMANI (2006)**, l'apport d'entérocoques par rapport aux coliformes consiste en leur plus grande résistance dans les eaux naturelles. De plus, il est intéressant de rappeler que la présence des coliformes fécaux par rapport aux streptocoques est un signe d'une contamination d'origine humaine (**GHEZELLAOUI, 2008**).

L'origine de la pollution fécale est liée au rapport quantitatif des coliformes fécaux sur les streptocoques fécaux.

$$R = CF/SF$$

- * Si le rapport R est inférieur à 0.7, la contamination est d'origine animale,
- * Si R est compris entre 0.7 et 1, l'origine de la contamination est mixte à prédominance animale.
- * Si R est compris entre 1 et 2, cette origine est incertaine
- * Si R se situe entre 2 et 4, l'origine est dite mixte à prédominance humaine
- * Si R est supérieur à 4, elle est d'origine humaine. (**BORREGO et ROMERO, 1982**).

Tableau XI : Résultats du rapport CF/SF

Station \ Moyennes	Moy CF	Moy SF	CF/SF
S1	176166.67	99666.67	1.77
S2	194833.33	105333.33	1.85
S3	248000	70000	3.54

Le rapport (CF/SF) calculé au niveau des trois stations de l’oued El Harrach est de 1.77 à la station1, et 1.85 pour la station 2, dans ce cas l’origine de la pollution est incertaine. Tandis qu’en aval à la station 3, il est de 3.54, de ce fait la pollution de l’oued El Harrach dans cette station est dite mixte à prédominance humaine, provenant des communes des alentours.

✚ Anaérobies sulfito-réducteurs (ASR)

Les résultats de la recherche et du dénombrement des ASR dans les échantillons d’eau d’oued El Harrach sont illustrés par la Figure 27. Elles oscillent entre 300 et 1000 spores/20 ml, avec une valeur moyenne de 583.33 ± 263.94 spores/20 ml en amont à la station 1 ; entre 300 et 1500 spores /20 ml avec une moyenne de 983.33 ± 470.81 spores/20 ml dans la station 2 ; et entre 400 et 2200 spores/20 ml avec une moyenne de 1250 ± 665.58 spores/20 ml en aval à la station 3. La présence de ces germes indique la présence de sulfite de fer qui provoque l’apparition de mauvaises odeurs (RODIER, 2005). Les valeurs enregistrées durant cette étude sont nettement supérieures aux normes recommandées par le JORA (1992) (absence totale des spores /20 ml).

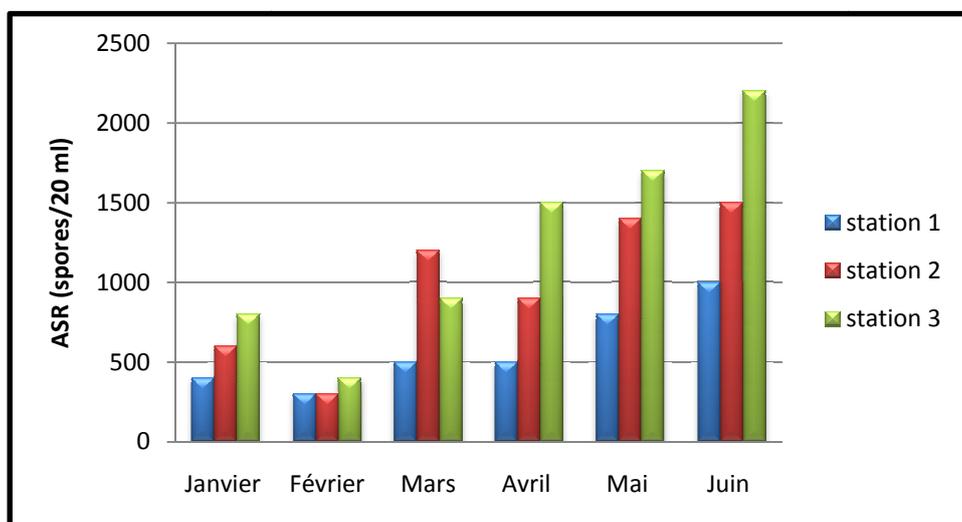


Figure 27 : Evolution du nombre des ASR.

Les spores d'anaérobie sulfito-réducteurs sont extrêmement persistantes dans l'environnement et résistantes aux processus de désinfection de l'eau. Par conséquent, leur valeur comme indicateur de contamination fécale a été mise en doute car les spores pourraient se trouver naturellement dans l'environnement ou représenter une source ancienne de contamination fécale (**PITKANEN, 2010**).

II.2.2. Germes pathogènes

✚ Salmonelles et vibrions

Durant cette étude, aucun prélèvement ne s'est révélé positif ni pour les bactéries du genre *Salmonella* ni pour l'espèce *Vibrio cholerae* (voir annexe I). Sauf que pour les salmonelles, leur présence a été soupçonnée dans quelques prélèvements. Après identification biochimique, on a obtenu les résultats suivants

S2 : présence de *Pseudomonas aeruginosa*

S3 : présence de *Proteus mirabilis*

Selon **ABOULKACEM et al., (2007)**, ceci peut être expliqué soit par l'absence des porteurs asymptomatiques de la population habitante dans cette région soit par la difficulté de recherche de ces germes du fait de leur nombre très faible par rapport aux germes banals.

CONCLUSION

La présente étude qui s'insère dans le cadre d'évaluation de la qualité physico-chimique et microbiologique des eaux de l'oued El Harrach nous a permis d'estimer le degré de pollution de ces derniers.

Il en ressort que certains paramètres physico-chimiques comme la température et le pH... concordent globalement aux valeurs guides nationales et internationales des eaux de surface. Cependant, certaines valeurs sont non-conformes aux normes. Ainsi, une teneur faible en oxygène dissous ($2.49 \pm 1,96$ mg mg d'O₂/l), une concentration élevée en azote ammoniacal (7.36 ± 5.42 mg/l) et en orthophosphate (1.81 ± 1.04 mg/l) ont été signalées en aval à la station 3, alors qu'à la station 2, nous avons enregistré une teneur non conforme en nitrites ($0.81 \pm 1,03$ mg/l). Nous avons noté également une forte concentration en matière organique (29.02 ± 15.02 mg/l) et en DCO ($100.33 \pm 98,43$ mg/l) en aval à la station 3, et en fer (1.23 ± 1.06 mg/l) en amont à la station 1.

Les analyses microbiologiques ont montré une non-conformité aux normes nationaux et internationaux comme c'est le cas des coliformes totaux ($1225333 \pm 771219,99$ UFC/100ml) et des coliforme fécaux ($248000 \pm 211697,90$ UFC/100ml) obtenus dans la station 3, des streptocoques fécaux ($105333,33 \pm 87978,78$ UFC/100ml) dans la station 2 et des Anaérobies sulfito-réducteurs ($1250 \pm 665,58$ spores/20ml) dans la station S3. Il est à signaler aussi l'absence des germes pathogènes tels que les salmonelles et les vibrions cholériques.

L'observation microscopique de l'eau d'oued El Harrach a révélé la présence de 23 espèces de microfaune réparties entre protozoaires et métazoaires. Parmi elles, certaines sont indicatrices de pollution comme les amibes, *Polytoma sp* et *Monas sp*. Ces dernières ont été les plus fréquemment rencontrées.

Il en ressort de ce bilan de diagnostic de cet écosystème lotique que les eaux d'oued El Harrach sont généralement d'une mauvaise qualité.

De nos jours, les eaux usées doivent être épurées avant d'être renvoyées vers les rivières ou la mer, où elles réintègrent le cycle de l'eau. A ce stade, ces eaux doivent répondre à des normes de qualité fixées par les autorités responsables de la gestion des ressources en eau (**OTTOSON et al., 2006**).

A travers l'ensemble de ces observations, il sera intéressant à l'avenir de prendre en considération les points suivants :

- Des analyses de contrôle et de détection efficaces doivent être assurées avec rigueur tout au long de l'année afin d'éviter les risques de pathologies inattendues.
- L'élargissement des points d'échantillonnage à plusieurs stations afin qu'il soit plus représentatif.
- L'épuration des rejets domestiques et des eaux usées avant d'être rejetées dans l'oued El Harrach et par la suite dans la mer Méditerranée.
- L'établissement d'un listing de toutes les espèces indicatrices de pollution afin de suivre l'état de pollution du cours d'eau.

REFERANCES BIBLIOGRAPHYQIES

- 📖 **ABOULKACEM, A. CHAHLAOU, A. SOULAYMANI, A. RHAZI-FILALI, F. BENALI, D. 2007.** Etude comparative de la qualité bactériologique des eaux des oueds Boufekrane et Ouislane à la traversée de la ville de Meknès (Maroc), *REMISE*, v1(1): 10-22.
- 📖 **ADJERID A. S., 1990.** Evaluation de la qualité d'eaux du lac de Réghaia. Mémoire d'ingénieur, INA, EL Harrach, 77p.
- 📖 **AKOTO, O .ADIYIAH, J. 2008.** Dissolved nitrogen in drinking water resources of farming communities in Ghana, *African Journal of Environmental Science and Technology* v 2:31-35.
- 📖 **ALZIEU, C. 1989.** L'eau : milieu de culture. In aquaculture. 2^{ème} édition. Tom 1, 43p.
- 📖 **AMINOT, A. CHAUSSEPIED, M. 1983.** Manuel des analyses chimique en milieu marin. CNEX. 395P.
- 📖 **APFELBAUM, M. ROMON, M. et DUBUS, M. 2009.** Diététique et nutrition. 7^{ème} édition.
- 📖 **AUDIC, J-M. 1990.** Evolution des technologies d'élimination des microorganismes. In IFREMER acte de colloque. Paris. 148p.
- 📖 **BARNABE, G. 1994.** "Aquaculture: biology and ecology of cultured species", New York, Ellis Horwood, 403 p.
- 📖 **BARROIN, G. 2003.** Gestion des risques. Santé el environnement : le cas des nitrates. Phosphore, azote et prolifération des végétaux aquatiques. Paris. Le courrier de l'environnement de l'INRA. 48p.
- 📖 **BAUMONT, S. CAMARD, J-P. LEFRANC, A. et FRANCONI, A. 2004.** Réutilisation des eaux usées épurées : risque sanitaire et faisabilité en Île-de-France. ORS (observatoire régional de santé d'Île-de-France). Institut d'aménagement et d'urbanisme de la région Île-de-France. 220p.
- 📖 **BEAUDRY, J. HENRY, M-T. 1992.** Chimie des eaux, 1^{ère} édition le Griffon d'argile. Canada.537p.
- 📖 **BECHAC, J.C. BOUTIN, P. MERCIER, B. NUER, P. 1984.** Traitement des eaux usées. Paris : Ey Olles.218p.

- 📖 **BEHAR, S. 1997.** « Definition of Water Quality Parameters. Testing the Water: Chemical and physical Vital Signs of a River », Montpellier.VT:River Watch Network, p1.
- 📖 **BENNEFOY, C. GUILLET, F. LEYRAL, G et VERNE-BOURDAIS, E. 2002.** Microbiologie et qualité dans les industries agroalimentaires. Paris : collection biosciences et techniques, série science des aliments. 248p.
- 📖 **BITTON, G. 1999.** Wastewater microbiology. 2^{ème} Ed .john Willy & sons, NY.578p.
- 📖 **BLAIS, S. PATOINE, M. 2002.** Le phosphore en milieu aquatique dans les agroécosystèmes. Colloque sur le phosphore, une gestion éclairée. Ordre des agronomes du Québec.19 p.
- 📖 **BLIEFERT, J. PERRAUD, P. 2003.** Chimie de l'environnement "air, eau, sols, déchets".Ed. Boeck. Paris, France. 477p.
- 📖 **BOEGLIN, J.C. 2001.** Propriétés des eaux naturelles. Technique d'ingénieur. TI Paris édit., 1-440.
- 📖 **BONNIN, J,** Aide Mémoire Hydraulique Urbaine, Éditions eyrolles, 1982, p 25.
- 📖 **BONTOUX J.1993.** Introduction à l'étude des eaux douces : eaux naturelles, eaux usées, eaux de boisson. Qualité et santé, CEBEDOC, SPRL, Liège, 2ème édition, 167p.
- 📖 **BORDJIBA, O.BEKHOUCHE, F. HASSAINE, A. DJENIDI, R. 2009 .**Impact de la pollution par les hydrocarbures sur la qualité des eaux dans la région de Skikda, European journal of Scientific Research, pp 87-97.
- 📖 **BORREGO, A. F. ROMERO, P. 1982.**Study of the microbiological pollution of a Malaga littoral area IIRelationship between fecal coliforms and fecal streptococci. VIè journée étudepollutions, Cannes, France, 561-569
- 📖 **BOURGEOIS, C-M. MESCLE, J-F et ZUCCA, J. 1996.** Microbiologie alimentaire : aspect microbiologique de la sécurité et de la qualité des aliments. Tom1. P62.
- 📖 **BOUZIANI M. ,2006.** L'eau dans tous ses états. Ed Dar Elgharb, Alger, 200p.
- 📖 **BOWES, M.J. HOUSE, W.A. 2001.** Phosphorus and dissolved silicon dynamics in the river Swale catchment, UK: a mass-balance approach. Hydrol. Process. 15: 261-280.
- 📖 **BOYD, C.E.** "Water Quality for Pond Aquaculture". Research and Development Series No. 43. International Center for Aquaculture and Aquatic

177. Environments, Alabama Agricultural Experiment Station, Auburn University, Alabama, (1998).
- 📖 **CAMPOS, C. 2008.** New perspectives on microbiological water control for waste water reuse. Desalination. 218p.
- 📖 **CANLER, J-P. PERRET, J-M. DUCHENE, PH. COTTEUX, E. 1999.** Aide au diagnostic des stations d'épuration par l'observation microscopique des boues activées. Edition QUAE. 155P.
- 📖 **CARDOT, C. 1999.** Génie de l'environnement : les traitements de l'eau. Paris : Ellipses. 247p.
- 📖 **CEBRON, A. 2004.** Nitrification, bactéries nitrifiantes et émissions de N₂ O , Thèse de doctorat, Université ParisVI6Pierre et Marie Curie,289p.
- 📖 **CENTRE D'EXPERTISE EN ANALYSE ENVIRONNEMENTALE EN QUEBEC (CEAEQ). 2006.** Recherche et dénombrement des entérocoques : méthode par filtration sur membrane, MA.700-Ent 1.0, Rév.3. Ministère de développement durable, de l'environnement et des parcs du québec.23p.
- 📖 **CHAMPIAT, D et LARPENTI, J-P. 1988.** Biologie des eaux, édition MASSON, 374p.
- 📖 **CHAPMAN, D. KIMSTACH, V. 1996.** Selection of water quality variables. Water quality assessments: a guide to the use of biota, sediments and water in environment monitoring, Chapman edition, 2nd ed. E and FN Spon, London, pp. 59-126.
- 📖 **CLAUSSEN, EM. GREEN, BL. LITSKY, W. 1977.** Fecal streptococci: indicator of pollution.dans: Hoadley, AW et BJ DUTKO, edit, bacterial indicators/health hazards associated with water, Am, Soc, Test. MAT. (ASTM). 635: 247-264.
- 📖 **DEBIECHE, T-H. 2002.** Evolution de la qualité des eaux (salinité, azote et métaux lourds) sous l'effet de la pollution saline, agricole et industrielle. Thèse de doctorat en sciences de la terre (hydrogéologie et Environnement). Université de Franche-Comté, France. 199p.
- 📖 **DEGREMONT, T. 2005.** Mémento technique de l'eau. 10^{ème} édition Paris : Lavoisier technique et documentation. 1718p.
- 📖 **DELARRAS, C. 2003.** Surveillance sanitaire et microbiologique des eaux, Lavoisier. 269p.

- 📖 **DESJARDINS, R. 1997.** Le traitement des eaux. 2^{ème} édition, presses internationales, polytechnique de Montréal. 304p.
- 📖 **DJERMAKOY, M.M. 2005.** Les eaux résiduaires des tanneries et des teintureries : caractéristiques physico-chimiques, bactériologiques, et impacte sur les eaux de surface et les eaux souterraines. Thèse de doctorat. Université de Bamako. Mali. 119p.
- 📖 **DRAKIDES, C.1994.** Micro-F Diagnostic, CNRS Edition. Université Montpellier 2, 46p.
- 📖 **DROUCHE M., 2006 :** « Traitement des eaux de surface et des eaux de rejet d'huilerie d'olive par ultrafiltration et procédé à oxydation avancée UV/H₂O₂ », thèse de doctorat d'Etat en génie de l'environnement. Ecole nationale polytechnique d'Alger, 122 p.
- 📖 **DUCHENE, PH. COTTEUX, E. 1993.** Les éléments les plus significatifs de la microfaune des boues activées, CAMEGRAF-Division Qualité des Eau. Paris. 477p.
- 📖 **DUSSART, B. 1966.** Limnologie : l'étude des eaux continentales, Edition géologique écologique aménagement ,2^{ème} trimestre.252p.
- 📖 **EI ADDOULI. J, CHAHLAOUI. A, BERRAHOU. A, CHAFI. A, ENNABI. A, KARROUCH.L (2009)** influence des eaux usées utilisé en irrigation sur la qualité des eaux de l'oued Bouishak région de Meknèse (centre –sud de maroc), Rev. Microbiol.Ind. San et Environn. Vol 3, pp 57-75.
- 📖 **FABY, J-A. BRISSAUD, F. 1997.** L'utilisation des eaux usées épurées en irrigation. Office international de l'eau. 76p.
- 📖 **FALI, C. 2007 :** Etude de la qualité de l'eau de robinet et de celle de la nappe phréatique dans les différentes communes d'arrondissement du département de Guédiawaye, Dakar, Sénégal. 12p.
- 📖 **FAO. 2003.** Food and agriculture organization. L'irrigation avec des eaux usées traitées : manuel d'utilisation. pp73.
- 📖 **FARRAW, J .A.E.KRUSE, J.PHILLIPS, B.A. BRAMELY, A.J.COLINS, M.P. 1984.**Taxonomic studies of *S. Bovis* and *S. equinus*: description of *S. alactolyticus* sp. No. and *S. saccharolyticus* sp. Nov. system. Appl.microbiol.5: 467- 482.

- 📖 **FEDERIGHI. 2005.** Bactériologique alimentaire compendium d'hygiène des aliments. 2^{ème} édition Ed economic a PP5-15.
- 📖 **FOISSNER, W., BERGER, H., SCHAUMBURG, J., 1999.** Identification and Ecology of Limnetic Plankton Ciliates. Bavarian State Office for Water Management, Munich.
- 📖 **FUSTEC, E ET LEFEUVRE, J-C. 2000.** “Fonctions et valeurs des zones humides“. Ed. Dunod, Paris.
- 📖 **GAID, A. 1993.** Traitement des eaux usées urbaines. Doc. C5 220.
- 📖 **GAILLARD, F. 2001.** Contrôles thermodynamiques et cinétiques des états d'oxydation du fer dans les liquides silicatés magmatiques : experimentation, modélisation, applications et simulations. Thèse de Doctorat en Science de la Terre (Matériaux et Minéraux). Université d'Orléans, France. 273 p.
- 📖 **GAUDREAU D. et MERCIER M., 1998 :** « La contamination de l'eau des puits privés par les nitrates en milieu rural », Ed. Régie Régionale de la santé et des Services Sociaux de la Montérégie, 64 p.
- 📖 **GAUJOUS, D. 1995.** La pollution des milieux aquatique : aide-mémoire. Edition Technique et Documentation Lavoisier, 220p.
- 📖 **GENIN, B. CHAUVIN, C., MENARD, F. 2003.** “Cours d'eau et indices biologiques : pollution Méthodes. IBGN » “. EDUCARGI éditions, 2^{ème} Edition, Paris, 15- 172.
- 📖 **GHAZALI D. et ZAID A., 2013 :** « Etude de la qualité physico-chimique et bactériologique des eaux de la source AIN SALAMA-JERRI (Région de MEKNES –MAROC) », Meknès, Maroc. Larhyss Journal, ISSN 1112-3680, n° 12, Janvier 2013, pp : 25-36.
- 📖 **GHIZELLAOUI, S. 2008.** Evaluation and evolution of the quality of the water resources in the distribution network. Elsevier. Desalination. 222: 502-512.
- 📖 **GLEESON, C. GRAY, N. A. 1997.** the coliforms index and waterborne disease, E & FN spoon, 194p.
- 📖 **GROSCLAUDE, G. 1999.** “Un point sur l'eau. Tome II : usage et polluants“. INRA, Paris. 125 p.
- 📖 **GUILBERT. L, 2000.** Chimie Dans La Buanderie, Projets d'Intégration des Sciences et des Technologies en Enseignement au Secondaire, p 21.

- 📖 **HANON, M et ROUELLE, A. 2011.** Qualité des eaux distribuées par le réseau publique en Wallonie. Direction des eaux souterraines de l'état environnemental. Bruxelles. Belgique. 10p.
- 📖 **HASLAY, C. et LECLERC, H. 1992.** Microbiologie des eaux d'alimentation. Edition Lavoisier, Tec et Doc, Paris. 908p.
- 📖 **HAZOURLI, S. BOUDIBA, L. et ZIATI, M. 2007 :** caractérisation de la pollution des eaux résiduaires de la zone industrielle d'EL Hadjer, Annaba. Larhyss Journal, ISSN 1112-3680, n° 06. pp 45-55.
- 📖 **HENRY. M.T, & BEAUDRY. J** "Chimie des eaux", 1er édition, le Griffon d'argile (Canada), (1984), 337 p.
- 📖 **HUGO, V. 2007.** Modélisation et commande floues de type takagi-sugéno appliquées à un bioprocédé de traitement des eaux usées. Thèse doctorat de l'université Paul Sabatier de Toulouse, France. 201P.
- 📖 **HUTCHINSON, G.E.** "A Treatise on Limnology. I. Geography, Physics, and chemistry". John Wiley & Sons, Inc., New York, (1957), 1015 p.
- 📖 **IBGN, 2005.** Institut Bruxellois pour la gestion de l'environnement. 16p.
- 📖 **IDRISI, L. 2006.** Etude et développement de nouvelles méthodes électrochimique pour la détermination des ions ortho phosphates, nitrite, nitrate et ammonium. Thèse de doctorat d'état en chimie analytique. Université Mohammed V-AGDAL faculté des sciences Rabat, Maroc. 146p.
- 📖 **IGBINOSA, E-O. 2009.** Impact of discharge wastewater effluents on the physico-chemical qualities of a receiving watershed in a typical rural community, ISSN: 1735-1472, pp175-182.
- 📖 **JOLET, B et REYNAUD, A. 2003.** Entérobactéries : systématique et méthode de diagnostic. Monographie de microbiologie. Edition Médicales internationales. 356p.
- 📖 **JONNALAGADDA, S.B. MHERE, G. 2001.** Water quality of the odzi river in the eastern highlands of Zimbabwe, Water Res. 35 (10): 2371-2376.
- 📖 **JOSKA, M.A.P; DAY, J.A; BOULLE, J & ARCHIBALD, S, 2005.** Development of a biomonitoring method using protozoans assessment of water quality in rivers and ground waters and seas onal/ephemeralwaters : Freshwater Research Unit, Zoology Department University of Cape Town 7701 Rhodes Gift Western Cape 1-77005-328-X. 110p

- 📖 **KOURRADI, R. 2007.** Evaluation de degré de pollution anthropique de l'estuaire de Bou Regreg et impact sur la biologie et dynamique de scrobicularia plana (Linné, 1758) et selon marginatus (Linné, 1767). thèse de doctorat d'état en biologie, spécialité Ecologie animale. Université Mohamed V-AGDAL Faculté des sciences Rabat, Maroc. 300p.
- 📖 **LADJEL, F. 2001.** Exploitation d'une station d'épuration à boues activées. Ed. ONA. 74P.
- 📖 **LADJEL, F. 1997.** Exploitation d'une station d'épuration à boues activées. Centre de formation des matières de l'assainissement (CFMA). Boumerdes. 99p.
- 📖 **LECLERC.H et MOSSEL.D. 1983.** Microbiologie : le tube digestif, l'eau et les aliments, DOIN éditeurs, 263p.
- 📖 **LEFEVRE J-C., 1993 :** « Les zones humides : espaces en voie de disparition » In Actes du colloques sur les zones humides du littoral aquitain, édition DRAE d'aquitaine, Paris, p27.
- 📖 **LOUNNAS, A. 2009.** Amélioration des procédés de clarification des eaux de la station Hamadi-Kroma de Skikda. Mémoire de magister en chimie. Option : pollutions chimiques et Environnement. Université du 20 Aout 1955 SKIKDA, Algérie. 120p.
- 📖 **MADONI P., (1984).** Estimation of the size of freshwater ciliate populations by a sub-sampling technique. Hydrobiologia 111, 201-206.
- 📖 **MADONI, P. A., 1994.** Sludge biotic index (SBI) for the evaluation of the biological performance of activated sludge plants based on the microfauna analysis. Water Research, v. 28, n. 1, p. 67-75.
- 📖 **MAKHOUKH, M. SBAA, M. BERRAHOU, A. CLOOSTER, A-VAN. 2011.** Contribution à l'étude physico-chimique des eaux superficielles de l'oued Moulouya (Maroc Oriental). Larhyss Journal. 9 : 149-169.
- 📖 **MARC B., ETEC S., RÉGINE B. et DAVID T., 2007 :** « Qualité des cours d'eau en Valais », Département des transports, de l'équipement et de l'environnement ; Service de la protection de l'environnement, 67 p.
- 📖 **MARCHAND, D.LAMENT, V. MOUCHET, P. LESOIL, M. BAIG, S. ROVEL, J. MAZOUNIE, P. BOURDELET, J.C. BONNELEY, V. HESSE, C. HANBRY, A. MOLES, J. NICOL, R. ANGEL, M. 1989.** Mémento : technique de l'eau. 9^{ème} édition. Tome II. DEGREMONT édit., 595-1459.

- 📖 **MARTINEAU, G. P. 1997.** Maladies d'élevage des porcs. 1^{ère} édition. Ed. France agricole. 316p.
- 📖 **MASSCHELEIN. W-J. 1996.** processus unitaires du traitement de l'eau potable, Edition CEBEDOC Sprilliège, pp 01-12.
- 📖 **MERABET, S. 2010.** Evaluation de la qualité physico-chimique des eaux brutes distribuées du barrage réservoir de Beni HARoun. Mémoire de magister en chimie. Option : chimie analytique. Université de Mentouri de Constantine, Algérie. 104p.
- 📖 **MEYBECK M., FRIEDRICH G., THOMAS R. et CHAPMAN D., 1996:** « River Water quality assessment: a guide to the use of biota, sediments and water in environment monitoring », Chapman edition, 2nd ed. E & FN Spon, London, pp. 59-126.
- 📖 **MIZI, A. 2006.** Traitement des eaux de rejets d'une raffinerie des corps gras région de Bejaia et valorisation de déchets oléicoles. Thèse de doctorat d'état, université d'Annaba, Algérie. 72p.
- 📖 **MOUSSA MOUMOUNI DJERMAKOYE. 2005.** Les eaux résiduelles des tanneries et des teintureries : caractérisation physico-chimique, bactériologiques et impact sur les eaux de surfaces et les eaux souterraines 'MALI'. Thèse doctorat en pharmacie. Faculté de Médecine, de pharmacie et d'Odontostomatologie. 135p.
- 📖 **NEAL, C.JARVIE, H.P. HOWARTH, S.M. WHITEHEAD, P.G. WILLIAMS, R. J. NEAL, M. HARROW, M.WICKHAM, H. 2000.**The water quality of the River Kennet: initial observations on a lowland chalk stream impacted by sewage inputs and phosphorus remediation. Sci. Total Environ. 251-252: 477-495.
- 📖 **NKAMBULE T.I., KRAUSE R.W.M., MAMBA B.B. et HAARHOFF J., 2008:** « Characterization of natural organic matter and its removal using cyclodextrin polyurethanes ». Water South Africa, p 200.
- 📖 **ODUM, E. P.** "Fundamentals of Ecology". 3rd ed. Philadelphia: Saunders, (1971), 574 p.
- 📖 **OMS., 1979:** recommandation pour la surveillance sanitaire des zones cotières a usage récréatif des zone conchylicole. Breau régional pour l'organisation mondiale de la santé. Pp 168.

- 📖 **OTTOSON J., HANSEN A., BJORLENIUS B., NORDER H., STENSTROM T., 2006.** Removal of viruses, parasitic protozoa and microbial indicators in conventional and membrane processes in a wastewater pilot plant. Water research. Paris: Elsevier Masson. 516p.
- 📖 **PESCOD M.B., 1985:** « Design, operation and maintenance of wastewater stabilization ponds in treatment and use of sewage effluent for irrigation». Ed Pescodand Arar, 93-114.
- 📖 **PETRY, J. SOULSBY, C. MALCOLM, I.A. YOUNGSON, A.F. 2002.** Hydrological controls on nutrient concentrations and fluxes in agricultural catchments. Sci. Total Environ, 294 (1-3): 95-110.
- 📖 **PITKANEN, T. 2010.** Studies on the detection methods of campylobacter and fecal indicator bacteria in drinking water. National Institute for Health and Welfare. Finland. 118p.
- 📖 **POTELON, J-L. ZYSMAN, K. 1998.** Le guide des analyses de l'eau potable. Editeur : Lettre du cadre territorial. Paris, 253p.
- 📖 **RAMADE F., 1984 :** « Eléments d'écologie fondamentale », 2^{ème} Edition, Ed. Delmas et Cie, Franc, 579p.
- 📖 **RAMADE, F. 1998.** Dictionnaire encyclopédique des sciences de l'eau. Edition science internationale, Paris. 786p.
- 📖 **RAMADE, F. 2000.** Dictionnaire encyclopédique des pollutions. Edition science international, Paris, 689p.
- 📖 **REJESK, F. 2002.** les analyses des eaux. Tome II. France : aspects réglementaires et technique. 360p.
- 📖 **RODIER J., BAZIN C., BROUTIN J-P., CHAMPON P., CHAMPSAUR H. et RODI L., 1984 :** « L'analyse de l'eau : eaux naturelles, eaux résiduaires, eaux de mer, chimie, physico-chimie, bactériologie, biologie», 7^{ème} édition, Ed. Dunod, Paris, 1365p.
- 📖 **RODIER, J. BAZIN C. BOUTIN, J-P. CHAMBON, P. CHAMPSAUR, H. RODI, L. 1996.** L'analyse de l'eau : Eaux naturelles, eaux résiduaires, eau de mer. 8^{ème} édition Dunod, Paris, France. 879 p.
- 📖 **RODIER, J. BAZIN, C. CHAMBON, P. BROUTIN, G-P. CHAMPSAUR, H. RODI, L. 2005.** L'analyse de l'eau : eaux naturelles, eaux résiduaires, eaux de mer. 8^{ème} édition. Paris : DUNOD technique. 1383.

- 📖 **RODIER, J.LEGUBE, B. MERLET, N. COLL. 2009.** L'analyse de l'eau : eaux naturelles, eaux résiduaires, eau de mer. 9^{ème} édition. Paris : DUNOD technique. 1579p.
- 📖 **SAMAKE, H. 2002.** Analyse physico-chimique et bactériologiques au LNS des eaux de consommation de la ville de Bamako Durant la période 2000 et 2001. Thèse de Doctorat. Mali. 77p.
- 📖 **SATIN M. et SELMI B., 1999 :** « Guide technique de l'assainissement ». 2^{ème} édition, Edition REGISBOURRIER. Pp : 42-79.
- 📖 **SEAAL. , 2009 :** Condition générales de manipulation en microbiologie ; Société des Eaux et de l'Assainissement d'Alger (SEAAL), 13p.
- 📖 **SEVRIN-REYSSAC, G. DELANOUE, J. PROULX, D. 1995.** Le recyclage de lisier de porc par lagunage. Edition Technique et Documentation Lavoisier. 118p.
- 📖 **SILVA, A.M.M. SACOMANI, L.B. 2001.** Using chemical and physical parameters to define the quality of pardo river water (Botucatu-Sp-Brasil). Technical Note. Water Res. 35(6): 1609-1616.
- 📖 **SINGLETON, P et SAINURY, D. 1984.** « Bactériologie », édition MASSON, Paris. 151p.
- 📖 **SINGLETON. 1999.** Bactériologie 4^{ème} édition : MONOD. 296P.
- 📖 **SLIMANI, R. 2006.** Contribution à l'étude hygiénique des caractères physicochimiques et bactériologiques des eaux usées de la cuvette de Ouargla et leurs impacts sur la nappe phréatique. Mémoire d'Ingénieur. Ecologie Envir. Saharienne. Univ. Ouargla. 108p.
- 📖 **TARDAT H, BEAUDRY J-P. 1984.** Chimie des Eaux. Editeur, Le Griffon d'argile. 340p
- 📖 **TARDAT-HENRY M. et BEAUDRY J-P., 1992 :** « Chimie des eaux », 2^{ème} édition, le griffon d'argile ; Canada. P 537.
- 📖 **TOSE, S. 2006.** Reuse of effluent water-benefits and risks, Agricultural water managements 157p.
- 📖 **VEGA, M. PARDO, R. BARRADO, E. DEBAN, L. 1998.** Assessment of seasonal and pollting effects on the quality of river water by exploratory data analysis. Water Res. 32(12): 3581-3592.
- 📖 **VILAIN, M. 1989.** La production végétale. Vol 2: la maitrise de technique de la production. ED. Lavoisier (ed.J. Bailliére).Paris- France.

- 📖 **VILLERS, J. SQUILBIN, M. YOURASSOWSKY, C. 2005.** Qualité physicochimique et chimique des eaux de surface. Institut Bruxellois pour la gestion.
- 📖 **Vivier, P. 1972.** “La vie des eaux douces“. Presses universitaires, le point de connaissances achevées, 4ème Edition, Paris., 126 p.
- 📖 **W.H.O. 1987.** Global pollution and health results of related environmental.
- 📖 **WINKLER, M. 2009.** Analyse de laboratoire et analyse en continu traitement des eaux usées éléments nutritifs. Édition Lange. 8p.
- 📖 **ZERROUKI, H. SELT, M.T. OUADJINA, N. MILLIANI, Z. MENOUEI, K. KRIDER, C. HADDADI, N. BOUZERTIT, N. BOUDJELLA, A. BENGUERBA, D. AZZOUZ, D et AHMED MESSOUD, R. 2006.** La faim de l'eau. Le magazine des journalistes scientifiques. 24P.

TABLE DES MATIERES

RÉSUMÉ	
LISTE DES ABRÉVIATIONS	
LISTE DES TABLEAUX	
LISTE DES FIGURES	
INTRODUCTION.....	01

ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE

I. GENERALITE SUR LES EAUX DE SURFACE.....	03
I.1 Définition des eaux de surface.....	03
I.2 Différents types des eaux douces de surface.....	03
I.2.1 Eaux courantes (ou lotiques).....	03
I.2.2 Eaux stagnantes (ou lentiques)	03
II. POLLUTION DES EAUX DOUCE DE SURFACE	05
II.1 Différentes origines de la pollution	05
II.2 Principaux polluants des eaux.....	05
III. PARAMETRES D’EVALUATION DE LA QUALITE DES EAUX NATURELLES SUPERFICIELLES.....	07
III.1 Paramètres physico-chimiques	07
III.1.1 Paramètres physiques.....	07
III.1.2 Paramètres de minéralisation globale.....	08
III.2.3 Paramètres de pollution.....	09
III.2.4 Paramètres indésirables.....	11
III.2 Paramètres microbiologiques	12
III.2.1 Germes indicateurs de contamination fécale.....	12
III.2.2 Germes pathogènes	14

ETUDE EXPERIMENTALE

I. MATERIEL ET METHODES.....	18
I.1 Présentation générale de la zone d'étude.....	18
I.2 Choix des stations de prélèvements.....	20
I.3. Matériel utilisé.....	21
I.3.1.Matériel biologique	21
I.3.2. Matériel non biologique.....	21
I.4. Methodes d'échantillonnage et d'analyses.....	21
I.4.1. Méthodes d'échantillonnage	21
I.4.2.Méthodes d'analyses.....	22
I.4.2.1. Analyses physico-chimiques	22
I.4.2.2. Analyses microbiologiques	37
I.4.2.3. Identification et énumération de la microfaune microscopique	46
I.5. Analyse statistique des données.....	47
II. RESULTATS ET DISCUSSION	48
II.1. Résultats des analyses physico-chimiques.....	48
II.2. Résultats des analyses microbiologiques.....	68
II.3. Résultats de l'analyse de la microfaune.....	75

CONCLUSION

REFERENCE BIBLIOGRAPHIQUE

ANNEXES

I. GENERALITES SUR LES EAUX DE SURFACE

La surface de la terre est recouverte d'une grande partie d'eau (environ 70%). Cette eau existe sous trois états : liquide, solide et gazeuse (**BLIEFRET et PERRAUD, 2003**).

I.1. Définition des eaux de surface

Ce terme englobe toutes les eaux circulantes ou stockées à la surface des continents (**LECLERC et MOSSEL, 1983**). Les eaux de surfaces sont issues essentiellement des précipitations. Elles ont pour origine, soit les nappes souterraines dont l'émergence constitue une source, soit celles qui sont formées par les eaux pluviales, d'infiltration ou de ruissellement (**MASSCHELEIN, 1996**). Il s'agit d'une ressource facilement accessible mais malheureusement fragile et vulnérable. La pollution la rend souvent impropre à l'utilisation en absence d'un traitement préalable (**BOEGLIN, 2001**).

I.2 Différents types des eaux douce de surface

Les eaux de surface peuvent se présenter sous forme d'eaux courantes (lotiques) ou d'eaux stagnantes (lenticques). Elles se distinguent par des vitesses d'écoulement respectivement plutôt élevées et plutôt faibles si non nulles (**FUSTEC et LEFEUVRE, 2000**).

I.2.1 Eaux courantes (ou lotiques)

Ces eaux regroupent toutes les eaux en mouvement : sources, torrents, ruisseaux, rivières, fleuves, constituant un vaste réseau hydrographique qui mène à la mer (**GENIN et al, 2003**).

Elles sont caractérisées par une vitesse de courant qui détermine la composition et la structure de la communauté biologique dont la majeure partie des organismes vit dans la « couche limite » qui correspond à une zone d'eau calme au contact du substratum (**GROSCLAUDE, 1999**).

I.2.2 Eaux stagnantes (ou lenticques)

A la différence des eaux courantes, les eaux stagnantes constituent des zones où la sédimentation intense va progressivement oblitérer la cuvette. Les plans d'eau ne sont qu'une structure passagère à l'échelle géologique, mais leur évolution naturelle peut être

très fortement accélérée par les rejets des activités agricoles, industrielles et urbaines (GROSCLAUDE, 1999).

II. POLLUTION DES EAUX DOUCE DE SURFACE

Le problème de la pollution des eaux représente sans aucun doute, un des aspects les plus inquiétants de la crise globale de l'environnement (**RAMADE, 1998**). Selon **GAUJOUS (1995)**, la pollution résulte de l'introduction dans un milieu des substances conduisant à son altération. Elle désigne l'ensemble des rejets que l'Homme libère dans l'écosystème et qui, sans être vraiment dangereux pour l'organisme, exercent une influence perturbatrice sur l'environnement (**RAMADE, 1998**).

II.1. Différentes origines de la pollution

Les origines de la pollution de l'eau sont variées et intimement liées aux activités humaines. La pollution peut être domestique, industrielle ou agricole (**ZERROUKI et al., 2006**).

- **Pollution agricole**

L'agriculture constitue la première cause des pollutions des sources d'eau. Dans la quasi-totalité des pays où l'agriculture est un secteur dominant, les engrais et les pesticides ont contaminé les nappes souterraines et les eaux superficielles (**ZERROUKI et al., 2006**).

- **Pollution industrielle**

Cette pollution est due aux produits chimiques que rejettent les industries et les eaux chaudes évacuées à la sortie des usines (**BOUZIANI, 2006**). Elle est caractérisée par une grande diversité chimique (**GAUJOUS, 1995**).

- **Pollution domestique**

La pollution d'origine urbaine provient essentiellement des eaux résiduelles déversées par les habitations (**GROMAIRE 2005**).

II.2. Principaux polluants des eaux

Selon **HUGO (2007)**, les principaux polluants sont :

- **Matières organiques**

Les matières organiques constituent la première cause de pollution des ressources en eaux. Ces matières organiques (déjections animales et humaines, graisses,...) sont notamment issues des effluents domestiques, mais également des rejets industriels

(industries agro-alimentaires). La pollution organique peut être absorbée par le milieu récepteur tant que la limite d'auto-épuration n'est pas atteinte.

- **Eléments minéraux**

Les éléments minéraux regroupent essentiellement les produits azotés ainsi que les produits phosphatés. Ces matières proviennent principalement des activités agricoles. La pollution minérale des eaux peut provoquer le dérèglement de la croissance végétale ou des troubles physiologiques chez les animaux.

- **Organismes pathogènes**

Ce sont des virus, des parasites et des bactéries entraînant souvent une inhibition des mécanismes biologiques qui mènent à une pollution microbiologique celle-ci se développe conjointement à la pollution organique, par une prolifération des germes d'origine humaine ou animale dont certains sont éminemment pathogènes.

- **Substances toxiques**

Ce sont des composés chimiques de synthèse, issus des activités industrielles et agricoles. Les conséquences souvent dramatiques de la pollution chimique sur les écosystèmes, varient suivant la concentration des composés dans les rejets.

- **Hydrocarbures**

Provenant des industries pétrolières et des transports, ces composés chimiques sont des substances peu solubles dans l'eau et difficilement biodégradables. Leur densité inférieure à l'eau les fait surnager et leur vitesse de propagation dans le sol est 5 à 7 fois supérieure à celle de l'eau. Ils constituent un redoutable danger pour les nappes phréatiques.

- **Métaux lourds**

Les plus fréquemment rencontrés et les plus dangereux sont le mercure, le cuivre, le cadmium, le chrome, le plomb et le zinc. Ils ont la particularité de s'accumuler dans les organismes vivants ainsi que dans la chaîne trophique.

III. PARAMETRES D’EVALUATION DE LA QUALITE DES EAUX SUPERFICIELLES

L’appréciation de la qualité des eaux de surface se base sur la mesure des paramètres physico-chimiques ainsi que sur la présence ou l’absence d’organismes et de micro-organismes aquatiques (VILLERS *et al.*, 2005).

III.1. Paramètres physico-chimiques

La connaissance de certains paramètres physico-chimiques donne une appréciation préliminaire de la qualité et du degré de la pollution d’une eau (BORDJIBA *et al.*, 2009).

III.1.1. Paramètres physiques

➤ Température (T°)

La température de l’eau est un critère très important. Elle est influencée par la température de l’air (RODIER *et al.*, 1996). En effet, celle-ci joue un rôle dans la solubilité des sels et surtout des gaz, dans la détermination de pH, pour la connaissance de l’origine de l’eau et des mélanges éventuels (RODIER *et al.*, 2009).

➤ Potentiel d’Hydrogène (pH)

Le pH représente le degré d’acidité ou d’alcalinité d’un milieu. C’est un paramètre important pour définir le caractère agressif ou incrustant d’une eau (DJERMAKOYE, 2005). Le pH des eaux naturelles est lié à la nature des terrains traversés. Il varie habituellement entre 7.2 et 7.6 (RODIER *et al.*, 2005).

➤ Conductivité électrique (CE)

La conductivité est la capacité d’une solution à conduire le courant électrique. Cette capacité dépend de plusieurs facteurs tels que la nature des ions présents et leur concentration totale. Elle donne une idée sur la salinité et permet une bonne appréciation du degré de minéralisation d’une eau (KOURRADI, 2007 ; MAKHOUKH *et al.*, 2011).

➤ **Turbidité**

Elle est inversement proportionnelle à la transparence de l'eau. Elle est en relation avec les matières en suspension (MES) de l'eau (**DEGREMENT, 2005**). Cette transparence peut être affectée par la présence de particules en suspension et de matière colloïdales dans l'eau (**APFELBAUM et al., 2009**).

➤ **Oxygène dissous**

Parmi les gaz dissous, l'oxygène est celui qui joue le rôle le plus important pour la qualité des eaux. Il est indispensable à la respiration des organismes. Il facilite la dégradation des matières organiques et facilite l'accomplissement des cycles biochimiques (**ALZIEU, 1989**). Il varie de manière journalière et saisonnière car il dépend de nombreux facteurs tels que la pression partielle en oxygène de l'atmosphère, la température de l'eau, la salinité, la pénétration de la lumière, l'agitation de l'eau et la disponibilité en nutriment (**IBGN, 2005**).

III.1.2. Paramètres de minéralisation globale

La minéralisation traduit la teneur globale en sels minéraux dissous, tels que carbonates, bicarbonates, chlorures, sulfates, calcium, sodium, potassium, magnésium (**BONNIN, 1982**).

➤ **Dureté totale ou hydrotimétrique (TH)**

La dureté d'une eau nous renseigne sur la teneur en sels minéraux essentiellement les ions de calcium et de magnésium dont l'origine est naturelle (**GAUJOUS, 1995**).

➤ **Calcium (Ca²⁺)**

C'est un métal alcalino-terreux et c'est l'élément principal de la dureté de l'eau. Sa teneur dans l'eau est liée à la nature géologique des terrains traversés (**POTELON et ZYSMAN, 1998**). Sa présence est liée principalement à deux origines naturelles : soit la dissolution des formations carbonatées (CaCO₃), soit la dissolution des formations gypseuses (CaSO₄) (**DEBIECHE, 2002**).

➤ Magnésium (Mg^{2+})

C'est l'un des éléments les plus répandus dans la nature. Le magnésium contribue à la dureté de l'eau. (MARCHAND et *al.*, 1989). Il provient de la dissolution des formations carbonatées à fortes teneurs en magnésium (DEBIECHE, 2002).

➤ Sulfates (SO_4^-)

Les sulfates sont des composés naturels des eaux. Ils sont liés aux cations majeurs tels que le calcium, le potassium et le sodium. Ils proviennent de certains minéraux, en particulier du gypse ou apparaissent à partir de l'oxydation des minéraux sulfureux (MERABET, 2010).

Les sulfates participent au métabolisme des bactéries contenues dans l'eau. Ces bactéries Sulfito-réductrices transforment les sulfates en sulfures avec dégagement de gaz sulfureux créant des désagréments à l'environnement (MIZI, 2006).

➤ Résidu sec (Minéralisation totale)

Le résidu sec donne une idée sur la teneur des sels minéraux présents dans l'eau. Sa valeur ne dépasse pas généralement $1,5 \text{ g/l}^{-1}$ dans les eaux de surface (DROUCHE, 2006).

III.1.3. Paramètres de pollution

➤ L'azote ammoniacal (NH_4^+)

L'azote ammoniacal provient des excréments animales et de la décomposition bactérienne des composés organiques azotés. Il est utilisé par le phytoplancton comme source d'azote et oxydé par les bactéries nitrifiantes.

Il est présent sous deux formes en solution, l'ammoniaque (NH_3^+) et l'ammonium (NH_4^+) dont les proportions dépendent du pH et de la température. L'ammonium est souvent dominant, c'est pour quoi ce terme est employé pour désigner l'azote ammoniacal (AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983).

➤ Nitrites (NO_2^-)

Les nitrites sont considérés comme étant des ions intermédiaires entre les nitrates et l'azote ammoniacal, ce qui explique les faibles concentrations rencontrées en milieu aquatique (**GHAZALI et ZAID, 2013**), donc ils proviennent :

- ✓ Soit d'une oxydation partielle de l'azote ammoniacal sous l'action des bactéries nitreuses.
- ✓ Soit d'une réduction des nitrates par les bactéries dénitrifiantes (**TARDAT et BEAUDRY, 1992**).

➤ Nitrates (NO_3^-)

Les nitrates constituent le stade final de l'oxydation de l'azote, et représentent la forme d'azote au degré d'oxydation le plus élevé présent dans l'eau (**MAKHOUKH et al., 2011**).

Selon **RODIER et al. , (2005)** les nitrates dans l'eau proviennent généralement des engrais azotés, de la décomposition des matières végétales et animales et des effluents industriels. En effet, dans les eaux naturelles non polluées, le taux de nitrates est très variable suivant la saison et l'origine des eaux.

➤ Orthophosphates (PO_4^{3-})

Dans les eaux, le phosphore se trouve principalement sous formes d'ortho phosphates. Le phosphate est la forme sous laquelle le phosphore peut être assimilé par les êtres vivants, en particulier les algues (**BARROIN, 2003 ; IDRISI, 2006**).

Les phosphates peuvent être d'origine naturelle (produit de décomposition de la matière vivante, lessivage de minéraux) mais, à l'heure actuelle, leur présence dans les eaux est plutôt d'origine artificielle (engrais, polyphosphates des formulations détergentes, eaux traitées aux phosphates, industrie chimique...) (**MERABET, 2010**).

➤ Matière organique

Les matières organiques dissoutes dans l'eau proviennent souvent de l'attaque et de la décomposition par les bactéries ou des champignons inférieurs, des cadavres d'animaux et de végétaux. Mais elles peuvent également provenir du métabolisme des

êtres vivants supérieurs : excréments racinaires des plantes et déjections des animaux (LEFEVRE, 1993).

➤ Demande Chimique en Oxygène (DCO)

La Demande Chimique en Oxygène correspond à la quantité d'oxygène nécessaire pour la dégradation des composés organiques présents dans l'eau, effectuée à l'aide d'un oxydant puissant par voie chimique. Elle permet de mesurer la teneur en matières organiques totales, y compris celles qui ne sont pas dégradables par les bactéries. Il s'agit donc d'un paramètre important permettant de caractériser la pollution globale d'une eau par des composés organiques (MOSSA MOUMOUNI DJERMAKOYE, 2005).

➤ Demande Biochimique en Oxygène (DBO₅)

La Demande Biochimique en Oxygène (DBO) représente la quantité d'oxygène utilisée par les bactéries pour décomposer partiellement ou totalement les matières biochimiques oxydables dans l'eau et qui constituent leur source de carbone (MOSSA MOUMOUNI DJERMAKOYE, 2005).

Elle correspond à la quantité d'oxygène nécessaire aux micro-organismes pour dégrader et minéraliser en 5 jours la matière organique présente dans un litre d'eau polluée (MOSSA MOUMOUNI DJERMAKOYE, 2005).

➤ Rapport DCO/DBO₅

Le rapport entre ces deux paramètres permet de mesurer la biodégradabilité de la charge polluante des eaux.

Selon **RODIER et al., 2009** :

DCO/DBO₅ < 3 : effluent facilement biodégradable.

3 < DCO/DBO₅ < 5 : effluent moyennement biodégradable.

DCO/DBO₅ > 5 : effluent difficilement biodégradable, voir non biodégradable.

Plus la valeur du rapport est petite, plus la matière organique présente dans les rejets sera facilement dégradée par les bactéries (WINKLER, 2009).

➤ Matière en suspension (MES)

Ce sont les matières non dissoutes contenues dans l'eau. Elles comportent à la fois des éléments minéraux et organiques (TOSE, 2006). La nature des matières en suspension varie notamment selon les saisons et le régime d'écoulement des eaux. Ces matières en suspension affectent la transparence de l'eau, diminuent la pénétration de la lumière et inhibent la photosynthèse. Elles peuvent également gêner la respiration des poissons. Par ailleurs, les matières en suspension peuvent accumuler des quantités élevées en substances toxiques (métaux, pesticides, huiles, hydrocarbures aromatiques polycycliques) (LADJEL, 1997).

III.1.4. Paramètres indésirables

➤ Fer

Le fer est le quatrième élément le plus abondant après l'oxygène, le silicium et l'aluminium (GAILLARD, 2001). Le fer contenu dans l'eau provient des roches et des sols (LOUNNAS, 2009).

III.2 Paramètres microbiologiques

Quel que soit son origine la mauvaise qualité microbiologique de l'eau est un facteur de risque pour l'environnement, ce qui rend indispensable d'effectuer les analyses microbiologiques afin d'évaluer les risques sanitaires (MARTINAU, 1997). Ces suivis complètent les analyses physico-chimiques ponctuelles qui n'offrent qu'une image instantanée sur la qualité des eaux (MARC *et al.*, 2007).

III.2.1. Germes indicateurs de contamination fécale

Les bactéries les plus couramment recherchées dans l'eau sont principalement des témoins de contamination fécale (GAUJOUS, 1995). La grande majorité de ces microorganismes nocifs diffusent dans l'environnement aquatique par l'intermédiaire des souillures fécales humaines ou animales (HASLEY et LECLERC, 1993).

➤ **Microorganismes revivifiabiles**

Toute bactérie aérobie, levure ou moisissure, capable de se développer en formant des colonies dans le milieu spécifié. Elles sont mises en évidence par culture à 37°C pendant 24 heures et à 22°C pendant 72 heures (SEAL, 2009).

➤ **Coliformes totaux**

Les coliformes totaux sont des bacilles à Gram négatif, non sporulés, oxydase négatif, aéro-anaérobies ou anaérobie facultatifs. Ils peuvent se développer en présence des sels biliaires ou d'agents de surface équivalents. Ils sont capables de fermenter le lactose avec production d'acides et de gaz en 48 heures à une température de 35 à 37°C (DELARRAS, 2007). Les coliformes totaux sont présents un peu partout dans la nature, dans les eaux riches en éléments nutritifs, dans les sols, sur la végétation et chez les animaux (HADE, 2003).

➤ **Coliformes fécaux**

Le terme « coliforme fécaux » ou « coliforme thermo-tolérants » correspond à des coliformes qui présentent les mêmes propriétés que les coliformes totaux après une incubation à 44 C° (RODIER et al., 2009).

On retrouve les coliformes fécaux en grand nombre dans les intestins et les excréments des animaux à sang chaud (DESJARDINS, 1997). Il est à noter qu'*Escherichia coli* est la principale bactérie coliforme fécale possédant la capacité de produire l'indole à partir de tryptophane à 44°C (POTELON et ZYSMAN, 1998).

➤ **Streptocoques fécaux**

Les entérocoques sont des bactéries sphériques, en paires ou en chainettes, à Gram positif, catalase négative, anaérobies facultatives qui hydrolysent l'esculine en présence de la bile (CEAEQ, 2006). Sous la dénomination générale d'entérocoques (streptocoques fécaux) et selon l'OMS, les streptocoques fécaux sont en grande partie d'origine humaine. Cependant, certaines bactéries de ce groupe proviennent également des fèces des animaux comme *Streptococcus bovis*, *S. equinus*, *S. gallolyticus* et *S. alactolyticus* (FARROW et al., 1984 ; BITTON, 1999).

Ils sont néanmoins considérés comme indicateurs d'une pollution fécale, et leur principale particularité est le fait qu'ils soient résistants à la dessiccation et persistent plus longtemps dans l'eau (GLEESON et GRAY, 1997).

➤ Spores Anaérobies Sulfito-Réducteurs

Ce sont des bacilles Gram positif, catalase négatif, immobiles, anaérobies strictes, capsulés ou sporulés, fermentant le glucose et le lactose et capables de réduire le sulfite de sodium en sulfure (BLOCK, 1982 ; HASLAY ET LECLERCQ, 1993).

Ce sont des hôtes de l'intestin comme ils peuvent également être d'origine tellurique. Dans l'eau, les formes sporulées, plus résistantes que les formes végétatives permettent de déceler une contamination fécale ancienne (BONNEFOY et al. , 2002).

Les spores de *Clostridium perfringens* possèdent une résistance qui se compare à celle des micro-organismes fécaux les plus résistants (HANON et ROUELLE, 2011).

III.2.2. Germes pathogènes

➤ Salmonelles

Les salmonelles sont classées dans la famille des Entérobactéries. Ce sont des bacilles à Gram négatif mobile par ciliature péritriche, oxydase négative, catalase positive, non sporulés, aéro-anaérobie facultatifs fermentent le lactose avec ou sans production de gaz et possèdent une nitrate- réductase (FEDERIGHI, 2005).

Elles vivent dans l'intestin de l'Homme et des animaux. Elles se retrouvent également sur le sol et dans les eaux contaminées (SINGLETON et SAINSURY, 1984). Les salmonelles sont à l'origine de deux principaux types d'infection : la fièvre typhoïde et paratyphoïde et les gastro-entérites (DELARRAS, 2003).

➤ Vibrions cholériques

Les vibrions font partie de la famille des *Vibrionaceae*. Ce sont des bâtonnets incurvés en virgule ou droits, mobiles par ciliature polaire, aérophiles, Gram négatif et oxydase positive.

Ils sont très largement répandus dans les eaux d'égout, les eaux de surface polluées et sont à l'origine d'une grave maladie : le choléra (LECLER et HASLAY, 1993).

IV. GENERALITES SUR LA COMMUNAUTE MICROFAUNE

C'est l'ensemble des protozoaires et métazoaires présents dans les boues activées. Il s'agit généralement d'espèces courantes des eaux douces et des sols, d'une taille comprise entre 5µm et 1 mm (en moyenne 10-200µm), généralement incolores et transparents. Ils sont pour la plupart bactérivores ou carnivores, et assez facilement repérables à leurs mouvements de nage ou de nutrition (d'où l'intérêt des observations sur états frais, sans fixation) (**DRAKIDES, 1994**).

❖ Embranchement des protozoaires

Les protozoaires sont des organismes unicellulaires comportant une seule cellule eucaryote. Ils sont hétérotrophes et se nourrissent par ingestion ou par phagocytose. Au cours de leur cycle de vie, les protozoaires passent par une forme de résistance, appelée kyste. Les kystes peuvent être véhiculés par les eaux résiduaires. Ainsi, selon les conditions du milieu, ces formes peuvent survivre plusieurs semaines ou même plusieurs années (**CAMPOS, 2008**).

Quatre groupes de protozoaires sont reconnus, en fonction de leurs moyens de locomotion : Les Sarcodina (ou Rhizopoda), les Mastigophora (ou Flagellés), les Ciliata (ou Ciliés) et les Apicomplexa (ou Sporozoaires).

Les protozoaires pourraient être des agents de biosurveillance utile pour les systèmes de traitement d'eau usée. (**JOSKA et al, 2005**). Leur présence ou leur absence reflète le niveau de la pollution bactériennes dans l'eau (**Curds, 1982; 1983 ; 1992; Foissner, 1996**).

❖ Embranchement métazoaires

Ce sont des animaux multicellulaires avec des temps de génération beaucoup plus long. Ces métazoaires sont rencontrés dans des stations à boues activées. Ils se nourrissent des bactéries libres ou fixées au floc. Ce sont de bons indicateurs de la qualité du traitement des eaux usées (**CANLER, 1999**).

IV.1 Rôle et activité de la microfaune

Mis à part quelques Flagellés proche des Algues (*Polytoma*, *Astasis*, *Perannema*, ...), la microfaune est formée de cellules typiquement animales adaptées à ingérer une nourriture particulière spécifique, débris cellulaires animaux et végétaux (détritivores) comme les Nématodes et les Tardigrades, ou de bactéries (bactérovores) comme les flagellés, les Ciliés, les Rotifères, les Nématodes ou les Oligochètes ou autres éléments de la microfaune (carnivores) comme les Rhizopodes citons les grands amibes, les ciliés tel que Acinétiens, *Litonotus*, *Vorticella*...etc.

L'activité très importante de la microfaune, peut être responsable de l'élimination d'une part importante des bactéries dispersées (90-95%), donc de la clarification des effluents (**DRAKIDES, 1994**).

IV.2 Possibilités de leur utilisation en indice d'épuration

Du très grand nombre d'espèces décrites dans les milieux naturels, seul un très petit nombre s'adapte aux systèmes d'épuration. Plusieurs conséquences en découlent :

- Les milieux correspondants exercent une forte pression sélective, et les organismes seront généralement proches de leurs limites de tolérances.
- Les organismes présents seront particulièrement bien adaptés et leur présence (ou absence) toujours significative.
- Le nombre d'espèces présentes dans un système donné est généralement faible (de une à une douzaine), même si les abondances sont grandes (jusqu'à $1.10^8/l$ pour les petits flagellés), et l'effort de recherche (examen microscopique) peut être effectué sur un volume réduit ($\leq 0,1$ ml)
- Le nombre total d'espèces à identifier est réduit (**DRAKIDES, 1994**).

IV.3 Stratégies adaptatives

A chaque type de microfaune définit par ces adaptation buccales et locomotrices correspond une stratégie adaptative (**DRAKIDES, 1994**) (Voir Tableau N°1).

Tableau I : Stratégies adaptatives en fonction des caractères morphologiques et énergétiques

Caractéristiques morphologiques et énergétiques :	Stratégie pionnière	Stratégie sédentaire
Appareil locomoteur :	Bien développé : flagelles ciliatures holotriche	Peu développé, voire absent hors périodes de reproduction (animaux fixés : Péritriches, Suctorien, certains Rotifères)
Déplacement :	Nage rapide plus ou moins continue	Reptation lente (Thécamébien), ou animaux fixés (Périt.)
Appareil buccal :	Réduit, à ciliature inexistence (flagellés) ou réduite (Ciliés Holotriche)	Grande ciliature apparente (Périt.), pseudopodes (Thécam.)
Exigence en concentration de proies (Bactéries) :	Forte concentration ($5 \cdot 10^{11}/l.$)	Faible concentration ($5 \cdot 10^9/l.$)
Résistance aux paramètres de pollution (anoxie, N-NH₃)	Généralement forte en permanence	Variables selon groupes, souvent faible ou par périodes limitées)
Type de stations d'épuration :	Forte charge, surcharge, pas de nitrification	Aération prolongée, nitrification poussée

(DRAKIDES, 1994).

ANNEXE I

Tableau XIII : Résultats des analyses physico-chimiques.

Paramètres	Température				Ph				Conductivité			
	S1	S2	S3	Norme	S1	S2	S3	Norme	S1	S2	S3	Norme
Dates												
10-01-2015	12	13	13.5	30°C	8,1	8.07	7.81	6.5 à 9	1299	1310	1419	2800 3000 µS/cm
14-02-2015	13.5	14	15		8,11	7.85	7.71		774	800	890	
14-03-2015	16	17	17.5		8,18	8.04	7.78		806	828.5	966	
14-04-2015	17	18.5	19		8,25	8.31	7.64		950	969.5	1149	
10-05-2015	22	23	23.5		8,43	8.59	7.44		1277	1334	1464	
10-06-2015	26	27	27.5		8.64	8.8	7.27		1380	1450	1609	
Moyennes	17.75	18.75	19.33		8.28	8.27	7.61		1081	1115.33	1249.5	
Paramètres	Turbidité				Oxygène dissous				Dureté			
	S1	S2	S3	Norme	S1	S2	S3	Norme	S1	S2	S3	Norme
Dates												
10-01-2015	6.1	8.4	11	/	6.31	6.41	3.28	>5 mg/l	19.8	18.8	21.4	/
14-02-2015	200	147	70.05		5.47	4.1	3.72		18	17.6	20	
14-03-2015	62.62	54.97	72.4		8.13	6.72	5.33		11.3	7.5	6.3	
14-04-2015	8.65	15.77	28.55		6.36	6.43	1.7		8	8.4	9	
10-05-2015	14.1	20	29.4		6.44	5.99	0.88		6.4	9	7	
10-06-2015	14.96	23.7	30.7		6.56	4.8	0.06		6.6	8.4	7.8	
Moyennes	51.07	44.97	40.35		6.54	5.74	2.49		11.68	11.62	11.92	
Paramètres	Calcium				Magnésium				Sulfate			
	S1	S2	S3	Norme	S1	S2	S3	Norme	S1	S2	S3	Norme
Dates												
10-01-2015	300.6	284.57	360.72	100 200 mg/l	57.6	55.2	40	50 mg/l	114.9	103.35	106.6	400 mg/l
14-02-2015	280.56	272.54	340.68		48	48	36		612.7	569.15	624.35	
14-03-2015	70.14	70.14	88.17		50.4	48	22.8		393.02	308.47	359.82	
14-04-2015	84.17	80.16	90.18		45.6	52.8	54		34.43	51.12	27.94	
10-05-2015	88.18	96.19	96.19		24	60	26.4		215.5	185.3	18.8	
10-06-2015	96.19	100.2	120.24		19.2	43.2	21.6		302.16	277.9	16.9	
Moyennes	153.31	150.63	182.70		15.48	6.01	12.45		278.78	249.21	192.40	
Paramètres	Résidu sec				Azote ammoniacal				Nitrites			
	S1	S2	S3	Norme	S1	S2	S3	Norme	S1	S2	S3	Norme
Dates												
10-01-2015	1.01	1.16	1.19	/	2	2.04	0.3	0.5 mg/l	0.07	0.04	0.05	0.1 mg/l
14-02-2015	0.83	0.98	0.79		0.92	4.08	3.69		0.22	0.14	0.37	
14-03-2015	0.84	0.83	0.85		0.1	2.58	6.01		0.09	0.18	0.62	

ANNEXES

14-04-2015	0.6	0.59	0.71		0.02	0.8	6.31		0.03	0.34	0.42	
10-05-2015	0.81	0.92	0.88		0.24	4.3	13.62		0.04	1.68	0.12	
10-06-2015	1.1	1.32	1.05		0.5	5.02	13.98		0.1	2.5	0.09	
Moyennes	0.86	0.97	0.91		0.63	3.13	7.36		0.09	0.81	0.28	
Paramètres	Nitrate				Orthophosphates				Matière organique			
Dates	S1	S2	S3	Norme	S1	S2	S3	Norme	S1	S2	S3	Norme
10-01-2015	1.49	1.38	1.51	50 mg/l	0.88	0.09	1.88	0.5 mg/l	10.5	18.58	48.48	2 mg/l
14-02-2015	2.35	2.24	2.27		0.37	2.84	3.44		31.51	20.2	33.94	
14-03-2015	4.31	4.28	1.08		0.08	0.25	1.06		4.85	8.89	4.03	
14-04-2015	1.15	0.8	1.37		0.67	0.14	0.53		13.53	25.05	21.81	
10-05-2015	1.58	1.55	1.57		1.32	1.35	1.52		36.36	28.28	29.9	
10-06-2015	1.96	2.02	2.11		1.98	2.08	2.46		38.02	33.4	35.98	
Moyennes	2.14	2.04	1.65		0.88	1.12	1.81		22.46	22.4	29.02	
Paramètres	MES				DCO				DBO			
Dates	S1	S2	S3	Norme	S1	S2	S3	Norme	S1	S2	S3	Norme
10-01-2015	0.03	0.02	0.01	30 mg/l	114.05	62.73	290.85	30 mg d'O₂/l	5.56	10.08	9.17	7 mg d'O₂/l
14-02-2015	0.14	0.23	0.08		38.01	211	60.83		6.87	15.72	10.27	
14-03-2015	0.09	0.09	0.14		10.34	31.3	18.99		0.69	3.49	4.99	
14-04-2015	0.06	0.03	0.07		17.9	22.61	37.48		2.8	2.68	8.44	
10-05-2015	0.01	0.02	0.03		9.48	11.38	96.75		0.4	3.01	0.1	
10-06-2015	0	0.01	0.01		8.01	10.09	97.1		0.27	3.27	0.01	
Moyennes	0.05	0.07	0.06		32.96	58.18	100.33		2.76	6.37	5.5	
Paramètres	Fer											
Dates	S1	S2	S3	Norme								
10-01-2015	3.08	2.28	0.52	1 mg/l								
14-02-2015	0.7	0.18	0.11									
14-03-2015	0.46	0.19	0.81									
14-04-2015	0.19	0.42	0.62									
10-05-2015	1.17	0.5	1.25									
10-06-2015	1.77	0.75	1.67									
Moyennes												

ANNEXE II

Tableau XIV : Résultats des analyses microbiologiques.

Germes revivifiables à 22°C				
Date	S1	S2	S3	Norme
10-01-2015	469000	43900	52200	/
14-02-2015	29900	28800	32900	
14-03-2015	40200	39400	42900	
14-04-2015	36800	35300	42400	
10-05-2015	29700	26200	34200	
10-06-2015	22800	21900	25200	
Moyennes	34383.33	32583.33	38300	
Germes revivifiables à 37°C				
Date	S1	S2	S3	Norme
10-01-2015	10200	24300	26980	/
14-02-2015	9500	14200	18800	
14-03-2015	17800	28500	29000	
14-04-2015	19200	30200	28500	
10-05-2015	24600	38000	39300	
10-06-2015	30800	39800	43300	
Moyennes	18683.33	29166.67	30980	
Coliformes totaux				
Date	S1	S2	S3	Norme
10-01-2015	440000	642000	692000	50000 Germes/100ml
14-02-2015	120000	180000	250000	
14-03-2015	780000	892000	992000	
14-04-2015	1049000	998000	1268000	
10-05-2015	1730000	1653000	1730000	
10-06-2015	1986000	1992000	2420000	
Moyennes	1017500	1059500	1225333.33	
Coliformes fécaux				
Date	S1	S2	S3	Norme
10-01-2015	75000	90000	99000	20000 Germes/100ml
14-02-2015	40000	59000	66000	
14-03-2015	129000	148000	164000	
14-04-2015	134000	162000	151000	
10-05-2015	230000	220000	401000	
10-06-2015	449000	490000	607000	
Moyennes	176166.67	194833.33	248000	
Streptocoques fécaux				

Date	S1	S2	S3	Norme
10-01-2015	22000	28000	21000	10000 Germes/100ml
14-02-2015	17000	26000	15000	
14-03-2015	60000	89000	32000	
14-04-2015	85000	61000	86000	
10-05-2015	172000	197000	76000	
10-06-2015	242000	231000	190000	
Moyennes	99666.67	105333.33	70000	
Anaérobies sulfito-réducteurs				
Date	S1	S2	S3	Norme
10-01-2015	400	600	800	Absence /20ml
14-02-2015	300	300	400	
14-03-2015	500	1200	900	
14-04-2015	500	900	1500	
10-05-2015	800	1400	1700	
10-06-2015	1000	1500	2200	
Moyennes	583.33	983.33	1250	
Salmonelle				
Date	S1	S2	S3	Norme
10-01-2015	Abs	Abs	Abs	Absence /100ml
14-02-2015	Abs	Abs	Abs	
14-03-2015	Abs	Abs	Abs	
14-04-2015	Abs	Abs	Abs	
10-05-2015	Abs	Abs	Abs	
10-06-2015	Abs	Abs	Abs	
Moyennes	/	/	/	
Vibrion				
Date	S1	S2	S3	Norme
10-01-2015	Abs	Abs	Abs	Absence /100ml
14-02-2015	Abs	Abs	Abs	
14-03-2015	Abs	Abs	Abs	
14-04-2015	Abs	Abs	Abs	
10-05-2015	Abs	Abs	Abs	
10-06-2015	Abs	Abs	Abs	
Moyennes	/	/	/	

ANNEXE III

Tableau XV : Résultats brutes des analyses de la microfaune.

Janvier (10-01-2015)	S1	S2	S3
<i>Amibe</i>	0	7	10
<i>Diffugia sp</i>	0	3	0
<i>Monas sp</i>	0	17	18
<i>Polytoma sp</i>	0	15	13
Février (14-02-2015)	S1	S2	S3
<i>Amibe</i>	0	16	15
<i>Aspidisca sp</i>	0	0	1
<i>Chilodonella sp</i>	0	8	2
<i>Diffugia sp</i>	0	0	2
<i>Monas sp</i>	0	14	16
<i>Oxytricha sp</i>	0	1	0
<i>Polytoma sp</i>	0	12	16
<i>Tardigrade</i>	1	0	0
<i>Trachelophylum sp</i>	0	1	1
<i>Uronema sp</i>	0	2	1
<i>Vorticella microstoma</i>	0	0	1
Mars (14-03-2015)	S1	S2	S3
<i>Amibe</i>	0	22	10
<i>Aspidisca sp</i>	0	0	4
<i>Diffugia sp</i>	0	0	1
<i>Euplote sp</i>	0	1	0
<i>Monas sp</i>	0	8	35
<i>Némathode</i>	0	2	0
<i>paramécie sp</i>	0	0	2
<i>Polytoma sp</i>	0	13	41
<i>Rotaria sp</i>	0	0	1
<i>trachelophylum sp</i>	0	2	3
<i>Uronema sp</i>	0	0	1
<i>Vorticella microstoma</i>	0	1	2
<i>Vorticella convallaria</i>	0	1	1
Avril (14-04-2015)	S1	S2	S3
<i>Amibe</i>	2	12	11
<i>Aspidisca sp</i>	0	2	1
<i>Chilodonella sp</i>	0	0	1
<i>Cochlipodium sp</i>	0	3	2
<i>Epistilis sp</i>	0	0	1
<i>Euglène</i>	0	0	2
<i>Euplote sp</i>	0	0	4
<i>Monas sp</i>	3	4	16
<i>Némathode</i>	0	4	2

<i>Oxytricha sp</i>	0	2	0
<i>Paramécie sp</i>	0	0	3
<i>Polytoma sp</i>	6	7	17
<i>Trachelophylum sp</i>	0	1	6
<i>Uronema sp</i>	0	1	6
<i>Vorticella microstoma</i>	0	0	1
<i>Vorticella convallaria</i>	0	0	3
Mai (10-05-2015)	S1	S2	S3
<i>Aelosoma sp</i>	0	1	0
<i>Amibe</i>	7	21	5
<i>Aspidisca sp</i>	0	1	1
<i>Chilodonella sp</i>	1	1	0
<i>Cochlipodium sp</i>	2	3	0
<i>Colpidium sp</i>	0	0	3
<i>Diffflugia sp</i>	0	4	2
<i>Euglène</i>	0	1	3
<i>Euplote sp</i>	0	4	2
<i>Lecan sp</i>	0	2	0
<i>Litonotus sp</i>	0	1	0
<i>Monas sp</i>	6	17	25
<i>Némathode</i>	0	1	0
<i>Oxytricha sp</i>	0	15	0
<i>Paramécie sp</i>	0	2	1
<i>Polytoma sp</i>	10	20	92
<i>Rotaria sp</i>	0	1	0
<i>Trachelophylum sp</i>	2	15	2
<i>Uronema sp</i>	0	0	32
<i>Vorticella convallaria</i>	0	1	2
<i>Vorticella microstoma</i>	0	0	1
Juin (10-06-2015)	S1	S2	S3
<i>Aelosoma sp</i>	0	13	0
<i>Amibe</i>	5	7	4
<i>Aspidisca sp</i>	0	18	0
<i>Chilodonella sp</i>	2	0	0
<i>Cochlipodium sp</i>	1	2	0
<i>Diffflugia sp</i>	1	0	0
<i>Euglène</i>	1	3	1
<i>Euplote sp</i>	0	3	0
<i>Lecan sp</i>	0	14	2
<i>Monas sp</i>	3	8	6
<i>Némathode</i>	2	0	0
<i>Oxytricha sp</i>	1	2	0
<i>Paramécie sp</i>	0	3	2
<i>Polytoma sp</i>	13	12	13

<i>Rotaria sp</i>	0	4	0
<i>Trachelophyllum sp</i>	1	3	0
<i>Uronema sp</i>	3	0	0

Tableau XVI : Répartition des espèces de la S1 en abondance.

Microfaune de la S1	Abondance
<i>Amibe</i>	19,18%
<i>Chilodonella sp</i>	4,11%
<i>Cochlipodium sp</i>	4,11%
<i>Diffflugia sp</i>	1,37%
<i>Eugléne</i>	1,37%
<i>Monas sp</i>	16,44%
<i>Némathode</i>	2,74%
<i>Oxytricha sp</i>	1,37%
<i>Polytoma sp</i>	39,73%
<i>Tardigrade sp</i>	1,37%
<i>Trachelophyllum sp</i>	4,11%
<i>Uronema sp</i>	4,11%

Tableau XVII : Répartition des espèces de la S2 en abondance.

Microfaunede la S2	Abondance
<i>Aelosoma sp</i>	3,64%
<i>Amibe</i>	22,08%
<i>Aspidisca sp</i>	5,45%
<i>Chilodonella sp</i>	2,08%
<i>Cochlipodium sp</i>	2,08%
<i>Diffflugia sp</i>	1,82%
<i>Eugléne</i>	1,04%
<i>Euplote sp</i>	2,08%
<i>Lecan sp</i>	4,15%
<i>Litonotus sp</i>	0,26%
<i>Monas sp</i>	17,66%
<i>Némathode</i>	1,82%
<i>Oxytricha sp</i>	5,19%
<i>paramécium sp</i>	1,30%
<i>Polytoma sp</i>	20,52%
<i>Rotaria sp</i>	1,30%
<i>Trachelophyllum sp</i>	5,71%

<i>Uronema sp</i>	0,78%
<i>V.convallaria</i>	0,52%
<i>V.microstoma</i>	0,26%

Tableau XIIX : Répartition des espèces de la S3 en abondance.

Microfaune de la S3	Abondance
<i>Amibe</i>	11,65%
<i>Aspidisca sp</i>	1,48%
<i>Chilodonella sp</i>	0,63%
<i>Cochlipodium sp</i>	0,42%
<i>Colpidium sp</i>	0,63%
<i>Diffflugia sp</i>	1,06%
<i>Eugléne</i>	1,27%
<i>Euplote sp</i>	1,27%
<i>Lecan sp</i>	0,42%
<i>Monas sp</i>	24,58%
<i>Némathode</i>	0,42%
<i>Paramécie sp</i>	1,69%
<i>polytoma sp</i>	40,68%
<i>Rotaria sp</i>	0,21%
<i>Trachelophyllum sp</i>	2,54%
<i>Uronema sp</i>	8,47%
<i>V.convallaria</i>	1,27%
<i>V.microstoma</i>	1,06%

Tableau XIX : Corrélations des espèces dominantes de la S1 avec la physicochimie.

Variable	Correlations (Données.sta) Marked correlations are significant at $p < ,05000$ Include condition: $v1=1$		
	Amibe	Monas	Polytoma
T	,6462 N=3 p=,553	,0640 N=3 p=,959	,9998 N=3 p=,012
pH	,5598 N=3 p=,622	-,0444 N=3 p=,972	,9920 N=3 p=,081
Cond	,8020 N=3 p=,407	,2880 N=3 p=,814	,9781 N=3 p=,134
O diss	,5000 N=3 p=,667	-,1147 N=3 p=,927	,9806 N=3 p=,126
Nitrites	,2449 N=3 p=,842	-,3812 N=3 p=,751	,8900 N=3 p=,301
Amm	,5568 N=3 p=,624	-,0481 N=3 p=,969	,9915 N=3 p=,083
Phos	,5925 N=3 p=,596	-,0044 N=3 p=,997	,9962 N=3 p=,055
Sulf	,7442 N=3 p=,466	,1995 N=3 p=,872	,9930 N=3 p=,075
Nitrates	,6243 N=3 p=,571	,0356 N=3 p=,977	,9989 N=3 p=,030
Ca	,4338 N=3 p=,714	-,1887 N=3 p=,879	,9632 N=3 p=,173
Mg	-,8364 N=3 p=,369	-,3449 N=3 p=,776	-,9638 N=3 p=,172
Fe	,7008 N=3 p=,506	,1375 N=3 p=,912	,9985 N=3 p=,035
DBO	-,8986 N=3 p=,289	-,4600 N=3 p=,696	-,9227 N=3 p=,252
DCO	-,8542 N=3 p=,348	-,3760 N=3 p=,755	-,9544 N=3 p=,193
MO	,8919 N=3 p=,299	,4466 N=3 p=,705	,9284 N=3 p=,242
Rés sec	,5197 N=3 p=,652	-,0920 N=3 p=,941	,9848 N=3 p=,111
MES	-,8477 N=3 p=,356	-,3644 N=3 p=,763	-,9580 N=3 p=,185
Turb	,8605 N=3 p=,340	,3872 N=3 p=,747	,9507 N=3 p=,201
TH	-,9572 N=3 p=,187	-,5960 N=3 p=,593	-,8492 N=3 p=,354

Tableau XX : Corrélations des espèces dominantes de la S2 avec la physicochimie.

Variable	Correlations (Données.sta) Marked correlations are significant at $p < ,05000$ Include condition: $v1=2$		
	Amibe	Monas	Polytoma
T	-,0604 N=6 p=,910	-,2806 N=6 p=,590	,1417 N=6 p=,789
pH	-,2371 N=6 p=,651	-,1766 N=6 p=,738	,1925 N=6 p=,715
Cond	-,5135 N=6 p=,297	,3138 N=6 p=,545	,4601 N=6 p=,359
O diss	,1962 N=6 p=,710	-,1526 N=6 p=,773	,0682 N=6 p=,898
Nitrites	-,1706 N=6 p=,747	-,0469 N=6 p=,930	,2900 N=6 p=,577
Amm	,0898 N=6 p=,866	,3599 N=6 p=,483	,5035 N=6 p=,309
Phos	,0140 N=6 p=,979	,2207 N=6 p=,674	,1112 N=6 p=,834
Sulf	,3075 N=6 p=,553	,1640 N=6 p=,756	,0256 N=6 p=,962
Nitrates	,5547 N=6 p=,253	-,1311 N=6 p=,805	,0975 N=6 p=,854
Ca	-,3712 N=6 p=,469	,6385 N=6 p=,172	,1120 N=6 p=,833
Mg	,2737 N=6 p=,600	,5495 N=6 p=,259	,5561 N=6 p=,252
Fe	-,6628 N=6 p=,151	,4655 N=6 p=,352	,2301 N=6 p=,661
DBO	-,1395 N=6 p=,792	,5074 N=6 p=,304	-,0019 N=6 p=,997
DCO	,0543 N=6 p=,919	,3236 N=6 p=,532	-,1274 N=6 p=,810
MO	-,4492 N=6 p=,371	-,0227 N=6 p=,966	,0485 N=6 p=,927
Rés sec	-,5295 N=6 p=,280	,4200 N=6 p=,407	,3594 N=6 p=,484
MES	,3497 N=6 p=,497	,1242 N=6 p=,815	-,1693 N=6 p=,749
Turb	,6626 N=5 p=,223	-,3586 N=5 p=,553	-,0315 N=5 p=,960
TH	-,3568 N=6 p=,488	,6447 N=6 p=,167	,1150 N=6 p=,828

Tableau XXI : Corrélations des espèces dominantes de la S3 avec la physicochimie.

Variable	Correlations (Données.sta) Marked correlations are significant at $p < ,05000$ Include condition: $v1=3$		
	Amibe	Monas	Polytoma
T	-,8518 N=6 p=,031	-,3496 N=6 p=,497	,3183 N=6 p=,539
pH	,7915 N=6 p=,061	,5337 N=6 p=,275	-,2435 N=6 p=,642
Cond	-,8655 N=6 p=,026	-,4710 N=6 p=,346	,1655 N=6 p=,754
O diss	,7002 N=6 p=,121	,6780 N=6 p=,139	-,1553 N=6 p=,769
Nitrites	,5456 N=6 p=,263	,5840 N=6 p=,224	-,0592 N=6 p=,911
Amm	-,8061 N=6 p=,053	-,1870 N=6 p=,723	,5210 N=6 p=,289
Phos	,2108 N=6 p=,689	-,4597 N=6 p=,359	-,2761 N=6 p=,596
Sulf	,7729 N=6 p=,072	,2627 N=6 p=,615	-,2156 N=6 p=,682
Nitrates	,0508 N=6 p=,924	-,7426 N=6 p=,091	-,3071 N=6 p=,554
Ca	,5653 N=6 p=,242	-,2489 N=6 p=,634	-,4588 N=6 p=,360
Mg	,5514 N=6 p=,257	-,2207 N=6 p=,674	-,3943 N=6 p=,439
Fe	-,9692 N=6 p=,001	-,2068 N=6 p=,694	,3414 N=6 p=,508
DBO	,9324 N=6 p=,007	,0180 N=6 p=,973	-,5803 N=6 p=,227
DCO	-,1113 N=6 p=,834	-,2416 N=6 p=,645	-,1905 N=6 p=,718
MO	-,0940 N=6 p=,859	-,6766 N=6 p=,140	-,2746 N=6 p=,598
Rés sec	-,4110 N=6 p=,418	-,2633 N=6 p=,614	-,1951 N=6 p=,711
MES	,5290 N=6 p=,280	,6949 N=6 p=,125	,0444 N=6 p=,933
Turb	,1408 N=5 p=,821	,6800 N=5 p=,207	,2097 N=5 p=,735
TH	,6201 N=6 p=,189	-,2698 N=6 p=,605	-,4961 N=6 p=,317

ANNEXE IV

Matériel utilisé pour les analyses physico-chimiques**+ Appareillage**

- Agitateur magnétique.
- Balance analytique.
- Conductimètre.
- DBO mètre numérique.
- DCO mètre.
- pH mètre.
- Etuve.
- Plaque chauffante.
- Spectrophotomètre UV-Visible.
- Haute à flux laminaire.

+ Verrerie

- Béchers
- Burettes.
- Eprouvettes graduées.
- Erlen Meyer.
- Fioles jaugées.
- Pipettes.
- Portoir.
- Tube à essai.
- Spatule.

+ Réactifs et colorants

- Nitrate d'argent.
- Dichromate de potassium.
- Chlorure de baryum.
- Hydroxyde d'ammonium.
- Hydroxyde de sodium.
- Heptamolybdate d'ammonium.
- Salicylate de sodium.
- Tartrate double de sodium et de potassiums.
- Acide chlorhydrique.
- Acide sulfurique.
- E D T A.
- Murexide.
- Noir ériochrome.

Composition des différents réactifs et solutions

❖ Sulfates

➤ Solution stabilisante

- * Acide chlorhydrique60ml.
- * Ethanol.....200ml.
- * Chlorure de sodium.....150 mg.
- * Eau distillée.....q.s.p 1000 ml.

➤ Solution de chlorure de baryum

- * Chlorure de baryum.....150 mg.
- * Acide chlorhydrique.....5 ml.
- * Eau distillée.....q.s.p 1000 ml.

❖ Calcium et Magnésium

➤ Solution d'E.D.T.A. N/50 ($C_{10} H_{14} N_2 Na_2 O_8 \cdot 2H_2O$) (0,02N ou 0,01M)

- * EDTA3,725g.
- * Eau distillée.....q.s.p 1000 ml.

➤ Solution d'hydroxyde de sodium (Na OH) à 2N

- * NaOH (pastilles).....80g.
- * Eau distillée.....q.s.p 1000 ml.

➤ Solution d'hydroxyde d'ammonium (NH₄OH) pH=10,1

- * Chlorure d'ammonium.....67,5g.
- * NH₄OH (25 %)......570ml.
- * E.D.T.A.....5ml.
- * Eau distilléeq.s.p 1000 ml.
- * Conserver la solution dans une bouteille de polyéthylène

❖ L'azote ammoniacal

➤ Solution de tartrate double de sodium potassium

- * Tartrate double de sodium potassium500g.
- * Eau distilléeq.s.p 1000 ml.

➤ **Réactif de Nessler**

- * Iodure de potassium36,5g.
- * Iodure de mercure 50 g.
- * Hydroxyde de potassium 150g.
- * Eau distilléeq.s.p 1000 ml.

❖ **Nitrites**

➤ **Solution de sulfanilamide**

- * Sulfanilamide1g.
- * Acide chlorhydrique à 10%q.s.p 100 ml.

➤ **Solution de dichlorhydrate N-1 naphtyléthylénediamine à 0,1%.**

❖ **Nitrates**

➤ **Solution de salicylate de sodium à 0,5 %**

- * Salicylate de sodium 0,5 g.
- * Eau distillée.....q.s.p 1000 ml.

➤ **Solution d'hydroxyde de sodium (NaOH) 30%**

- * NaOH.....30g.
- * Eau distillée.....q.s.p 1000 ml.

➤ **Acide sulfurique concentré**

➤ **Tartrate double de sodium et de potassium**

- * Hydroxyde de sodium400g.
- * Tartrate de sodium et de potassium..... .60g.
- * Eau distillée.....q.s.p 1000 ml.

❖ **Orthophosphates**

➤ **Solution d'heptamolybdate d'ammonium**

- * Heptamolybdate d'ammonium.....13g.
- * Eau distillée.....100 ml.

➤ **Solution d'acide ascorbique**

- * Acide ascorbique10g.
- * Eau distillée.....100 ml.

➤ **Solution d'acide sulfurique**

- * Acide sulfurique pur.....0,5g.
- * Eau distilléeq.s.p 100ml.

❖ **Demande Chimique en Oxygène (DCO)**

➤ **Sulfate de mercure cristallisé : 0,5 g.**

➤ **Solution de sulfate de fer et d'ammonium 0.25 N**

- *Sulfate de Fer et d' NH_4 98 g.
- * Acide sulfurique ($d=1.84$)20ml.
- * H_2O d.....1000ml.

Le titre de cette solution doit être vérifié tout les jours.

➤ **Solution de dichromate de potassium 0.25 N.**

- *Dichromate de potassium (séché deux heures à 110°C)... ..12,2588 g
- * H_2O d1000 ml.

➤ **Solution de Ferroïne**

- *phénanthroline 1.485 g.
- *Sulfate de Fer..... 0.695 g.
- * H_2O d..... 100 ml.

➤ **Etalon à 500 mg/l DCO**

Hydrogenophtalate de K $\text{HC}_8\text{H}_5\text{O}_4$ séché pendant 2 h.00 à 105° .

Peser 0,4251 g séché 1000 ml 0,1062 g/250 ml.

❖ **Matière Organique**

➤ **Solution de permanganate de potassium (KMnO_4) N/80**

- * KMnO_4 3,1608 g.
- * H_2O distillée bouillante 1000 ml.

➤ **Solution de sulfate ferreux ammoniacal (N/80) $\text{Fe SO}_4 (\text{NH}_4)_2 \text{SO}_4, 6 \text{H}_2\text{O}$**

- * Sulfate ferreux ammoniacal 5 g.
- * H_2O distillée 1000 ml.
- * Acide sulfurique Acide sulfurique à 1/2 en volume 5 ml.

❖ **Fer**

➤ **Tampon Acétate**

- * Acétate d'ammonium 40g
- * Acide acétique cristallisable 50ml
- * Q.S.P 100 ml d'eau distillée.

➤ **Chlorhydrate d'hydroxylamine à 10 %**

- * Chlorhydrate d'hydroxylamine 10g
- * Q.S.P 100 ml d'eau distillée.

➤ **Solution de Phénanthroline -1,10**

- * Phénanthroline-1,10 monohydraté ($\text{C}_{12}\text{H}_8\text{N}_2 \cdot \text{H}_2\text{O}$) 0,42 g
- * Eau distillée contenant 2 gouttes d'Acide chlorhydrique 100ml

➤ **Solution mère étalon de Fer à 1 g/l**

➤ **Solution fille étalon de fer à 0,01 g/l (à préparer extemporanément) (Diluer au 1/100 la solution précédente).**

ANNEXE V

Matériels utilisés pour les analyses microbiologiques**✚ Appareillage**

- Autoclave.
- Bain marie.
- Bec bunsen.
- Etuve (22°C, 37°C et 44°C).
- Réfrigérateur
- Balance.
- Microscope optique.

✚ Matériel et verrerie

- Boîtes de pétri.
- Fiole à vide.
- Pipettes graduées.
- Pipette pasteurs.
- Micropipettes.
- Portoirs.
- Tubes à essai stériles.
- Lames et lamelles.

✚ Réactifs et Additifs

- Eau physiologique stérile.
- Alun de fer.
- Additif SFB.
- Additif Hektoen.
- Sulfite de sodium.

✚ Milieu de culture

- Gélose Tryptone Glucose Extract Agar (TGEA).
- Gélose viande foie (VF).
- Gélose Hektoen.
- Gélose nutritive alcaline biliée (GNAB).
- Bouillon au sélénite de sodium cystéine (SFB).
- Eau peptonée alcaline (EPA).

❖ Recherche des germes totaux

➤ Gélose tryptophane - glucose de levure-agar (TGEA) en g/l d'eau distillée :

- * Tryptone.....5g
- * Extrait de levure.....5g
- * Glucose.....1g
- * Gélose.....15g

pH final : $7,0 \pm 0,2$

❖ Recherche des spores de *Clostridium sulfito-réducteurs*

➤ Gélose viande-foie en g/l d'eau distillée

- * Base viande-foie.....30g
- * Glucose.....2g
- * Amidon.....2g
- * Agar.....11g

pH final : $7,6 \pm 0,2$

➤ Sulfite de sodium à 10%

- * Dissoudre 10g de Na_2SO_3 (anhydre) dans 100ml d'eau distillée stérile.
- * Stériliser par un séjour de 10 min environ dans un bain marie bouillant.

➤ Alun de Fer à 5%

- * Dissoudre 5g de citrate ammoniacal (alun de fer) dans 100ml d'eau distillée stérile.
- * L'alun de fer ne doit pas être chauffé. L'eau doit être stérile ainsi que le flacon.

❖ Recherche des salmonelles

➤ Bouillon de sélénite de sodium + cystéine (SFB) en g/l d'eau distillée

- * Pastone.....8g.
- * Lactose.....8g
- * Phosphate disodique.....20g
- * Sélénite acide de sodium.....10g
- * Cystéine.....0.020g

PH final : 7.0 ± 0.2

➤ Gélose Héktoen en g/l d'eau distillée

- * Protéase peptone12g
- * Extrait de levure3g
- * Chlorure de sodium.....5g
- * Thiosulfate de sodium.....5g
- * Agar.....18g

❖ Recherche des vibrions cholériques**➤ Eau peptonée alcalin (EPA) en g/l d'eau distillée**

- * Protéase peptone.....10g
- * Peptone.....5g
- * Chlorure de sodium.....0.3g

pH final : 8.6

➤ Gélose nutritive alcaline et biliée (GNAB) en g/l d'eau distillée

- * Peptone de viande.....10g
- * Extrait de viande3g
- * Chlorure de sodium.....5g
- * Bile de bœuf desséché.....2g
- * Agar18g

ANNEXE VI

Colilert18**Etape**

Ajouter le réactif à l'échantillon.

1.

**Etape**

Verser dans Quanti-Try (numération de 1 à 200) ou Quanti-Try / 2000 (numération de 1 à 2 419).

2.

**Etape**

Sceller avec le conditionneur Quanti-Try_(Sealer) et placer dans une étuve à 36°C pendant 18 heures.

3.

**Etape**

Quanti-Tray—Lire les résultats:

- Puits jaunes = coliformes totaux
- Puits jaunes/fluorescents = E. coli

4.



Quanti-Tray / 2000—Lire les résultats:

- Puits jaunes = coliformes totaux
- Puits jaunes/fluorescents = E. coli



Enterolert-E**Etape**

Ajouter le réactif à l'échantillon.

1.**Etape**

Verser dans Quanti-Tray (numération de 1 à 200) ou Quanti-Tray / 2000 (numération de 1 à 2 419).

2.**Etape**

Sceller avec le conditionneur Quanti-Tray_(Sealer) et placer dans une étuve à 36°C pendant 24 heures.

3.**Etape**

Quanti-Tray - Quanti-Tray / 2000 —Lire les résultats:

- Puits bleus/fluorescents = Entérocoques intestinaux

4.

Figure 53 : Dénombrement des coliformes et des streptocoques fécaux par la méthode colilert 18 et Entérolert-E.

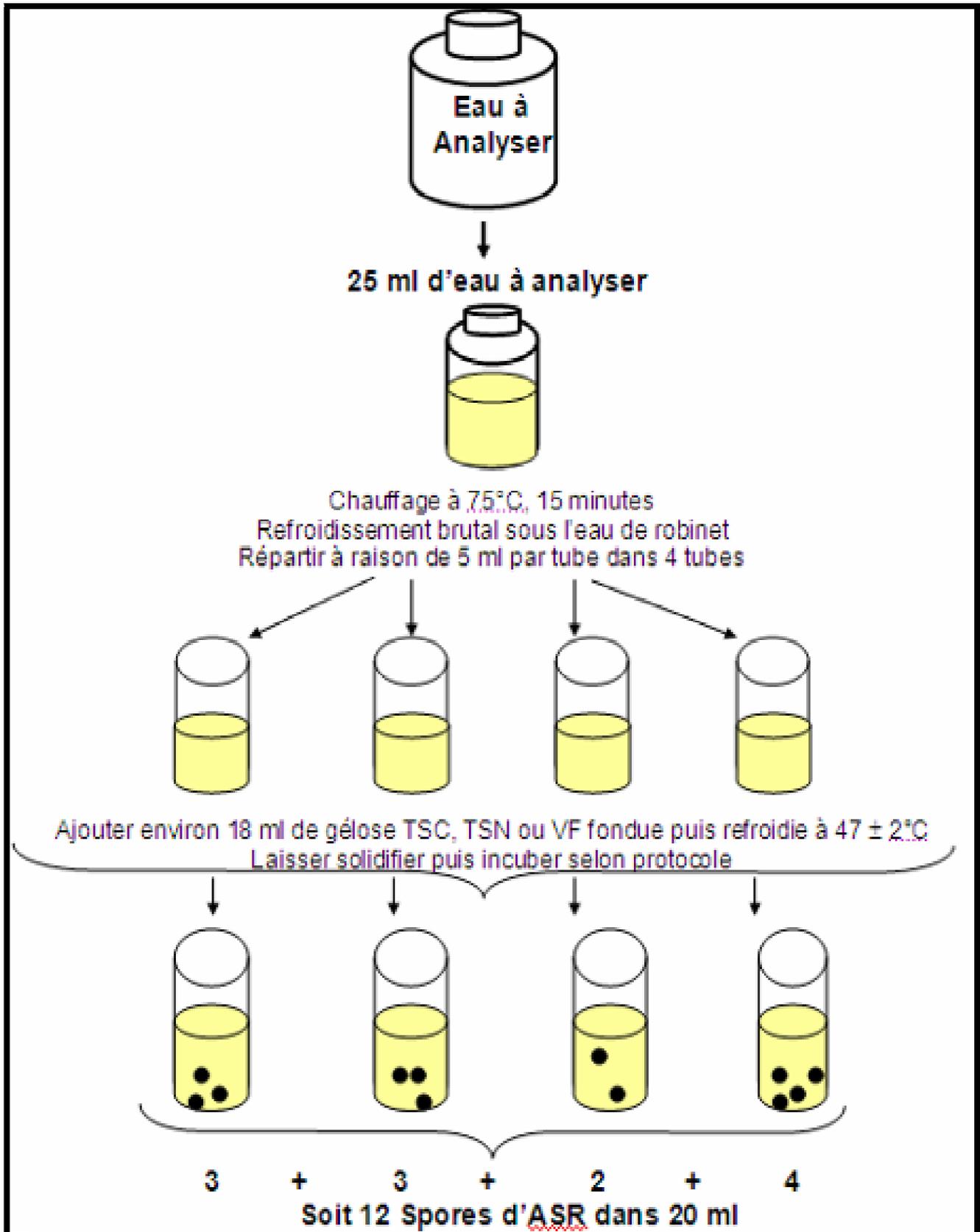


Figure 54 : Dénombrement des ASR.

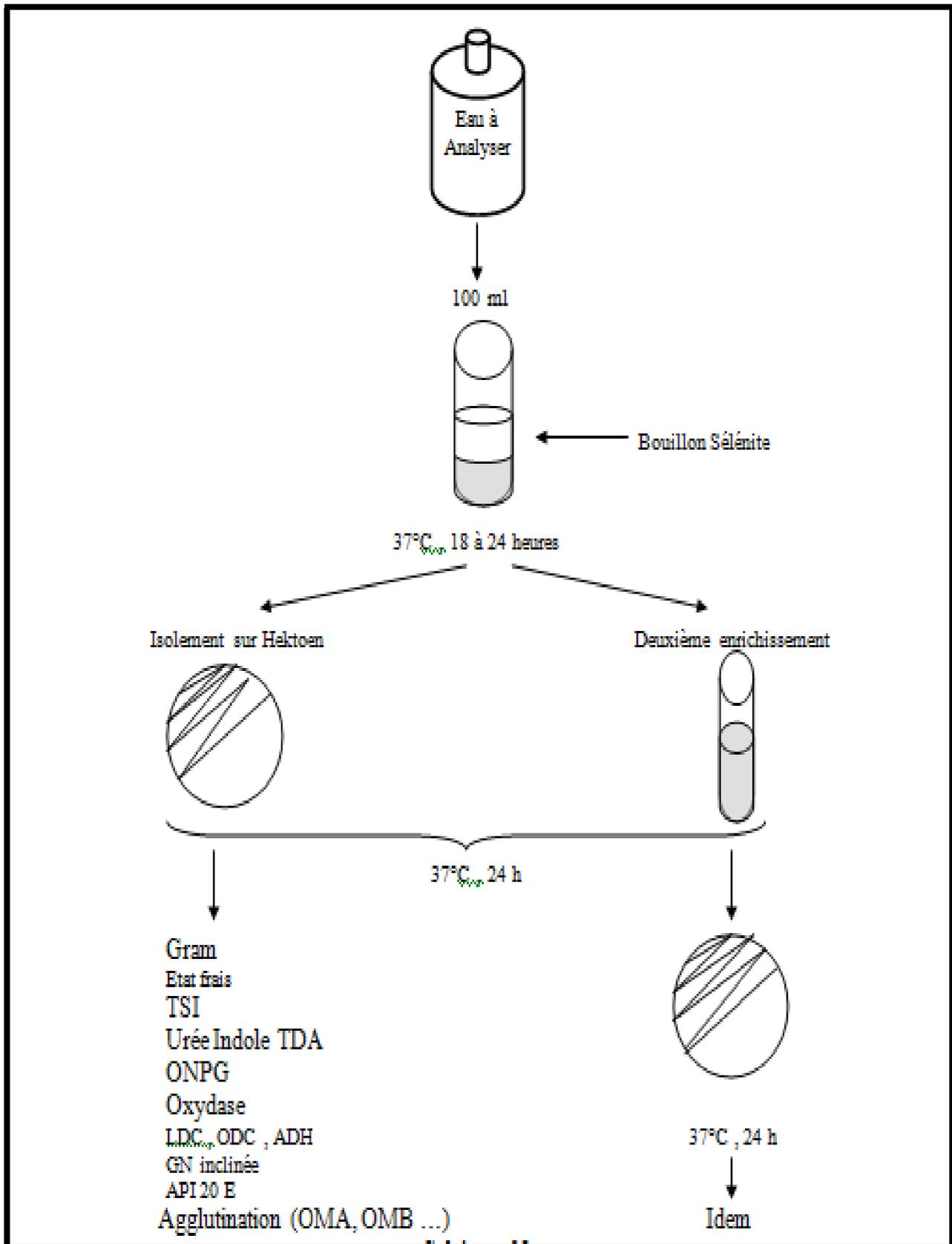


Figure 55 : Recherche des Salmonelles.

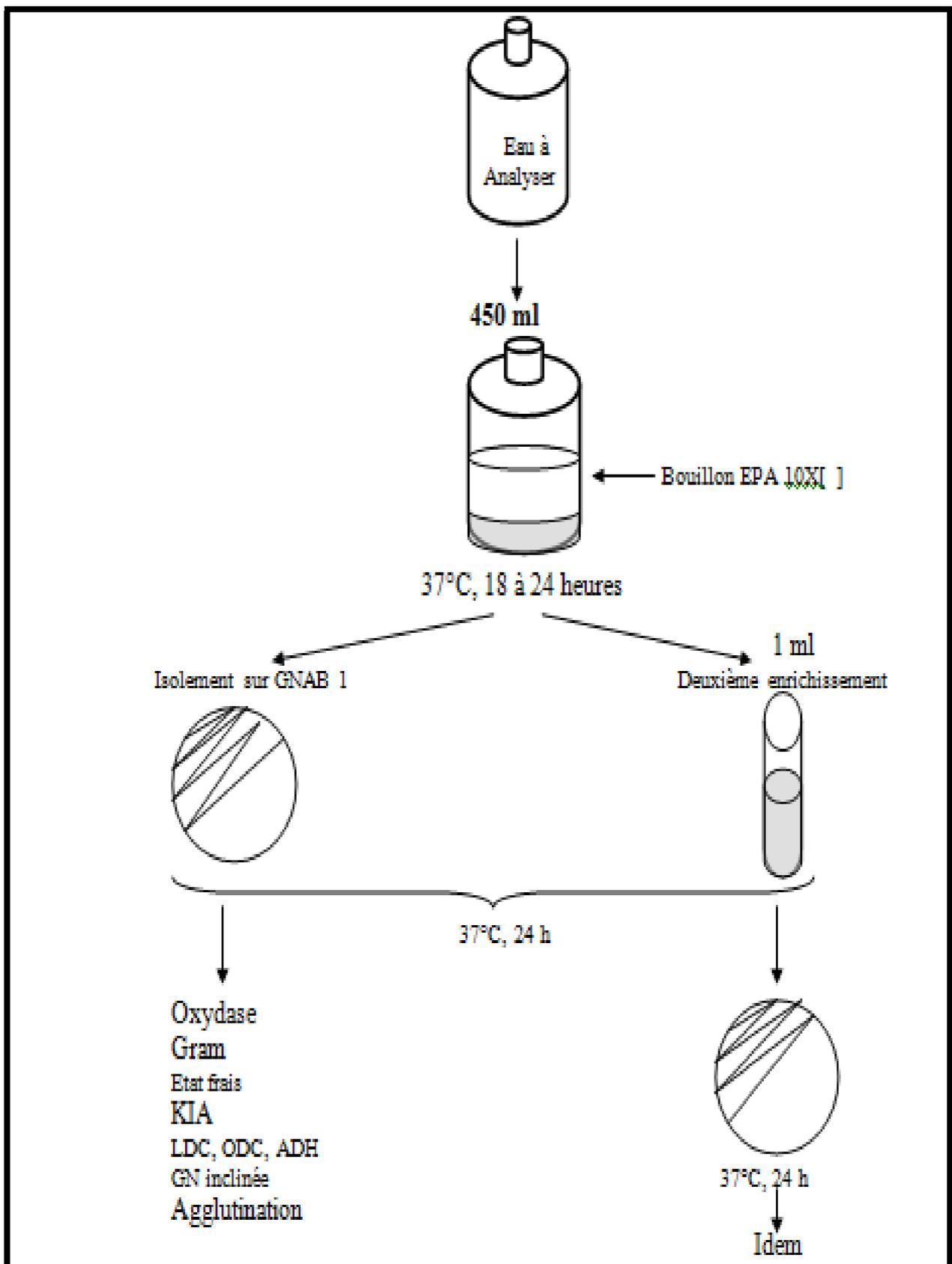


Figure 56 : Recherche des Vibrions cholérique.