

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



Université Saad Dahlab Blida -1-

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

Département de Biologie et Physiologie Cellulaire

LABORATOIRE DE RECHERCHE : BIOTECHNOLOGIES
ENVIRONNEMENT ET SANTÉ

Mémoire de fin d'études

En vue de l'obtention du diplôme de Master en Biologie
Option : Ecosystèmes Aquatiques

Thème :

Evaluation du traitement des eaux usées dans la station d'épuration de Beni Mered sur le plan physico-chimique et bactériologique et étude de l'antibiorésistance

Réalisé et présenté par :

M^{elle} BELKACEMI Loubna

M^{elle} SAAD Wissem

Soutenu le : 11.07.2019

Devant le jury :

Mme HAMZI W.	M.A.A.	Université de Blida 1	Présidente
Mr BOURIACH M.	M.C.B.	Université de Blida 1	Examineur
Mme HAMAIDI F.	M.C.A.	Université de Blida 1	Promotrice
Mme OUAHCHIA C.	Vacataire	Université de Blida 1	Co-promotrice

Année Universitaire : 2018-2019

Remerciement

Ce mémoire est aujourd'hui l'occasion pour nous de remercier plusieurs personnes et on tient à commencer par les membres du jury. C'est avec un grand plaisir qu'on adresse nos remerciements à Mme. HAMZI W, pour l'honneur qu'elle nous fait en acceptant de présider le jury.

On exprime également nos vifs remerciements à Mr. BOURIACH M, pour l'honneur qu'il nous fait d'accepter de faire partie de ce jury. Nous sommes très honorés de pouvoir bénéficier de votre apport pour l'amélioration de la qualité de ce mémoire.

Ce travail ne serait pas aussi riche et n'aurait pas pu voir le jour sans l'aide et l'encadrement de Mme HAMAIDI F, on la remercie pour la confiance qu'elle a placée en nous pour effectuer ce travail. Egalement pour, sa patience, sa rigueur, sa disponibilité durant notre mémoire et la qualité de son encadrement exceptionnel qui ont permis que la réalisation de ce mémoire se passe dans de bonnes conditions.

Nous ne cesserons jamais de vous remercier Mme OUAHCHIA.C pour l'ensemble du savoir pratique et théorique que vous nous avez transmis, votre simplicité, votre compétence et surtout votre rigueur scientifique sont les atouts qui nous ont fasciné, dont nous avons bénéficié tout au long de notre mémoire.

Monsieur le directeur d'exploitation de la station d'épuration de Béni Mered DERIASS M et le personnel de laboratoire de la station Mme. DERBAL M, Mme. GHERBI F et Mr. GHERRIS L. On vous doit le meilleur accueil que vous nous avez réservé dans votre station, et la mise à notre disposition de tous les moyens pour nous permettre de réaliser nos recherches dans les meilleures conditions. Vous nous avez tant aidés et supportés au moment où on avait le plus besoin. Aucun mot ne pourrait exprimer nos remerciements et notre vive gratitude, et que le présent travail soit un faible témoignage de notre très haute reconnaissance et notre profond respect. Merci pour tout.

On remercie également l'ensemble du personnel du laboratoire d'hygiène de Blida ainsi que celui du laboratoire de prévention de Boufarik et spécialement Mme. SALIHA et Mr. TEFFAHI D pour l'immense aide apporté à notre travail réalisé au niveau de leurs laboratoires.

Un grand merci à tous nos maîtres de l'enseignement primaire, secondaire et universitaire qui nous ont transmis leurs savoirs et leurs connaissances pendant notre parcours scolaire et universitaire.

Enfin, il nous serait difficile d'omettre de remercier tous ceux qui ont contribués de près ou de loin à ce travail. Qu'ils trouvent dans ces paroles l'expression de nos sincères remerciements.

Dédicace

*C'est avec une profonde gratitude et sincères mots que je dédie ce travail en premier lieu à
Mes chers parents qui quel que soit l'objet qu'on essayera de leur offrir, il n'atteindra jamais ce que
j'ai envie de leur dire et exprimer.*

A ma chère MAMA

*La perle de mon existence, quelle brave dame que tu es, que de sacrifices consentis à mon égard
afin que je progresse dans mes études. Je tombe en admiration devant la bonté de ton cœur à
nulle pareille.*

*Quels que soient mes caprices et mes écarts tu m'as toujours soutenue, trouvant les mots justes
pour me ramener sur le bon chemin.
L'évènement que nous célébrons aujourd'hui t'est entièrement dédié. Que dieu te préserve santé
et longue vie*

A mon cher PAPA

*Celui qui est toujours là pour moi, et m'a donné un magnifique modèle de labeur et de
persévérance, celui qui m'a encouragé qui m'a toujours protégé, mon modèle qui fait ma fierté.
Que ce travail soit l'expression des vœux que tu n'as cessé de formuler dans tes prières. Mon
cher père.*

A mes chères sœurs Fatima, Nourhane, Mélissa et Maroua.

A ma plus grande source de bonheur mon frère Mohamed Rayan.

*A toute ma famille, mes grands-parents, mes oncles et tantes maternelles et paternelles, cousins
et cousines.*

*A mes meilleurs amis Sara, Rofaida, Kouki, Ihcèn et Oussama
A ceux qui m'ont supportée, encouragée, et surtout qui m'ont aimée*

*A ma plus grande source de bonheur qui a été toujours à mes côtés, qui m'a soutenue et
encouragé, et qui sans son amour, son compréhension, son conseil et son tolérance je n'ai
jamais pu atteindre mes objectifs mon OULIW mille merci pour toi.*

***Et spécialement à mes très chères amies WISSEM ET LOULOU merci pour vos conseils et vos
encouragements, mais aussi pour les bons moments qui ont contribué à rendre ces années
inoubliables.***

LOUBNA



Dédicace

Toutes les lettres ne sauraient trouver les mots qu'il faut, Tous les mots ne sauraient exprimer la gratitude, l'amour, le respect, la reconnaissance... Aussi, c'est tout simplement que

Je dédie ce mémoire

A MA CHÈRE MÈRE

Autant de phrases aussi expressives soient-elles ne sauraient montrer le degré d'amour et d'affection que j'éprouve pour toi. Tu m'as comblée avec ta tendresse et affection tout au long de mon parcours. Tu n'as cessé de me soutenir et de m'encourager durant toutes les années de mes études, tu as toujours été présente à mes côtés pour me consoler quand il fallait. En ce jour mémorable, pour moi ainsi que pour toi, reçoit ce travail en signe de ma vive reconnaissance et ma profonde estime. Puisse le tout puissant te donner santé, bonheur et longue vie afin que je puisse te combler à mon tour.

A MON TRÈS CHER PÈRE

Autant de phrases et d'expressions aussi éloquentes soit-elles ne sauraient exprimer ma gratitude et ma reconnaissance. Tu as su m'inculquer le sens de la responsabilité, de l'optimisme et de la confiance en soi face aux difficultés de la vie. Tes conseils ont toujours guidé mes pas vers la réussite. Ta patience sans fin, ta compréhension et ton encouragement sont pour moi le soutien indispensable que tu as toujours su m'apporter. Que Dieu le tout puissant te préserve, t'accorde santé, bonheur, quiétude de l'esprit et te protège de tout mal.

A mon cher grand-père maternel, ma chère grand-mère paternelle que ce modeste travail, soit l'expression des vœux que vous n'avez cessé de formuler dans vos prières. Que Dieu vous préserve santé et longue vie.

A ma chère sœur Yousra et mon cher frère Oussama

A toute ma famille, oncles et tantes maternelles et paternelles, cousins et cousines.

A mes meilleurs amis Ihcene, Karima et Mériem.

A ceux qui m'ont soutenu, encouragés, et surtout aimés

Et spécialement à mes très chères amies LOU ET LOULOU merci pour vos conseils et vos encouragements, mais aussi pour les bons moments qui ont contribué à rendre ces années inoubliables.

Wissem

Résumé

La présente étude a été effectuée d'une part pour évaluer les performances épuratoires d'une station d'épuration à boues activées sur le plan physico-chimique et bactériologique et d'autre part pour estimer l'antibiorésistance des bactéries potentiellement pathogènes isolées à partir de l'eau épurée vis-à-vis de plusieurs antibiotiques et cela au niveau de la STEP de Béni Mered.

L'échantillonnage a été effectué sur une période de quatre mois (de Février à Mai 2019) avec un total de 8 prélèvements.

Les résultats obtenus pour les paramètres physico-chimiques ont montré un pH alcalin, une minéralisation élevée et des rendements épuratoires satisfaisants pour les MES, la DCO et la DBO₅. Le taux d'abattement était respectivement de 97,49%, 93,87% et 97,25. L'examen du rapport DCO/DBO₅ souligne bien le caractère biodégradable des eaux usées de cette station. L'abattement de l'azote ammoniacal NH₄⁺, l'azote total et le phosphore total par ce procédé a atteint respectivement 95,40%, 82,23%, 69,66%.

Les résultats obtenus de l'analyse qui a portée sur la recherche et le dénombrement des bactéries indicatrices de contamination fécale (les coliformes totaux, les coliformes fécaux, les streptocoques fécaux, et les Spores d'Anaérobies-Sulfite-Réducteurs) ont montré un abattement qui était respectivement de l'ordre de : 97,19%, 95,48%, 97,24% et 99,77%. Concernant la recherche des bactéries pathogènes nous avons noté la présence de *Staphylococcus aureus* dans les eaux brutes seulement et *Pseudomonas aeruginosa* dans les eaux brutes et épurées.

Un total de 12 bactéries entériques a été identifié à partir de l'eau épurée avec une prédominance d'*Escherichia coli* avec 4 souches (26,7%). L'antibiogramme de ces entérobactéries a présenté des profils variables. En général, les bactéries testées ont montré une très forte sensibilité vis-à-vis de la Céfotaxime et Ceftriaxone (92%) et une résistance majoritaire pour certaines β-lactamines utilisées (Pénicilline G, Oxacilline) et les Macrolides (Erythromycine).

L'étude de l'antibiorésistance de *Pseudomonas aeruginosa* a révélé une résistance (100%) vis-à-vis de la Céfoxitine, Ampicilline, Erythromycine, Céfotaxime, Vancomycine, Céfalexine et Amoxicilline + acide clavulanique.

Les résultats du calcul de l'indice MAR (Multiple Antibiotic Resistance) ont montré que les isolats bactériens ont tous une valeur supérieure à 0,2.

Mots clés : STEP Béni Mered, Paramètres physico-chimiques, Bactériologiques, Abattement, Antibiorésistance, MAR.

Abstract

The present study was done firstly to evaluate the purifying performances of an activated wastewater treatment plant on the physic-chemical and bacteriological plan, and secondly to estimate the antibioresistance of the potentially pathogenic bacteria isolated from purified water and that at the level of the wastewater treatment plant in Béni Mered.

The sample rate was done over a period of four months (from February to May 2019) with a total of 8 samples.

The results obtained for the physic-chemical parameters showed ambient temperatures, alkaline pH, a high mineralisation and a satisfactory purifying yield for the suspended matter, the COD and the BOD₅, the rate of abatement was respectively 97.49%, 93.25% and 97.25%. The examination of the ratio COD/BOD₅ underlines well the biodegradable character of the wastewater of this station. The abatement of ammoniac nitrogen NH₄⁺, the total nitrogen and the total phosphorus with this process has reached respectively 95.40%, 82.23%, 69.66%.

The results obtained from the analysis, which was about the research, and the enumeration of the faecal contamination indicator bacteria (the total coliforms, the faecal Coliforms, the faecal Streptococci, and the Anaerobic-Sulfito-Reductor spores) showed an abatement that was respectively: 97.19%, 95.48%, 97.24% and 99.77%. About the research of pathogenic bacteria, we have noticed the presence of *Staphylococcus aureus* in raw water only and *Pseudomonas aeruginosa* in raw and purified water.

A total of 12 enteric bacteria were identified from purified water with a predominance of *Escherichia .coli* with 4 strains (26.7%). The antibiotic sensitivity of these enteric bacteria presents variable profiles. In general, the tested bacteria showed a high sensitivity opposite to Cefotaxime and Ceftriaxone (92%) and a majority resistance to some used β-lactamines (penicillin G, Oxacillin) and the Macrolides (Erythromycine).

The study of the antibiotic resistance of *Pseudomonas aeruginosa* revealed a (100%) resistance opposite to the Cefoxitine, Ampicillin, Erythromycine, Céfotaxime, Vancomycine, Cefalexine and Amoxillin + clavulanic acid.

The results of the calculation of the MAR index (Multiple Antibiotic Resistance) showed that the isolated bacteria have a value superior to 0.2.

Key words: wastewater treatment plant of Béni Mered, Physic-chemical parameters, bacteriological parameters, Abatement; Antibiotic resistance, MAR.

الملخص

أجريت هذه الدراسة لتقييم فعالية أداء محطة تطهير مياه الصرف بطريقة الحمأة المنشطة من الناحية الفيزيائية، الكيميائية والبيولوجية ودراسة مقاومة المضادات الحيوية من طرف البكتيريا المعزولة من عينات المياه النقية وهذا على مستوى محطة بني مراد لتطهير مياه الصرف الصحي.

أخذت عينات على مدى أربعة أشهر (من فيفري إلى ماي 2019) مع العلم أن مجموع العينات هو 8.

النتائج الفيزيائية والكيميائية للمياه المعالجة توضح درجات حرارة معتدلة، درجات حموضة قاعدية، تمعدن عالي ومردودية مرضية بالنسبة للمواد العالقة والطلب الكيميائي والبيولوجي للأكسجين؛ معدل التخفيضات هو على التوالي 97.49%، 93.87% و 97.25%. يبرز فحص نسبة الطلب الكيميائي والبيولوجي للأكسجين قابلية التحلل الحيوي لمياه الصرف في هذه المحطة. بلغت مردودية إزالة كل من نيتروجين الأمونيا، النيتروجين الكلي، والفسفور الكلي بطريقة الحمأة المنشطة 95.40%، 82.23%، و 69.66% على التوالي.

النتائج التي تم الحصول عليها من التحليل الذي أجرى للبحث وتعداد البكتيريا الدالة على التلوث الغائطي والتي تتمثل في القولونيات الكلية، القولونيات البرازية، العقديات البرازية والجراثيم اللاهوائية أظهرت تخفيضات تقدر ب 97.19%، 95.48%، و 97.24% و 99.77% على التوالي أما بالنسبة للبحث عن البكتيريا المسببة للأمراض لاحظنا وجود *Staphylococcus aureus* في المياه الخامة والنقية و *Pseudomonas aeruginosa* في المياه الخامة فقط.

تم عزل 12 بكتيريا معوية في المياه النقية فكانت أغلبيتها تتمثل في *Escherichia coli* مع وجود 4 سلالات 26.7%.

دراسة مظاهر مقاومة هذه البكتيريا للمضادات الحيوية أظهرت حساسية عالية فيما يتعلق بالسيفوتكسيم وسيفترياكسون (92%) ومقاومة أغلبية لبعض البيتا لكتاماس المستخدمة (بينيسيلين جي، أوكساسيلين) والماكروليدات (الاريثروميسين).

كشفت دراسة اختبار تحسس *Pseudomonas aeruginos* للمضادات الحيوية عن مقاومة (100%) بالنسبة للسيفوكسيتين، الأميسيلين، الإريثروميسين، السيفوتاكسيم، الفانكوميسين، السيفالكسين، الأموكسيسيلين + حمض كلافولانيك.

أظهرت نتائج حساب *MAR* أن العزلات البكتيرية لها قيمة أكبر من 0.2.

الكلمات المفتاحية: محطة تطهير المياه بني مراد؛ المعلمات الفيزيائية والكيميائية، البيولوجية، بدل، المقاومة للمضادات الحيوية *MAR*.

LISTE DES TABLEAUX

Tableau I	Différents types de pollution des eaux.....	5
Tableau II	Caractéristiques du rapport de biodégradabilité (k).....	7
Tableau III	Principales maladies d'origine hydrique et leur agent responsable.....	12
Tableau IV	Données de base de la STEP de Beni Mered.....	23
Tableau V	Variation du rapport DCO/DBO ₅	61
Tableau VI	Résultats de l'azote total.....	62
Tableau VII	Résultats de la pollution azotée.....	63
Tableau VIII	Résultats de pollution phosphorée.....	65
Tableau IX	Examen macroscopique des colonies suspectes.....	74
Tableau X	Examen microscopique des colonies suspectes	74
Tableau XI	Résultats des tests d'orientation rapide.....	75
Tableau XII	Espèces identifiées.....	75
Tableau XIII	Plage de mesure de la DBO (sans dilution de l'échantillon) et les volumes correspondant.	
Tableau XIV	La grille de l'indice IPO.	
Tableau XV	Nombre le plus probable et intervalle de confiance dans le cas du système d'ensemencement (NPP).	
Tableau XVI	Test de la galerie biochimique classique.	
Tableau XVII	Les caractères d'identification des genres le plus fréquemment rencontrés chez les entérobactéries.	
Tableau XVIII	Noms, abréviations et charge d'antibiotiques utilisés.	
Tableau XIX	Estimation de la minéralisation à partir de la conductivité.	
Tableau XX	Résultats des analyses physico-chimiques de la STEP de Béni Mered.	
Tableau XXI	Résultats des analyses bactériologiques de la STEP de Béni Mered.	
Tableau XXII	Rendements épuratoires des principaux paramètres physico-chimiques.	
Tableau XXIII	Rendements épuratoires des principaux paramètres bactériologiques.	
Tableau XXIV	Normes physico-chimiques de rejet selon l'OMS 2006 et le JORA 2006, 2012,2013.	
Tableau XXV	Normes extrêmes limitées aux eaux d'irrigation.	
Tableau XXVI	Les spécifications des eaux usées épurées utilisées à des fins d'irrigation.ONA 2005.	
Tableau XXVII	Normes microbiologiques de rejet des eaux épurées (OMS 2006).	
Tableau XXVIII	Résultats de mesure des zones d'inhibition pour les <i>streptocoques du groupe D</i> détectées, exprimés en millimètre.	
Tableau XXIX	Résultats de mesure des zones d'inhibition pour <i>Pseudomonas aeruginosa</i> détectées, exprimés en millimètre.	
Tableau XXX	Résultats de mesure des zones d'inhibition pour les Entérobactéries détectées, exprimés en millimètre.	
Tableaux XXXI	Valeurs critiques des diamètres des zones d'inhibition et des CMI pour les <i>Entérobactéries</i> .	
Tableaux XXXII	Valeurs critiques des diamètres des zones d'inhibition et des CMI pour les <i>Pseudomonas aeruginosa</i> .	

LISTE DES ABREVIATIONS

ADH	: Argénine dihydrolase
ASR	: Anaérobie Sulfito-Réducteurs
API	: Application Programming Interface
ATB	: Antibiotiques
BCPL	: Bouillon Lactosé au Pourpre de Bromocrésol
CF	: Coliformes Fécaux
CMB	: Concentration Minimale Bactéricide
CMI	: Concentration Minimale Inhibitrice
CT	: Coliformes Totaux
D/C	: Double Concentration
DBO₅	: Demande Biologique en Oxygène pendant 5 jours
DCO	: Demande Chimique en Oxygène
EB	: Eau Brute
EE	: Eau Epurée
EH	: Equivalent Habitant
GN	: Gélose Nutritive
H₂S	: Sulfure d'hydrogène
IPO	: Indice de Pollution Organique
JORA	: Journal Officiel de la République Algérienne
LDC	: Lysine Décarboxylase
MAR	: Multiple Antibiotic Resistance
MES	: Matière En Suspension
MH	: Muller Hinton
NPP	: Nombre Plus Probable
OD	: Oxygène Dissous
ODC	: Ornithine Décarboxylase
OMS	: Organisation Mondiale de la Santé
ONA	: Office Nationale d'Assainissement
ONPG	: Orthonitrophényl-β-d-galactopyrannoside
PH	: Potentiel d'hydrogène
RM	: Rouge de Méthyle
S/C	: Simple Concentration
SF	: Streptocoques Fécaux
SFB	: Bouillon Sélénite-Cystéine
STEP	: Station d'Épuration des Eaux Usées
TDA	: Tryptophane Désaminase
TSI	: Triple Sugar Iron
UFC	: Unité Formant Colonie
VF	: Viande Foie

LISTE DES FIGURES

Figure 1	Etapes de traitement d'une station d'épuration complète (Boues activées).	17
Figure 2	Mode d'action de certains antibiotiques.....	19
Figure 3	Etapes de traitement des eaux usées de la station de Beni Mered.....	22
Figure 4	Station d'épuration de Béni Mered.....	23
Figure 5	Composition de l'échantillonneur automatique.....	24
Figure 6	Echantillonneur automatique.....	25
Figure 7	Principe de la dilution.....	33
Figure 8	Recherche et dénombrement des coliformes en milieu liquide (Test de présomption).....	36
Figure 9	Recherche et dénombrement des coliformes en milieu liquide (Test de confirmation).....	37
Figure 10	Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux (Test de présomption).....	39
Figure 11	Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux (Test de confirmation).....	39
Figure 12	Recherche et dénombrement des ASR.	41
Figure 13	Recherche des salmonelles.....	42
Figure 14	Recherche de <i>staphylococcus aureus</i>	43
Figure 15	Recherche de <i>pseudomonas aeruginosa</i>	46
Figure 16	Etapes de l'identification bactérienne.	47
Figure 17	Galerie classique d'identification biochimique.....	48
Figure 18	Galerie Api 20E ensemencée.....	49
Figure 19	Variation de la température.	53
Figure 20	Variation du pH.....	54
Figure 21	Variation de la conductivité électrique.	55
Figure 22	Variation de la concentration en oxygène dissous.....	56
Figure 23	Variation des MES.....	57
Figure 24	Rendement d'élimination des MES.....	58
Figure 25	Variation de la DCO.....	59
Figure 26	Variation de la DBO ₅	60
Figure 27	Rendement d'élimination de la DCO et de la DBO ₅	60
Figure 28	Réduction du nombre de coliformes totaux après traitement.....	67
Figure 29	Réduction du nombre de coliformes fécaux après traitement.....	68
Figure 30	Réduction du nombre de streptocoque fécaux après traitement.....	69
Figure 31	Réduction du nombre de spore d'Anaérobies Sulfito-Réducteurs (ASR)...	70
Figure 32	Rendement d'élimination des CT.....	71
Figure 33	Rendement d'élimination des CF.....	71
Figure 34	Rendement d'élimination des SF.....	71
Figure 35	Rendement d'élimination des ASR.....	71
Figure 36	Variation du nombre de <i>staphylococcus aureus</i>	72
Figure 37	Variation du nombre de <i>pseudomonas aeruginosa</i>	73
Figure 38	Résistance des streptocoques du groupe D aux antibiotiques testés.....	76
Figure 39	Résistance de <i>Pseudomonas aeruginosa</i> aux antibiotiques testés (n=2).....	77
Figure 40	Résistance d' <i>Escherichia coli</i> aux antibiotiques testés (n=4).....	78
Figure 41	Résistance de <i>Klebsiella spp</i> aux antibiotiques testés (n=3).....	78
Figure 42	Résistance de <i>Serratia odorifera 1</i> aux antibiotiques testés (n=2).....	79
Figure 43	Résistance de <i>proteus mirabilis</i> aux antibiotiques testés (n=2).....	80

Figure 44	Résistance de <i>Citrobacter freundii</i> aux antibiotiques testés (n=1).....	80
Figure 45	Résistance des entérobactéries aux antibiotiques.....	81
Figure 46	Indice MAR calculé à partir des différents isolats d'entérobactéries.....	83

Table des matières

Remerciement	
Dédicace	
Résumé	
Liste des Abréviations	
Liste des Figures	
Liste des Tableaux	

INTRODUCTION

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre I. Généralités sur les eaux usées

I.1. Définition.....	3
I.2. Pollution des eaux.....	4
I. 3. Paramètres de mesure de la pollution.....	5
I.3.1. Paramètres physiques.....	5
I.3.2. Paramètres chimiques.....	6
I.3.3. Paramètres biologiques.....	9

Chapitre II. Procédés de traitement des eaux usées

II.1. Définition de la station d'épuration.....	13
II.2. Différentes étapes d'épuration des eaux usées	13
II.2.1 Prétraitements	13
II.2.2 Traitement primaire.....	14
II.2.3 Traitement secondaire.....	14
II.2.4 Traitement complémentaire	16

Chapitre III. Résistance aux antibiotiques et contamination des eaux par les bactéries multiresistantes

III.1. Définition des antibiotiques.....	18
III.2. Mode d'action des antibiotiques.....	18
III.3. Mécanisme de résistance.....	19
III.4. Contamination des eaux par les bactéries multiresistantes.....	19

PARTIE EXPERIMENTALE

I. Matériel et Méthode.....	21
I.1. Description du site d'étude.....	21
I.2. Matériel.....	23
I.3. Méthodes.....	24
I.3.1.Echantillonnage.....	24
I.3.2. Mode de prélèvement.....	25

I.3.3. Analyses physico-chimiques.....	26
I.3.4. Analyses bactériologiques.....	33
I.3.5. Antibiogramme	49
I.3.6. Indice MAR (Multiple Antibiotic Resistance).....	51
I.3.7. Détermination du rendement de l'épuration.....	51
I.3.8. Analyse statistique des résultats.....	51

II. Résultats et Discussion	45
II.1. Paramètres physico-chimiques.....	53
II.2. Paramètres bactériologiques	66
II.3. Identification des souches isolées des eaux épurées.....	74
II.4. Antibiogramme.....	76
II.5. Résultats du calcul de l'indice MAR.....	82

CONCLUSION ET PERSPECTIVES

Références bibliographiques

Annexes

INTRODUCTION

L'eau ne peut être considérée comme un simple produit commercial, elle doit être classée comme un patrimoine de l'Humanité qui doit être protégée, défendue, traitée et mis en valeur (**OUANOUKI, 2014**). C'est une ressource vitale pour l'homme pour sa survie, sa santé, son alimentation, elle l'est également pour ses activités agricoles, économiques et la qualité de son environnement en dépend étroitement. Cependant, elle est le réceptacle universel de tout type de pollution (**METAHRI, 2012**).

Le problème de la pollution des eaux est devenu l'un des aspects les plus inquiétants de la dégradation du milieu naturel et pourrait constituer à long terme un réel danger pour l'avenir de l'humanité. En effet, nous avons constaté, depuis quelques dizaines d'années une dégradation progressive de la qualité des eaux et des nappes souterraines due à la multiplication des rejets d'eaux usées (**BELAID, 2010 ; OUANOUKI, 2014**).

En Algérie, les changements climatiques de ces dernières années, l'accroissement démographique et le développement de l'urbanisation ont conduit à l'apparition de problèmes multiples et complexes. Au déficit croissant que pose la demande en eau et sa gestion s'ajoutent des problèmes de rejet des eaux usées et leur influence directe ou indirecte à long ou à court terme sur l'environnement et la santé publique. Le volume annuel d'eaux usées domestiques rejetées est estimé à 800 millions m³/an (**METAHRI, 2012**).

L'Algérie, à l'instar des autres pays à fortes activités urbaines et industrielles a développé sa politique en matière de qualité des eaux. Le but de cette politique est de préserver, d'entretenir et de valoriser les ressources naturelles en eau (**OUANOUKI, 2014**).

D'après les données chiffrées publiées par l'ONA (Office Nationale d'Assainissement) en janvier 2019, l'Algérie a connu pendant ces deux dernières décennies une évolution remarquable dans la construction des stations d'épurations des eaux usées urbaines et industrielles, ce qui a aboutit à une diminution de la pollution en matière de rejets domestiques et industriels. Aujourd'hui, le pays compte environ 153 stations d'épuration en exploitation par l'ONA réparties à travers tout le territoire national avec une capacité de

l'ordre de 10 359 462 EH. La quantité d'eau épurée par ces stations est de 252 millions m³/an (ONA, 2019).

C'est dans ce cadre que s'inscrit cette étude qui a pour but d'évaluer pour la première fois la qualité physico-chimique et bactériologique des eaux usées et des eaux épurées de la station d'épuration de Béni Mered afin de déterminer l'efficacité du traitement biologique par les boues activées et de dresser un profil de résistance des bactéries potentiellement pathogènes isolées à partir de l'eau épurée et cela dans une perspective de réutilisation agricole et/ou de la protection des milieux naturels récepteurs.

I. MATÉRIEL ET MÉTHODES

Afin de s'assurer de l'efficacité du procédé d'épuration des eaux usées dans la station d'épuration de Béni Mered et de dresser un profil de résistance des bactéries potentiellement pathogènes isolées à partir de l'eau épurée vis-à-vis de plusieurs antibiotiques, nous avons procédé à une analyse physico-chimique et microbiologique des effluents brutes et des eaux épurées.

Cette étude s'est étalée sur une période allant du 10 février jusqu'au 15 Mai de l'année 2019. Des analyses physico-chimiques ont été effectuées au sein du laboratoire de la station d'épuration de Béni Mered. Les analyses microbiologiques ont été réalisées au niveau du laboratoire d'hygiène de la wilaya de Blida et le laboratoire de prévention de Boufarik.

I.1. Description du site d'étude

La station d'épuration (STEP) de Béni Mered est à boue activée (figure 4). Elle est située à l'Est de la route nationale N° 1 à proximité de l'oued Béni Aza et fait partie des installations de protection des cours d'eau de la wilaya de Blida contre la pollution.

Cette station construite sur six hectares, traite les eaux usées domestiques issues de la ville de Blida. Sa capacité nominale depuis 2015 est de 383000 EH pour un débit de pointe de 51 560 m³/j.

La station d'épuration de Béni Mered est alimentée par deux postes de refoulement (PR) (Tableau IV):

- Le PR 18 avec un débit de 4000 m³/h depuis 2015 et 6200 m³/j à l'horizon 2030.
- Le PR 22 avec un débit nominal de 800 m³/h depuis 2015 et 1000 m³/j à l'horizon 2030.

Les différents procédés et étapes d'assainissement sont plus détaillés en annexe n° I.



Figure 4. Station d'épuration de Béni Mered (Photo originale)

Tableau IV. Données de base de la STEP de Béni Mered

Capacité nominale	383 000 EH
Débit journalier	39 500 m ³ /j
Débit horaire moyen	1 647 m ³ /h
Débit horaire pointe temps sec	3 310 m ³ /h

(VEOLIA, 2017).

I.2. Matériel

- Eau usée brute.
- Eau épurée.

❖ Matériel non biologique

Le matériel non biologique (appareillage, réactifs, solutions et milieux de culture) est mentionné en annexe n° II.

I.3. Méthodes

I.3.1. Echantillonnage

Les analyses ont été effectuées du 10 février jusqu'au 15 mai 2019 à raison de deux prélèvements par mois. Durant cette étude, nous avons choisi deux types d'échantillonnage :

- ❖ L'échantillonnage automatique pour les paramètres physico-chimiques de l'eau brute. Les prélèvements sont réalisés avec un échantillonneur automatique (figures 5 et 6).
- ❖ L'échantillonnage manuel instantané pour les paramètres physico-chimiques de l'eau épurée et microbiologiques de l'eau brute et épurée réalisé à l'aide d'une canne.

✓ Echantillonneur automatique

Un échantillonneur automatique peut être programmé en fonction de tranches horaires ou du débit selon le besoin, il permet d'obtenir des échantillons représentatifs qui renseigneront sur la qualité et la charge polluante de l'eau.

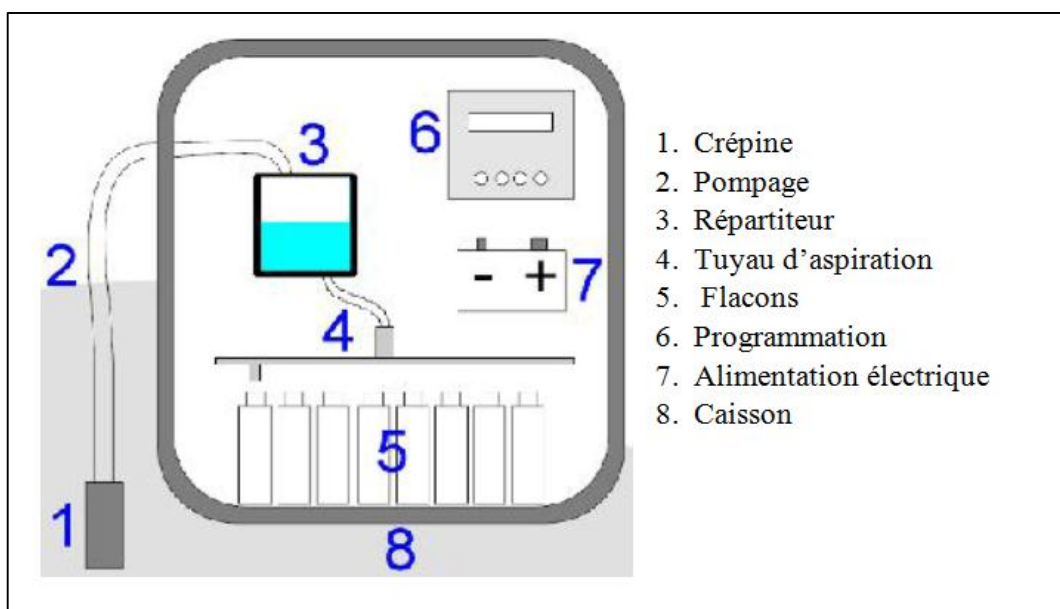


Figure 5. Composition de l'échantillonneur automatique



Figure 6. Echantillonneur automatique (Photo originale)

I.3.2. Mode de prélèvement

Deux points de prélèvement ont été choisis à savoir :

- ❖ Un prélèvement d'eau brute à l'entrée de la station.
- ❖ Un prélèvement d'eau épurée sortant du clarificateur.

Ces deux points ont fait l'objet :

- ❖ D'analyses physico-chimiques au niveau du laboratoire de la station d'épuration de Béni Mered. Le prélèvement se fait dans des flacons en polyéthylène de 1 litre.
- ❖ D'analyses bactériologiques au niveau du laboratoire de prévention de Boufarik et le laboratoire d'hygiène de Blida. Le prélèvement se fait dans des flacons en verre stériles de 250 ml.

L'ensemble de ces prélèvements ont été transportés directement dans une glacière dont la température doit être comprise entre 4 à 6°C. L'analyse bactériologique doit être effectuée le plus rapidement possible, dans un délai ne dépassant pas 8 heures.

I.3.3. Analyses physico-chimiques

Les analyses physico-chimiques portent sur les paramètres suivants :

- La température.
- Le potentiel d'hydrogène (pH).
- La conductivité électrique.
- Les matières en suspension.
- La demande chimique en oxygène.
- La demande biochimique en oxygène.
- L'oxygène dissous.
- L'azote total.
- Les nitrates.
- Les nitrites
- L'ammonium.
- Le phosphore total et les ortho-phosphate.

I.3.3.1. Mesure de la température

La mesure de la température a été effectuée par l'utilisation d'une sonde thermométrique Pocket pro(Hach) qui est trempée soigneusement dans la prise d'essai. La lecture est faite après stabilisation du thermomètre.

I.3.3.2. Mesure du potentiel d'hydrogène (pH) NF T 90-008

Il consiste à mesurer la différence de potentiel existant entre une électrode de verre et une électrode de référence plongeant dans une même solution. Le pH-mètre sensION (Hach) est doté d'une électrode en platine. Le protocole est le suivant :

- Allumer le pH-mètre et rincer plusieurs fois l'électrode avec de l'eau distillée.
 - Prendre environ 100 ml d'eau à analyser dans un bécher.
 - Plonger ensuite l'électrode dans le bécher et agiter doucement.
 - Laisser stabiliser un moment, puis noter la valeur finale du pH.
- **Expression des résultats**

L'appareil donne la valeur du pH correspondant.

I.3.3.3. Mesure de la conductivité électrique NF EN 27888 /Norme ISO 7888

La conductivité électrique est une mesure de courant conduit par les ions présents dans l'eau. La détermination se fait directement à l'aide d'un conductimètre HACH HQ430d. Nous avons procédé comme suit :

- Allumer le conductimètre et rincer plusieurs fois la sonde du conductimètre avec de l'eau distillée.
- Prendre une quantité suffisante d'eau à analyser dans un bécher.
- Mettre l'électrode dans le bécher, laisser stabiliser puis noter la valeur de la conductivité.

- **Expression des résultats**

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

I.3.3.4. Détermination des matières en suspension (méthode par filtration) NF EN 872-2005

A l'aide d'un équipement de filtration sous vide ou sous pression, l'échantillon est filtré sur un filtre en fibres de verre. Le filtre est ensuite séché à (105 ± 2) °C et la masse du résidu retenu sur le filtre est déterminée par pesée (AFNOR, 2005). Le protocole est le suivant :

- Laisser les échantillons s'équilibrer à température ambiante.
- Laisser le filtre s'équilibrer à température ambiante à proximité de la balance et le peser à 0,1 mg près à l'aide de la balance. Eviter soigneusement de contaminer le filtre en utilisant un dessiccateur.
- Placer le filtre (la partie lisse en bas) dans l'entonnoir du dispositif de filtration et connecter à un dispositif d'aspiration sous vide (ou sous pression).
- Agiter vigoureusement le flacon et transférer immédiatement et d'un seul trait un volume convenable d'échantillon dans une éprouvette graduée.
 - Pour les eaux brutes, le volume versé doit être compris entre 25 et 100 ml.
 - Pour les eaux épurées, le volume doit être compris entre 250 et 1000 ml.
- Filtrer l'échantillon, puis rincer l'éprouvette graduée avec environ 20 ml d'eau distillée et utiliser cette portion pour laver le filtre. Rincer les parois internes de l'entonnoir avec un autre volume de 20 ml d'eau distillée.

- Libérer le dispositif sous vide (ou sous pression) lorsque le filtre est pratiquement sec.
- Retirer avec précaution le filtre de l'entonnoir à l'aide de pinces à extrémité plates.
- Placer le filtre sur le support de séchage et le sécher dans l'étuve à (105 ± 2) °C pendant au moins 1 h et au plus 14 h à 16 h.
- Retirer le filtre de l'étuve puis le peser.

• Calcul et expression des résultats

La teneur en MES est calculée d'après l'expression suivante :

$$P = \frac{1000 * (M1 - M0)}{V}$$

Où :

- **P** : Teneur en matières en suspension en milligrammes par litre.
- **V** : Volume de l'échantillon en millilitre.
- **M1** : La masse du filtre après filtration en milligrammes.
- **M0** : La masse du filtre avant filtration en milligrammes.

I.3.3.5. Détermination de la demande chimique en oxygène (DCO)

La demande chimique en oxygène, notée DCO, représente la quantité d'O₂ consommé par toutes les matières réductrices.

Les substances oxydables réagissent avec le bichromate de potassium sulfurique, en présence de sulfate d'argent. Le chlorure est masqué avec du sulfate de mercure. La coloration verte du Cr³⁺ sera déterminée photométriquement.

La DCO est dosée par la méthode de Kit hach LCK 514 dont le protocole est le suivant :

- Mélanger le contenu pour avoir une solution homogène.
- Pipeter 2 ml d'échantillon avec précaution.
- Fermer la cuve et nettoyer l'extérieur de celle-ci et mélanger.
- Chauffer dans le thermostat pendant 2h à 148°C.

- Sortir la cuve chaude retournée avec précaution.
- Laisser refroidir à température ambiante.
- Bien nettoyer l'extérieur de la cuve et mesurer.

- **Expression des résultats**

La valeur de la concentration de DCO s'affichera directement sur l'écran du spectrophotomètre en mg/l, (la concentration en masse d'oxygène consommé par la matière organique présente dans l'échantillon).

I.3.3.6. Détermination de la demande biochimique en oxygène (DBO)

Les micro-organismes présents dans un échantillon d'eau qui contient de la matière organique biodégradable consomment l'oxygène et produisent une quantité équivalente en anhydride carbonique (CO₂). La détermination de la DBO se fait selon le protocole suivant :

- Contrôler le pH de l'échantillon, le pH optimal se situe entre 6,5 et 7,5.
- Bien mélanger l'échantillon d'eau, le laisser brièvement reposer et ensuite l'homogénéiser.
- Choisir le volume de l'échantillon qui correspond à la plage de mesure adéquate.
- Mesurer avec précision la quantité d'échantillon requise à l'aide d'une fiole jaugée adaptée et la verser dans le flacon d'échantillonnage (flacons bruns du DBO mètre).
- Le gaz carbonique (CO₂) qui produit par les microorganismes est absorbé par l'Hydroxyde de lithium placé dans la cupule (une cupule par flacon).
- Ajouter l'inhibiteur de la nitrification ATH selon le dosage indiqué dans le tableau (Voir Tableau XIII Annexe III).
- Ajouter un barreau magnétique pour assurer l'agitation et insérer le flacon dans un incubateur de DBO.
- Mettre le DBO mètre BOD Direct Plus (HACH LANGE) en marche à 20°C pendant 5 jours.

- **Expression des résultats :**

La lecture est effectuée après 5 jours d'incubation à 20°C.

I.3.3.7. Détermination de la concentration en oxygène dissous EN 25813 / EN 25814

Il consiste à mesurer la quantité d'oxygène dissous présente dans l'échantillon d'eau à analyser. Le protocole est le suivant :

- Ouvrir le flacon contenant l'eau à analyser en prenant soin de ne pas l'agiter afin d'éviter une éventuelle aération de l'échantillon.
- Mettre la sonde de l'oxymètre HQ 430d dans le flacon.
- Appuyer sur Mesure et attendre le bip sonore indiquant la fin de la mesure.
- Lire le résultat sur l'écran de l'oxymètre.

- **Expression des résultats**

Les résultats sont exprimés en mg d'oxygène par litre (mg/l).

I.3.3.8. Dosage de l'azote total

L'azote de composition organique et inorganique s'oxyde en présence de peroxydisulfate et se transforme donc en nitrate. Les ions nitrates réagissent dans une solution d'acides sulfurique et phosphorique avec du diméthylphénol-2.6 en formant du nitrophénol. L'azote total est mesuré par la méthode kit Hach LCK 338/ LCK 238 dont le protocole est le suivant :

Doser à la suite, consécutivement dans une éprouvette de réaction sèche : 0,5 ml d'échantillon, 2 ml de solution A, 1 tablette B. Fermer immédiatement et ne pas mélanger, par la suite Chauffer directement pendant 15 min avec le programme standard HT puis Laisser refroidir et ajouter 1 MicroCap C. Fermer l'éprouvette de réaction et mélanger jusqu'à ce que le lyophilisat se soit complètement dissous du MicroCap C et qu'il n'y ait aucune particule restante, ensuite ajouter dans le test en cuve 0,5 ml d'échantillon désagrégé et 0,2 ml de solution D. Fermer immédiatement la cuve et mélanger le contenu en la retournant plusieurs fois de suite jusqu'à qu'aucun dépôt ou agrégat ne soit observable, bien nettoyer l'extérieur de la cuve et l'insérer dans le spectrophotomètre (DR3900).

- **Expressions de résultats**

Les résultats sont exprimés en mg/l.

I.3.3.9. Dosage spectrophotométrique des nitrates

Dans une solution d'acide sulfurique et phosphorique, les ions nitrates réagissent avec le 2.6-diméthylphénol pour donner du 4-nitro-2.6-diméthylphénol. Les nitrates sont dosés par la méthode de Kit Hach LCK 339 dont le protocole est le suivant :

Ajouter 1 ml d'échantillon puis 0,2 ml de la solution LCK 339 A dans la cuve à code barre, fermer la cuve et mélanger le contenu en la retournant plusieurs fois de suite jusqu'à ce que le mélange soit complet, attendre 15 min, bien nettoyer l'extérieur de la cuve et l'insérer dans le spectrophotomètre (DR3900).

- **Expression des résultats**

Les résultats sont exprimés en mg/l.

I.3.3.10. Dosage spectrophotométrique des nitrites

Les nitrites réagissent en solution acide avec les amines primaires et aromatiques pour donner des sels diazonium. Ceux-ci forment avec des composés aromatiques contenant un amino-groupe ou un hydroxyle un colorant azoïque de couleur intense. Les nitrites sont dosés par la méthode de Kit Hach LCK 341 dont le protocole est le suivant :

- Enlever délicatement la feuille de protection du Dosicap Zip détachable puis dévisser et ajouter 2 ml d'échantillon.
- Revisser immédiatement en dirigeant le cannelage vers le haut et secouer énergiquement jusqu'à dissolution du lyophilisat.
- Attendre 10 min avant de mélanger à nouveau, enfin bien nettoyer l'extérieur de la cuve et mesurer en l'insérant dans le spectrophotomètre (DR3900).

- **Expression des résultats**

Les résultats sont exprimés en mg/l.

I.3.3.11. Dosage de l'azote ammoniacal

En présence de sodium nitroprussique agissant comme catalyseur et à une valeur du pH d'environ 12,6 ; les ions ammonium réagissent avec les ions hypochloreux et salicyliques et

donnent une coloration bleue indophénol. L'azote ammoniacal est dosé par la méthode kit Hach LCK 303 selon le protocole suivant :

- Enlever délicatement la feuille de protection du DosiCap Zip détachable,
 - Dévisser la cuve et ajouter 2 ml d'échantillon,
 - Revisser immédiatement en dirigeant le cannelage vers le haut
 - Secouer énergiquement puis attendre 15 min, bien nettoyer l'extérieur de la cuve et mesurer en l'insérant dans le spectrophotomètre (DR3900).
- **Expression des résultats**

Les résultats sont exprimés en mg/l.

I.3.3.12. Dosage du phosphore total et des ortho-phosphates

Les ions phosphate réagissent en solution acide avec les molybdate et antimoine pour donner un complexe de phosphore molybdate d'antimoine. Celui-ci est réduit par l'acide ascorbique en bleu de phosphore molybdène. Le phosphore total et les ortho-phosphates sont mesurés par la méthode kit Hach LCK 350/LCK 348 selon le protocole suivant :

- **Les ortho-phosphates**

Ajouter soigneusement 0,4 ml d'échantillon et 0,5 ml du réactif B dans la cuve à code barre, visser un DosiCap C gris sur la cuve, retourner là plusieurs fois jusqu'à ce que le lyophilisat se soit complètement dissous. Après 10 minutes retourner de nouveau, bien nettoyer l'extérieur de la cuve et mesurer en l'insérant dans le spectrophotomètre (DR3900).

- **Le phosphore total**

Enlever délicatement la feuille de protection du DosiCap Zip détachable, dévisser et ajouter 0,4 ml d'échantillon ensuite revisser en dirigeant le cannelage vers haut, secouer et chauffer dans le thermostat pendant 30 min à 120°C, par la suite ajouter dans la cuve une fois refroidie 0,5 ml du réactif B et visser avec un DosiCap C gris, Puis mélanger le contenu de la cuve en la retournant plusieurs fois de suite jusqu'à ce que le lyophilisat se soit complètement dissous, après 10 minutes retourner de nouveau, bien nettoyer l'extérieur de la cuve et l'insérer dans le spectrophotomètre (DR3900).

- **Expressions de résultats**

Les résultats sont exprimés en mg/l.

I.3.3.13 Indice de la Pollution Organique (IPO)

Ce dernier se calcule selon la méthode de **LECLERCQ et MAQUET (1987)** dont le principe est de répartir les valeurs des éléments polluants en 05 classes, de déterminer à partir de ses propres mesures le numéro de classe correspondant pour chaque paramètre pour en faire la moyenne (Voir Tableau XIV Annexe III).

I.3.4. Analyses Bactériologiques

Dans le cadre de notre étude, l'énumération bactérienne a été réalisée au niveau du laboratoire d'hygiène de BLIDA selon les techniques décrites par **RODIER et al., (2005)**.

I.3.4.1. 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 leurs développements (cas des tubes) ou d'effectuer le dénombrement des colonies (cas des boîtes) (Figure 7).

La dilution sera donc plus élevée pour l'eau usée brute (10^{-5}) que pour celle d'une eau épurée (10^{-3}).

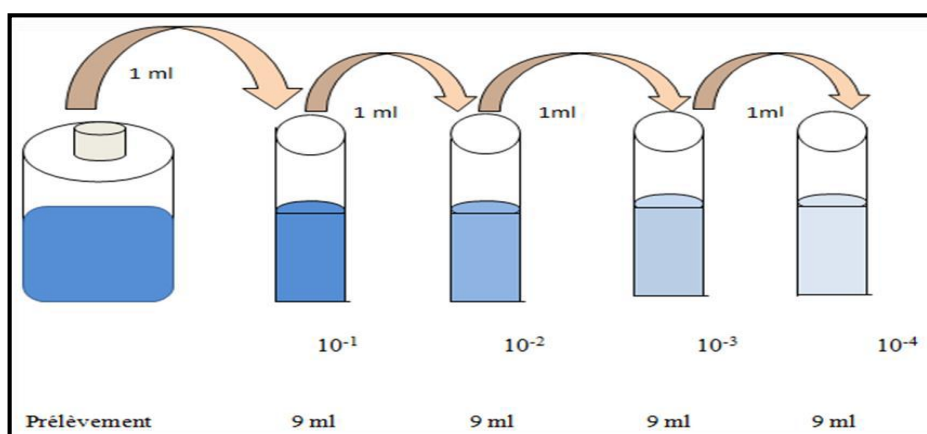


Figure 7. Principe de la dilution

I.3.4.2. Recherche et dénombrement des bactéries indicatrices de contamination fécale

Ces analyses ont été réalisées selon le protocole décrit par l'institut pasteur (**LABRES et MOUFFOK, 2008**).

Recherche et dénombrement des Coliformes

La recherche et le dénombrement des bactéries coliformes, coliformes fécaux est réalisée selon la méthode liquide par la technique du Nombre le Plus Probable (NPP) (Voir Tableau XV Annexe III).

La technique en milieu liquide fait appel à deux tests consécutifs à savoir :

- Test de présomption : réservé à la recherche et le dénombrement des coliformes totaux.
- Test de confirmation : encore appelé test de Mac Kenzie réservé à la recherche et le dénombrement des coliformes fécaux (thermotolérants) à partir des tubes positifs du test de présomption.

❖ Test de présomption

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

- 50ml dans un flacon contenant 50 ml de milieu BCPL D/C muni d'une cloche de Durham.
- 5 fois 10 ml dans 5 tubes contenant 10 ml de milieu BCPL D/C muni d'une cloche de Durham.
- 5 fois 1 ml dans 5 tubes contenant 10ml de milieu BCPL S/C muni d'une cloche de Durham.

Chassez le gaz présent éventuellement dans les cloches de Durham et bien mélangé le milieu et l'inoculum.

➤ Incubation

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

➤ **Lecture**

Sont considérés comme positifs présentant à la fois :

- Un dégagement gazeux (supérieur 1/10 de la hauteur de la cloche)
- Un trouble microbien accompagné d'un virage du milieu au jaune.

Ces deux caractères étant témoin de la fermentation du lactose dans les conditions opératoires décrites (figure 8). La lecture finale se fait selon les prescriptions de la table NPP qui figure en Annexe.

❖ **Test de confirmation ou test de Mac-Kenzie**

Le test de confirmation ou test de Mac-Kenzie est basé sur la recherche de coliformes thermotolérants parmi lesquels on redoute surtout la présence d'*Escherichia coli*.

Escherichia coli est un coliforme thermotolérant qui entre autre :

- Produit de l'indole à partir du tryptophane à 44°C.
- Donne un résultat positif à l'essai au rouge de méthyl.

Les tubes de BCPL trouvés positifs lors du dénombrement de coliformes totaux feront l'objet d'un repiquage dans des tubes contenant le milieu Schubert muni d'une cloche de Durham.

Chasser le gaz présent éventuellement dans les cloches de Durham et bien mélanger le milieu et l'inoculum.

➤ **Incubation**

L'incubation se fait cette fois ci dans l'étuve à 44°C pendant 24 heures.

➤ **Lecture**

Seront considérés comme positifs, les tubes présentant à la fois :

- Un dégagement gazeux.
- Un anneau rouge en surface, témoin de la production d'indole par *Escherichia coli*

- après adjonction de 2 à 3 gouttes du réactif de Kovacs.

La lecture finale s'effectue également selon les prescriptions de la table NPP en tenant compte du fait qu'*Escherichia coli* est à la fois productrice de gaz et d'indole à 44°C. (Figure 9).

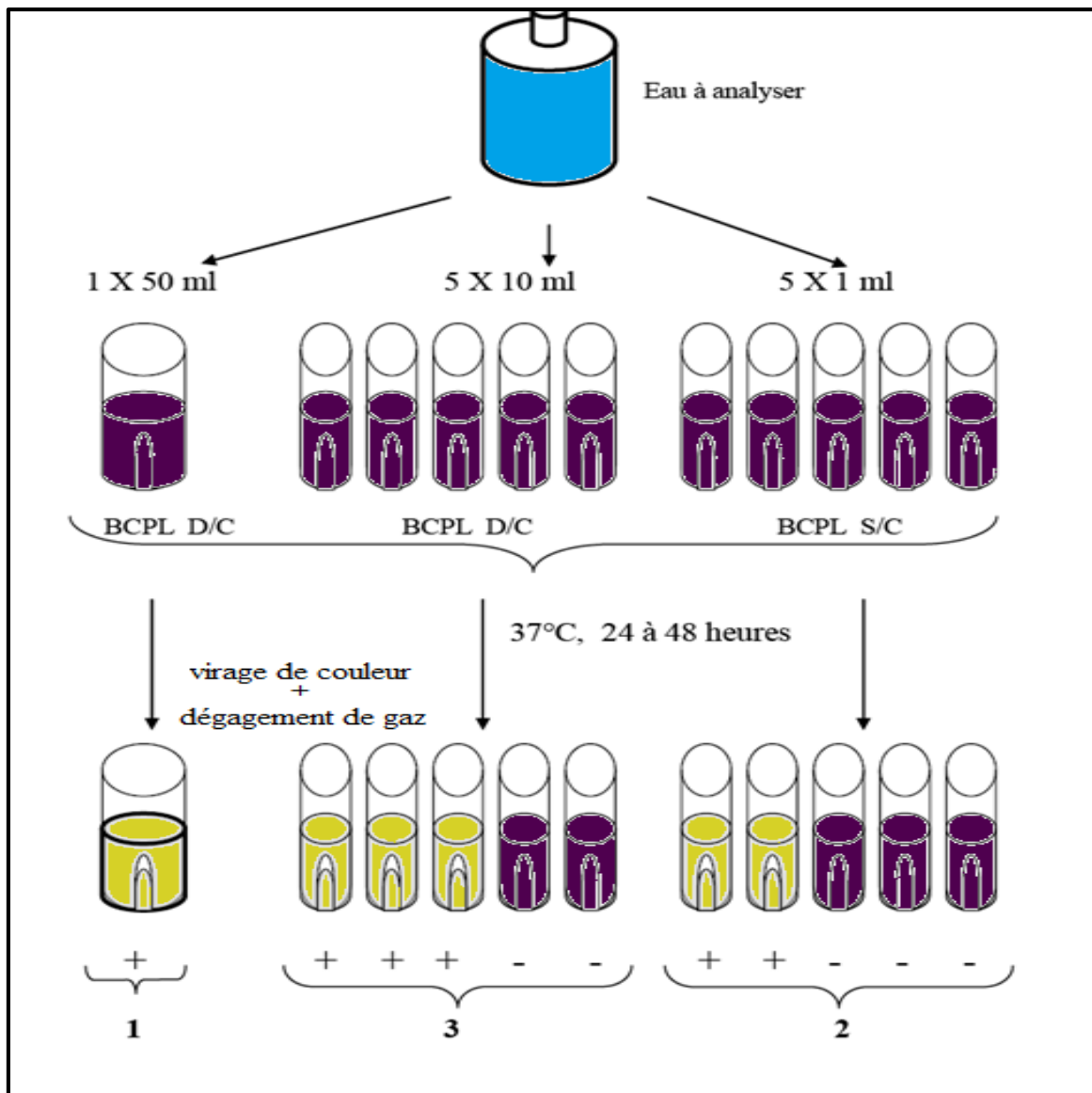


Figure 8. Recherche et dénombrement des coliformes en milieu liquide (Test de présomption)

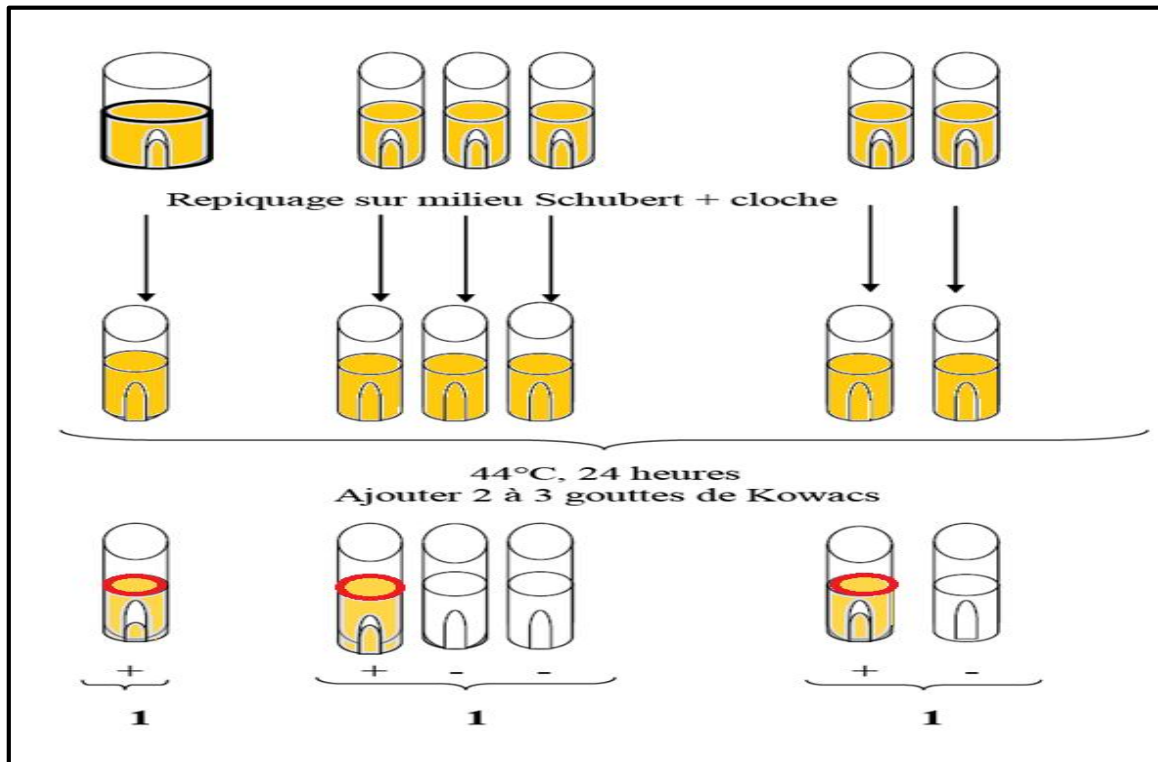


Figure 9. Recherche et dénombrement des coliformes en milieu liquide (Test de confirmation)

✚ Recherche et dénombrement des Streptocoques fécaux

Tout comme la méthode de recherche de coliformes en milieu liquide, celle de la recherche et le dénombrement des Streptocoques fécaux fait appel à deux tests consécutifs à savoir :

- Test de présomption
- Test de confirmation : réservé à la confirmation réelle des Streptocoques fécaux à partir des tubes positifs du test de présomption.

❖ Test de présomption

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

- 50 ml dans un flacon contenant 50 ml de milieu ROTHE D/C.
- 5 fois 10 ml dans 5 tubes contenant 10 ml de milieu ROTHE D/C.
- 5 fois 1 ml dans 5 tubes contenant 10 ml de milieu ROTHE S/C.

Bien mélanger le milieu et l'inoculum.

➤ **Incubation**

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

➤ **Lecture**

Seront considérés comme positifs les tubes présentant un trouble microbien. (Figure 10). Seulement ces derniers ne doivent en aucun cas faire l'objet de dénombrement, mais doivent par contre, absolument faire l'objet d'un repiquage sur milieu EVA-LITSKY dans le but d'être confirmés.

❖ **Test de confirmation**

Le test de confirmation est basé sur la confirmation des Streptocoques fécaux éventuellement présents dans le test de présomption.

Les tubes de ROTHE trouvés positifs feront donc l'objet d'un repiquage dans des tubes contenant le milieu EVA-LITSKY.

Bien mélanger le milieu et l'inoculum.

➤ **Incubation**

L'incubation se fait cette fois-ci à 37°C pendant 24 heures.

➤ **Lecture**

Sont considérés comme positifs, les tubes présentant à la fois :

- Un trouble microbien.
- Une pastille violette (Blanchâtre) au fond des tubes (figure 11).

La lecture finale s'effectue également selon les prescriptions de la table NPP qui figure en Annexe.

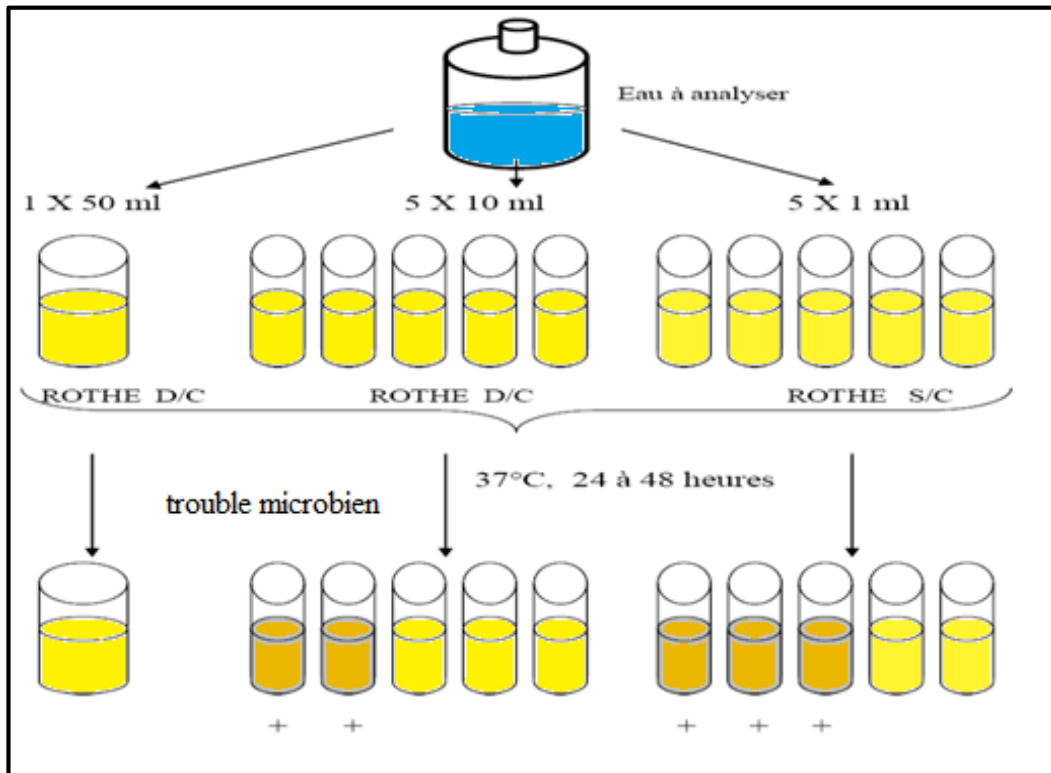


Figure 10. Recherche et dénombrement des streptocoques (Test de présomption)

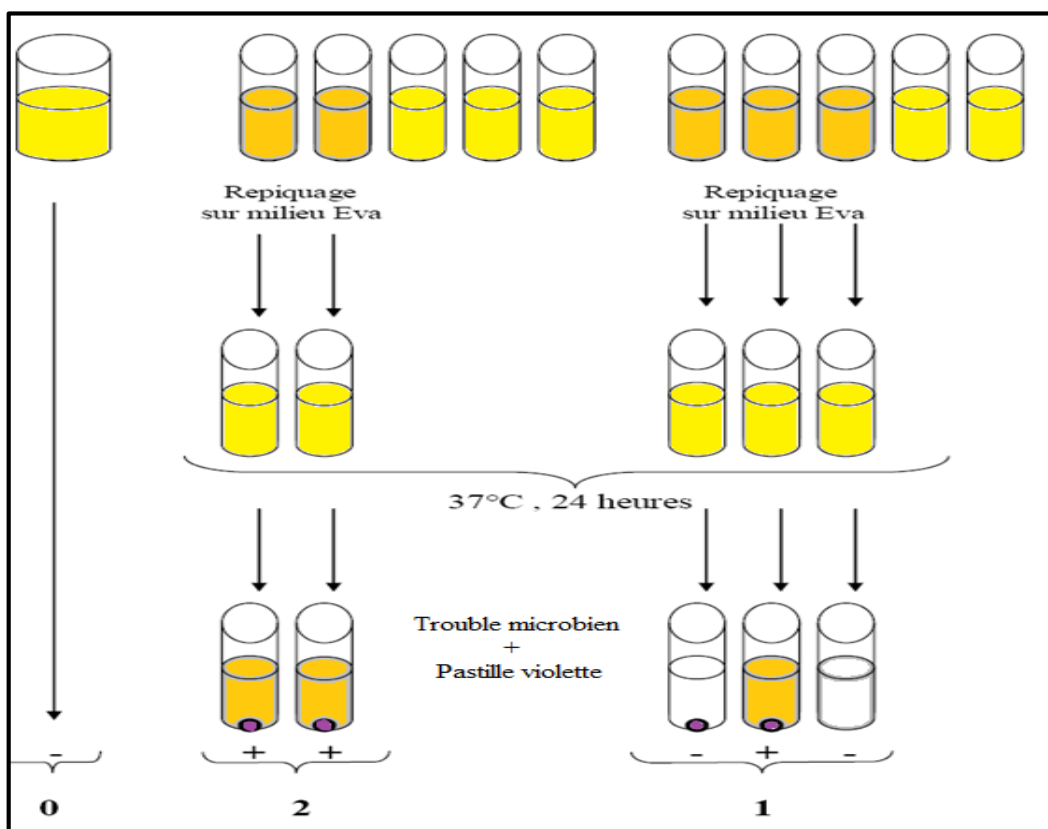


Figure 11. Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux (Test de confirmation)

✚ Recherche et dénombrement des spores des Anaérobies Sulfite -Réducteurs

La recherche des spores de *Clostridium Sulfite-Réducteurs* est réalisée selon la méthode par incorporation en milieu gélosé et est basée sur la recherche des formes sporulées. Pour cela, nous avons suivi les étapes suivantes :

- Agiter soigneusement l'eau à analyser.
- Répartir à l'aide d'une pipette graduée stérile 25 ml d'eau dans des tubes stériles à raison de 5 ml par tube.
- Porter les tubes au bain-marie à 80 °C, pendant 10 min.
- Refroidir immédiatement à l'eau du robinet.
- Faire préalablement fondre 250 ml du milieu viande-foie, ajouter après refroidissement 12,5 ml de la solution de sulfite de sodium à 5%, et 2,5 ml de la solution d'alun de fer à 5%, mélanger sans faire des bulles.
- Verser la gélose viande-foie sulfitée, dans chacun des tubes contenant l'eau traitée à raison de 15 ml par tube.
- Remplir et mélanger doucement sans incorporer d'air.
- Laisser les tubes solidifier sur la paille.
- Incuber à 37°C pendant 48h avec une première lecture à 16 h.

Les colonies entourées d'un halo noir sont comptées comme susceptibles de provenir de bactéries Anaérobies sporulées Sulfite-Réductrices (Figure 12).

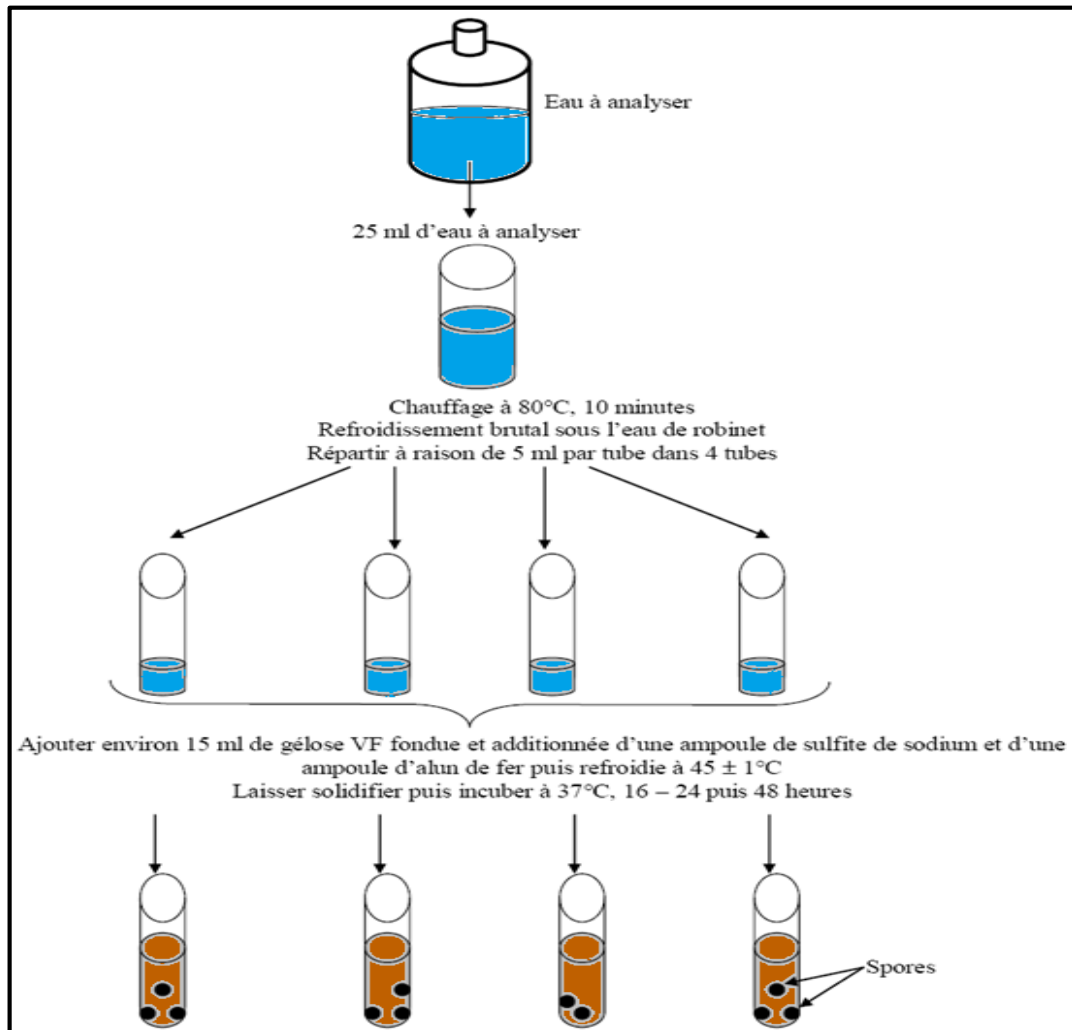


Figure 12. Recherche et dénombrement des ASR

✚ Recherche des Salmonelles

La recherche des Salmonelles se fait en 4 étapes (figure 13).

1^{ère} étape : Enrichissement primaire

- Introduire 50 ml d'eau à analyser dans 100 ml de bouillon sélénite-cystéine D/C. la solution obtenue est appelée SFBI, elle est incubée à 37°C pendant 18 à 24 heures.

2^{ème} étape : Enrichissement secondaire et isolement

- La solution SFBI incubée la veille fera l'objet d'un deuxième enrichissement sur bouillon sélénite-cystéine en tube (SFBI) à raison de 1 ml par tubes et un isolement sur gélose Hecktoen I.

- L'incubation est réalisée à 37°C pendant 18 à 24 heures.

3^{ème} étape : Isolement

- Effectuer à partir du bouillon SFB II un isolement sur gélose Heckoten II.
- Prendre ensuite 1 ml du SFB II et l'introduire dans un bouillon sélénite cystéine en tube SFB III, puis l'incuber à 37°C pendant 18 à 24 heures.
- Effectuer la lecture de la boîte de gélose Hecktoen.

4^{ème} étape : Lecture et identification

- La boîte de gélose Heckoten II incubée la veille fera l'objet d'une lecture.
- Les Salmonelles apparaissent les plus souvent sous formes de colonies grises avec ou sans centre noire. Ces dernières subiront une identification biochimique.

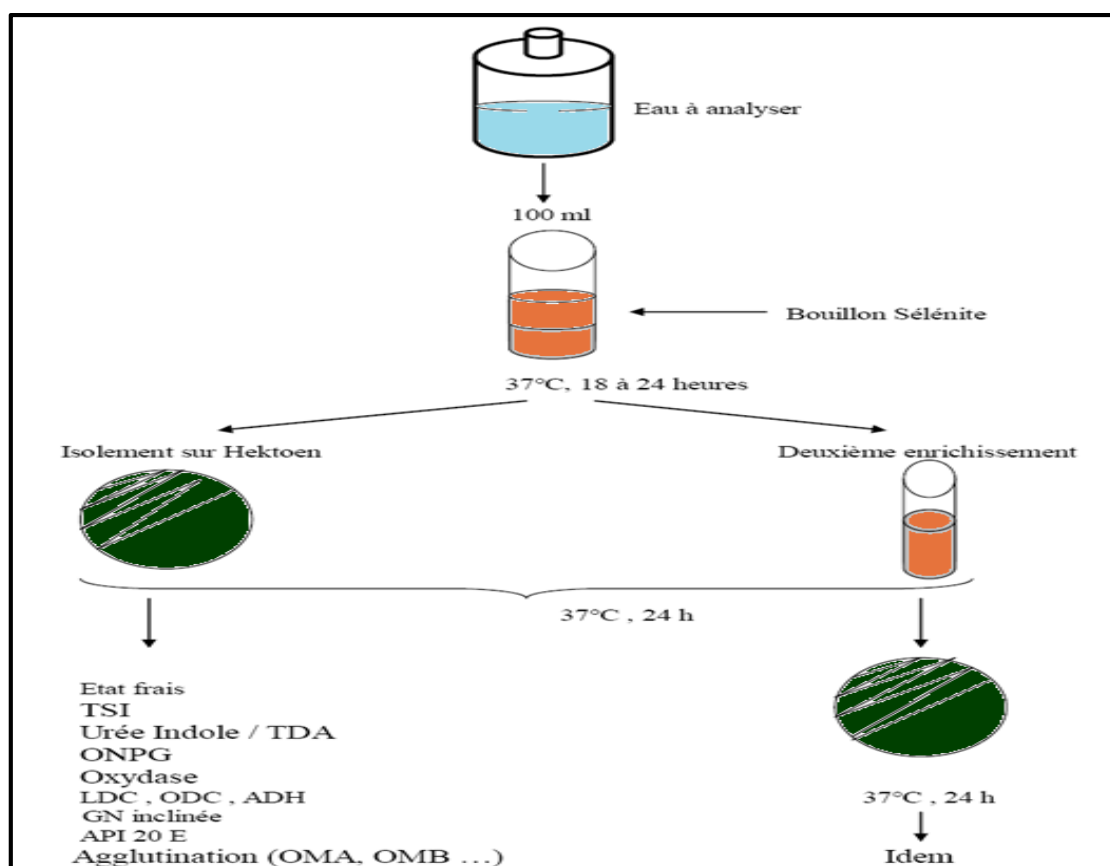


Figure 13. Recherche de Salmonelles

✚ Recherche des *Staphylococcus aureus*

Au moment de l'emploi, faire fondre un flacon contenant la gélose Chapman et la couler dans des boîtes de pétri puis sécher à côté du bec bunsen (Figure 14).

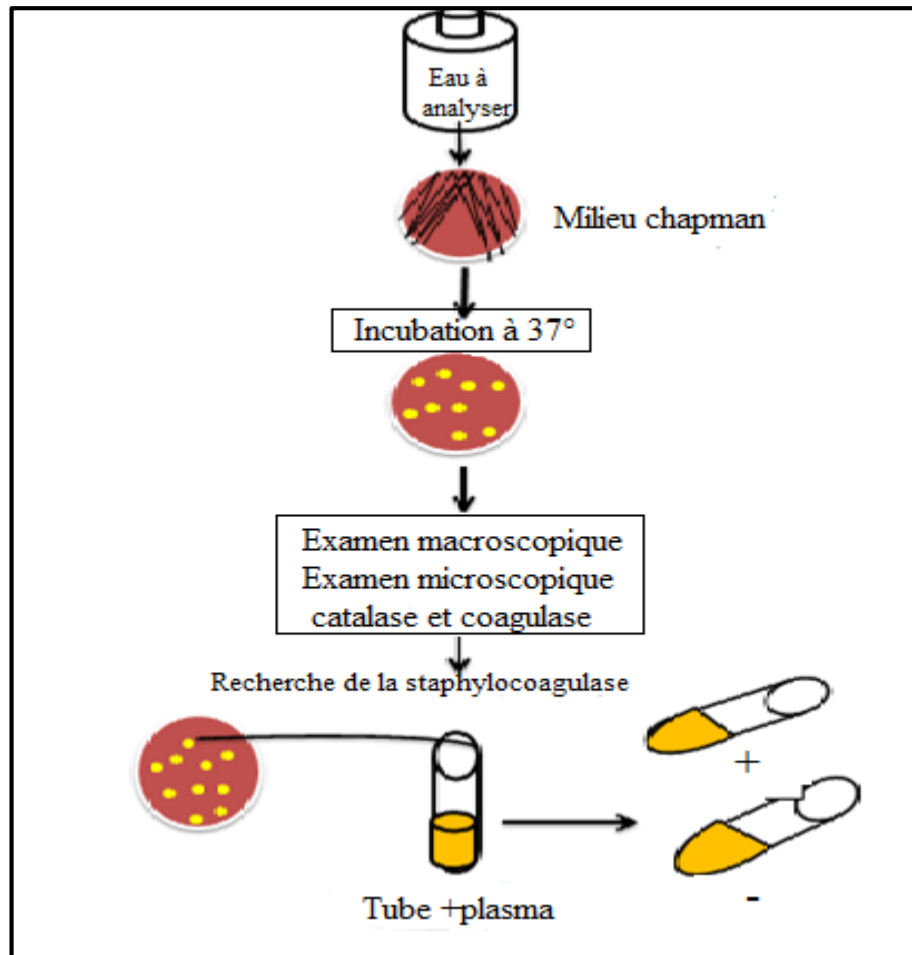


Figure 14. Recherche de *Staphylococcus aureus*

A partir de la solution mère et des dilutions décimales, on porte aseptiquement 0,1 ml (2 gouttes) dans les boîtes de pétri qu'on étale à l'aide d'un râteau (ou en utilisant la méthode des cadrans).

➤ Incubation

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

➤ **Identification :**

L'identification comporte une série d'étapes se succédant le plus souvent dans un ordre déterminé, les souches isolées sont identifiées par des techniques microbiologiques standards.

Les résultats obtenus au cours de chaque étape permettent l'orientation des démarches ultérieures.

- **Examen macroscopique**

Sur le milieu de Chapman, les colonies jaunes entourées d'une zone jaune, mannitol+ sont des *S. aureus*, *S. saprophyticus*.

- **Examen microscopique**

La coloration de Gram est effectuée à partir des colonies cultivées sur milieu Chapman pour confirmer la présence de Cocci en diplocoques et en grappe de raisin.

Les frottis sont observés au microscope optique avec l'objectif à immersion (Objectif ×100).

- **Identification biochimique**

En plus des caractères morphologiques, l'identification est aussi effectuée sur la base de quelques caractères biochimiques :

- ✓ **Test de Catalase**

La catalase est une oxydoréductase intervenant dans le mécanisme de résistance à la bactéricide (CHAALA, 2013). Ce test permet de différencier les staphylocoques des streptocoques. A partir d'un isolement, une petite quantité de culture bactérienne est prélevée, puis placée sur une lame, on fait réagir la colonie dans une goutte de peroxyde d'hydrogène (H₂O₂)

Une réaction positive se traduit par le dégagement de bulles de gaz (oxygène) la réaction se fait selon l'équation :



- ✓ **Test de Coagulase**

La coagulase libre est présente chez les *S. aureus*.

La détection de cette coagulase s'effectue en ajoutant dans un tube à hémolyse 0,5 ml de plasma humain et 0,5 ml d'une culture de staphylocoques de 24 h en bouillon BHIB

Le mélange est placé dans l'étuve à 37°C et est incubé pendant 24 heures.

Un test positif se traduit par la formation d'un coagulum (**HAROLD, 1992**).

Recherche des *Pseudomonas aeruginosa*

Agiter soigneusement l'eau à analyser puis étaler 0,5 ml d'eau à la surface de la gélose au cétrimide. (Figure 15).

➤ **Incubation**

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

➤ **Lecture**

Les colonies de *Pseudomonas aeruginosa* ont un diamètre de 1,5 à 2 mm, un contour circulaire, une surface lisse et brillante, une couleur blanc crème, un aspect muqueux et sont parfois déjà accompagnées d'une production de pigment bleu-vert (pyocyanine) qui commence à diffuser avec émission de fluorescence sous U.V

➤ **Confirmation**

Pour la confirmation de *Pseudomonas aeruginosa* procéder à la recherche des pigments spécifiques sur les milieux King A et King B.

Ensemencer les deux milieux King A et King B en faisant une strie médiane à la surface de la gélose. Fermer les tubes sans serrer et incubé à 37°C pendant 1 à 4 jours.

➤ **Lecture**

La présence de pigments diffusibles se traduit par l'apparition de différentes couleurs qui peuvent diffuser sur toute la pente.

- **Sur le milieu King A**

Les colonies typiques sur ce milieu sont colorées en bleu-vert, parfois en brun-rose (pyorubine). La pyocyanine est extraite par le chloroforme.

On verse 0,5 ml de chloroforme sur la culture et on laisse 10 à 15 min, en position inclinée la pyocyanine très soluble dans la chloroforme le colore en bleu.

- Sur le milieu King B

La production de pyoverdine se manifeste par une coloration jaune-verte, avec une fluorescence observée au U.V à 340 nm. Ce pigment est insoluble dans le chloroforme.

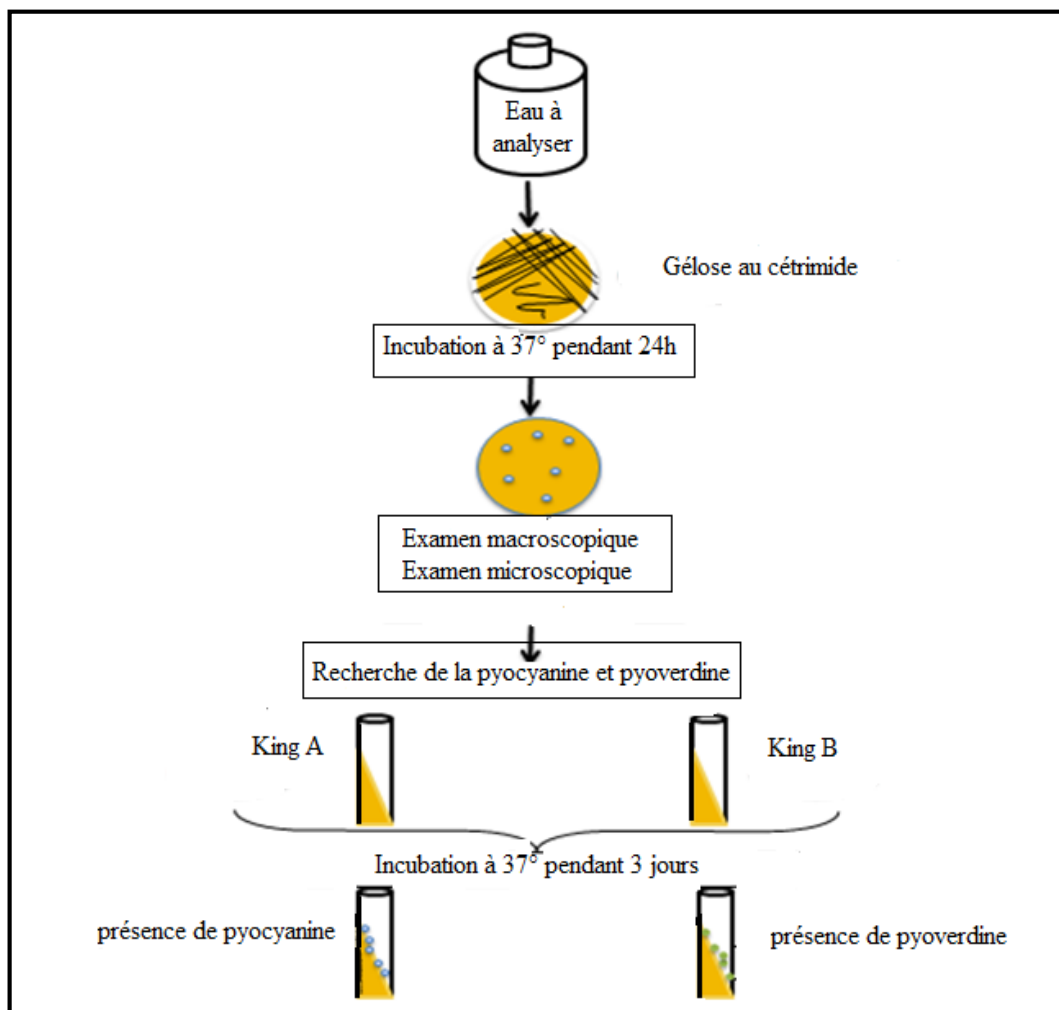


Figure 15. Recherche de *Pseudomonas aeruginosa*

I.3.4.3. Identification biochimique des bactéries dans les eaux épurées

- **Etude macroscopique et microscopique**

La première étape du diagnostic bactérien d'une souche est la description macroscopique et microscopique des colonies isolées.

La Figure suivante présente les différentes étapes de l'identification bactérienne.

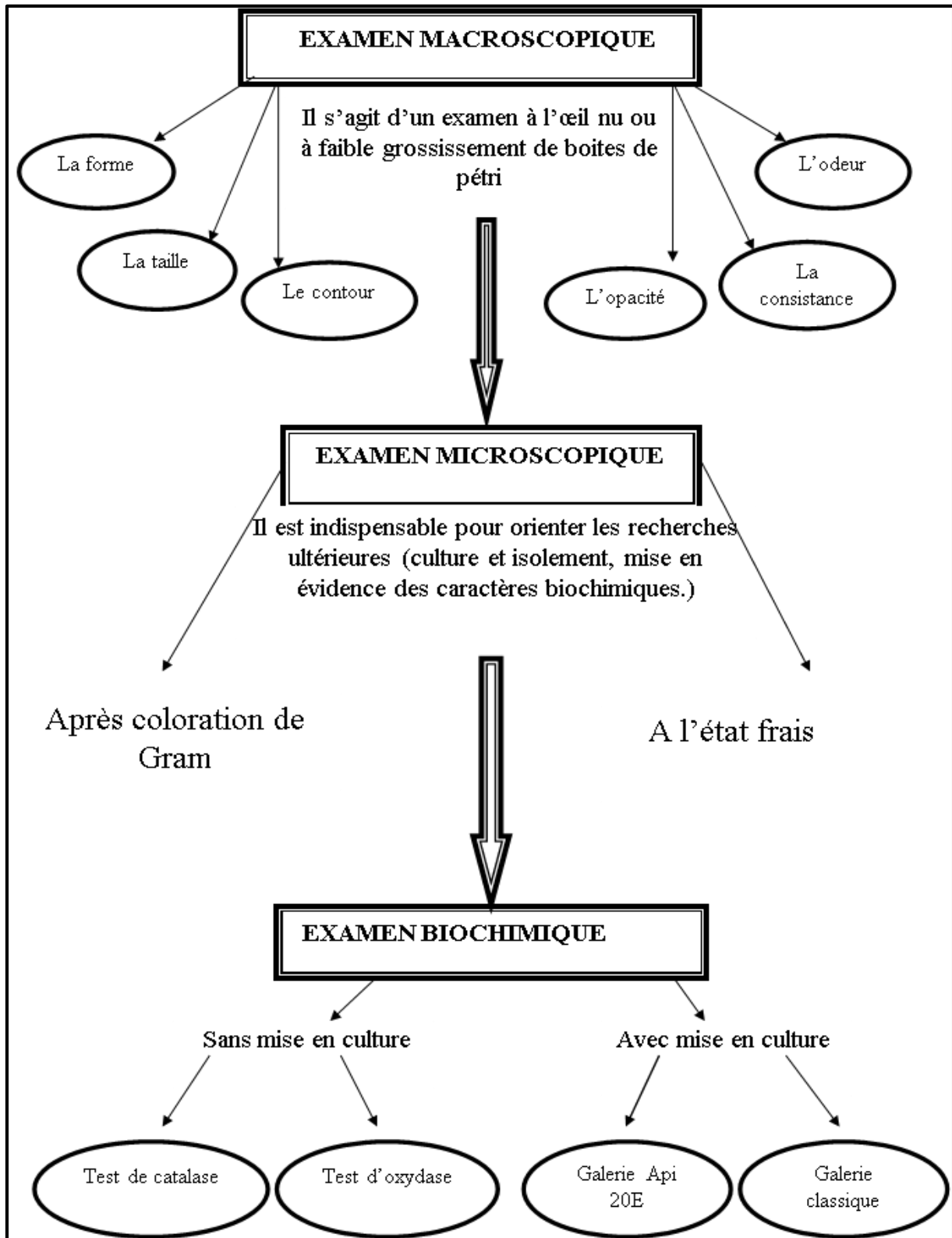


Figure 16. Etapes de l'identification bactérienne

- **Galerie biochimique classique**

L'indentification sur galerie classique des bactéries met en évidence la fermentation des sucres avec ou sans dégagement de gaz, production d'H₂S et d'autres caractéristiques biochimiques (Figure 17). Le protocole est le suivant :

Ensemencer quelques gouttes de la suspension bactérienne suspecte sur les milieux suivant :

- Gélose TSI (Triple SugarIron), Agar citrate de Simmons, Mannitol mobilité, Urée Indole, ONPG (Ortho-Nitro-Galactosidase) (Voir Tableau XVI en Annexe III).

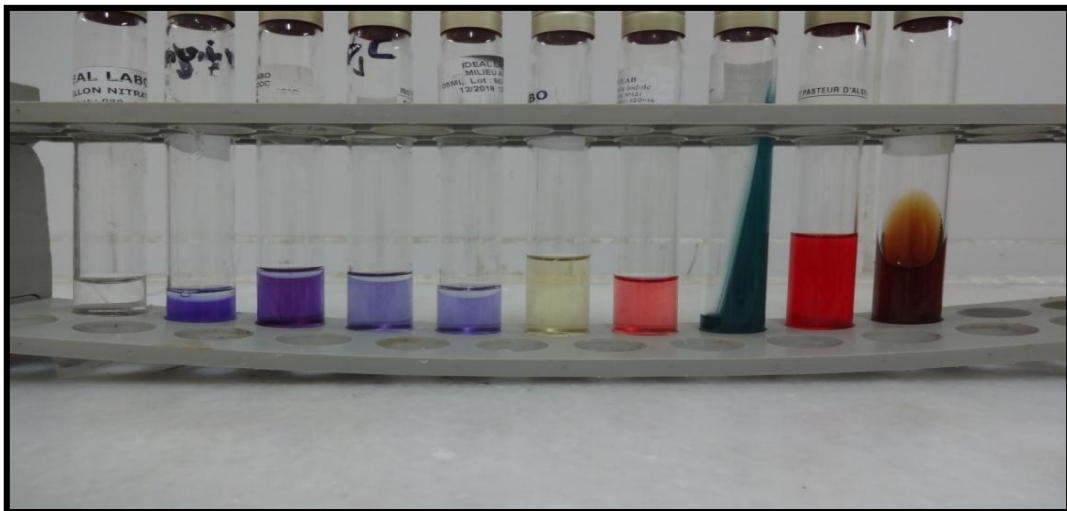


Figure 17.Galerie classique d'identification biochimique

I.3.4.3. Galerie biochimique miniaturisé (galerie Api 20E)

La galerie API 20E est un système standardisé pour l'identification des *Enterobacteriaceae* et autres à Gram négatif comprenant 20 tests biochimiques miniaturisés. (MURRAY *et al.*, 1999).

La galerie Api 20E est ensemencée en remplissant les micro-cupules par la suspension bactérienne à tester.

- Pour les tests CIT, VP et GEL remplir tubes et cupules.
- Pour les autres tests, remplir uniquement les tubes (et non les cupules).

- Pour les tests : ADH, LDC, ODC, H₂S, URE créer une anaérobiose en remplissant leur cupule d'huile de vaseline. Refermer la boîte est incubée 24 heures à 37°C (Figure 18).



Figure 18. Galerie Api 20E ensemencée

I.3.5. Antibiogramme ISO 2827NF

C'est l'étude de la sensibilité d'un germe vis-à-vis des différents antibiotiques, afin de surveiller la résistance vis-à-vis de ce dernier et mettre en évidence les bactéries multirésistantes.

➤ Préparation de l'inoculum

L'inoculum est préparé de façon à obtenir après incubation des colonies juste confluentes, il est obtenu à partir d'une culture jeune de 18 à 24 heures (phase stationnaire) sur gélose non inhibitrice.

Prélever au moins trois colonies de la bactérie et les émulsionner dans 5 ml de l'eau physiologique stérile.

➤ Ensemencement

L'ensemencement se fait par la méthode de Kirby-Bauer par écouvillonnage comme suit :

- Plonger un écouvillon stérile dans la suspension bactérienne et laisser s'imbiber.
- Sortir l'écouvillon du tube en l'essorant doucement sur la paroi.
- Ensemencer la boîte de Mueller-Hinton dont l'épaisseur de la gélose est de 4 mm, en frottant l'écouvillon sur sa surface et en tournant la boîte 3 fois de 60°C afin d'assurer une bonne distribution de l'inoculum.
- Laisser sécher les boîtes pendant 15 à 20 minutes.

➤ **Application des disques et incubation**

L'application des disques se fait 3 à 5 minutes après l'ensemencement. Il est préférable de ne pas mettre plus de 6 disques d'antibiotiques sur une boîte de 90 mm de diamètre. Les disques d'antibiotiques doivent être espacés de 24 mm, centre à centre. Ils sont déposés sur la gélose à l'aide d'une pince bactériologique stérile pour s'assurer de son application. Une fois appliquée le disque ne doit pas être déplacé (Voir les différents types d'antibiotiques utilisés dans le Tableau XVIII en Annexe III).

➤ **Incubation**

Les géloses sont incubées entre 16 à 18 heures à $37^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$.

➤ **Lecture**

La lecture a été faite par la mesure des différents diamètres des zones d'inhibition, à l'aide d'un pied à coulisse métallique. Les résultats sont comparés aux valeurs critiques figurant dans les Tableaux XXXI, XXXII en Annexe III. On classe les bactéries dans l'une des catégories : Sensible, Intermédiaire ou Résistance (**RAHAL, 2005**).

Selon **CRONBERG et BEYTOUT (1988)**, Il y a actuellement une graduation à 3 niveaux de sensibilité :

- ✓ S = bactérie sensible : la concentration minimale inhibitrice mesurée pour cette bactérie est inférieure à la concentration critique humorale de l'antibiotique administré par voie habituelle aux doses habituelles.
- ✓ R = bactérie résistante : la concentration d'antibiotique qu'elle est capable de supporter est supérieure à la concentration critique chez le malade.

- ✓ I= niveau intermédiaire : la concentration minimale inhibitrice est à la limite de ces concentration critiques.

I.3.6.Indice MAR (Multiple Antibiotic Resistance)

L'indice MAR a été recommandé par Krumperman (1983) dans le but d'évaluer le risque de la contamination de l'environnement par les antibiotiques.

- ❖ Pour les isolats

Indice MAR= a/b

a : nombre d'antibiotiques pour lequel l'isolat est résistant.

b : nombre d'antibiotiques testés.

- Lorsque les valeurs de l'indice MAR sont supérieurs à 0,2 ; elles indiquent une source de risque élevé de contamination où les antibiotiques sont souvent utilisés.
- Lorsque les valeurs de l'indice MAR sont inférieurs ou égale à 0,2 ; elles indiquent que la souche provient de sources où les antibiotiques sont rarement utilisés.

I.3.7.Détermination du rendement de l'épuration

Les performances sont exprimées en termes de rendement (R) sur quelques paramètres Physico-chimiques et bactériologiques. Ce descripteur traduit le taux de réduction de la concentration en micropolluants entre l'entrée et la sortie de la station (**CHOUBERT et al., 2011**).

Chaque rendement est calculé à l'aide de la formule suivant :

$$R = \frac{\text{la concentration en amont} - \text{la concentration en aval}}{\text{la concentration en amont}} \times 100$$

I.3.8.Analyse statistique des résultats

➤ La moyenne et l'écart-type (n<30)

Les résultats des analyses des eaux usées brutes et épurées nous ont permis de calculer la moyenne et l'écart-type.

La moyenne \bar{X} d'un échantillon de taille n , de variable $x_1, x_2, x_3, \dots, x_n$ est obtenue par :

$$\bar{X} = \frac{\sum x_i}{n}$$

L'écart type est un paramètre statistique qui permet d'apprécier la dispersion des variables autour de la moyenne de l'échantillon.

Ecart type :

$$\frac{\sum (x_i - \bar{X})^2}{n}^{1/2}$$

Avec :

\bar{X} : Moyenne.

x_i : Les effectifs.

n : nombre des effectifs.

Tableau XIX. Résultats des analyses physico-chimiques de la STEP de Béni Mered

<i>Paramètres</i>	<i>PH</i>		<i>T° C</i>		<i>CE</i> ($\mu\text{S}/\text{CM}$)		<i>MES</i> (MG/L)		<i>OD</i> (MG/L)		<i>DCO</i> (MG/L)		<i>DBO₅</i> (MG/L)	
	EB	EE	EB	EE	EB	EE	EB	EE	EB	EE	EB	EE	EB	EE
<i>Prélèvements</i>	EB	EE	EB	EE	EB	EE	EB	EE	EB	EE	EB	EE	EB	EE
<i>P1 : 10-02-2019</i>	7.3	7.4	15	19	725	1179	220	1	6.5	3.5	440	43	235	6
<i>P2 : 17-02-2019</i>	8.1	7.5	18	17	1397	1172	296	5	5.6	6.3	865	52	397	10
<i>P3 : 03-03-2019</i>	7.8	7.5	18	20	1582	1192	628	4	1.1	5.4	1169	51	514	14
<i>P4 : 24-03-2019</i>	8.2	7.8	18	19	1359	860	138	7	1.3	7.3	666	47	111	6
<i>P5 : 07-04-2019</i>	7.2	7.5	18	18	1221	1280	551	29	4.8	5.3	616	67	297	9
<i>P6 : 21-04-2019</i>	8	7.5	19	20	1528	1229	403	11	0.1	5.6	710	59	455	22
<i>P7 : 28-04-2019</i>	8	7.5	20	20	1282	1146	258	8	2.3	6.6	597	43	265	7
<i>P8 : 05-05-2019</i>	7.9	7.41	20	22	1309	1283	900	19.6	1.38	4.1	1549	42.6	895	13
<i>Moyenne</i>	7.81	7.52	18.25	19.37	1300.37	1167.63	424.25	10.62	2.88	5.51	826.5	50.62	396.12	10.87
<i>Ecart-type</i>	0.36	0.11	1.58	1.50	262.31	133.92	254.14	9.36	2.39	1.25	363.8	8.68	239.19	5.40

Tableau XX. Résultats des analyses bactériologiques de la STEP de Béni Mered

<i>Germes</i>	<i>CT</i>		<i>CF</i>		<i>STR</i>		<i>ASR</i>		<i>Pseudomonas</i>		<i>Staphylocoque</i>		<i>Salmonelle</i>	
	EB	EE	EB	EE	EB	EE	EB	EE	EB	EE	EB	EE	EB	EE
<i>P1 :10_02_2019</i>	160.10 ⁵	54.10 ⁴	24.10 ⁵	7.10 ⁴	240.10 ⁵	28.10 ⁴	17.10 ⁴	0	16.10 ⁴	7.10 ⁴	23.10 ⁴	0	0	0
<i>P2 :17_02_2019</i>	92.10 ⁵	24.10 ⁴	54.10 ⁵	28.10 ⁴	43.10 ⁵	17.10 ⁴	—	0	28.10 ⁴	7.10 ⁴	0	0	0	0
<i>P3 :03_03_2019</i>	54.10 ⁵	18.10 ⁴	35.10 ⁵	17.10 ⁴	35.10 ⁵	18.10 ⁴	24.10 ⁴	0	0	0	0	0	0	0
<i>P4 :24_03_2019</i>	92.10 ⁵	7.10 ⁴	17.10 ⁵	7.10 ⁴	14.10 ⁵	7.10 ⁴	22.10 ⁴	0	0	0	0	0	0	0
<i>P5 :07_04_2019</i>	54.10 ⁵	22.10 ⁴	35.10 ⁵	14.10 ⁴	22.10 ⁵	14.10 ⁴	6.10 ⁴	1*10 ³	0	0	0	0	0	0
<i>P6 :21_04_2019</i>	35.10 ⁵	17.10 ⁴	28.10 ⁵	10.10 ⁴	17.10 ⁵	7.10 ⁴	12.10 ⁴	0	10.10 ⁴	0	0	0	0	0
<i>P7 :28_04_2019</i>	92.10 ⁵	22.10 ⁴	35.10 ⁵	17.10 ⁴	28.10 ⁵	14.10 ⁴	28.10 ⁴	2*10 ³	0	0	35.10 ⁴	0	0	0
<i>P8 :05_05_2019</i>	54.10 ⁵	14.10 ⁴	24.10 ⁵	14.10 ⁴	17.10 ⁵	10.10 ⁴	8.10 ⁴	0	0	0	0	0	0	0
<i>Moyenne</i>	79,125.10⁵	22,25.10⁴	31,5.10⁵	14,25.10⁴	52.10⁵	14,25.10⁴	16,66.10⁴	0,37.10³	6,75.10⁴	1,75.10⁴	7,25.10⁴	0	0	0
<i>Ecart-type</i>	39,42.10⁴	13,92.10⁴	11,19.10⁵	6,84.10⁴	76,61.10⁵	6,9.10⁴	7,81.10⁴	0,74.10³	10,52.10⁴	3,24.10⁴	13,80.10⁴	0	0	0

II. RÉSULTATS ET DISCUSSION

II.1. Paramètres physico-chimiques

Un ensemble d'analyses a été effectué afin d'évaluer le rendement épuratoire du traitement par boues activées au niveau de la station d'épuration de Béni Mered.

Les résultats des analyses physico-chimiques sont présentés dans le Tableau XIX en Annexe III.

Ces résultats ont été comparés aux normes de rejet des eaux usées recommandées par l'OMS (2006), le JORA (2006, 2012, 2013) et aux normes extrêmes limitées aux eaux d'irrigation (Voir Tableau XXIV et XXV en Annexe III).

II.1.1. Température

Les résultats obtenus durant la période d'étude (figure19) montrent que les valeurs de la température des 8 prélèvements sont proches (eaux brutes (EB) et eaux épurées (EE)). A l'entrée de la STEP, la température des eaux brutes oscille entre un minimum de 15°C et un maximum de 20°C, avec $18,25 \pm 1,58^\circ\text{C}$ comme valeur moyenne. A la sortie, les valeurs des eaux épurées sont comprises entre un minimum de 17°C et un maximum de 22°C, avec $19,37 \pm 1,50^\circ\text{C}$ comme valeur moyenne.

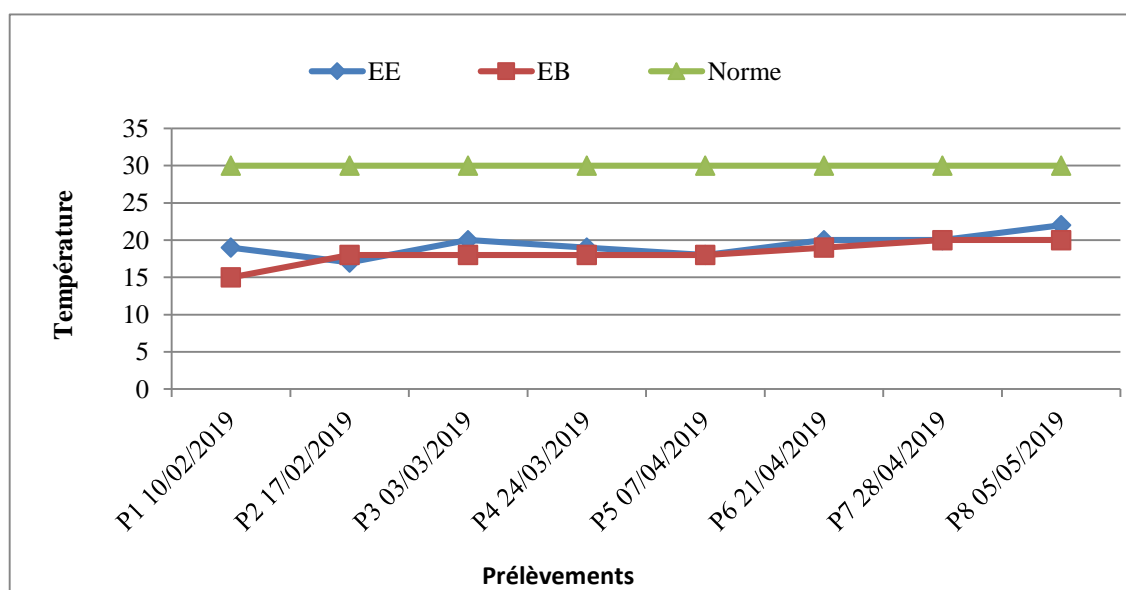


Figure 19. Variation de la température

Ces différentes valeurs enregistrées sont étroitement liées aux conditions climatiques et à la température de la saison et restent acceptables car elles ne dépassent pas la norme fixée à 30°C par le JORA et l'OMS (2006).

La température de l'eau est un facteur écologique important agissant sur la densité, la viscosité, la solubilité des gaz dans l'eau, la dissociation des sels dissouts, de même que sur les réactions chimiques et biochimiques, le développement et la croissance des organismes vivants dans l'eau et particulièrement les micro-organismes (MAKHOUKH *et al.*, 2011). D'après BECHAC *et al.*, (1984), le fonctionnement de certains ouvrages de la chaîne de traitement (dégraisseur) nécessite un effluent présentant une température inférieure à 30°C.

II.1.2. pH

Les résultats obtenus durant la période d'étude sont illustrés par la figure 20. A l'entrée, les valeurs sont comprises entre un minimum de 7,20 et un maximum de 8,20 avec $7,81 \pm 0,36$ comme valeur moyenne.

Selon SEVRIN REYSSAC *et al.*, (1995), un pH alcalin et une température modérée sont des conditions de milieu idéal qui favorisent la prolifération des micro-organismes. Ces derniers établissent un parfait équilibre biologique, permettant la dégradation de la matière organique ce qui conduit à la décontamination de l'eau.

A la sortie de la STEP, les valeurs du pH des eaux épurées sont comprises entre un minimum de 7,40 et un maximum de 7,80 avec $7,52 \pm 0,11$ comme valeur moyenne. Toutes les valeurs enregistrées dans cette étude sont conformes aux normes du JORA (2012).

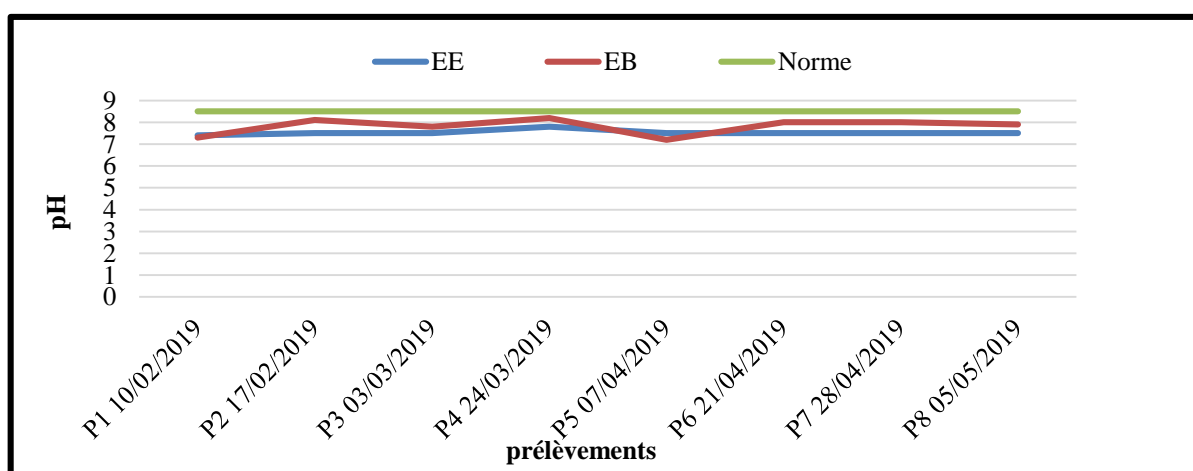


Figure 20. Variation du pH

Les faibles variations dans les valeurs du pH entre l'eau usée brute et l'eau usée épurée sont dues selon **REJSEK, (2002)** à une forte incidence écologique sur les organismes aquatiques et aux réactions chimiques et/ou réactions biologiques qui produisent des ions basiques et entraînent une basification du milieu.

II.1.3. Conductivité électrique

Les valeurs enregistrées durant la période d'étude varient pour l'eau brute entre 725 $\mu\text{S/cm}$ et 1582 $\mu\text{S/cm}$ avec une valeur moyenne de $1300,37 \pm 262,31 \mu\text{S/cm}$.

A la sortie de la STEP (Figure 21), les valeurs enregistrées sont comprises entre 860 $\mu\text{S/cm}$ et 1283 $\mu\text{S/cm}$ avec une valeur moyenne de $1167,63 \pm 133,92 \mu\text{S/cm}$. Ces valeurs sont conformes aux normes des eaux destinées à l'irrigation ($<3000 \mu\text{S/cm}$). En se référant au Tableau XXI (annexe III), la valeur moyenne de conductivité des eaux usées brutes et épurées dépassent $1000 \mu\text{S/cm}$ ce qui indique selon **RODIER et al., (2005)**, que ces eaux présentent une minéralisation élevée, ceci est probablement dû à un apport massif de détergents et produits chimiques apportés par les eaux usées.

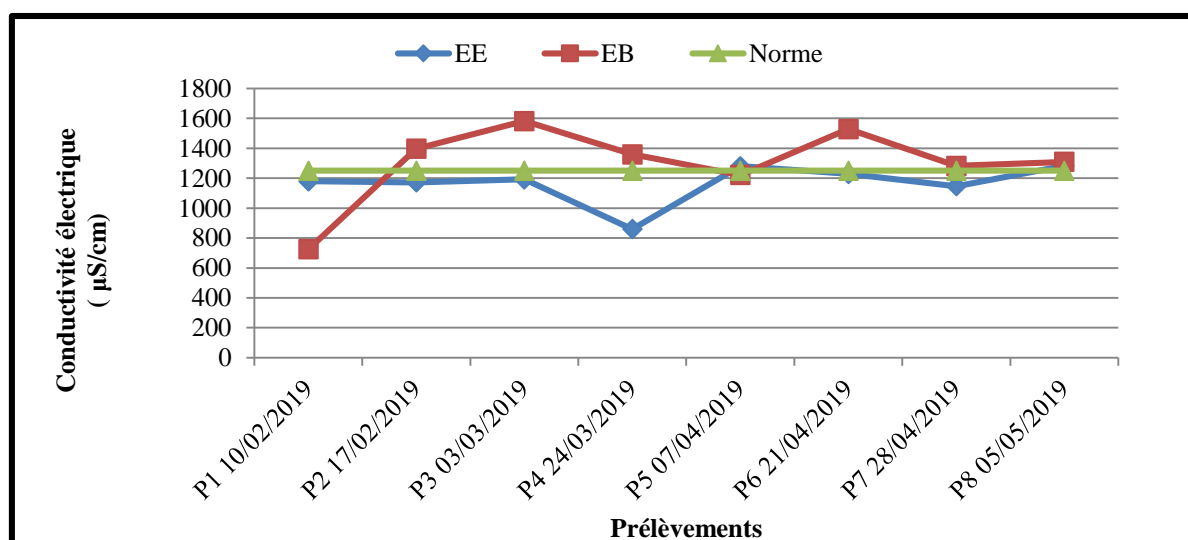


Figure 21. Variation de la conductivité électrique

II.1.4. Oxygène dissous

Dans le domaine de l'épuration, l'oxygène dissous (OD) est indispensable pour la dégradation des matières polluantes qui se fait principalement en aérobose (**MAKHOUKH et al., 2011**).

Les résultats obtenus durant notre étude sont illustrés dans la figure 22. A l'entrée de la STEP les valeurs de l'OD sont comprises entre 0,10 mg/l et 6,5 mg/l avec une moyenne de $2,88 \pm 2,39$ mg/l. En revanche à la sortie de la STEP, les valeurs sont comprises entre 3,50 mg/l et 7,30 mg/l avec une valeur moyenne de $5,51 \pm 1,25$ mg/l. Ces valeurs sont supérieures à celles de l'OMS (5mg/l)

Les teneurs en OD enregistrées à la sortie de la STEP sont globalement supérieures à celles de l'entrée, ceci est dû à une bonne aération des eaux au niveau du bassin d'aération, nécessaire pour le développement des micro-organismes aérobies assurant l'oxydation des matières organiques, ce qui conduit à une bonne épuration biologique des eaux usées.

Le taux d'OD enregistré à l'entrée caractérise selon **HAZOURLI et al., (2007)**, une arrivée d'eau usée riche en matières organiques et inorganiques dissoutes ainsi que la perturbation des échanges atmosphériques à l'interphase due à la présence des graisses et des détergents.

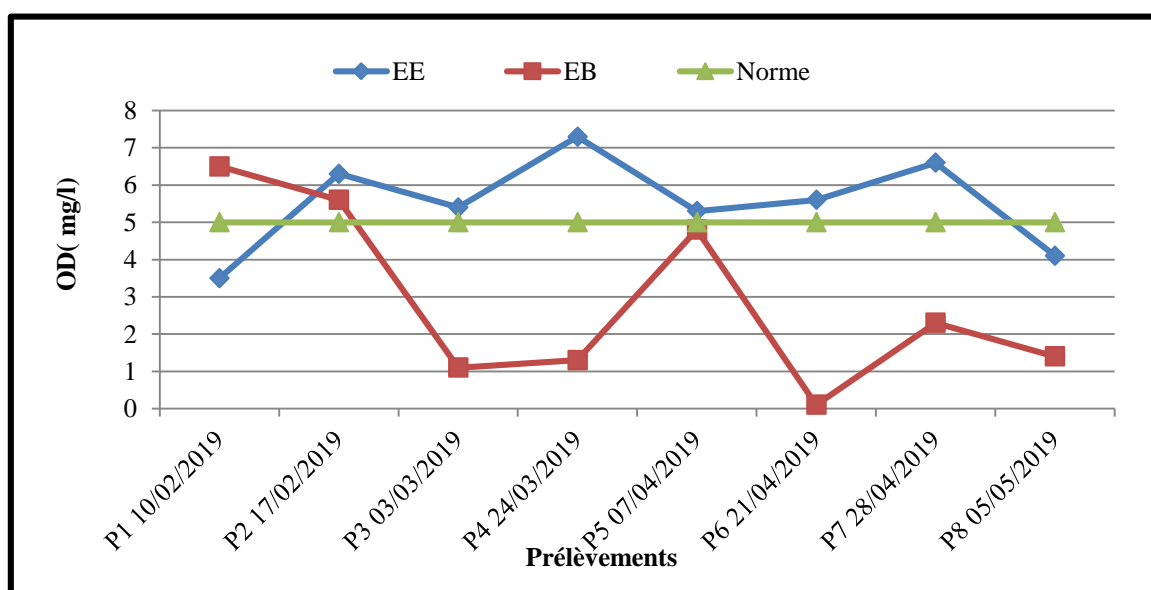


Figure 22. Variation de la concentration en oxygène dissous

II.1.5. Matières en suspension (MES)

Les valeurs des MES obtenus durant l'étude sont illustrés par la figure 23. Elles se situent entre 138 mg/l et 900 mg/l avec une moyenne de $424,25 \pm 254,14$ mg/l pour les eaux brutes. Pour les eaux épurées, le taux des MES varient entre 1 mg/l et 29 mg/l avec une moyenne de $10,62 \pm 9,36$ mg/l. Ces faibles valeurs sont dues à la décantation des matières

décantables. Ces valeurs restent cependant inférieures à la norme du journal officiel algérien limitée à 30 mg/l (JORA, 2006).

Selon **BADIA GONDARD (1996)**, la présence des MES dans les différents rejets peut compromettre de manière sensible le fonctionnement du réseau d'égouts. En effet, le maintien d'une concentration importante en MES dans les eaux usées gêne considérablement l'efficacité des traitements destinés à éliminer les germes pathogènes (**BAUMONT, 2005**).

Par ailleurs une présence excessive de MES peut entraîner des difficultés de transport et de distribution des effluents ainsi que le bouchage des systèmes d'irrigation (**BELAID, 2010**).

Néanmoins la présence des MES dans les eaux usées épurées n'est pas un obstacle à leur réutilisation. Bien au contraire, elles contribuent à la fertilité des sols (**FAO, 2003**).

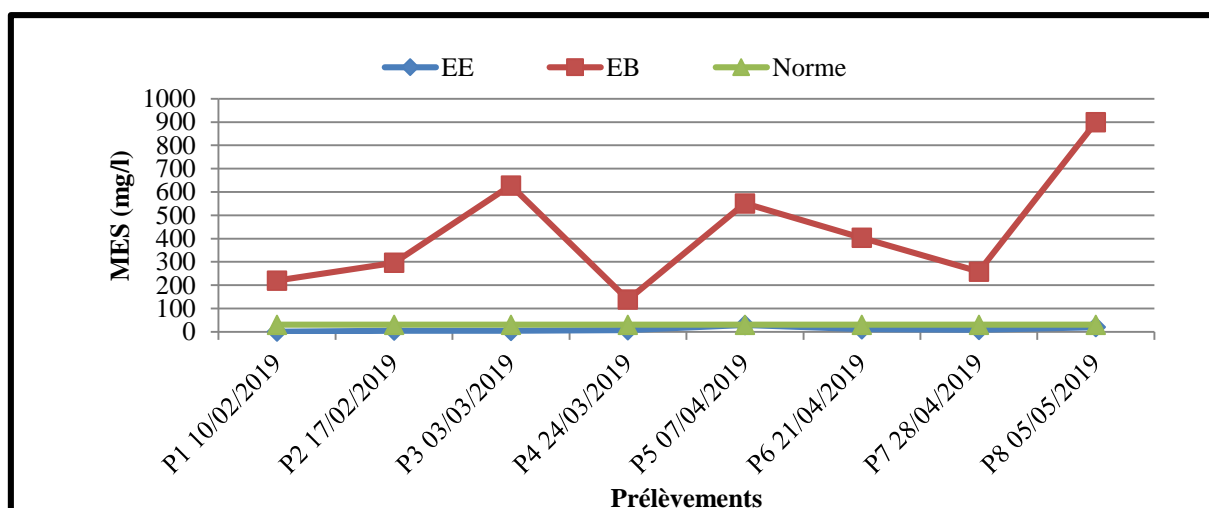


Figure 23. Variation des MES

✚ Rendement d'élimination des MES

Le taux d'abattement des MES après traitement est illustré dans la figure 24. Il est de l'ordre de 97.49%. Ce taux est supérieur à celui de **REJESK (2002)** (>90%) ce qui caractérise une épuration efficace. Il est cependant important de signaler que l'élimination des MES se fait par sédimentation dans les décanteurs, les bassins d'aération et les clarificateurs.

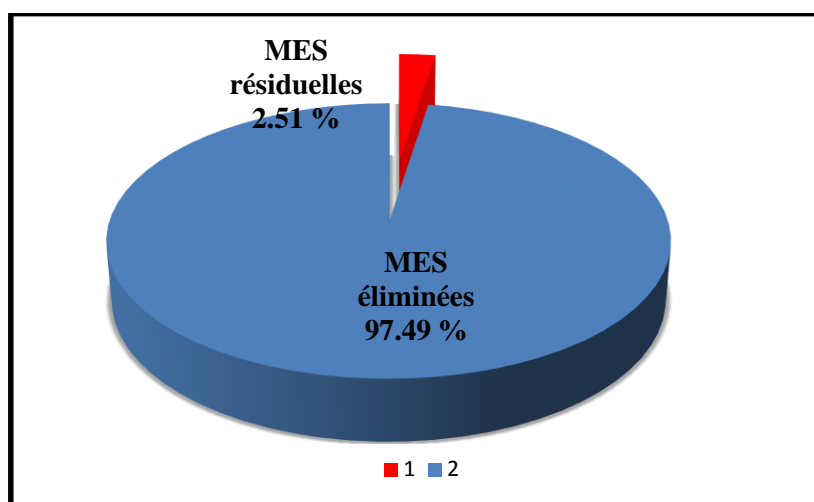


Figure 24. Rendement d'élimination des MES

II.1.6. Paramètres de pollution organique (DCO, DBO₅)

Les valeurs de l'évolution hebdomadaire de la DCO et la DBO₅ de l'eau brute et traitée sont consignées dans le Tableau XIX (Annexe III).

Demande chimique en oxygène (DCO)

D'après la figure 25, à l'entrée de la STEP, les concentrations enregistrées dans cette étude varient entre 440 mg/l et 1549 mg/l avec une moyenne de $826,5 \pm 363,80$ mg/l.

Par ailleurs après traitement de ces eaux, la valeur minimale est de 43 mg/l et la valeur maximale est de 67 mg/l avec une moyenne de $50,62 \pm 8,68$ mg/l.

L'objectif fixé par la STEP est atteint étant donné que les valeurs sont conformes aux normes du JORA et de l'OMS (<90 mg/l) mais supérieures à celles des eaux destinées à l'irrigation (<40 mg/l).

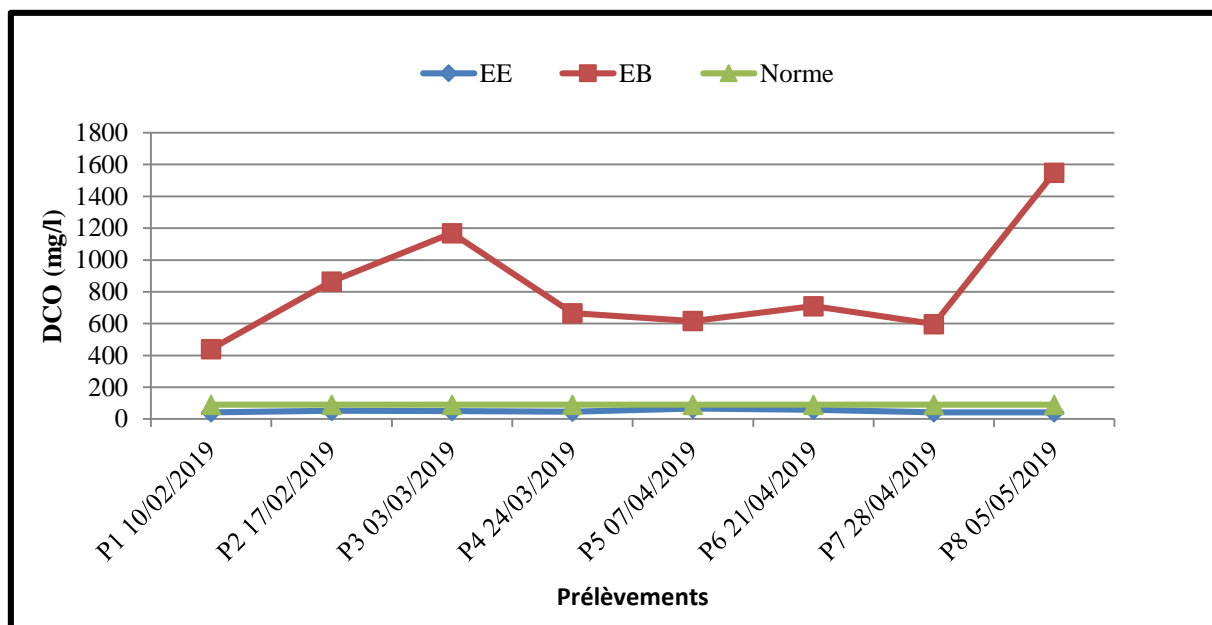


Figure 25. Variation de la DCO

✚ Demande biologique en oxygène (DBO₅)

La mesure de ce paramètre permet d'évaluer le contenu d'une eau en matières organiques biodégradables, donc son degré de pollution ou sa qualité (**MOUSSA MOUMOUNI, 2005**).

A partir de la figure 26, on note qu'à l'entrée de la STEP, les valeurs de ce paramètre sont comprises entre 111 mg /l et 895 mg /l avec une moyenne de $396,12 \pm 239,19$ mg /l. A la sortie, les valeurs varient entre 6 mg /l et 22 mg /l avec une valeur moyenne de $10,87 \pm 5,40$ mg /l. Ces valeurs sont conformes aux normes du JORA, l'OMS et celle de l'irrigation (≤ 30 mg /l).

La diminution de la DBO₅ s'explique probablement par le passage de l'eau usée dans le déssableur, qui permet l'élimination d'une quantité de la DBO₅ (pourcentage considérable des matières organiques et des matières minérales), et par la suite dans les bassins d'aération où une grande quantité de la DBO₅ est éliminée.

Selon **CARDOT (1999)**, cette réduction est due à l'activité des microorganismes épurateurs qui assurent la dégradation et la transformation de la matière organique en CO₂, H₂O et NH₃ permettant ainsi l'élimination de la pollution organique.

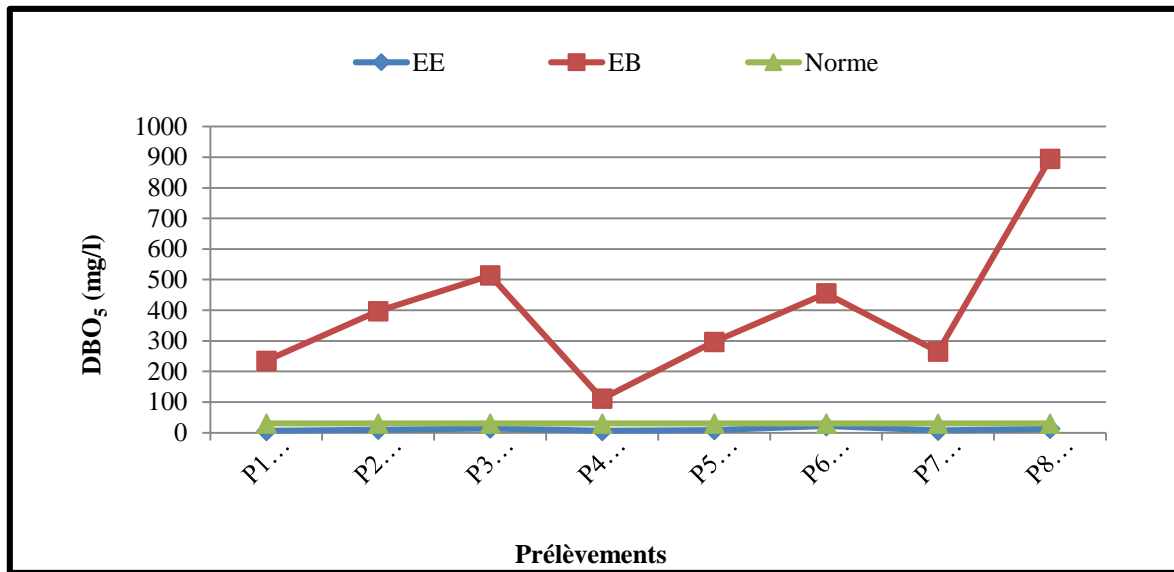


Figure 26. Variation de la DBO₅

✚ Rendement d'élimination de la DCO et DBO₅

D'après la figure 27, nous constatons que le rendement épuratoire de la DCO et de la DBO₅ est plus que satisfaisant avec un taux de 93,87% et de 97,25% respectivement (figure 27). Ce résultat est supérieur à celui trouvé par **REJESK (2002)** (90%).

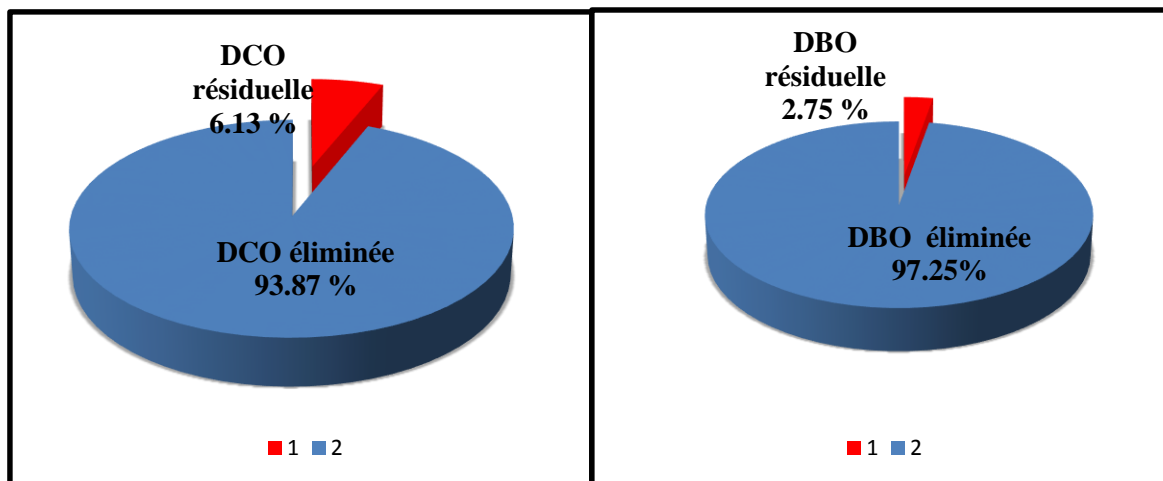


Figure 27. Rendement d'élimination de la DCO et de la DBO₅

II.1.7. Rapport DCO/DBO₅

L'estimation du coefficient de biodégradabilité K est très importante pour déterminer le mode de traitement à adopter et la qualité de l'effluent à traiter.

Les résultats obtenus durant cette étude sont présentés dans le tableau suivant. Les valeurs sont comprises entre 1,56 et 6.

Tableau V. Variation du rapport DCO/DBO₅

Prélèvements	Rapport DCO/DBO ₅
P1 (10-02-2019)	1,8
P2 (17-02-2019)	2,1
P3 (03-03-2019)	2,2
P4 (24-03-2019)	6
P5 (07-04-2019)	2
P6 (21-04-2019)	1,5
P7 (28-04-2019)	2,2
P8 (05-05-2019)	1,7

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.

Globalement, les valeurs enregistrées dans cette étude sont inférieures à 3 ce qui signifie que l'effluent est facilement biodégradable et confirme que les eaux usées traitées au niveau de la STEP sont d'origine domestique (**RODIER et al., 2009**). A l'exception du prélèvement P4 où le coefficient de biodégradabilité k est supérieur à 5, Dans ce cas, les eaux qui arrivaient à la STEP étaient mélangées avec des eaux d'origine industrielle, ce qui traduit selon **METAHRI (2012)**, la présence des éléments inhibiteurs de la croissance bactérienne dans l'eau tels que les détergents et les hydrocarbures.

II.1.8. Paramètres de la pollution azotée

Azote total (N_T)

D'après les résultats obtenus (Tableau VI), les valeurs de l'azote total varient à l'entrée de la STEP entre un minimum de 72 mg/l et un maximum de 114 mg/l avec une valeur

moyenne de $95 \pm 14,52$ mg/l. Par ailleurs à la sortie du traitement, les valeurs sont comprises entre 5 mg/l et 24 mg/l avec $16,88 \pm 6,43$ mg/l comme une valeur moyenne, avec un taux de réduction moyen de 82%, cela montre que le procédé de traitement à boues activées permet en plus de l'oxydation des composés carbonés l'oxydation et la réduction des composés azotés.

Tableau VI. Résultats de l'azote total

Prélèvements	N _T		Taux de réduction
	mg/l		%
	EB	EE	
P1 (10-02-2019)	100	24	76
P2 (17-02-2019)	98	18	81,63
P3 (03-03-2019)	114	20	82,45
P4 (24-03-2019)	79	5	93,67
P5 (07-03-2019)	72	20	72,22
P6 (21-04-2019)	89	9	89,88
P7 (28-04-2019)	97	19	80,41
P8 (05-05-2019)	111	20,1	81.89
Moyenne	95	16,88	82.23
Ecart-type	14,52	6.42	-

Azote ammoniacal (NH₄⁺), Nitrites (NO₂⁻) et Nitrate (NO₃⁻)

L'azote provient essentiellement sous des déjections animales et humaines et des rejets agro-alimentaires (METCALF et EDDY, 2003). Le Tableau VII représente les résultats de la pollution azotée.

Dans cette étude, de faibles teneurs en nitrates sont notées au niveau des eaux brutes. Elles varient entre 0,98 mg/l et 1 mg/l. Tandis que dans les eaux épurées, ces valeurs oscillent entre 0 mg/l et 22 mg/l. On constate que le taux des nitrates a augmenté considérablement au niveau des eaux traitées par rapport aux eaux brutes mais en moyenne, elles restent inférieures aux normes du JORA, l'OMS (2006).

RÉSULTATS ET DISCUSSION

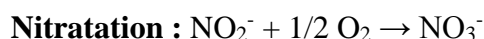
A l'entrée de la STEP, on a constaté que les concentrations en nitrites (NO_2^-) sont très faibles. À la sortie, les concentrations sont comprises entre 0,02 et 0,60 mg/l avec une valeur moyenne de $0,24 \pm 0,20$ mg/l.

Selon **CHOUBERT (2002)**, les nitrites proviennent soit d'une oxydation incomplète de l'ammonium ou la nitrification n'est pas conduite à son terme soit d'une réduction des nitrates sous l'influence d'une action dénitrifiante.

Tableau VII. Résultats des paramètres azotés

Prélèvements	NH_4^+		Taux de réduction	NO_2^-		NO_3^-	
	mg/l			mg/l		mg/l	
	EB	EE	%	EB	EE	EB	EE
P1 (10-02-2019)	52	1	98,07	0,16	0,17	1	22
P2 (17-02-2019)	54	0	100	0,16	0,19	1	12
P3 (03-03-2019)	56	0	100	0,17	0,38	1	20
P4 (24-03-2019)	61	0	100	0,15	0,03	1	4
P5 (07-04-2019)	52	16	69,23	0,14	0,02	0,98	0
P6 (21-04-2019)	66	2	96,96	0,16	0,60	1	12
P7 (28-04-2019)	48	0	100	0,18	0,16	1	11
P8 (05-05-2019)	62	2	96,77	0,17	0,41	1	12
Moyenne	57,12	2,62	95,41	0,16	0,24	0,99	11,62
Ecart-type	7,16	5,47	-	0,01	0,20	0,007	7,28

On note également la réduction des valeurs de l'azote ammoniacal (NH_4^+) dans les eaux traitées avec un taux moyen de 95%. Cela montre que l'azote ammoniacal a été oxydé par nitrification en nitrite (NO_2^-) un état intermédiaire, puis ce dernier est rapidement oxydé en nitrate (NO_3^-). Cette transformation est effectuée en présence d'oxygène par des bactéries autotrophes nitrifiantes en deux étapes, la première étant assurée par des bactéries *Nitrosomonas* et la deuxième par des bactéries *Nitrobacter* (**AUBRY, 2003**).



La présence de nitrate dans l'eau soulève habituellement moins d'objection que celle de l'azote ammoniacal (**RAMALHO, 1983**). Cependant, comme ce composé peut nuire à la réutilisation de l'eau, il s'avère parfois nécessaire de l'éliminer en ayant recours à la dénitrification, un processus anoxie au cours duquel les bactéries hétérotrophes vont changer leur métabolisme pour utiliser les formes oxydées d'azote (NO_2^- , NO_3^-) comme accepteurs d'électron au lieu de l'oxygène moléculaire (O_2). La réduction biologique du nitrate au cours de la dénitrification mènera à la production finale de N_2 (produit gazeux inerte) (**FAURIE et al., 2005**). Ces processus peuvent néanmoins coexister dans un même bassin à boues activées si l'on prend le soin d'alterner des phases d'aération et d'anoxie.

II.1.9. Paramètres de pollution phosphorée

L'origine du phosphore dans les eaux usées domestiques est déduite de la connaissance des sources de phosphore naturel et de son utilisation (**VILLEBRUN, 1989**).

D'après les résultats obtenus, les valeurs des orthophosphates (PO_4^{3-}) varient d'un minimum de 1,6 mg/l à un maximum de 6,3 mg/l pour les eaux brutes concernant les eaux épurées, les concentrations oscillent entre 1,7 mg/l à 3,9 mg/l (Tableau VIII).

La grande partie du phosphore organique provient des détergents, des déchets du métabolisme des protéines et de son élimination sous forme de phosphates dans les urines par l'homme (**N'DIAYE et al., 2011**).

Les teneurs obtenues des orthophosphates dans les eaux usées traitées dépassent la valeur limite acceptable d'un rejet direct dans le milieu récepteur (2 mg/l) (**JORA, 2006**).

En ce qui concerne les valeurs du Phosphore Total obtenues après analyse, elles varient entre 4,9 et 12,2 mg/l à l'entrée de la STEP et de 1,2 à 3,3 mg/l au rejet, avec une valeur moyenne de $2,46 \pm 0,71$ mg/l (Tableau VIII).

Tableau VIII. Résultats de la pollution phosphorée

Paramètres	PO ₄ ³⁻		Pt		Taux de réduction (%)
	mg/l		mg/l		
Prélèvement	EB	EE	EB	EE	
P1 (10-02-2019)	3,8	3,6	8,9	2,8	68,54
P2 (17-02-2019)	4,3	2,7	10,5	2	80,95
P3 (03-03-2019)	3,8	3,9	12,2	3,3	72,95
P4 (24-03-2019)	4,8	2,8	7,7	1,2	84,41
P5 (07-04-2019)	1,6	1,7	5,7	2,1	63,15
P6 (21-04-2019)	3,8	1,8	4,9	3,3	32,65
P7 (28-04-2019)	6,3	2,5	7,3	2,7	63,01
P8 (05-05-2019)	4,1	2,2	7,7	2,3	70,12
Moyenne	4,06	2,65	8,11	2,46	66,98
Ecart-type	1,30	0,78	2,39	0,71	-

Ces valeurs sont élevées et dépassent les normes algériennes et internationales des rejets (<2 mg/l) et celle des eaux d'irrigation (<0.94 mg/l) l'**OMS (1989)**. Dans une station d'épuration à boues activées, l'élimination du phosphore Total peut s'avérer difficile sans ajout de produit chimique (**DERNAT, 1994**). Cependant au niveau de la STEP de Béni Mered, le procédé biologique seul a permis une réduction de 67% du phosphore admis à la STEP.

Les micro-organismes assurant la dégradation du carbone et de l'azote intègrent le phosphore à leur matériel cellulaire (structure membranaire, ATP et ARN). La part de phosphore éliminée, simplement par cette voie, représente environ 25% de la quantité journalière à dégrader (**DERONZIER et CHOUBERT, 2004**).

II.1.10. Indice de Pollution Organique (IPO)

L'indice IPO généralement calculer pour les eaux de surface, nous a permis dans cette étude d'évaluer le niveau de la pollution organique des eaux épurées de la STEP reçus par l'oued Béni Aza.

On note que les eaux usées épurées présentent un IPO de 3,5 ce qui indique une pollution organique modérée. Cependant l'action de la station d'épuration peut permettre une amélioration de la qualité de l'oued.

Selon **BAHROUN et al., (2011)** les quantités des Nitrites, Phosphates, DBO₅ dans les eaux usées sont la cause principale d'une telle pollution, dont l'origine semble être beaucoup plus urbaine. En ce qui concerne les eaux usées épurées leur qualité moyenne peut être expliquée par l'abattement de ces paramètres grâce aux traitements effectués au niveau de la station d'épuration.

II.2. Paramètres bactériologiques

Les résultats de la recherche et du dénombrement obtenus durant cette période d'étude sont consignés dans le Tableau XX (Annexe III) et montrent que les concentrations en CT, CF, SF et ASR, enregistrées au niveau des échantillons d'eaux sont très importantes et diffèrent entre l'entrée et la sortie de la station.

II.2.1. Recherche et dénombrement des Coliformes Totaux (CT)

Les résultats obtenus durant la période d'étude montrent que le nombre de coliformes totaux retrouvés dans l'effluent brute est très élevé (figure 28). Il oscille entre un minimum de 35×10^5 UFC/100ml et un maximum de 160×10^5 UFC/100ml d'eau analysée, avec une valeur moyenne de $79,125 \times 10^5 \pm 39,42 \times 10^5$ UFC/100 ml.

Selon **SEVRIN REYSSAC et al., (1995)**, Cette charge pourrait être 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.

Les eaux usées épurées véhiculent une charge bactérienne moins élevée que les eaux brutes. Les coliformes sont présents à des concentrations moyennes qui varient entre 54×10^4 et 7×10^4 UFC/100ml d'eau analysée avec $22,25 \times 10^4 \pm 13,9 \times 10^4$ UFC/100ml comme valeur moyenne.

Le nombre de coliformes totaux est conforme aux normes fixées pour le rejet des eaux dans le milieu naturel qui se situent entre 10^3 et 10^7 germes/ 100ml d'eau analysée. Cependant, ces valeurs dépassent les normes de l'ONA autorisée pour une réutilisation agricole (< 1000 germes/ 100ml) (Voir Tableau XXVI et XXVII en Annexe III).

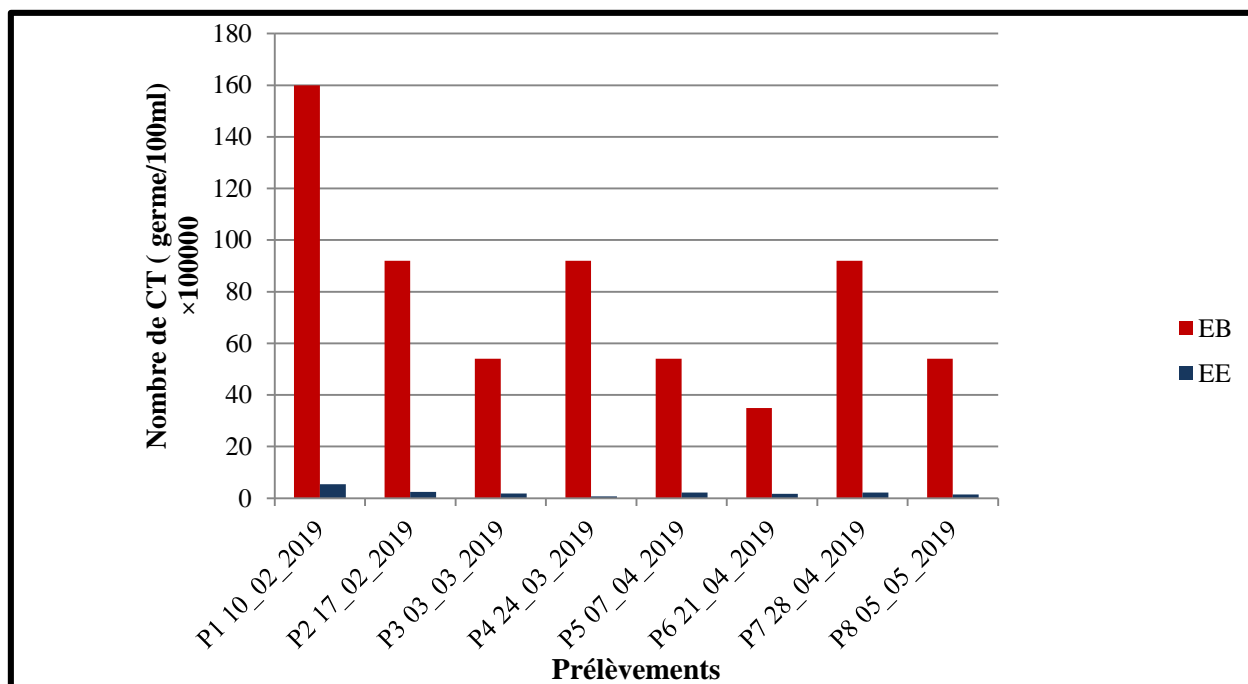


Figure 28. Réduction du nombre de coliformes totaux après traitement

II.2.2. Recherche et dénombrement des Coliformes Fécaux (CF)

Sur la base des données représentées par la figure 29, on constate que l'effluent brute est caractérisé par des teneurs très élevées en CF oscillant entre 54×10^5 et 17×10^5 UFC/100ml d'eau analysée avec une valeur moyenne de $31,5 \times 10^5 \pm 11,19 \times 10^5$ UFC/100ml.

Le nombre élevé de Coliformes fécaux dans l'eau brute est dû d'après **LESON et WINER (1991)** à la capacité des germes à résister aux conditions environnementales difficiles. Cependant, la quantité de ces germes a subi une réduction considérable dans l'effluent traité. En effet, à la sortie de la STEP, l'eau épurée présente des valeurs oscillant entre 28×10^4 et 7×10^4 UFC/100ml d'eau analysée avec une moyenne de $14,25 \times 10^4 \pm 6,8 \times 10^4$ UFC/100ml. Ces valeurs sont conformes aux normes de l'OMS mais non conformes aux normes d'irrigation. Voir Tableau XXVI et XXVII (Annexe III).

L'abondance en coliformes dans les effluents traités dépend de la qualité microbiologique des eaux brutes d'une part, et d'autre part, de l'efficacité de la filière de traitement à éliminer ces coliformes. La présence de coliformes, résulte de leur abondance dans les matières fécales des animaux à sang chaud et constitue un indicateur fécal de première importance (**DUPRAY et DERRIEN, 1995**).

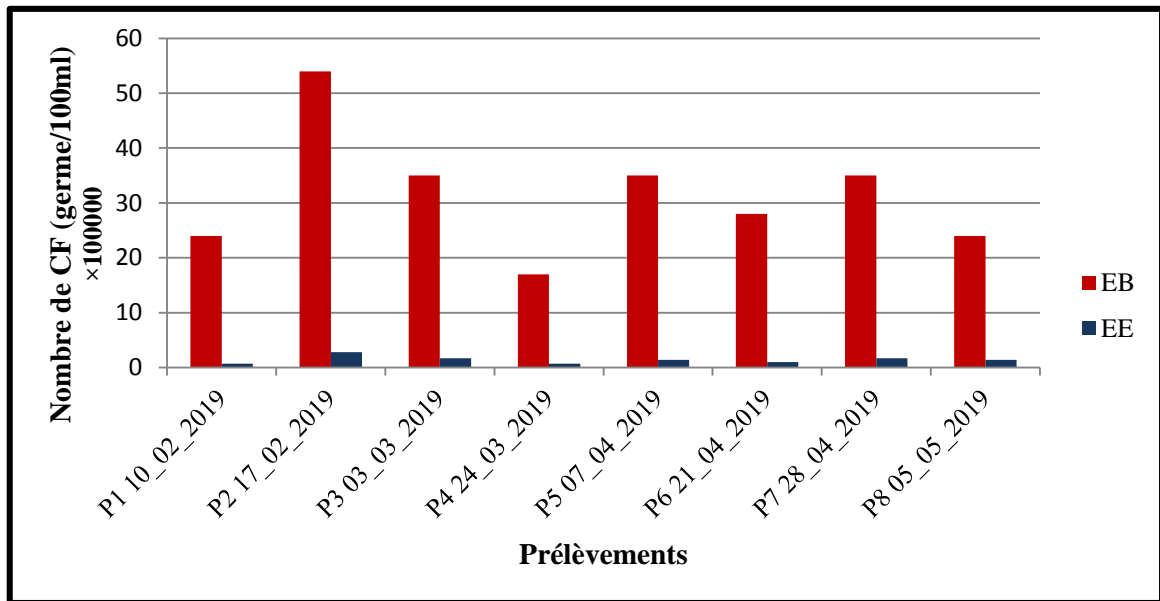


Figure 29. Réduction du nombre de coliformes fécaux après traitement

II.2.3. Recherche et dénombrement des Streptocoques Fécaux (SF)

D'après la figure 30, on constate que le nombre de SF dans les eaux usées brutes est compris entre 240×10^5 et $14,10^5$ UFC/100ml d'eau analysée avec une moyenne de $52 \times 10^5 \pm 76,61 \times 10^5$ UFC/100ml. Ces concentrations élevées en streptocoques fécaux sont dues à la dessiccation et leur capacité à persister plus longtemps dans l'eau (**GLEESON et GRAY, 1997**).

A la sortie, les valeurs sont comprises entre 28×10^4 et 7×10^4 UFC/100 ml d'eau analysée avec une valeur moyenne de $14,37 \times 10^4 \pm 6,9 \times 10^4$ UFC/100. Ces valeurs sont conformes aux normes fixées par l'OMS ($10 \cdot 10^5$ germes/100 ml).

Les streptocoques fécaux sont communément utilisés pour identifier une pollution d'origine fécale. Leur prolifération est due au déversement des matières organiques et des substances nutritives azotées (**RODIER et al., 1984**). Les streptocoques sont susceptibles de contaminer les eaux d'approvisionnement, ils sont typiques des déjections animales. Ils peuvent parfois être présents chez l'homme ou dans les végétaux (**BITTON, 1999**).

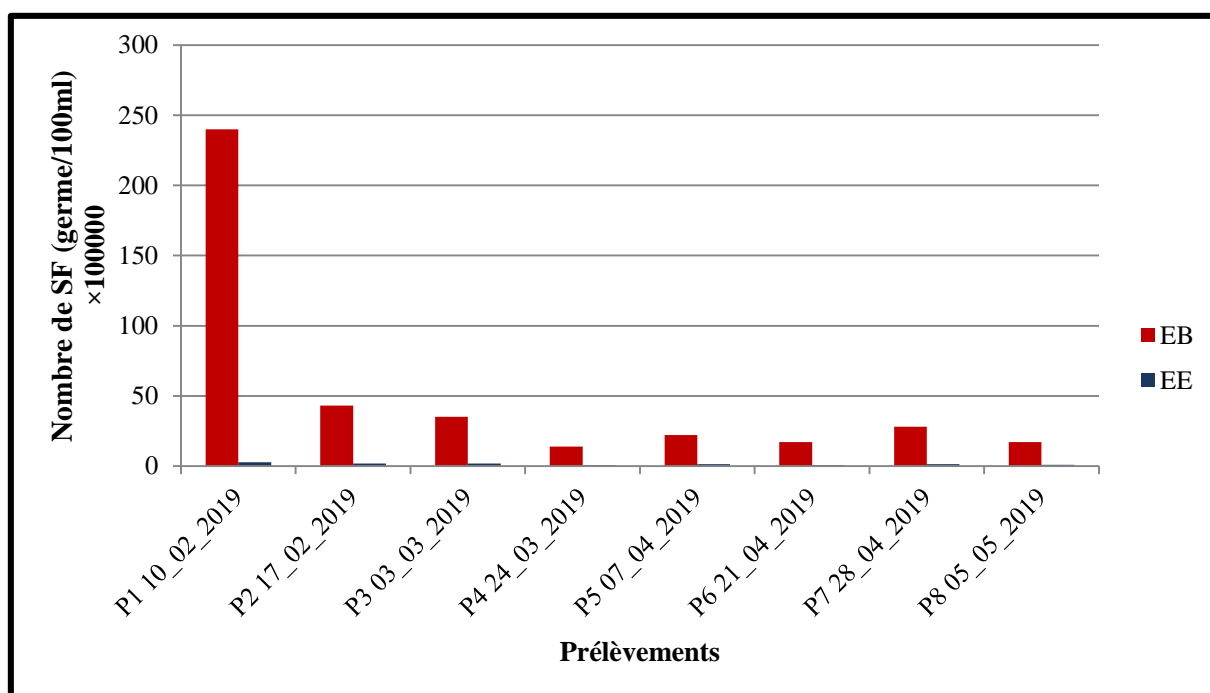


Figure 30. Réduction du nombre de Streptocoques fécaux après traitement

II.2.4. Recherche et dénombrement des Spores d'Anaérobies Sulfito-Réducteurs (ASR)

Durant la période d'étude, le nombre d'ASR à l'entrée du système d'épuration (figure 31) oscille autour d'une valeur moyenne de l'ordre de $16,66 \times 10^4 \pm 8,38 \times 10^4$ spores/20 ml d'eau analysée. En revanche, à la sortie de la STEP, la valeur moyenne est de $0,37 \times 10^3 \pm 0,74 \times 10^3$ spores/20 ml d'eau analysée. Les résultats obtenus ne sont pas conformes aux normes fixées par l'OMS.

Les spores d'Anaérobies Sulfito Réducteurs sont extrêmement persistantes dans l'environnement et résistantes au 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. (PITKANEN, 2010).

Et leur présence indiqueraient la présence de sulfite de fer, qui provoque l'apparition des mauvaises odeurs et peut être à l'origine de la corrosion des conduites (RODIER, 2005).

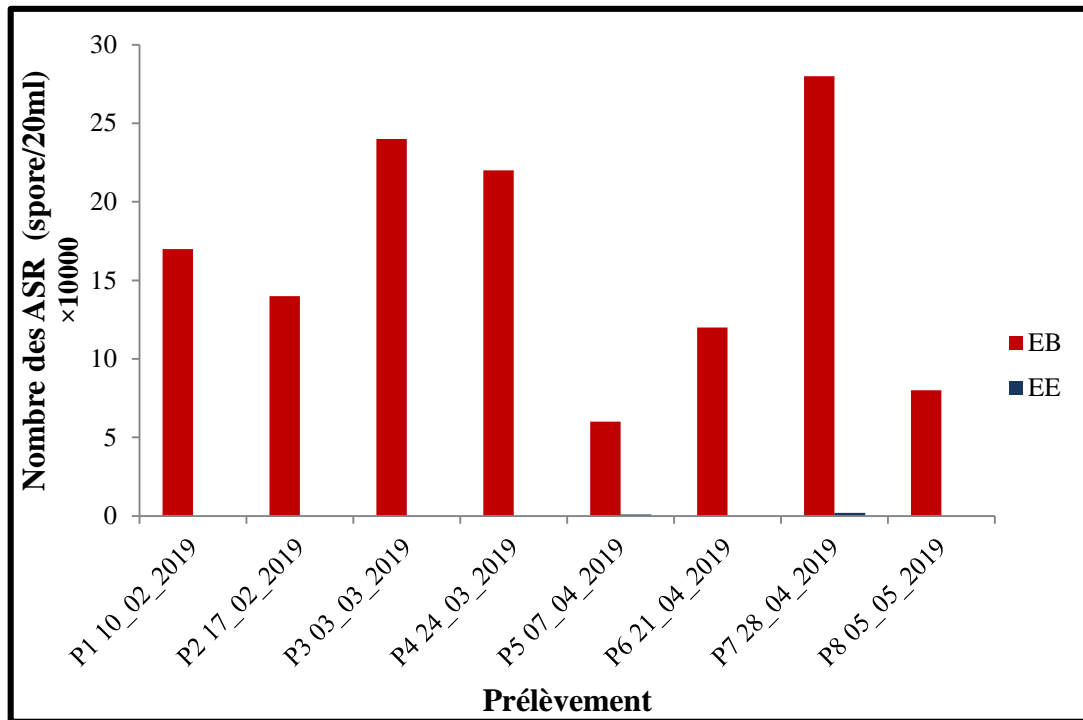


Figure 31. Réduction du nombre de Spores d'Anaérobies Sulfito-Réducteurs (ASR)

✚ Rendement épuratoires des paramètres bactériologiques

Les résultats des rendements épuratoires des analyses bactériologiques sont illustrés dans les figures 32, 33, 34, 35.

Le traitement s'est avéré très efficace en ce qui concerne l'abattement du nombre de CT, CF, SF et ASR avec des rendements épuratoires respectifs de 97,19% ; 95,48% ; 97,24% et 99,77%. Cela est en accord avec les travaux de **SHUVAL (1991)**, les systèmes d'épuration biologiques par boues activées sont les plus efficaces en ce qui concerne la réduction de la biomasse bactérienne avec des taux qui peuvent varier entre 90 à 99%. Cette performance semble être efficacement régit par plusieurs mécanismes :

- La bonne décantation des particules en suspension dans le système.
- La compétition entre les micro-organismes.

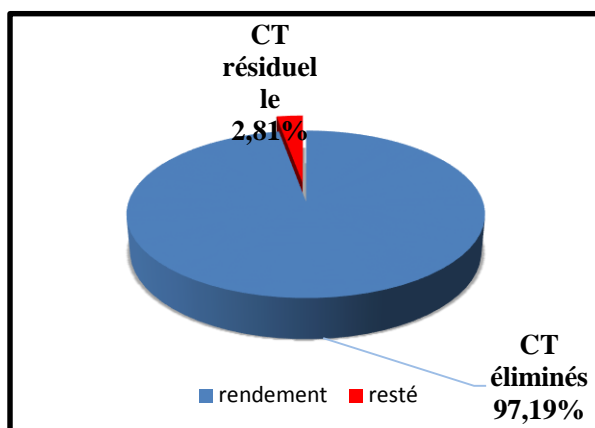


Figure 32. Rendement d'élimination des CT

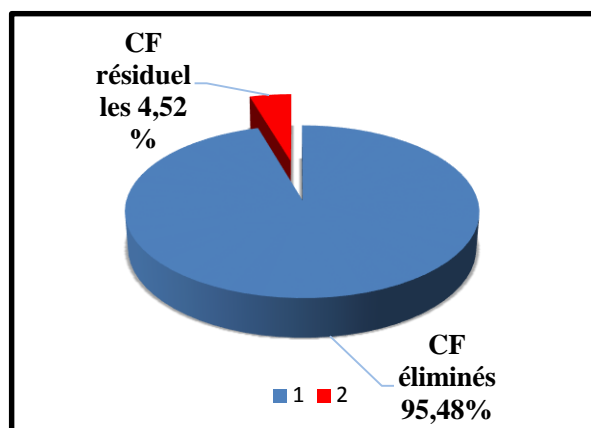


Figure 33. Rendement d'élimination des CF

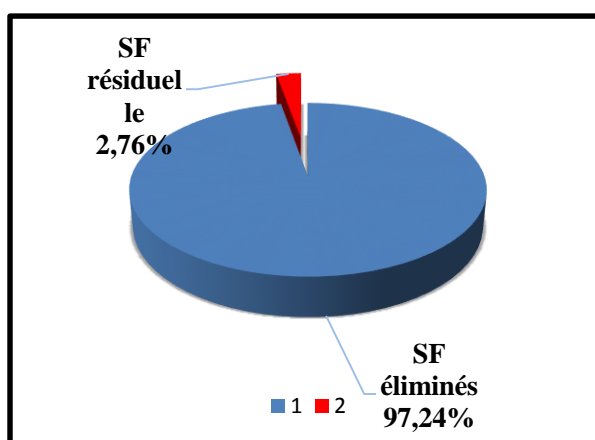


Figure 34. Rendement d'élimination des SF

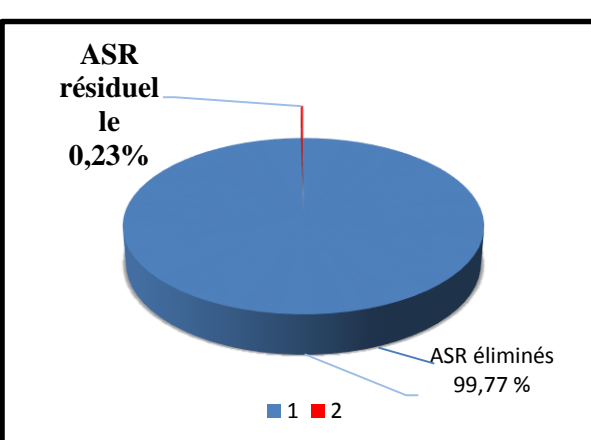


Figure 35. Rendement d'élimination des ASR

II.2.5. Bactéries du genre *Staphylococcus*

La figure 36 représente les résultats du dénombrement des staphylocoques. La présence de ces germes dans les rejets est significative des déchets humains, salive, crachat et sécrétions nasales (CEAERQ, 2012). Durant cette étude, nous avons mis en évidence la présence de *Staphylococcus aureus* dans les prélèvements 1 et 7.

A l'entrée de la STEP, les valeurs moyennes varient autour de $7,25 \times 10^4 \pm 13,80 \times 10^4$ germes/100 ml d'eau analysée, cependant nous avons noté une absence totale de ce germe après traitement.

D'après **LELOIR et GUATIER (2010)**, *S. aureus* serait capable de survivre dans l'eau pendant plusieurs mois, à condition qu'il dispose d'un minimum de nutriments. Par ailleurs, la détection occasionnelle de différentes espèces de *Staphylococcus* est due aux caractéristiques de ce genre bactérien très répandu dans la nature. En effet, les staphylocoques arrivent à

proliférer grâce à leur particulière résistance aux conditions hostiles de l'environnement, telles que la chaleur et la sécheresse (AIT HAMLET, 1998).

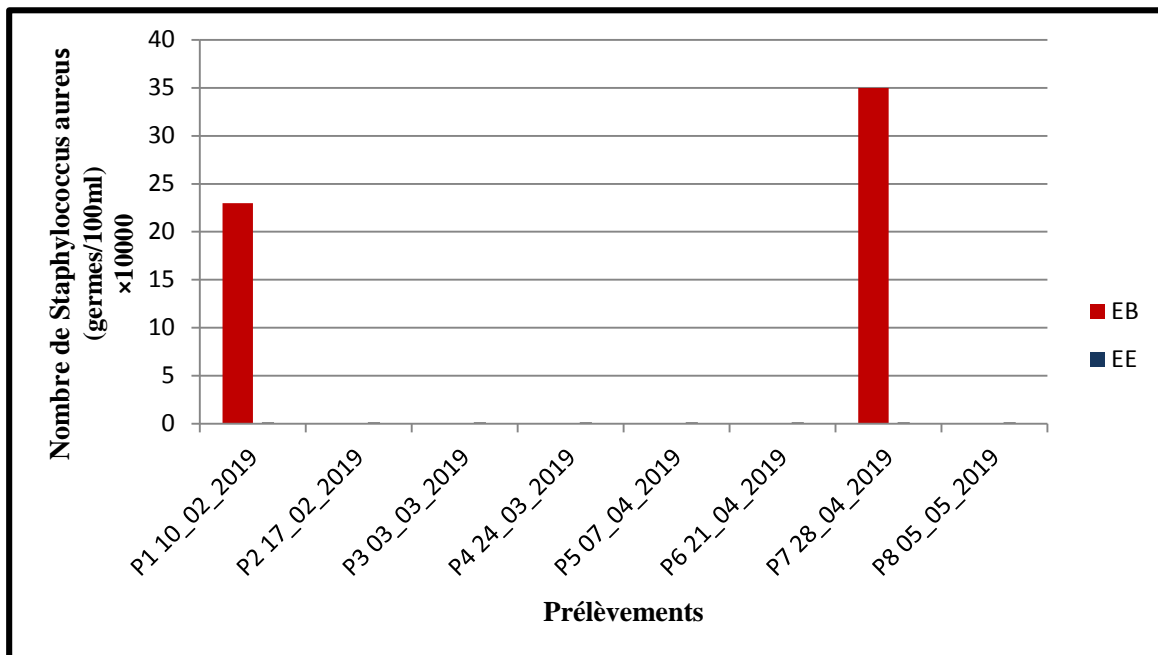


Figure 36. Variation du nombre de *Staphylococcus aureus*

II.2.6. Recherche des bactéries du genre *Pseudomonas*

Nous avons mis en évidence la présence des *Pseudomonas* dans les prélèvements suivant : P1, P2 et P6.

A l'entrée du traitement, les valeurs moyennes oscillait autour de $6,75 \times 10^4 \pm 10,52 \times 10^4$ germes/100 ml d'eau analysée et de $1,75 \times 10^4 \pm 3,24 \times 10^4$ germes /100 ml à la sortie de la STEP (Figure 37).

Pseudomonas aeruginosa est une bactérie ubiquitaire retrouvée dans l'environnement (sols, eaux) (LISTER *et al.*, 2009) sous forme planctonique, ou à l'état sessile dans un biofilm (COSTERTON *et al.*, 1995). C'est un agent pathogène opportuniste essentiellement responsable d'infections nosocomiales (AMAZIAN *et al.*, 2010).

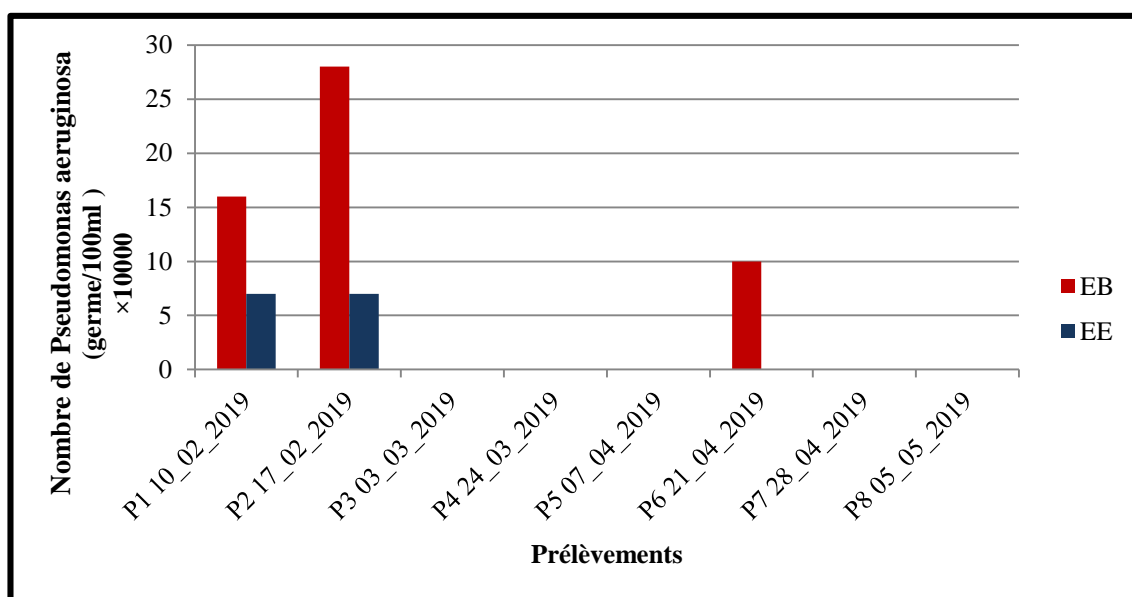


Figure 37. Variation du nombre de *Pseudomonas aeruginosa*

II.2.7 Recherche des bactéries du genre *Salmonella*

Les microorganismes pathogènes tels que les salmonelles sont Généralement transmis à l'homme par ingestion d'eau contaminée et sont responsables de diverses maladies (**MOMBA et al., 2006**). La recherche de ce germe revêt une importance particulière car sa présence dans l'environnement hydrique est le signe d'une contamination fécale (**CAVALLARI et al., 2011**).

Durant la période d'étude, aucun prélèvement ne s'est révélé positif lors de la recherche des bactéries du genre *Salmonella*. Cette absence est due probablement aux conditions du milieu qui sont défavorables pour la survie et la prolifération de ce germe.

Selon **ABOULKACEM et al., (2007)** l'absence des Salmonelles peut être expliquée d'une part par l'absence des porteurs asymptomatiques de la population habitante dans cette région, et d'autre part la difficulté de recherche de ces germes du fait de leur nombre très faible par rapport aux germes communément retrouvés.

II.3. Identification des souches isolées des eaux épurées

➤ Examen macroscopique

Le tableau ci-dessous résume l'aspect macroscopique des différentes colonies observées :

Tableau IX. Examen macroscopique des colonies suspectes

Colonies suspectes	Forme	Relief	Couleur
CS1 (n=2)	Irrégulier	Bombée	Bleu-vert
CS2 (n=3)	Ronde	Bombée	Saumon
CS3 (n=4)	Irrégulier	Plat	Saumon
CS4 (n=2)	Irrégulier	Bombée	Blanche
CS5 (n=2)	Ronde	Surélevée	Bleu-vert à centre noir
CS6 (n=1)	Ronde	Bombée	Orange
CS7 (n=1)	Ronde	-	Noire

CS : Colonies suspectes ; n : nombre des souches trouvées.

➤ L'examen microscopique

L'examen microscopique permet d'établir une pré-identification des germes isolés.

Tableau X. Examen microscopique des colonies suspectes

Colonies suspectes	Aspect morphologique	Coloration de Gram
CS1 (n=2)	Cocci ou bacille en forme de tige	-
CS2 (n=3)	Bacille	-
CS3 (n=4)	Bacille	-
CS4 (n=2)	Bâtonnets	-
CS5 (n=2)	Bacille en forme de Bâtonnets	-
CS6 (n=1)	Bacille	-
CS7 (n=1)	Cocci en chaînette	+

CS : Colonies suspectes ; n : nombre des souches trouvées.

➤ Test d'orientation rapide

Le tableau suivant présente les différents tests d'orientation rapide.

Tableau XI. Résultats des tests d'orientation rapide.

Colonies suspectes	Catalase	Oxydase	Coagulase
CS1 (n=2)	+	+	-
CS2 (n=3)	+	-	Non déterminé
CS3 (n=4)	+	-	Non déterminé
CS4 (n=2)	+	-	Non déterminé
CS5 (n=2)	+	-	Non déterminé
CS6 (n=1)	+	-	Non déterminé
CS7 (n=1)	-	-	+

+ : Test positif ; - : Test négatif.

➤ La Galerie biochimique classique

Les souches ont été identifiées au moyen de la galerie biochimique classique (Tableau XVI et XVII Annexe III), nous avons réussi à identifier 13 souches bactériennes. Les 2 autres souches (CS 4 et CS 6) ont été identifiées par le biais de la galerie Api 20E (Bio -Mérieux).

Les résultats de l'identification des souches par ces galeries sont présentés dans le tableau suivant :

Tableau XII. Espèces identifiées

Colonies suspectes	Souches identifiées
CS1 (n=2)	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>
CS2 (n=3)	<i>Klebsiella spp</i>
CS3 (n=4)	<i>Escherichia coli</i>
CS4 (n=2)	<i>Serratia odorifera1</i>
CS5 (n=2)	<i>Proteus mirabilis</i>
CS6 (n=1)	<i>Citrobacter freundii</i>
CS7 (n=1)	<i>Streptocoques</i> du groupe D

II.4. Antibiogramme

Durant cette étude, nous avons effectué des antibiogrammes pour les différentes souches identifiées afin de déterminer leur sensibilité vis-à-vis de 19 antibiotiques à savoir : 14 bêta-lactamines, deux aminosides, un macrolide, un phénicole, un glycopeptide (Voir Tableau XXVIII, XXIX et XXX en Annexe III).

L'antibiogramme a été réalisé par la méthode de diffusion des disques sur gélose Muller-Hinton et interprété après la mesure des diamètres d'inhibition selon la standardisation de l'antibiogramme à l'échelle nationale (RAHAL *et al.*, 2008).

II.4.1. Etude de la sensibilité des souches de *Streptocoque du groupe D* aux antibiotiques

Les résultats obtenus montrent que les *Streptocoques du groupe D* ont présenté un taux de résistance très élevé (100%) vis-à-vis de la Ceftriaxone, de l'Erythromycine, de la Céfoxitine, de la Céfotaxime, de la Kanamycine, et de la Ticarcilline + acide clavulanique.

Les streptocoques du groupe D ont été sensibles à l'égard de l'Amoxicilline + acide clavulanique, de l'Ampicilline, de la Vancomycine, de la Céfotaxime et de la Gentamicine (Figure 38).

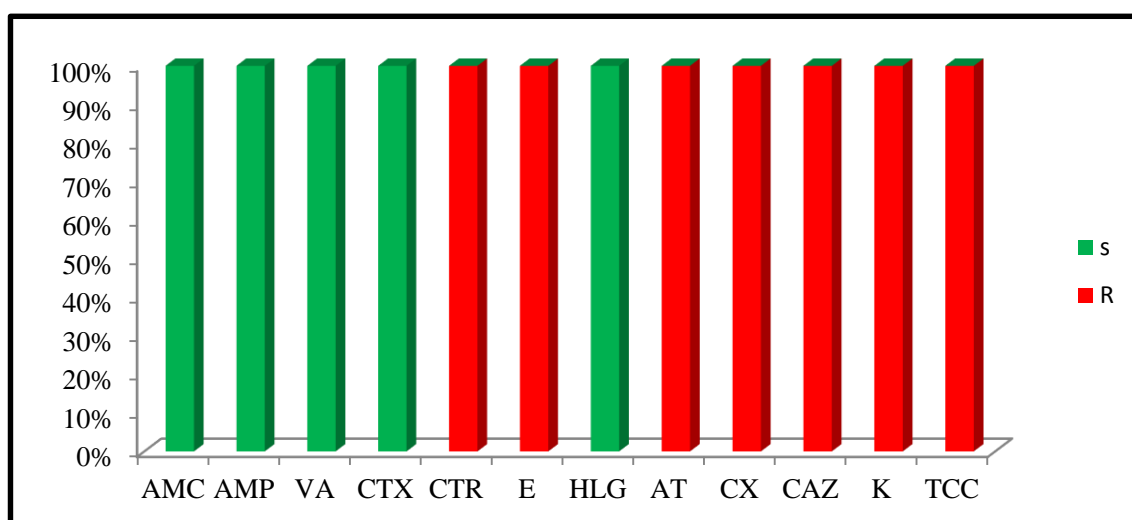


Figure 38. Résistance des streptocoques du groupe D aux antibiotiques testés

II.4.2. Etude de la sensibilité des souches de *Pseudomonas aeruginosa* aux antibiotiques

L'étude de la résistance de *Pseudomonas aeruginosa* a révélé que cette dernière a présenté une résistance totale (100%) vis-à-vis de la Céfoxitine, Ampicilline, Erythromycine, Céfotaxime, Vancomycine, Céfalexine et Amoxicilline + acide clavulanique (Figure 39).

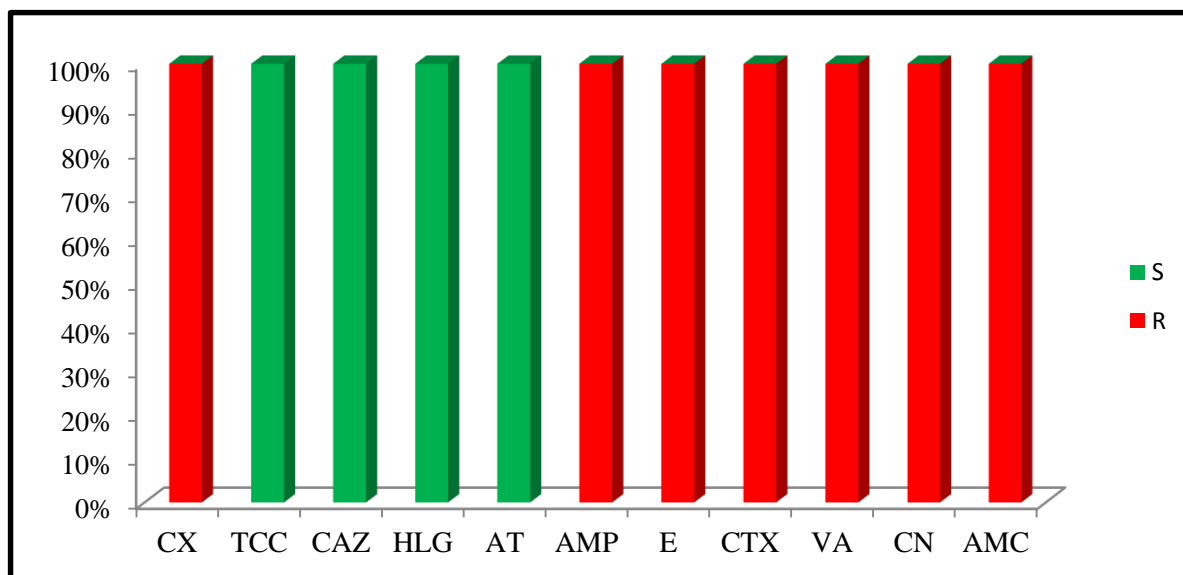


Figure 39. Résistance de *Pseudomonas aeruginosa* aux antibiotiques testés (n=2)

Nous avons noté que *P. aeruginosa* a été fortement sensible aux ATB suivants : Ticarcilline + acide clavulanique, Céfotaxime, Gentamicine et l'Aztréonam.

Selon **CAILLON (2005)**, la résistance de *P. aeruginosa* à l'Amoxicilline + Acide clavulanique et la Céfotaxime est naturelle.

Pseudomonas aeruginosa est naturellement résistante à l'Amoxicilline (**VEDEL, 2005**), ce qui concorde avec nos résultats (Voir Annexe III).

II.4.3. Etude de la sensibilité des souches d'entérobactéries aux antibiotiques

Escherichia coli

Nous avons noté que les souches d'*E. coli* isolées sont très sensibles (pourcentage de résistance nulle 0%) vis-à-vis des antibiotiques suivants : la Céfotaxime le Chloramphénicol, Ceftriaxone et avec un taux de 25% pour la Céfazoline.

Cette bactérie a présenté une résistance totale (100%) vis-à-vis de l'Ampicilline, la Vancomycine, l'Oxacilline, l'Erythromycine, la Pénicilline et l'Imipénème (Figure 40).

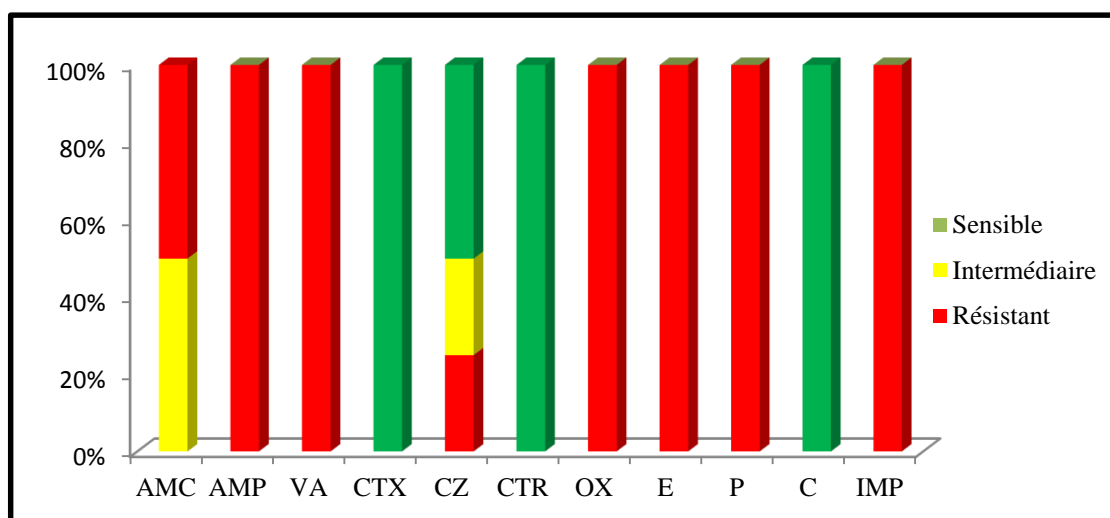


Figure 40. Résistance d'*Escherichia coli* aux antibiotiques testés (n=4)

+ *Klebsiella spp*

Les isolats de *Klebsiella spp* ont montré des taux de résistance très élevé (100%) vis-à-vis de l'Ampicilline, la Vancomycine, l'Oxacilline, l'Erythromycine, la Pénicilline et l'Imipénème. Un taux faible de résistance a été observé (33%) à l'égard du Chloramphénicol.

Par contre la Céfotaxime, la Céfazoline, Ceftriaxone sont très actifs et inhibent la croissance des isolats de *Klebsiella spp* (Figure 41).

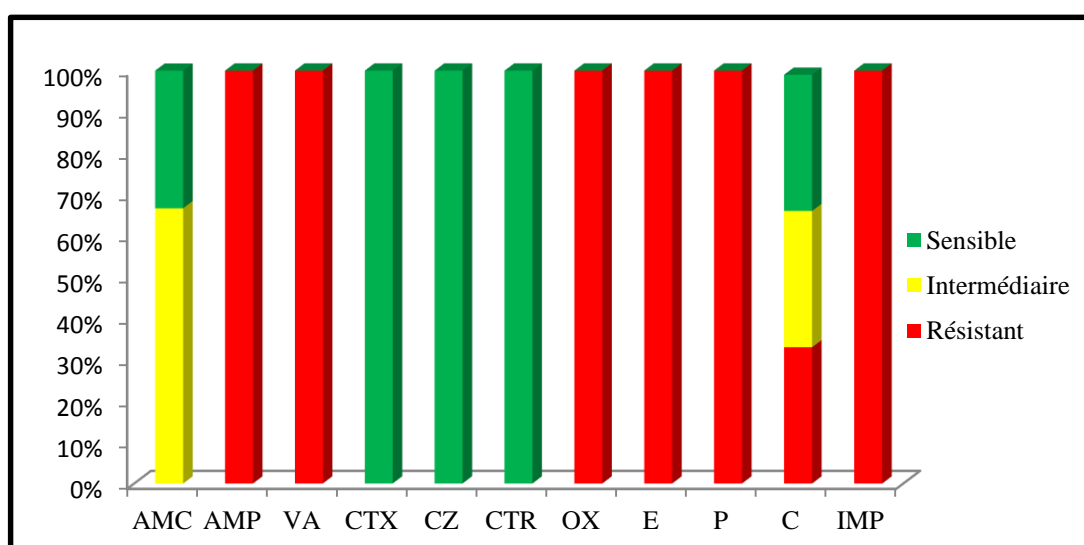


Figure 41. Résistance de *Klebsiella spp* aux antibiotiques testés (n=3)

✚ *Serratia odorifera* 1

Les souches de *Serratia odorifera* se sont montrées résistantes vis-à-vis de la Pénicilline, l'Oxacilline, l'Erythromycine et la Vancomycine. Un taux moyen de résistance a été obtenu (50%) à l'égard de l'Ampicilline et de la Céfazoline.

Une sensibilité totale a été notée vis-à-vis de l'Amoxicilline, Ceftriaxone, le Céfotaxime, Chloramphénicol et l'Imipenème (Figure 42).

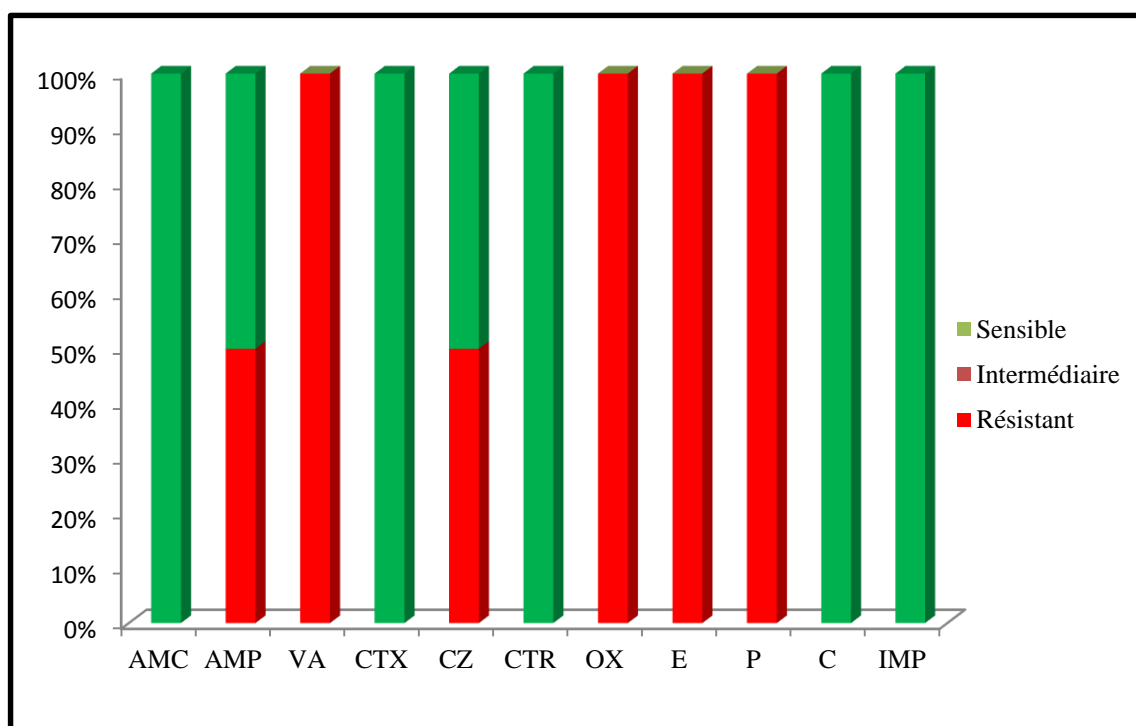


Figure 42. Résistance de *Serratia odorifera* 1 aux antibiotiques testés (n=2)

✚ *Proteus mirabilis*

Cette bactérie présente une résistance totale (100%) vis-à-vis de la Vancomycine, de l'Oxacilline, de l'Erythromycine, de la Pénicilline et une résistance partielle (50%) à l'égard de l'Ampicilline.

L'Amoxicilline, la Ceftriaxone, le Céfotaxime, le Chloramphénicol, la Cefazoline et l'imipenème ont présenté une meilleure activité en inhibant la croissance de *Proteus mirabilis* (Figure 43).

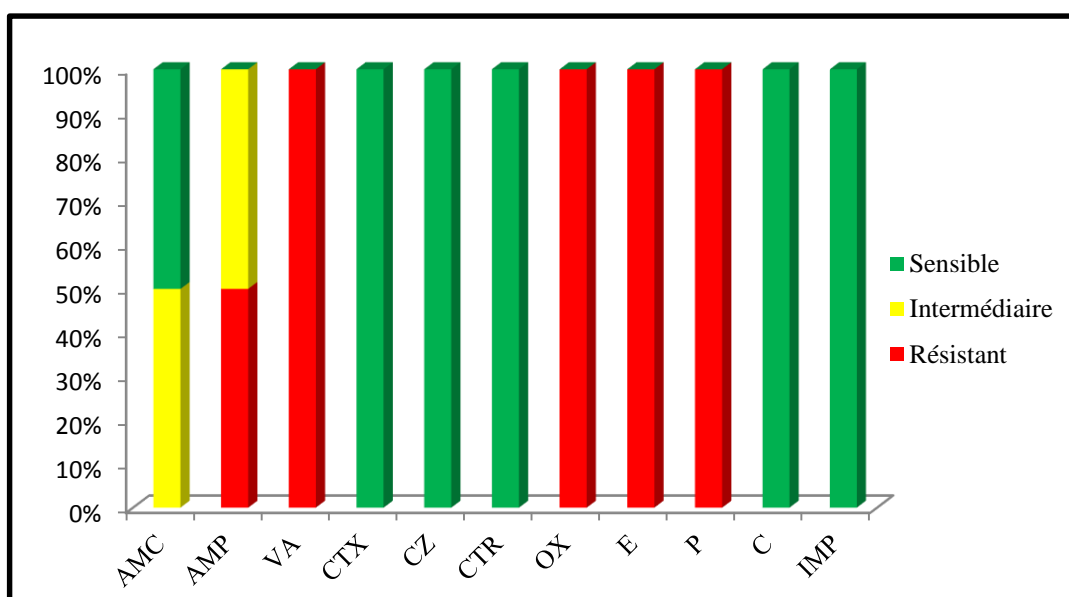


Figure 43. Résistance de *Proteus mirabilis* aux antibiotiques testés (n=2)

✚ *Citrobacter freundii*

Comme toutes les autres entérobactéries isolées, la souche *Citrobacter freundii* a été est résistante vis-à-vis de l'Ampicilline, de la Céfazoline, de l'Oxacilline, de l'Erythromycine et de la Pénicilline. Nous avons noté une sensibilité totale vis-à-vis de l'Imipénème et du Chloramphénicol (Figure 44).

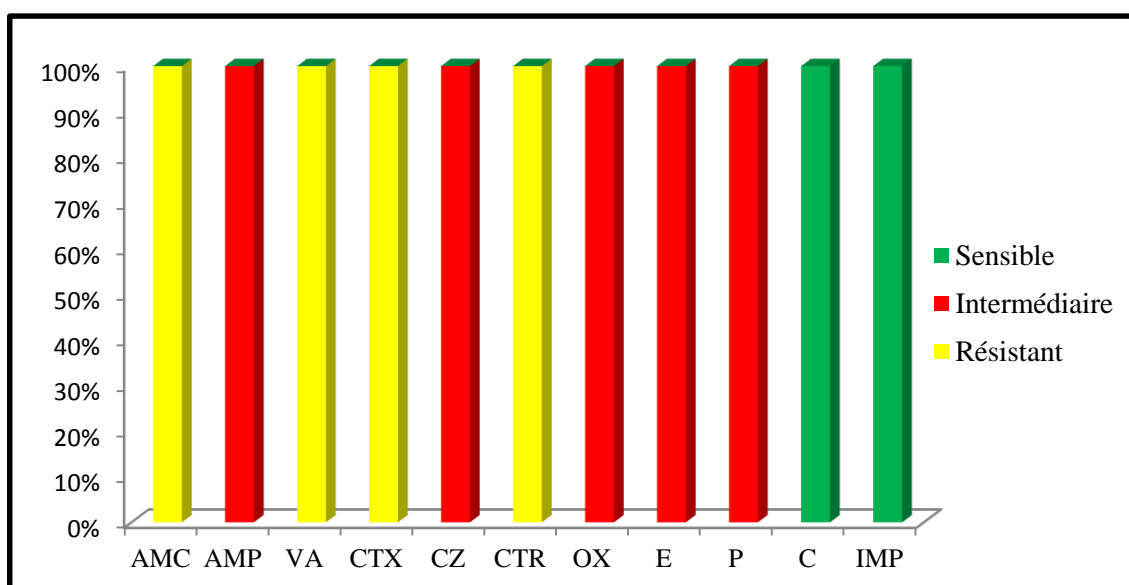


Figure 44. Résistance de *Citrobacter freundii* aux antibiotiques testés (n=1)

L'étude de la sensibilité des entérobactéries vis-à-vis des antibiotiques a révélé un niveau de résistance moyen vis-à-vis de la majorité des antibiotiques utilisés (Figure 45). Ce taux moyen est probablement dû à l'absence des rejets hospitaliers au niveau de la station.

Selon **BRECHET (2015)**, les bactéries multirésistantes sont plus nombreuses dans les eaux usées hospitalières que dans les eaux usées communautaires. Ceci peut être expliqué par l'importante consommation d'antibiotiques dans les hôpitaux qui entraîne leur l'élimination sous forme de composés encore actifs dans les eaux usées.

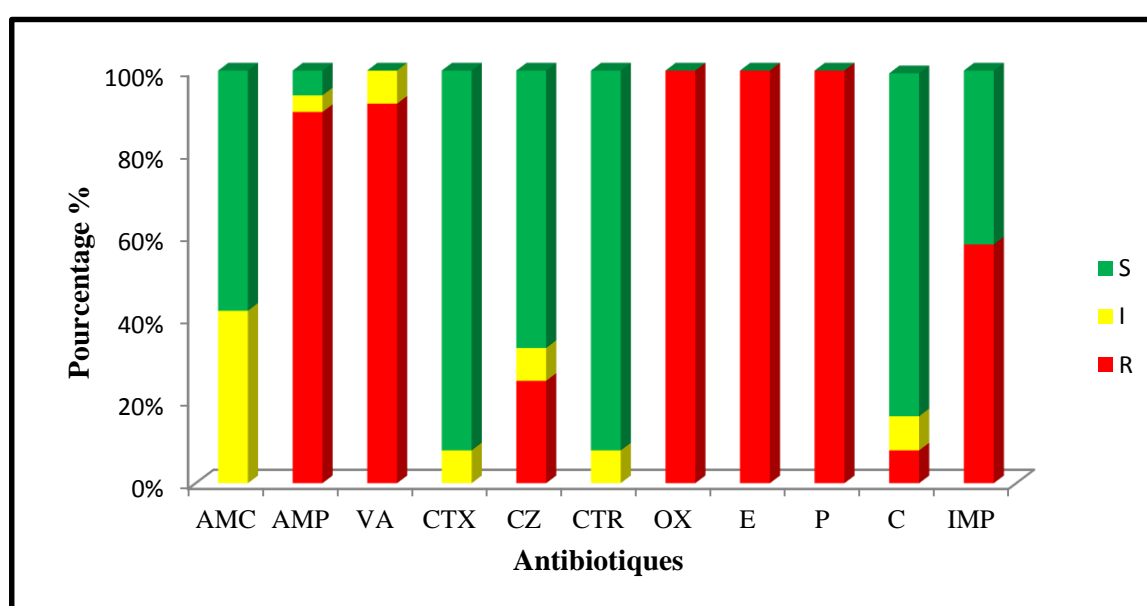


Figure 45. Résistance des entérobactéries aux antibiotiques

Les souches d'entérobactéries montrent une résistance à de nombreuses β -lactamines, les taux de résistance étaient les suivants l'Ampicilline (90%), l'Imipénème (58%) et la Vancomycine avec un pourcentage de (92%).

On note une résistance totale des entérobactéries à la Pénicilline, l'Oxacilline et aussi pour les macrolides, contrairement à l'Amoxicilline + acide clavulanique (58%), la Céfazoline (67%), le Chloramphenicol (83%), la Céfotaxime et la Ceftriaxone (92%) où la totalité des souches sont demeuré être sensibles.

D'après les résultats obtenus, le taux de résistance des entérobactéries vis-à-vis de l'Ampicilline reste comparables aux pourcentages rapportés par **SILVA (2006)** et par **OLAYEMI OPALEYE (1990)** avec un taux de 90%.

Nous avons remarqué aussi une sensibilité des quelques souches testées vis-à-vis des céphalosporines de troisième génération (céfotaxime). Nos résultats concordent avec ceux obtenus par **OUBRIM et al., (2012)** qui révélaient l'absence de résistance à la céfotaxime (0%), chez 33 souches d'*E.coli* O26 et O128 isolées des eaux brutes épurées et des cultures au Maroc.

Les niveaux de résistance bactérienne varient d'un pays à l'autre et d'une année à l'autre. Ainsi, la connaissance de la situation locale et de son évolution sont nécessaires pour le choix de l'antibiothérapie de première intention (**EL BAKKOURI et al., 2009**). En effet, nos résultats pour les eaux échantillonnées à partir de la station montrent un taux de résistance considérable à la majorité des antibiotiques testés :

$$P \approx O \approx X \approx E > VA > AMP > IMP > CZ > C > AMC > CTX > CTR.$$

En outre, plusieurs composés antibiotiques ne sont pas complètement dégradés dans le processus de traitement des eaux usées et sont donc rejetés dans l'environnement par des effluents où ils peuvent sélectionner des bactéries résistantes aux antibiotiques (**GATICA et al., 2013**). Ce problème de résistance aux antibiotiques est tellement alarmant que **MARTINEZ (2009)**, n'hésite pas à caractériser ce phénomène d'une véritable pollution.

II.5. Résultats du calcul de l'indice MAR

Lors de cette étude, nous avons utilisé l'indice MAR (Multiple Antibiotic Resistance) qui a été recommandé par Krumperman (1983) en fonction des isolats. (Figure 46)

- Lorsque les valeurs de l'indice MAR sont supérieurs à 0,2 ; elles indiquent une source de risque élevé de contamination où les antibiotiques sont souvent utilisés.
- Lorsque les valeurs de l'indice MAR sont inférieurs ou égale à 0,2 ; elles indiquent que la souche provient de sources où les antibiotiques sont rarement utilisés.

Tous les isolats expriment un indice MAR supérieur à 0,2. Pour les eaux épurées de la STEP, les souches bactériennes qui expriment la valeur la plus élevée sont *Escherichia coli* et

Klebsiella spp (0,63). La valeur la plus faible est obtenue pour *Proteus mirabilis* et *Citrobacter freundii* (0,45).

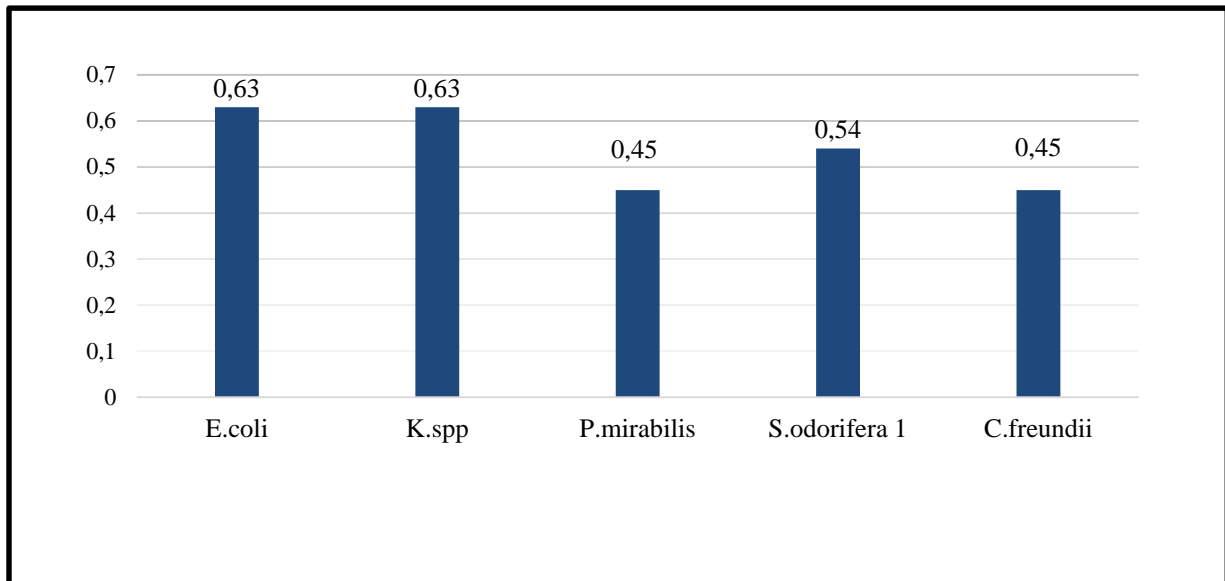


Figure 46. Indice MAR calculé à partir des différents isolats d'entérobactéries

L'indice MAR pour les streptocoques du groupe D est de 0,58 et pour les isolats pathogènes de *Pseudomonas aeruginosa* l'indice est de 0,63.

Dans cette étude 100% des isolats bactériens ont montré une valeur MAR supérieur à 0,2 ce qui est une indication possible que les isolats bactériens ont été exposés à plusieurs antibiotiques.

CONCLUSION ET PERSPECTIVES

La présente étude a abordé la problématique des eaux usées et leurs traitements, dont les besoins sont de plus en plus importants, face à une dégradation de cette ressource liée à la pollution de l'environnement.

L'étude a permis en premier lieu d'évaluer pour la première fois la performance de la station d'épuration de Beni Mered en termes d'abattement de différents paramètres physico-chimiques et bactériologiques.

Les résultats physico-chimiques et bactériologiques obtenus ont révélé que les eaux usées brutes entrant à la STEP présentent une pollution organique, azotée et bactériologique assez élevée. On peut en conclure qu'après traitement, la STEP de Beni Mered permet une bonne élimination de la DCO (93,82%), DBO₅ (97,25%) et de la pollution azotée (82,23%).

Quant aux résultats des analyses bactériologiques, la STEP présente également un rendement épuratoire satisfaisant. En effet les eaux traitées issues de cette dernière sont moins chargées en Coliformes totaux (97,19%), Coliformes thermotolérants (95,48%), Streptocoques fécaux (97,24%) et en Spores d'Anaérobies Sulfite-Réducteurs(99,77%). De plus, la recherche des germes pathogènes comme *Salmonella* a abouti à des résultats négatifs. Cependant, nous avons noté la présence de *Staphylococcus aureus* dans les eaux brutes et de *Pseudomonas aeruginosa* dans les eaux brutes et épurées.

On peut dire qu'à partir d'une eau usée et grâce aux procédés de traitements, il est possible d'obtenir toute une gamme d'eaux de qualités différentes. A chacune de ces qualités peut correspondre un usage particulier. Il est clair que les traitements qui existent peuvent réduire les concentrations des polluants sous toutes leurs formes, à des niveaux qui sont actuellement considérés comme non dangereux. Le calcul de l'IPO des eaux épurées a permis de montrer que les eaux sortantes de cette STEP indiquent une pollution organique modérée et ne présentent aucun risque pour l'écosystème accueillant.

Par conséquent, les effluents traités ne répondaient pas aux critères sanitaires des eaux d'irrigation. Pour cette raison, son utilisation doit être précédée d'un traitement complémentaire visant à réduire les risques sanitaires.

Cependant, il est nécessaire, dans ce cas, pour évaluer davantage sa qualité, d'étudier d'autres paramètres, à savoir : la salinité, le rapport d'absorption du sodium (RAS), les éléments traces (cadmium, aluminium, etc.) et les ions toxiques.

A ces recommandations, nous ajoutons l'augmentation de la fréquence des prélèvements car deux fois par mois s'avèrent insuffisante pour avoir des résultats représentatifs de l'évolution temporelle des paramètres physicochimiques et microbiologiques

À travers la seconde partie de notre étude, nous nous sommes intéressées principalement à l'identification des germes isolés à partir des effluents épurés de la station où nous avons pu remarquer la prédominance des entérobactéries : *Escherichia coli* (26.66%) et *Klebsiella spp* (20%) qui étaient les plus répandues dans ces eaux. L'ensemble des bactéries étudiées, a montré des niveaux de résistance moyens vis-à-vis de plusieurs familles d'antibiotiques où les Béta-lactamines présentaient le pourcentage le plus élevé sur l'ensemble des bactéries à Gram positif et négatif testées, suivi par les macrolides principalement l'Erythromycine.

Cette multirésistance a été mise en évidence par le calcul de l'indice MAR (Multiple Antibiotic Resistance) qui est considéré comme un excellent outil d'analyse de la prévalence relative des bactéries résistantes dans l'environnement. Son calcul a montré que tous les isolats bactériens ont une valeur de MAR supérieur à 0.2 et de ce fait toutes les souches isolées ont été exposées à plusieurs antibiotiques.

« L'antibiorésistance, une réalité ? »

La réponse est évidente : oui, l'antibiorésistance est une réalité

En effet, la lutte contre la résistance aux antibiotiques relève de la responsabilité de chacun et nous pouvons tous à notre niveau modifier nos comportements afin de Co- construire un monde avec une résistance contrôlée et une plus grande sécurité. En effet, la santé humaine, la santé animale et l'environnement sont tous concernés par ce problème.

Annexe I

La station d'épuration de Beni Mered se divise en trois files de traitement : deux files existantes réhabilitées et une file neuve. Chaque file est composée des mêmes équipements :

- Un décanteur primaire.
- Un bassin d'aération.
- Un décanteur secondaire ou Clarificateur.
- Un poste recirculation des boues.

❖ Les différents ouvrages d'épuration des eaux usées

▪ Prétraitements

a- Dégrillage

Le dégrillage grossier a pour fonction de retenir les éléments solides les plus volumineux afin de protéger les équipements de pompage et le bon fonctionnement des autres équipements de prétraitement en aval.

Depuis le poste d'arrivée, l'eau brute passe au travers de grilles d'entrefer 10 mm, les débris les plus volumineux sont retenus.

Chaque dégrilleur est équipé d'un système de nettoyage (râteaux) qui extrait les débris, les transporte et les compacte vers des bennes de stockages.

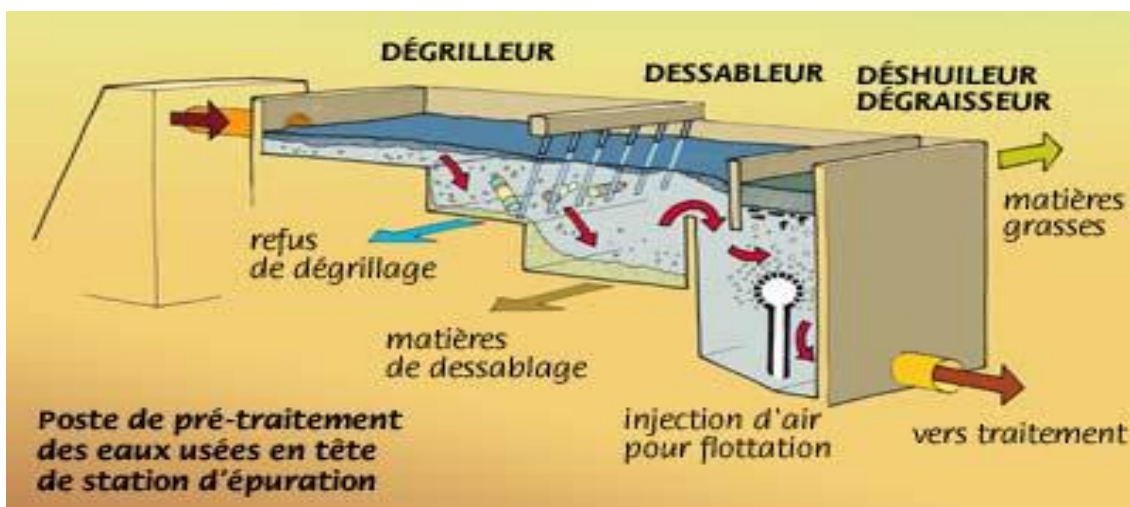


Dégrilleurs automatiques (Photo originale)

b- Dessablage et déshuilage

Cette étape a deux objectifs vis-à-vis du prétraitement :

- L'extraction par décantation des résidus les plus denses transportés par l'effluent (sables et matières lourdes dont la granulométrie est supérieure à 200 microns).
- L'extraction par flottation des déchets plus légers (graisses et déchets fins).
- L'élimination du sable évite l'abrasion des équipements, et le dépôt ultérieur de ces particules qui pourrait provoquer des bouchages de canalisations et l'ensablement des ouvrages. L'élimination des graisses favorise le transfert d'oxygène dans les bassins d'aération.



Principe des prétraitements de l'eau.

La flottation des graisses est assurée par l'utilisation d'air surpressé pour créer un bullage dans le dessableur déshuileur. Les graisses qui flottent en surface sont évacuées par un racleur solidaire du pont.

Le sable accumulé au fond dessableur / déshuileur est évacué par un système d'air lift intégré au pont. Des pompes à vide (une par pont) permettent d'aspirer le sable et de le transférer vers le canal de collecte le long du dessableur / déshuileur.



Dessableur dégraisseur de la STEP de Béni Mered (**Photo originale**).

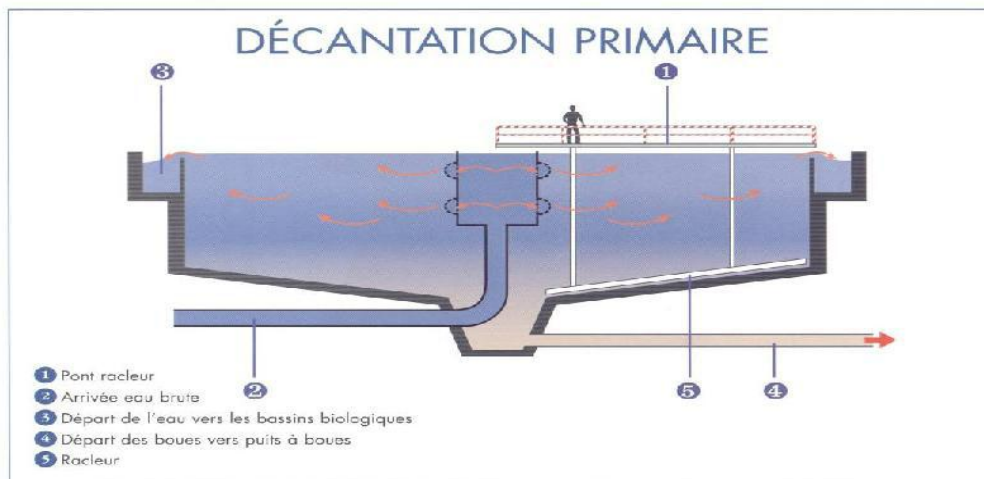


Stockage des graisses (**Photo originale**).

Classification des sables (**Photo originale**).

- **Traitements primaires (décantation primaire)**

Placée après le prétraitement, la décantation primaire a pour but d'effectuer un premier abattement sur les paramètres MES (55%), DCO (30%) et DBO (30%) avant d'arriver dans les bassins biologiques. Cela se traduit par l'accumulation de boues en fond de décanteur. Ces boues sont alors extraites vers la filière de traitement des boues via la bêche de mélange des boues.



Principe de la décantation primaire.

La décantation primaire se fait sans ajout de réactifs et est basée uniquement sur la gravité.

Les eaux venant du prétraitement sont injectées en partie basse des décanteurs. Les eaux décantées sont évacuées par les goulottes en partie haute des décanteurs. Les ouvrages sont dimensionnés par rapport au débit de pointe afin de garantir une vitesse ascensionnelle (vitesse au miroir) suffisamment faible pour permettre la décantation des particules les plus lourdes.

Un pont racleur fonctionne en continu lorsque le décanteur est en service. Il remplit deux fonctions :

- Raclage des boues au fond du décanteur afin de les diriger vers le puits central pour évacuation gravitaire vers la bache de mélange des boues.
- Nettoyage de la surface du décanteur et évacuation des flottants vers le poste à flottants.



Décanteur primaire de la STEP de Béni Mered(**Photo originale**).

▪ **Traitement secondaire**

a- **Bassin d'aération**

En aval des décanteurs primaires, les effluents sont dirigés vers le traitement biologique. L'épuration de l'eau s'effectue grâce à une population spécifique de bactéries. Cette population bactérienne, appelée biomasse ou boues activée, dégrade et assimile la pollution. Ce mécanisme génère une croissance bactérienne qui permet un renouvellement et un développement continu des bactéries.

Le bassin biologique présente trois objectifs :

- Oxydation des produits carbonés.
- Oxydation et réduction des produits azotés.
- Oxydation et réduction du phosphore.

Pour atteindre ces objectifs, trois actions sont nécessaires :

- Aération du bassin.
- Recirculation des boues.
- Extraction des boues en excès.

Chaque bassin biologique est constitué de quatre aérateurs de surface, 2 mesures d'oxygène, 1 mesure RedOx

Dans notre cas il s'agit d'un traitement d'une moyenne charge ce qui présente trois avantages :

- Traitement de la pollution carbonée avec un meilleur rendement que les fortes charges.
- Production de boues stables non fermentescibles.

- Traitement partiel de l'azote.



Bassin d'aération de la STEP de Béni Mered (**Photo originale**).

b- Clarificateur (décantation secondaire)

Sur chacune des files, l'effluent en sortie du bassin biologique est envoyé vers un ouvrage pour permettre la décantation des boues biologiques. Le décanteur secondaire (ou clarificateur) assure la séparation gravitaire de la boue et de l'eau épurée.

Ils remplissent trois fonctions :

- Séparation de la boue et de l'eau traitée. L'eau traitée part en surverse vers la partie désinfection de la station.
- Concentration des boues et transfert vers le poste de recirculation.
- Collecte et évacuation des flottants.

La séparation des boues et de l'eau traitée est gravitaire. Le décanteur secondaire est dimensionné pour avoir une vitesse ascensionnelle maximale (ou vitesse miroir) de 0.72 m/h

Chaque clarificateur est équipé des éléments suivant :

- Pont suceur pour le transfert des boues vers la recirculation via la partie centrale du décanteur.
- Collecte des eaux traitées par surverse vers la partie désinfection.
- Système de raclage et d'évacuation des flottants de surface.



Clarificateur de la STEP de Béni Mered (**Photo originale**).

c- Désinfection (Pas encore mise en œuvre dans la station d'épuration)

L'objectif est de désinfecter l'eau c'est-à-dire, inactiver les organismes pathogènes contenus dans l'eau. Il s'agit ici d'une désinfection à l'eau du Javel.

▪ **Evacuation de l'eau épurée**

Les eaux épurées, qui sont traitées par la station d'épuration de Béni-Mered sont déversées dans oued Béni Mered

Annexe II

Matériel pour les analyses physicochimiques

Appareillages et verreries

- Balance.
- Balance de précision.
- Bêchers.
- Bloc chauffant HACH LT 200.
- Conductimètre HACH HQ430d.
- Creusets.
- Dessiccateur.
- DBO mètre HACH BOD Direct plus.
- Dispositif de filtration.
- Eprouvettes 100ml.
- Etuve memmert.
- Flacons avec bouchons pour DBO₅.
- Incubateur pour DBO₅ Lavibond.
- Micropipette.
- Oxymètre HACH HQ430d.
- Papier filtre.
- pH-mètre HACH sensION.
- Pompe à vide.
- Réfrigérateur.
- Sonde thermométrique Pocket pro(Hach).
- Spectrophotomètre HACH DR 3900.

Colorants, réactifs et produits chimiques

- Eau distillée.
- Inhibiteur de nitrification HACH LZQ087.
- Solution d'hydroxyde de potassium N12.
- LCK 238
- LCK 303
- LCK 314
- LCK 338
- LCK 339
- LCK 341
- LCK 348
- LCK 350
- LCK 514



Exemple de boîte Hach LCK avec protocole (**Photo originale**)

Matériel pour les analyses microbiologiques

Appareillages et verreries

- Bain marie 80°C.
- Bec Bunsen.
- Boîtes de Pétri.
- Etuves.
- Glacière.
- Lame et lamelle.
- Pince stérile.
- Pipettes Pasteur.
- Portoir.
- Réfrigérateur.
- Tubes à essai.

Réactif, additifs et solution

- Additif Hektoen.
- Additif SFB.
- Alcool.
- Alun de fer.
- Disques d'ONPG.
- Disques d'antibiotiques.
- Eau distillée.

- Eau de Javel.
- Fushine.
- Huile de vasline.
- Huile d'immersion.
- Lugol.
- Safranine.
- Sulfite de sodium.
- Réactif kovacs.
- Réactif VP₁ et VP₂ (Vosges-Proskauer).
- Rouge de méthyle.
- TDA (Tryptophane désaminase).
- Violet de Gentiane.

Milieux de culture

Bouillon lactosé au bromocrésol pourpre (BCPL, milieu simple et double concentration)

Peptone.....	5g
Extrait de viande.....	3g
Lactose.....	10g
Pourpre de bromocrésol.....	0,3g
Bacto agar difco.....	15g
Eau distillée.....	1000ml
pH final = 6,9 ± 0,2	

Bouillon de Schubert en g/l d'eau distillée

Tryptophane.....	0,2g
Acide glutamique.....	0,2g
Sulfate de magnésium.....	0,7g
Citrate de sodium.....	0,5g
Sulfate d'ammonium.....	0,4g
Chlorure de sodium.....	2g
Peptone.....	10g
Mannitol.....	7,5g
Phosphate disodique.....	4g
Phosphate monopotassique.....	0,6g
Eau distillée.....	500ml
pH final = 7,4 ± 0,2	

Milieu ROTHE (milieu simple concentration et double concentration) en g/l

	milieu S/C	milieu D/C
Hydrolysât trypsique de casaeine.....	12,6g.....	25,2g
Peptone bacteriologique.....	8 g.....	16g
Glucose.....	5g.....	10g
Chlorure de sodium.....	5g.....	10g
Phosphate dipotassique.....	2,7g.....	5,4g
Phosphate monopotassique.....	2,7g.....	5,4g
Azide de sodium.....	0,2g.....	0,4g
	pH final = 6,8 ± 0,2	

Milieu Litsky (EVA BROTH) en g/l d'eau distillée

Peptone.....	20g
Glucose.....	5g
Chlorure de sodium.....	5g
Phosphate dipotassique.....	2,7g
Phosphate monopotassique.....	2,7g
Azothydrate de sodium.....	0,3g
Ethyl violet.....	5ml
Eau distillée.....	1000ml
	pH final= 6,8 ± 0,2

Bouillon au sélénite de sodium cystéine SFB

Lactose.....	4g
Tryptophane.....	5g
Phosphate disodique.....	10g
Sélénite de sodium.....	0,01g
L-Cystine.....	0,01g
Eau distillée.....	1000ml
	pH= 7,2 ± 0,2

Gélose Heckoten

Peptone.....	12g
Extrait de viande.....	3g
Lactose.....	12g
Saccharose.....	12g
Salicine.....	2g
Citrate de fer III et d'ammonium.....	2g
Sels biliaires.....	9g
Fuchsine acide.....	0,1g

Bleu de bromothymol.....	0,065g
Agar.....	13g
pH = 7,6 ± 0,2	

Gélose Viande Foie (VF)

Base viande foie.....	30g
Glucose.....	2g
Agar.....	6g
Eau distillée.....	1000ml
pH= 7,6	

Gélose Chapman

Extrait de viande.....	1g
Peptone.....	10g
Chlorure de sodium.....	5g
Mannitol.....	10g
Rouge de phénol.....	25g
Gélose.....	15g
Eau distillée.....	1000ml
pH = 7,4	

Gélose King A

Peptone bactériologique « A ».....	20g
Glycérol.....	10g
K ₂ SO ₄	10g
MgCl ₂	1,4g
Agar purifié.....	1,2g
pH 7,2± 0,2 à 25°C	

Gélose King B

Peptone bactériologique « B ».....	20g
Glycérol.....	10ml
Hydrogénophosphate de potassium (K ₂ HPO ₄).....	1,5g
Sulfate de magnésium hydraté (MgSO ₄ 7H ₂ O).....	1,5g
Agar purifié.....	12g
pH 7,2 ± 0,2 à 25°C	

Gélose au Cétrimide

Peptone de gélatine.....	16g
Peptone de caséine.....	10g
Bromure de tétradonium (cétrimide).....	0,2g
Acide nalidixique.....	0,015g
Sulfate de potassium.....	10g

Chlorure de magnésium.....	0,4g
Agar.....	10g
pH= 7,1	

Gélose TSI (Tree Sugar and Ion) :

Extrait viande de bœuf.....	03g
Extrait de levure.....	03g
Peptone trypsique.....	20g
Chlorure de sodium.....	05g
Citrate ferrique.....	0,3g
Thiosulfate de sodium.....	0,3g
Lactose.....	10g
Glucose.....	01g
Saccharose.....	10g
Rouge de phénol.....	0,05g
Agar.....	12g
pH : 7.4	

Milieu de Citrate de Simmons :

Citrate de sodium.....	02g
Chlorure de sodium.....	05g
Sulfate de magnésium.....	0,2g
Phosphate monoammoniaque.....	01g
Phosphate bipotassique.....	0,01g
Bleu de bromothymol.....	0,08g
Agar.....	15g
pH :7.0-7.2	

Milieu Urée-Indole :

L-tryptophane.....	03g
Phosphate monopotassique.....	01g
Phosphate bipotassique.....	01g
Chlorure de sodium.....	05g
Urée.....	20g
Alcool à 95.....	10ml
Rouge de phénol.....	0,025g
pH :7	

Annexe III

Tableau XIII. Plage de mesure de la DBO (sans dilution de l'échantillon) et les volumes correspondant.

Plage de mesure DBO en mg/l	Volume d'échantillon en ml	Dosage de l'inhibiteur de nitrification ATH
0-40	428	10 gouttes
0-80	360	10 gouttes
0-200	244	5 gouttes
0-400	157	5 gouttes
0-800	94	3 gouttes
0-2000	56	3 gouttes
0-4000	21.7	1 goutte

Tableau XIV. Limite des classes des paramètres de l'indice IPO

Paramètres	DBO	Ammonium	Nitrite	Phosphate
Classes	(mg/l)	(mg/l)	(µg/l)	(µg/l)
5	< 2	< 0.1	5	15
4	2-5	0.1-0.9	6-10	16-75
3	5.1-10	1-2.4	11-50	76-250
2	10.1-15	2.5-6.0	51-150	251-900
1	> 15	> 6	>150	>900

IPO= moyenne des numéros des classes des 04 paramètres:

IPO= 5,0 – 4,6 : pollution organique nulle.

IPO= 4,5 – 4,0 : pollution organique faible.

IPO= 3,9 – 3,0 : pollution organique modérée.

IPO= 2,9 – 2,0 : pollution organique forte.

IPO= 1,9 – 1,0 : pollution organique très forte.

Tableau XV. Nombre le plus probable et intervalle de confiance dans le cas du système d'ensemencement (NPP).

<u>Table NPP (Nombre Plus Probable)</u>					
1 X 50 ml	5 X 10 ml	5 X 1 ml	Nombre caractéristique	Limites de confiance	
				Inférieure	Supérieure
0	0	0	<1		
0	0	1	1	<0,5	4
0	0	2	2	<0,5	6
0	1	0	1	<0,5	4
0	1	1	2	<0,5	6
0	1	2	3	<0,5	8
0	2	0	2	<0,5	6
0	2	1	3	<0,5	8
0	2	2	4	<0,5	11
0	3	0	3	<0,5	8
0	3	1	5	<0,5	13
0	4	0	5	<0,5	13
1	0	0	1	<0,5	4
1	0	1	3	<0,5	8
1	0	2	4	<0,5	11
1	0	3	6	<0,5	15
1	1	0	3	<0,5	8
1	1	1	5	<0,5	13
1	1	2	7	1	17
1	1	3	9	2	21
1	2	0	5	<0,5	13
1	2	1	7	1	17
1	2	2	10	3	23
1	2	3	12	3	28
1	3	0	8	2	19
1	3	1	11	3	26
1	3	2	14	4	34
1	3	3	18	5	53
1	3	4	21	6	66
1	4	0	13	4	31
1	4	1	17	5	47
1	4	2	22	7	59
1	4	3	28	9	85
1	4	4	35	12	100
1	4	5	43	15	120
1	5	0	24	8	75
1	5	1	35	12	100
1	5	2	54	18	140
1	5	3	92	27	220
1	5	4	160	39	450
1	5	5	>240		

Tableau XVI. Test de la galerie biochimique classique

Milieu	Mode d'ensemencement	Caractères recherchés	Résultats
TSI	Ensemencement par des colonies bactériennes de la pente de la gélose par des stries serrées, puis le culot par piqure profonde et centrale. Incubation à 37 C°/ 24h.	Glucose -Lactose -Production de gaz -Production d'H ₂ S	Lactose + : virage au jaune de la pente. Glucose + : virage au jaune du culot. Gaz + : apparition de bulles d'air. Production d'H₂S : noircissement de milieu.
Citrate de Simmon	Ensemencement par stries séries de la pente. Incubation à 37 C°/24h.	-Utilisation de Citrate	Citrate + : virage de la couleur verte au bleu due à l'alcalinisation.
Clark et Lubs	Ensemencement du milieu avec quelques gouttes de la suspension bactérienne, puis incubée à 37 C° pendant 24h.	-Type fermentaire.	VP + : couleur rouge cerise après l'ajout de VPI et VPII RM + : couleur rouge après l'ajout de réactif RM.
Eau peptoné exempt d'indol	L'ajout de quelques gouttes de la suspension bactérienne au milieu. Incubation à 37 C°/24h et autre à 44°C/24h.	-Production d'indole.	Indole + : apparition d'un anneau rouge en surface après ajout de réactif Kovaks.
Urée	L'ajout de quelques gouttes de la suspension bactérienne au milieu. Incubation à 37 C°/24h.	-Présence de l'uréase.	Uréase + : virage de la couleur du milieu au rose.

Tableau XVII : Les caractères d'identification des genres le plus fréquemment rencontrés chez les entérobactéries

	Escherichia	Citrobacter	Enterobacter	Klebsiella	Serratia	Salmonella	Shigella	Proteus	Providencia	Yersinia
Lactose	+	+	+	+	-	-	-	-	-	-
ONPG	+	+	+	+	+	-	+/-	-	-	+
Indole	+	+	-	+/-	-	-	+/-	+/-	+	+/-
VP (Acétoïne)	-	-	+	+	+	-	-	-	-	+*
Citrate	-	+	+	+	+	+/-	-	+/-	+	-
Mobilité	+	+	+	-	+	+	-	+	+	+*
Urée	-	-	-	+	-	-	-	+	-	+
PDA	-	-	-	-	-	-	-	+	+	-
H₂S	-	+/-	-	-	-	+	-	+/-	-	-

Tableau XVIII. Noms, abréviations et charge d'antibiotiques utilisés

Familles d'antibiotiques	Antibiotiques	Abréviation	Charge du disque
β – lactamines	Ampécilline	AM	10 µg
	Amoxicilline	AX	10 µg
	Amoxicilline + acide clavulanique	AMC	20 + 10 µg
	Céfazoline	CZ	30 µg
	Céfotaxime	CTX	30 µg
	Céftazidime	CAZ	30 µg
	Ceftriaxone	CTR	30 µg
	Céfalexine	CN	30 µg
	Céfoxitine	CX	30 µg
	Aztréonam	AT	30 µg
	Imipénème	IMP	10 µg
	Oxacilline	OX	10 µg
	Pénicilline G	P	10µg
	Ticarcicline + acide clavulanique	TCC	75 + 10 µg
Aminosides	Kanamycine	K	30 µg
	Tobramycine	TOB	10 µg
Glycopeptide	Vancomycine	VA	30 µg
Phénicolé	Chloramphénicol	C	30 µg
Macrolide	Erythromycine	E	15µg

Tableau XXI. Estimation de la minéralisation à partir de la conductivité

Valeur de la conductivité ($\mu\text{s}/\text{cm}$)	Minéralisation correspondante
Conductivité < 100	Minéralisation très faible
100 < conductivité < 200	Minéralisation faible
200 < conductivité < 333	Minéralisation moyenne
333 < conductivité < 666	Minéralisation moyenne accentuée
666 < conductivité < 1000	Minéralisation importante
Conductivité > 1000	Minéralisation élevée

Tableau XXII. Rendements épuratoires des principaux paramètres physico-chimiques

	MES (mg/l)	DCO (mg/l)	DBO (mg/l)
EB	424,25	826,5	396,125
EE	10,625	50,625	10,875
Rendements %	97,49	93,87	97,25

Tableau XXIII. Rendements épuratoires des principaux paramètres bactériologiques

	CT	CF	SF	ASR
EB	$79,125 \cdot 10^5$	$31,5 \cdot 10^5$	$52 \cdot 10^5$	$16,66 \cdot 10^4$
EE	$22,25 \cdot 10^4$	$14,25 \cdot 10^4$	$14,37 \cdot 10^4$	$0,37 \cdot 10^3$
Rendements %	97,19	95,48	97,24	99,77

Tableau XXIV. Normes physico-chimiques de rejet selon l’OMS 2006 et le JORA 2006, 2012,2013

Paramètre	Unité	Norme	
		JORA	OMS
Température	°C	30	30
pH	-	6.5-8.5	6.5-8.5
CE	µS/Cm	-	1250
MES	mg/l	30	30
DCO	mg/l	90	90
DBO5	mg/l	30	30
Nitrates	mg/l	50	50
Nitrites	mg/l		
Ammonium	mg/l		
Ortho-Phosphates	mg/l	-	2
Oxygène dissout (OD)	mg/l	-	5

Tableau XXV. Normes extrêmes limitées aux eaux d’irrigation

paramètres	Unité	Normes
pH		6.5-8.5
Conductivité électrique	ms/cm	<3*
MES	mg/l	<70*
DCO (mg/l)	mg/l	<40*
DBO5	mg/l	<30*
NO ₃ ⁻	mg/l	<50*
NO ₂ ⁻	mg/l	<1*
PO ₄ ³⁻	mg/l	<0.94*
HCO ₃	mg/l	500**
SO ₄ ²⁺	mg/l	400**
CL	mg/l	1065**
Ca ²⁺	mg/l	400**
Na ²⁺	mg/l	920**
Mg ²⁺	mg/l	60.75**
Cd ²⁺	mg/l	0.01*
Pb ²⁺	mg/l	0.05*
Zn ²⁺	mg/l	2*
Cr ⁶⁺	mg/l	0.1*
NH ₄ ⁺	mg/l	<2*

*OMS (1989), **FAO (2003).

Tableau XXVI. Normes microbiologiques de rejet des eaux épurées (OMS 2006)

Micro-organisme	Concentration (en Nbre par litre)
Bactéries	
▪ Coliformes totaux	10^3-10^7
▪ E. coli	$10-10^6$
▪ Entérocoques	$10-10^5$
▪ Salmonelles	0-10
▪ Vibriion cholériques	0-10

Tableau XXVII. Les spécifications des eaux usées épurées utilisées à des fins d'irrigation.
ONA 2005

Groupes de cultures	Paramètres microbiologiques	
	Coliforme fécaux (UFC/100ml) (moyenne géométrique)	Nématodes intestinaux (oeufs/l) (moyenne arithmétique)
Irrigation non restrictive Culture de produits pouvant être consommés crus.	<100	Absence
Légume qui ne sont consommés que cuits Légume destinés à la conserverie ou à la transformation non alimentaire.	<250	< 0,1
Arbre fruitiers Culture et arbustes fourragers Cultures céréalières Culture industrielles Arbre forestiers Plantes florales et ornementales	Seuil recommandé < 1000	<1

Tableau XXVIII. Résultats de mesure des zones d'inhibition pour les *streptocoques* du groupe *D* détectées, exprimés en millimètre

	<i>Streptocoque</i>
AMC	25
	S
AMP	29
	S
VA	30
	S
CTX	23
	S
CTR	21
	R
E	14
	R
HLG	30
	S
AT	0
	R
CX	12
	R
CAZ	0
	R
K	0
	R
TCC	0
	R

Tableau XXIX. Résultats de mesure des zones d'inhibition pour *Pseudomonas aeruginosa* détectées, exprimés en millimètre

	<i>Pseudomonas</i>	<i>Pseudomonas</i>
CX	0	0
	R	R
TCC	19	20
	S	S
CA	22	24
	S	S
HLG	33	29
	S	S
AT	30	33
	S	S
AMP	0	0
	R	R
E	0	0
	R	R
CT	0	0
	R	R
VA	0	0
	R	R
CN	0	0
	R	R
AMC	0	0
	R	R

Tableau XXX. Résultats de mesure des zones d'inhibition pour les Entérobactéries détectées, exprimés en millimètre

	Esc	Esc	Esc	Esc	Ksp	Ksp	Ksp	Pmi	Pmi	Sod	Cfr	Sod
AMC	20	22	15	14	19	17	19	20	16	20	15	18
	S	S	I	I	S	I	S	S	I	S	I	S
AMP	13	0	0	0	0	0	0	11	15	20	0	0
	R	R	R	R	R	R	R	R	I	S	R	R
VA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	13	0
	R	R	R	R	R	R	R	R	R	R	I	R
CTX	37	35	32	32	30	35	36	38	35	30	18	39
	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S	I	S
CZ	15	0	22	23	24	27	30	29	25	15	9	20
	I	R	S	S	S	S	S	S	S	R	R	S
CTR	48	34	34	34	32	30	36	32	33	26	14	31
	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S	I	S
OX	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	R	R	R	R	R	R	R	R	R	R	R	R
E	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	R	R	R	R	R	R	R	R	R	R	R	R
P	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	R	R	R	R	R	R	R	R	R	R	R	R
C	28	25	23	20	15	22	9	20	19	21	35	17
	S	S	S	S	I	S	R	S	S	S	S	S
IMP	0	0	0	0	0	0	0	30	27	21	31	24
	R	R	R	R	R	R	R	S	S	S	S	S

Tableau XXXI. Valeurs critiques des diamètres des zones d'inhibition et des CMI pour les Entérobactéries.**Table de lecture 2' :** Valeurs critiques des diamètres des zones d'inhibition et des CMI pour *Entérobactéries*

Conditions du test :

Milieu : Gélose Mueller- Hinton

Inoculum : Colonies en suspension, 0,5 Mc Farland

Incubation : 35°C, atmosphère ordinaire ; 18h.

Contrôle de qualité :

Escherichia coli ATCC 25922

Antibiotiques testés	Charge des Disques	Diamètres critiques (mm)			CMI critiques (µg/ml)	
		Résistant	Intermédiaire	Sensible	Résistant	Sensible
β-lactamines :						
Ampicilline	10µg	≤ 13	14 – 16	≥ 17	≥ 32	≤ 8
Amoxicilline + Ac. clavulanique	20/10µg	≤ 13	14 – 17	≥ 18	≥ 32/16	≤ 8/4
Cefazoline	30µg	≤ 14	15 – 17	≥ 18	≥ 32	≤ 8
Cefalotine	30µg	≤ 14	15 – 17	≥ 18	≥ 32	≤ 8
Cefoxitine	30µg	≤ 14	15 – 17	≥ 18	≥ 32	≤ 8
Cefotaxime	30µg	≤ 14	15 – 22	≥ 23	≥ 64	≤ 8
Ceftriaxone	30µg	≤ 13	14 – 20	≥ 21	≥ 64	≤ 8
Imipenem	10µg	≤ 13	14 - 15	≥ 16	≥ 16	≤ 4
Aminosides						
Amikacine	30µg	≤ 14	15 – 16	≥ 17	≥ 32	≤ 16
Gentamicine	10µg	≤ 12	13 – 14	≥ 15	≥ 8	≤ 4
Quinolones						
Acide nalidixique	30µg	≤ 13	14 – 18	≥ 19	≥ 32	≤ 8
Ciprofloxacine	5µg	≤ 15	16 – 20	≥ 21	≥ 4	≤ 1
Autres						
Chloramphenicol	30µg	≤ 12	13 – 17	≥ 18	≥ 32	≤ 8
Furanes	300µg	≤ 14	15 – 16	≥ 17	≥ 128	≤ 32
Fosfomycine	200µg	≤ 12	13 – 15	≥ 16	≥ 256	≤ 64
Trimethoprime + sulfamethoxazole	1.25/23.75µg	≤ 10	11 – 15	≥ 16	≥ 8/152	≤ 2/38

* Tableau extrait du Document M100 – S16. Vol. 26, n°3. 2006. Performance standards for antimicrobial susceptibility testing ; Sixteenth informational supplement.

Tableau XXXII. Valeurs critiques des diamètres des zones d'inhibition et des CMI pour *Pseudomonas aeruginosa*.**Table de lecture 3' :** Valeurs critiques des diamètres des zones d'inhibition et des CMI pour *Pseudomonas aeruginosa*

Conditions du test :

Milieu : Gélose Mueller- Hinton

Inoculum : Colonies en suspension, 0,5 Mc Farland

Incubation : 35°C, atmosphère ordinaire ; 18h.

Contrôle de qualité :

Pseudomonas aeruginosa ATCC 27853

Antibiotiques testés	Charge des disques	Diamètres critiques (mm)			CMI critiques (µg/ml)	
		Résistant	Intermédiaire	Sensible	Résistant	Sensible
β-lactamines :						
Ticarcilline	75 µg	≤ 14	---	≥ 15	≥ 128	≤ 64
Ticarcilline + ac.clavulanique	75/10 µg	≤ 14	---	≥ 15	≥ 128/2	≤ 64/2
Piperacilline	100 µg	≤ 17	---	≥ 18	≥ 128	≤ 64
Ceftazidime	30 µg	≤ 14	15 – 17	≥ 18	≥ 32	≤ 8
Aztreonam	30 µg	≤ 15	16 – 21	≥ 22	≥ 32	≤ 8
Imipenem	10 µg	≤ 13	14 - 15	≥ 16	≥ 16	≤ 4
Aminosides						
Amikacine	30 µg	≤ 14	15 – 16	≥ 17	≥ 32	≤ 16
Gentamicine	10 µg	≤ 12	13 – 14	≥ 15	≥ 8	≤ 4
Netilmicine	30 µg	≤ 12	13 – 14	≥ 15	≥ 32	≤ 12
Tobramycine	10 µg	≤ 12	13 - 14	≥ 15	≥ 8	≤ 4
Quinolones						
Ciprofloxacine	5µg	≤ 15	16 - 20	≥ 21	≥ 4	≤ 1

* Tableau extrait du Document M 100 – S16. Vol. 26, n°3. 2006. Performance standards for antimicrobial susceptibility testing; Sixteenth informational supplement.

INTRODUCTION

SYNTHESE
BIBLIOGRAPHIQUE

MATERIEL ET
METHODES

RESULTATS ET
DISCUSSION

*CONCLUSION ET
PERSPECTIVES*

ANNEXES

REFERENCES

BIBLIOGRAPHIQUE

RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

A

- ❖ **ABOUBACAR, S.B. 2009.** Evolution de la consommation d'antibiotiques et profil de sensibilité des principales bactéries isolées au CHU de Tichitville de 1999 à 2008. Thèse de Doctorat. Faculté de Médecine, de Pharmacie et d'Odonto-Stomatologie de BAMAKO. 140p.
- ❖ **ABOULKACEM, A., CHAHLAOUI, A., SOULAYMANI, A., RHAZI-FILALI F. et 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).pp: 10-22.
- ❖ **AFNOR, 2005** Associations Françaises de Normalisation.
- ❖ **AIT HAMLET, S. 1998.** Contribution à l'étude la qualité de huit oueds de la Wilaya d'EL Taref ; Aspects microbiologiques et écologiques. Thèse de magister en microbiologie appliquée. Université Badji Mokhtar- Annaba. 150p.
- ❖ **AMAZIAN, K., ROSSELLO, J., CASTELLA, A., SEKKAT, S., TERZAKI, S. et DHIDAH, L. 2010** .Prevalence of nosocomial infections in 27 hospitals in the Mediterranean region. East Mediterranean Health.pp :1070-1078.
- ❖ **ASANO, T. 1998.** Wastewater reclamation and reuse, water quality, management library. 1475 p.
- ❖ **AUBRY, G. 2003.** Enlèvement de l'azote des eaux usées par un procédé à culture fixée immergée. Université Laval Faculté des sciences et de Génie département de génie civil.
- ❖ **AUSSEL, H., LE BACLE, IC. et DOMIER, G. 2004.** Le point de connaissances sur le traitement des eaux usées. Revue: travail et sécurité, INRS (Institut National de Recherches et de Sécurité) .4 p.

B

- ❖ **BADIA GONDARD, F. 1996.** L'assainissement des eaux usées. Ed. La lettre du Cadre Territorial. Série Dossier d'Expert. 194p
- ❖ **BAHROUN, S., KHERICI BOUSNOUBRA, H.2011.** Évaluation de l'indice de pollution organique dans les eaux naturelles cas de la région d'el tarf nord-est algerien. Larhyss journal. 1112-3680. n° 09. Pp : 171-178.
- ❖ **BAUMONT, S. 2005.** Réutilisation des eaux usées épurées : risques sanitaires et faisabilité en Ile de France. ORS (Observatoire régional de santé d'Ile-de-France), Institut d'aménagement et d'urbanisme de la région Ile-de-France.222 p.

- ❖ **BECHAC, J.C., BOUTIN, P., MERCIER, B. et NUER, P. 1984.** Traitement des eaux usées. Paris : Eyrolles. 281p.
- ❖ **BELAID, N. 2010.** Evaluation des impacts de l'irrigation par les eaux usées traitées sur les plantes et les sols du périmètre irrigué d'El Hajeb-Sfax : salinisation, accumulation et phytoabsorption des éléments métalliques. Thèse pour obtenir le grade de Docteur de l'université de Limoges Sfax. pp : 3-4
- ❖ **BELGIORNO V., LUIGI R., DESPO FATTA CLAUDIO D. R., GIUSY L., ANASTASIA N., VINCENZO N. AND SUREYYA M. 2007.** Review on endocrine disrupting emerging compounds in urban wastewater: occurrence and removal by photocatalysis and ultrasonic irradiation for wastewater reuse. *Desalination*, 215.pp :166–176.
- ❖ **BELHAMADI, M. 2011.** Etude de la biodégradation du 2,4-dichlorophénicol par le macrobiote des effluents d'entrée et de sortie de la station d'épuration des eaux usées d'Ibn Ziad. Mémoire de Magister en Microbiologie appliquée et biotechnologies microbiennes. Université Mentouri-Constantine. Algérie. 16p.
- ❖ **BELOKDA, W. 2009.** Thèse contribution à une gestion des effluents liquides hospitaliers. Université Chouaib Doukkali El-Jadida. Maroc. Génie de l'environnement et santé.
- ❖ **BITTON, G. 1999.**Waste water microbiology. 2^{ème}édition. John Wiley & Sons. NY. 578p.
- ❖ **BLANC, P., ROBYNS, C .2017.** Notice d'exploitation de Beni Mered. Veolia Water Technologie. France.23p
- ❖ **BLIEFERT, C., PERRAUD, R., 2011.** Chimie de l'environnement « air, eau, déchets». 2^{ème} Edition de boeck, Paris, 478 p.
- ❖ **BONTOUX, J.1993.** Introduction à l'étude des eaux douces ; eaux naturelles ; eaux usées et eaux de boisson. Edition Technique et documentation Lavoisier.169p.
- ❖ **BOUSKRAOUI, M., ZOUHAIR, S., SORRA, N., BENAOUA, A., ZEROUALI, K. ET MAHMOUD, M. 2017.** Guide pratique des bactéries pathogènes. Société marocaine d'infectiologie pédiatrique et de vaccinologie. Maroc. 99p.
- ❖ **BOUYAHYA, A., BAKRI, Y., ET-TOUYS, A., TALBAOUI, A., KHOUCHALAA, A., CHARFI, J.et ABRINI, J. A.2017.** Résistance aux antibiotiques et mécanismes d'action des huiles essentielles contre les bactéries. Lavoisier .11p
- ❖ **BRECHET, C., HOCQUET, D., BERTRAND, X. 2015.** Eaux usées et Escherichia coli producteur de b-lactamases à spectre étendu. Journal des Anti-infectieux.Elsevier.7p

- ❖ **BUERGMANN, H., CZEKALSKI, N. ET BRYNER, A. 2015.** Diffusion de la résistance aux antibiotiques dans l'eau. Eawag.Suisse.4p.



- ❖ **CAILLON, J. 2005.** Bactériologie. Hôpital de Nantes.
- ❖ **CARDOT, C. 1999.** Génie de l'environnement : les traitements de l'eau. Paris : Ellipses. 247 p.
- ❖ **CARDOT, C. 2010.** Génie de l'environnement : les traitements de l'eau. Nouvelle édition. Paris : Ellipses. 302 p.
- ❖ **CAVALLARI, E., LELLIS, L., BALZANI, E., LORENZI, I. et STEFENELLI, GP. 2011.** Recherche salmonella en environnement hydrique .Les avantages de la PCR en temps réel. Analytique solution .5p.
- ❖ **CEAERQ, 2012.** Recherche et dénombrement de *Staphylococcus aureus* : méthode par filtration sur membrane. Québec. 19p.
- ❖ **CHAALA, W. 2013.** Occurrence et profil d'antibiorésistance des *Staphylococcus aureus* isolés de produits alimentaires. Université d'Es-senia Oran.Algérie.
- ❖ **CHARTIER, M. 1974.** Les types de pollutions de l'eau. Rev Norois.82. pp183-193.
- ❖ **CHUBERT, J.M. 2002.** Analyse et optimisation du traitement de l'azote par les boues activées à basse température. Thèse de Doctorat. Université Louis Pasteur Strasbourg. pp : 29-32.
- ❖ **CHUBERT. J-M, MARTIN-RUEL. S, BUDZINSKI. H, MIEGE. C, ESPERANZA. M, SOULIER. C, LAGARRIGUE. C et COQUERY. M. 2011.** Evaluer les rendements des stations d'épuration, apports méthodologiques et résultats pour les micropolluants en filières conventionnelles et avancées. Extrait numérique de Techniques Sciences Méthodes n° 1/2 de 2011.
- ❖ **COSTERTON, J.W., LEWANDOWSKI, Z., CALDWELL, D. E., KORBER, D. R. AND LAPPIN-SCOTT, H. M. 1995.** Microbial biofilms. *Annu Rev Microbiol* 49. pp : 711-745.
- ❖ **CRONBERG, S., BEYTOUT, J. 1988.** Maladies Infectieuses. Masson.Paris.449p.



D

- ❖ **DELARRAS, C.2003.** Surveillance sanitaire et microbiologique des eaux. Lavoisier. 269 p.
- ❖ **DELARRAS, C.2010.** Surveillance sanitaire et microbiologique des eaux. 2^{ème} édition. Lavoisier. 243 p.
- ❖ **DERNAT, M., ELMERICH, P., POUILLOT, M., 1994.** Vers une optimisation de la déphosphatation physicochimique. L'Eau. l'Industrie. les Nuisances n°182.
- ❖ **DERONZIER, G., CHOUBERT, J.M. 2004.** Traitement du phosphore dans les petites stations d'épuration à boues activées : Comparaisons techniques et économiques des voies de traitement biologique et physico-chimique. Cémagref, Lyon. Document Technique FNDAE pp : 29-49.
- ❖ **DESJARDINS, R. 1997.** Le Traitement des eaux. 2^{ème} édition. Presses internationales polytechnique de Montréal. 304 p.
- ❖ **DUPRAY, E., DERRIENA, A. 1995.** Influence du passage de *Salmonella spp.* et *Escherichia coli* en eaux usées sur leur survie en eau de mer. Water Research, 29 (4).pp : 1005-1011.



E

- ❖ **EDDABRA, R. 2011.** Evaluation de la contamination bactériologique des eaux usées des stations d'épuration du grand Agadir : isolement, caractérisation moléculaire et antibiorésistance des espèces du genre *vibrio*. thèse de Doctorat. Faculté des sciences d'AGADIR. école doctorale science de la vie et de la santé de Strasbourg. 120 p.
- ❖ **EL BAKKOURI, J., BELABBES, H., ZEROUALI, K., BELAICHE, A., MESSAOUIDI, D., GROS CLAUDE, J.D.P., EL MDAGHR, N. 2009.** Résistance aux antibiotiques d'*Escherichia coli* Uropathogène Communautaire et Consommation d'Antibiotiques à Casablanca (Maroc). European Journal of Scientific Research. 36(1) : pp : 49-5.
- ❖ **ELSKENS, M. 2010.** Article analyse des eaux résiduaires-mesure de la pollution. pp : 77-81.
- ❖ **ENOCH, D.A., SIMPSON, A.J. et KIBBLER, C.C. 2004.** Predictive value of isolating *pseudomonas aeruginosa* from aerobic and anaerobic blood culture. Journal of Medical Microbiology.



F

- ❖ **FAO. 2003.** Food and Agriculture Organization. L'irrigation avec des eaux usées traitées : Manuel d'utilisation. 73 p.

- ❖ **FAURIE, C., FERRA, C., MEDORI, P. et DEVAUX HEMOPTINNE, J.L. 2005.** Ecologie approche scientifique et pratique. 5^{ème} Edition Tec et Doc. Paris. pp : 214-215.
- ❖ **FEDERIGHI .2005.** Bactériologique alimentaire compendium d'hygiène des aliments 2^{ème} édition. Ed economica .

G

- ❖ **GAÏD, A.K.1984.** Epuration biologique des eaux usées urbains. Tome 1 et 2. Alger. 261 p.
- ❖ **GLEESON, C. et GRAY N. 1997.** The coliform index and waterborne disease. E & FN Spoon.194 p.
- ❖ **GRAINDORGE, J .2015.**Guide des analyses de la qualité de l'eau. Edition territorial. Bourgoin-Jallieu. 264 p.
- ❖ **GATICA, J. 2013.** Impact of treated wastewater irrigation on antibiotic resistance in the soil microbiome. Environmental science and pollution research. pp : 3529-3538

H

- ❖ **HANON, M. et ROUELLE, A. 2018.** Qualité des eaux distribuées par le réseau publique en Wallonie. Direction générale opérationnelle, Agriculture Ressources naturelles et Environnement. Bruxelles. Belgique. 11p.
- ❖ **HAROULD, C. N. 1992.** The crisis in antibiotic resistance. Science. pp : 257.1064-1073.
- ❖ **HASLAY, C. et LECLERC, H. 1993.** Microbiologie des eaux d'alimentation. Paris. Ed. Lavoisier Technique et Documentation. 495 p.
- ❖ **HAZOURLI, S., BOUDIBA, L. et ZIATI, M. 2007.** Caractérisation de la pollution des eaux résiduaires de la zone industrielle d'El-Hadjar. Annaba. Larhyss Journal. ISSN 1112-3680.n° 06. pp 45-55.

I

- ❖ **IBNG .2005.** (Institut Bruxellois pour la gestion de l'environnement).

J

- ❖ **JORA. 2006.** Décret Exécutif n°06-141, Définissant les valeurs limites des rejets d'effluents liquides industriels. Ministère de l'Aménagement du Territoire et de l'Environnement, Algérie : JO N° 26 du 23 Avril 2006, Page 4.

K

- ❖ **KRUMPERMAN, P-H. 1983.** Multiple antibiotic resistance indexing of *Escherichia coli* to identify high-risk sources of fecal contamination of foods. *Applied and environmental microbiology*. pp : 165-170

L

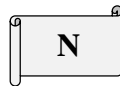
- ❖ **LABRES, E., MOUFFOK, F. 2008.** le cours national d'hygiène et de microbiologie des eaux de boisson. Manuel des travaux pratique des eaux. Institut Pasteur d'Algérie. 53p.
- ❖ **LAHLOU, AMIN, I., SALORD, H., GILLE, Y., ROURE, C., TIGAUD, S., BAJOU, T., RATBI, N. et KASSMI, H-L. 2008.** *Pseudomonas aeruginosa* et résistance isolées à l'imipenème : clone émergent en milieu hospitalier. Les techniques de laboratoire. 11 pp: 4-9.
- ❖ **LAZAROVA, V. et MANEM, J. 1994.** Advances in biofilm aerobic reactors ensuring effective biofilm activity control. Ed. Water Science and Technology. 327p.
- ❖ **LECLERC, H., GAILLARD, G.L. et SIMONET, M. 1995.** Microbiologie générale : la bactérie et le monde bactérien. Paris. Ed. Doin. 535p.
- ❖ **LECLERCQ, L., MAQUET, B. 1987.** Deux nouveaux indices chimique et diatomique de qualité d'eau courante. Application au Samson et à ses affluents (bassin de la Meuse belge). Comparaison avec d'autres indices chimiques, biocénotiques et diatomiques. Inst. Roy. Se. Nat. Belg., Document de travail. 113 p.
- ❖ **LELOIR, Y., GAUTIER, M. 2010.** *Staphylococcus aureus*, Edition Lavoisier. 209p.
- ❖ **LEMAOUI, C.E., LAYAIDA, H., BADI, A. et FOUADI, N. 2017.** Stratégie actuelles de lutte contre la résistance aux antibiotiques. Elsevier. 8p.
- ❖ **LE PIMPEC, P., LIENARD, A., BOUNARD, R., LAFONT, M., CAZIN, B., BOSSARD, P., HUBERT, B. et BRAY, M. 2002.** Guide pratique de l'agent préleveur de la police des milieux aquatiques. Ed. Maurice marlin. 160 p.
- ❖ **LESON, G., WINER A.M. 1991.** Biofiltration: an innovative air pollution control technology for VOC emissions JI of the Air & Waste Management Assoc. 41(8). pp: 1045-1054.
- ❖ **LISTER, P.D., WOLTER, D.J. AND HANSON, N.D. 2009.** Antibacterial-resistant *Pseudomonas aeruginosa*: clinical impact and complex regulation of chromosomally encoded resistance mechanisms. *Clin Microbiol Rev* 22. pp : 582-610.

M

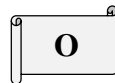
- ❖ **MAKHOUKH, M., SBAA, M., BERRAHO et VANCLOOSTER, M. 2011.** Contribution à l'étude physico-chimique des eaux superficielles de l'Oued Moulouya (Maroc oriental) Larhyss Journal n°09. Science Lib Edition Mersenne (4), N° 120605.

pp : 149-169.

- ❖ **MARTINEZ, J. L. 2009.** Environmental pollution by antibiotics and by antibiotic resistance determinants *Environment Pollution*. 157pp : 2893–2902
- ❖ **METAHRI, M.S. 2012.** Elimination simultanée de la pollution azotée et phosphatée des eaux traitées par des procédés mixte. Cas de STEP Est de la ville de Tizi ousou. Thèse de doctorat. Tizi ousou: Université; Mouloud Mammeri, Faculté des sciences biologiques et des sciences agronomiques: Agronomie . Génie des procédés. 167p.
- ❖ **METCALF, M et EDDY, E. 2003.** Waste water engineering : treatment and reuse. 4e Ed, revise par G. Tchobanoglous, F. L. Burton et H.D. Stensel, McGraw-Hill Inc, New York. 62p.
- ❖ **MOMBA, M.N.B., MALAKATE, V.K., THERRON, J.2006.** Abundance of pathogenic *Escherichia coli*, *Salmonella typhimurium* and *Vibrio cholerae* in Nkonkobe drinking water sources .*Journal of water and health* 4 (3) :289-296 monitorings .Global Environment Monitoring system. WHO. UNEP.
- ❖ **MOUSSA MOUMOUNI DJERMAKOYE, H .2005.** Les eaux résiduaires des tanneries et des teintureries : caractéristiques physico-chimiques, bactériologiques et impacte sur les eaux de surface et les eaux souterraines «Mali». Thèse pour obtenir le grade de Docteur en Pharmacie. Faculté de Médecine. de Pharmacie et d'Odontostomatologie. 119 p.
- ❖ **MURRAY, P.V., BARON, E.J., PFALLER, M.A., TENOVER, F.C. ET YOLKEN, R.H. 1999.** *Manal of clinical microbiologie*. 7th édition, Amer. Soc. Microbial; Washing, D.C.

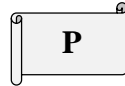


- ❖ **N'DIAYE, A. D., OULD SID'AHMED OULD KANKOU, M., SARR, A. D. ET LO B. (2011).** Contribution de l'analyse en composantes principales à l'évaluation de la couleur des effluents de la ville de Nouakchott. *Larhyss Journal*. ISSN 1112-3680. n° 09. Pp : 139-147.

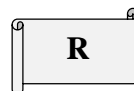


- ❖ **OLAYEMI, A. B ET OPALEYE, F.I. 1990.** Antibiotic resistance among coliform bacteria isolated from hospital and urban wastewaters. *W. J. Microbiol. Biotech*. 6 pp : 285-288.
- ❖ **OMS .1989.** l'utilisation des eaux usées en agriculture et en aquaculture recommandations à visées sanitaires. Rapport d'un groupe d'experts de l'OMS. Série de rapports techniques.778 OMS.
- ❖ **ONA. 2019.** (organisme national de l'assainissement).
- ❖ **OUANOUKI, B.2014.** Gestion de l'environnement. Traitement des eaux usées.édition pages bleues.

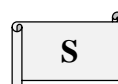
- ❖ **OUBRIM, N., COHEN, N., HAJJAMI, K., BENNANI, M., ENNAJI, M.M. 2012** .Détection des Entérocoques Fécaux et Escherichia Coli Résistant Aux Antibiotiques Isolés à Partir des Eaux Brutes Épurées et Cultures. European Journal of Scientific Research, Maroc. pp : 453-461.



- ❖ **PITKANEN, T. 2010.** Studie on the detection methods of campylobacter and faecal indicator bacteria in drinking water. National Institute for Health and Welfare. Finland. 118P
- ❖ **PRESCOTT, L.M., HARLEY, J.P., KLEIN, D.A., BACQ-CALBERG, C.M. et DUSART, J. 2003.** Microbiologie. 2^{ème} édition. Bruxelles : BOECK UNIVERSITE. 1164 p.
- ❖ **PRESCOTT, L.M., HARLEY, J.P., KLEIN, D.A., BACQ-CALBERG, C.M. et DUSART, J. 2010.** Microbiologie. 3^{ème} édition. Bruxelles : BOECK UNIVERSITE. 1164 p.



- ❖ **RAHAL, K., BELOUNI, R., et BENSLIMANI, A. 2008.** Standardisation de l'antibiogramme en médecine humaine à l'échelle nationale. Rec de L'OMS. 5^{ème} édition. Algérie.
- ❖ **RAMALHO, R.S. 1983.** Introduction to wastewater treatment process. 2^{ème} édition. Academic Press. Toronto. 541p.
- ❖ **REJESK, F. 2002.** Les analyses des eaux. Tome II. France : Aspects réglementaires et Techniques. 360p.
- ❖ **RODIER, J. 1984** .L'analyse de l'eau, Eaux naturelles, Eaux résiduaires et Eaux de mer, 7^{ème} édition. Dunod. Paris.
- ❖ **RODIER, J. 2005.** L'analyse de l'eau naturelle, eaux résiduaires, eaux de mer.8^{ème} Edition Dunod technique. Paris. p. 1008-1043.
- ❖ **RODIER, J., LEGUBE, B., MERTEL, N. et BRUNET, R. 2009.** L'analyse de l'eau : eaux naturelles, eaux résiduaires, eaux de mer.9^{ème} édition. Paris : DUNOD. 1525 p.



- ❖ **SATIN, M., SELMI, B. 1999.** Guide technique de l'assainissement. 2^{ème} Edition. Paris: Le moniteur. 680P.

- ❖ **SATIN, M., SELMI, B. 2006.** Guide technique de l'assainissement. 3^{ème} Édition. Le Moniteur Edition. 726P.
- ❖ **SEFRAOUI, I. 2015.** Etude de la résistance aux antibiotiques de *Pseudomonas aeruginosa* au niveau de différents hôpitaux de l'ouest algérien. Thèse de doctorat. Tlemcen : Abou Bekr Belkaid, faculté des sciences de la nature et de la vie et sciences de la terre et de l'univers.78p.
- ❖ **SEVRIN-REYSSAC, J., DE LA NOÛE, J., PROULX, D. 1995** -Le recyclage du lisier de porc par lagunage. Edition Technique et Documentation Lavoisier. pp118
- ❖ **SCHMIDT, P. 2005.** Guide pratique de l'eau et de l'assainissement. Edition Berger-levrault. Paris.281p.
- ❖ **SHUVAL, H.I. 1991.** Parasitic disease and wastewater irrigation. In : sanitation in developing countries. Ed. Oxfoam and the Ross Institute of Tropical Hygiene, Chichester. John Wiley. Dacey. A. 215p.
- ❖ **SILVA, J., CASTILLO, G., CALLEJAS, L., LOPEZ, H., OLMOS, J. 2006.** Frequency of Transferable Multiple Antibiotic Resistances amongst Coliform Bacteria Isolated from Treated Sewage Effluent in Antofagasta. Chile. Elect. J. Biotechn. **9** pp : 533-540.
- ❖ **TORTORA, G., FUNK, B R. et CASE, C L. 2012.** Introduction à la microbiologie. 2^{ème} édition. Saint -Laurent : Canada.624p.



- ❖ **VEDEL, G. 2005.** Simple method to determine β -lactam resistance phenotypes in *Pseudomonas aeruginosa* using the disc agar diffusion test. Journal of antimicrobial chemotherapy. 56(4) pp : 657-664.
- ❖ **VILAGINES, ROLAND.2010.** Eau environnement et santé publique. Introduction à l'hydrologie. 3^{ème} édition. Edition Tec et Doc. Paris. 198 p.
- ❖ **VILAGINES, ROLAND.2003.** Eau environnement et santé publique. Introduction à l'hydraulique. 2^{ème} édition. Edition Tec et Doc. Paris. 198 p.
- ❖ **VILLEBRUN, J.F.1989.** La déphosphatation biologique appliquée à la station d'épuration de Croan. Rapport de la DDAF de la Mayenne. Volume 2 : Critères d'hygiène et documentation à l'appui. Genève, Suisse. 330p.



W

- ❖ **WILLCOX, M.D.2007.** *Pseudomonas aeruginosa* infection and inflammation during contact lens wear: a review. *Optometry and vision Science: Official Publication of the American Academy of Optometry.*



Y

- ❖ **YALA, D., MERAD, A. S., MOHAMEDI, D., OUARKORICH, M. N. 2001.** Résistance bactérienne aux antibiotiques. *Médecine du Maghreb.* **91** : 13-14.

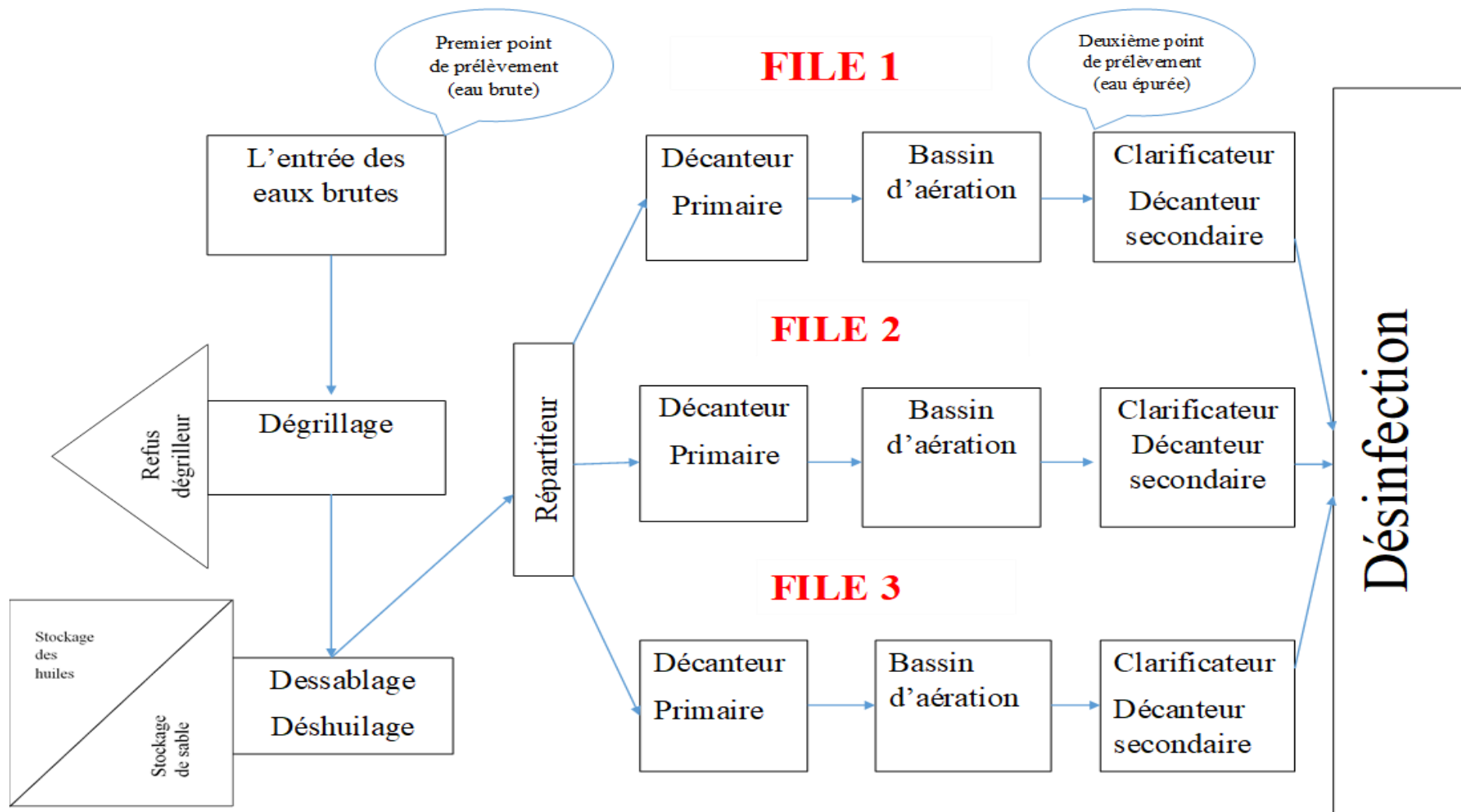


Figure 3. Etapes de traitement des eaux usées de la station de Beni Mered

I. GENERALITES SUR LES EAUX USÉES

En parlant de l'eau usée, il semble important d'avoir une idée sur sa définition, son origine et ses caractéristiques, ainsi que sur les différentes méthodes utilisées pour son épuration.

I.1. DEFINITION

Les eaux usées appelées encore eaux résiduaires sont définies comme étant toutes les eaux parvenant dans les canalisations et dont les propriétés naturelles sont transformées par les utilisations domestiques, les entreprises industrielles, agricoles et autres (**BLIEFERT et PERRAUD, 2011**).

L'aspect des eaux résiduaires fraîches est celui d'un liquide brun gris avec une odeur typique, mais faible. Durant leur transport, ces eaux se modifient d'autant plus vite que la température est élevée. Elles deviennent noires et dégagent une odeur d'œufs pourris, signe de la présence d'hydrogène sulfureux, dangereux pour les égoutiers et corrosifs pour le béton et les aciers des égouts. Environ un tiers des matières contenues est en suspension, le reste est en solution. La plupart des eaux usées sont inoffensives, d'autres sont nocives et peuvent être à l'origine de graves problèmes de santé publique (**MOUSSA MOUMOUNI DJERMAKOYE, 2005**).

Les eaux usées proviennent principalement de quatre sources :

- **Eaux usées domestiques**

Les eaux usées d'origine domestique sont issues de l'utilisation de l'eau (potable dans la majorité des cas) par les particuliers pour satisfaire tous les usages ménagers (**BONTOUX, 1993**).

Selon **BAUMONT (2005)**, on distingue généralement deux types d'eaux usées domestiques qui arrivent toutes les deux dans le réseau d'assainissement :

- les eaux vannes, qui correspondent aux eaux de toilettes.
- les eaux grises qui correspondent à tous les autres usages : lave-linge, lave-vaisselle, douche/bain, etc.

- **Eaux usées industrielles**

L'industrie est responsable de la moitié des rejets polluants organiques et de la quasi-totalité des rejets toxiques. Les pollutions industrielles de l'eau sont dues à des rejets de matières en suspension, de matières organiques, de produits azotés ou phosphorés, de produits toxiques (SCHMIDT, 2005).

- **Eaux usées d'origine agricole**

La pollution agricole provient souvent des engrais, des produits phytosanitaires (herbicides et pesticides), sans compter les déjections animales qui accompagnent les élevages intensifs, ou encore les accumulations de métaux lourds provenant des compléments alimentaires des animaux d'élevage et des résidus d'antibiotiques utilisés contre les infections animales ou pour favoriser leur croissance. Cette source de pollution ne cesse de prévaloir rendant ainsi l'eau impropre à la consommation (SCHMIDT, 2005).

- **Eaux de ruissellement**

Les eaux pluviales peuvent, elles aussi, constituer une source de pollution importante notamment pendant les périodes orageuses. L'eau de pluie se charge d'impuretés au contact de l'air (fumées industrielles), puis en ruisselant elle entraîne des résidus déposés sur les toits et les chaussées des villes (huiles de vidange, carburants, résidus de pneus et métaux lourds etc.) (BONTOUX, 1993).

I.2. POLLUTION DES EAUX

Toute pollution de l'eau est une altération, dans un sens défavorable, d'une ou plusieurs caractéristiques physiques, chimiques ou biologiques de cette eau provoquée par le rejet de produits liquides, solides ou gazeux (CHARTIER, 1974).

Les causes de pollution se sont étendues avec l'accroissement de la population et le développement accéléré des techniques industrielles modernes. Le tableau suivant résume les différents types de pollution :

Tableau I. Différent types de pollution des eaux

Type de pollution		Exemple	Sources	
Physique	Mécanique	Éléments grossiers soit du sable ou bien les matières en suspension MES.	Décharges de déchets et de particules solides apportés par les eaux résiduaires industrielles, ainsi que les eaux de ruissellement.	
	Pollution thermique	Rejets d'eau chaude.	Centrales thermiques, nucléaires, raffineries, aciéries.	
	Pollution radioactive	Exploitations nucléaires.	Installations nucléaires.	
Chimique	Organique	Hydrocarbures	Pétrole et dérivés.	Industries pétrolières et des transports.
		Pesticides	Insecticides, fongicides.	Agriculture, industries.
	Minérale	Métaux lourds	Mercurie, zinc, plomb, Manganèse.	Activités industrielles diverses.
		Éléments minéraux nutritifs	Nitrates et phosphates.	Agriculture et effluents domestiques.
Microbiologique		Bactéries, virus et champignons.	Rejets urbains.	

(BAUMONT, 2005; ELSKENS, 2010).

I. 3. PARAMETRES DE MESURE DE LA POLLUTION

I.3.1. Paramètres physiques

- **Température (T)**

Il est primordial de connaître la température d'une eau. En effet, elle joue un rôle très important dans la solubilité des sels et surtout des gaz et la détermination du pH (BELOKDA, 2009).

▪ **Potentiel d'hydrogène (pH)**

C'est un paramètre important pour définir le caractère agressif ou incrustant d'une eau. Il intervient dans ce phénomène avec d'autres paramètres comme la dureté, l'alcalinité et la température (**MOUSSA MOUMOUNI DJERMAKOYE, 2005**).

▪ **Conductivité électrique (CE)**

La conductivité mesure la capacité de l'eau à conduire le courant électrique entre deux électrodes. La plupart des matières dissoutes dans l'eau se trouvent sous forme d'ions chargés électriquement. La mesure de la conductivité permet donc d'apprécier la quantité de sels dissous dans l'eau. La conductivité est également fonction de la température de l'eau. Elle est plus importante lorsque la température est élevée (**EDDABRA, 2011**).

I.3.2. Paramètres chimiques

▪ **Matières en suspension (MES)**

Elles représentent les matières qui ne sont ni à l'état soluble ni à l'état colloïdal, donc retenues par un filtre. D'après **SATIN (2006)**, les MES incluent :

- Des matières minérales (sable, limons, argile).
- Des matières organiques (plancton, débris des micro-organismes).

La teneur et la composition des matières en suspension sont très variables selon l'origine de l'eau. Elles sont fonction de la nature des terrains traversés, de la saison, de la pluviométrie. Des teneurs élevées dans les eaux limitent la pénétration de la lumière, diminuent l'oxygène dissous et nuisent au développement de la vie aquatique, créant ainsi des déséquilibres entre les diverses espèces. Par ailleurs, les matières en suspension peuvent accumuler des quantités élevées de matières toxiques (**GRAINDORGE, 2015**).

▪ **Demande chimique en oxygène (DCO)**

La demande chimique en oxygène (DCO) correspond à la quantité d'oxygène (en mg /l, g/l ou autre) qui est nécessaire pour oxyder principalement les composés organiques présents

dans l'eau. Les substances qui se trouvent dans l'eau sont traitées chimiquement dans des conditions d'oxydation très sévères, de façon à estimer aussi celles qui sont difficilement dégradables biologiquement, comme les composés organiques chlorés (**BLIEFERT et PERRAUD, 2011**).

▪ **Demande biochimique en oxygène (DBO)**

La demande biochimique en oxygène (DBO) représente la quantité d'oxygène (donnée en mg/l, g/l ou autre) que des bactéries utilisent pour décomposer partiellement ou pour oxyder totalement en CO₂ des substances organiques dans l'eau, en un temps donné (**BLIEFERT et PERRAUD, 2011**).

▪ **Notion de la biodégradabilité**

La notion de la biodégradabilité représente la capacité d'une substance ou son aptitude à être décomposée par les micro-organismes (bactéries, champignons...) (**GAÏD, 1984**).

Ce rapport de biodégradabilité k est défini par (DCO/DBO₅). Il est à remarquer que certains auteurs préfèrent employer le rapport (DBO₅/DCO) qui indique directement la fraction de DBO₅ en pourcentages (**CARDOT, 2010**). Le tableau suivant présente les caractéristiques du rapport de biodégradabilité « k ».

Tableau II. Caractéristiques du rapport de biodégradabilité « k »

Valeur de k	Fraction de DBO ₅	Caractère de l'effluent
1.5	> 66.7 %	Spontanément biodégradable.
De 2 à 3	De 33 à 50 %	Biodégradable à condition de mettre en place un traitement adéquat Concerne un effluent urbain
> 5	< 20 %	Non biodégradable. Un traitement physico-chimique s'impose Concerne un effluent industriel

(**CARDOT, 2010**)

▪ Oxygène dissous (OD)

Les concentrations en oxygène dissous (O_2 dissous) constituent l'un des plus importants paramètres de qualité des eaux dans la mesure où il est indispensable à la vie aquatique et à la dégradation des polluants biodégradables permettant l'autoépuration.

La concentration en oxygène dissous varie de manière journalière et saisonnière car elle 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 nutriments. Cette concentration en oxygène dissous est également fonction de la vitesse d'appauvrissement du milieu en oxygène par l'activité des organismes aquatiques et les processus d'oxydation et de décomposition de la matière organique présente dans l'eau (IBNG, 2005).

▪ Composés azotés

L'azote est un élément essentiel des structures vivantes. Il est présent dans les eaux usées sous les différentes formes chimiques suivantes : ion ammonium $N-NH_4^+$, ion nitrite $N-NO_2^-$ et ion nitrate $N-NO_3^-$ (METAHRI, 2012).

✚ Azote ammoniacal (NH_4^+)

L'azote ammoniacal est souvent rencontré dans les eaux et traduit habituellement un processus de dégradation incomplète de la matière organique. Il constitue un des maillons du cycle de l'azote. L'ammoniac est un gaz soluble dans l'eau, mais suivant les conditions de pH, il se transforme en un composé non combiné, soit sous forme ionisée (GRAINDORGE, 2015).

✚ Nitrate (NO_3^-) et Nitrite (NO_2^-)

Les nitrites et les nitrates sont des composés intermédiaires du processus de nitrification ou de dénitrification. Ils sont associés du fait que la transformation de l'un en l'autre s'opère par des bactéries (nitrobacters) du sol et de l'eau. Les nitrates proviennent de l'oxydation complète de l'azote organique sous l'action de bactéries nitrifiantes et les nitrites de

l'oxydation incomplète de l'azote sous l'action des Nitrosomonas (**MOUSSA MOUMOUNI DJERMAKOYE, 2005**).

- **Ortho phosphates (PO_4^{3-})**

Ils résultent de la dégradation par des bactéries de phosphates organiques provenant notamment du rejet d'eaux usées (métabolisme, poudres à lessiver, industries agro-alimentaires et chimiques...) et de l'utilisation d'engrais. Assimilables par les plantes et les organismes photosynthétiques les ortho-phosphates interviennent de façon déterminante dans les phénomènes d'eutrophisation des cours d'eau et étangs (**IBNG, 2005**).

- **Métaux lourds**

Certains métaux lourds sont particulièrement inquiétants en raison de leur toxicité cumulative, de phénomène de concentration ou de transformation dans le milieu aquatique ou d'un caractère rémanent. Les éléments cités dans la littérature comme étant les plus dangereux sont : le plomb (Pb), l'arsenic (As), le mercure (Hg), le cadmium (Cd) et le nickel (Ni) (**VILAGINES, 2003**).

I.3.3. Paramètres biologiques

- ❖ **Germes indicateurs d'une contamination fécale (germes saprophytes)**

- ✓ **Coliformes Totaux (CT)**

Le terme Coliforme correspond à des organismes à la forme d'un bâtonnet, Gram négatif, oxydase négatif et facultativement aéro-anaérobies appartenant à la famille des *Enterobacteriaceae*. Ils sont capables de croître en présence de sels biliaires ou d'autres agents de surface qui possèdent des activités inhibitrices de croissance similaires. Les coliformes sont capables de fermenter le lactose et le mannitol avec production d'acide et de gaz en 48 heures à des températures de 35 à 37°C (**RODIER et al., 2009 ; DELARRAS, 2010**).

- ✓ **Coliformes Fécaux**

Le terme « Coliformes Fécaux » ou « coliforme thermo-tolérants » correspond à des coliformes qui présentent les mêmes propriétés de structure et de culture caractéristiques des

coliformes totaux, mais après incubations à la température de 44°C. (RODIER *et al.*, 2009 ; DELLARAS, 2010).

✓ Streptocoques Fécaux (SF)

Les bactéries du genre *Streptococcus* sont des Cocci à Gram positif, sphériques ou ovoïdes. Elles se divisent sur un seul plan pour former des paires ou des chaînettes, dépourvues de cytochrome et de catalase. Ces bactéries sont considérées comme des anaérobies aérotoles et possèdent le caractère homofermentaire avec production d'acide lactique sans gaz (LECLERC *et al.*, 1995).

❖ Germes pathogènes

✓ Staphylocoques

Les Staphylocoques sont des cocci sphériques de 0,5 à 2,5 µm de diamètre qui se divisent sur plusieurs plans pour former des amas réguliers ou irréguliers en grappe de raisin. Ce sont des bactéries à Gram positif, catalase positive, aéroanaérobies facultatifs, immobiles. Elles fermentent les sucres en produisant de l'acide lactique (LECLERC *et al.*, 1995).

✓ Spores Anaérobies Sulfito-Réducteurs (ASR)

Ce sont des bacilles Gram positif, catalase négatif, immobiles, anaérobies stricts, capsulés ou sporulés, fermentant le glucose et le lactose et capable de réduire le sulfite de sodium en sulfure (HASLAY et LECLERCQ, 1993).

Dans les eaux ces espèces sont des indicateurs de contamination fécale depuis plusieurs décennies (DELLARRAS, 2010).

Les spores de *C. perfringens* ont une résistance qui se rapproche de celle des microorganismes fécaux les plus résistants. Ces spores sont des indicateurs de contamination à la fois récente et ancienne (HANON et ROUELLE, 2018).

✓ Salmonelles

Les salmonelles sont classées dans la famille des *Enterobacteriaceae*. Elles possèdent les propriétés générales des bactéries de cette famille (DELLARRAS, 2003).

Ce sont des bacilles à Gram négatif présentant une ciliature péritriche, aéro-anaérobies facultatifs, oxydase négative, non sporulés fermentant le lactose avec ou sans production de gaz (**FEDERIGHI, 2005**).

Les salmonelles peuvent donc être présentes dans l'eau des égouts agricoles et domestiques, les eaux douces, y compris les eaux potables et les nappes phréatiques, ainsi que l'eau de mer (**RODIER et al., 2009**).

✓ **Vibrions cholériques**

Ce sont des bactéries qui appartiennent à la famille des *Vibrionaceae*. La bactérie *vibrio cholerae* est l'agent du choléra, c'est un bacille Gram négatif incurvé en virgule très mobile par ciliature monotriche. Le vibrion cholérique se développent bien dans les milieux humides, alcalins (pH > 8) et salés (**BOUSAKRAOUI et al., 2017**).

✓ **Pseudomonas**

Le genre *Pseudomonas*, de la famille des *Pseudomonadaceae*, regroupe des bactéries allongées (bacilles) à Gram négatif en forme de bâtonnet de 1 à 3 µm de long et 0,5 à 0,8 µm de large. Elles sont dépourvues de spores et de capsules, mobiles grâce à la présence d'un flagelle monotriche polaire. Elles sont mésophiles capable de se développer dans des températures allant de +4°C à +45°C avec une température optimale de croissance entre 30 et 37°C (**SEFRAOUI, 2015**).

Ces bactéries sont saprophytes de l'eau, des matières en décomposition et des végétaux. Leurs exigences nutritionnelles leur permettent de survivre et de se multiplier dans un environnement humide (évier, siphons, certaines solution antiseptiques) (**LAHLOU et al., 2008**). Elles peuvent produire des pigments, tels que la pyocyanine (vert-bleue) et la pyorubrine (jaune vert) fluorescentes (**ENOCH et al., 2004 ; WILLCOX, 2007**).

Le tableau suivant résume les principales maladies d'origine hydrique.

Tableau III. Principales maladies d'origine hydrique et leurs agents responsables

Origines	Maladies	Agents responsables
Bactérienne	Gastro-entérites aiguës et diarrhées	<i>Campylobacter jejuni</i> <i>Salmonella sp</i> <i>Shigella sp</i> <i>Yersinia enterocolitica</i> <i>Escherichia coli</i>
	Fièvre typhoïde	<i>Salmonella typhi</i>
	Fièvre paratyphoïde	<i>Salmonella paratyphi A, B</i> <i>ET C.</i>
	Dysenterie bacillaire (shigellose)	<i>Shigella sp.</i>
	Choléra	<i>Vibrio cholerae</i>
Virale	Gastro-entérite aiguës et diarrhées	Virus de Norwalk, <i>Rotavirus, Astrovirus</i> <i>Calicivirus, Adénovirus</i> <i>Norovirus</i>
	Hépatite A	Virus hépatite A
	Hépatite E	Virus hépatite E
	Poliomyélite	Poliovirus
Parasitaire	Dysenterie amibienne	<i>Entamoeba histolytica</i>
	Gastro-entérites	<i>Giardia lamblia</i> <i>Cryptosporidium</i>

(BONTOUX, 1993 ; PRESCOTT et al., 2003)

II. PROCÉDES DE TRAITEMENT DES EAUX USÉES

Le traitement des eaux usées effectué au niveau des stations, doit être surveillé pour s'assurer que les eaux rejetées n'offrent pas de dangers environnementaux ou sanitaires (**PRESCOTT et al, 2010**). Ce processus consiste à réduire la charge en matières organiques et minérales. Lors de cette étape, il se produit un transfert de pollution de la phase liquide (eau) vers une phase plus concentrée (boues) et une phase gazeuse (CO₂, N₂...) qu'il est nécessaire d'éliminer. La production de boues résiduaires est donc totalement dépendante de la filière de traitement de l'eau (**OUANOUI, 2014**).

II.1. DEFINITION DE LA STATION D'EPURATION

Une usine de dépollution est une association normalement judicieuse, de plusieurs étapes pour satisfaire les exigences des normes de rejet (**CARDOT, 2010**). Elle consiste à séparer l'eau des substances indésirables apportées au cours des divers usages domestiques ou industriels, pour le milieu récepteur (**LE PIMPEC et al, 2002**).

II.2. DIFFERENTES ETAPES D'EPURATION DES EAUX USEES

II.2.1 Prétraitements

Cette étape a pour objectif l'extraction des matières les plus grossières (brindilles, feuilles, tissus...). Elle consiste à débarrasser les effluents de tous les éléments susceptibles de gêner le fonctionnement des ouvrages (**LAZAROVA et MANEM, 1994**). Elle est constituée d'un ensemble d'opérations physiques et mécaniques : dégrillage, tamisage, dessablage, déshuilage et dégraissage.

- **Dégrillage**

Il est constitué d'une grille plus ou moins sophistiquées dont l'espacement entre les barreaux ou éléments filtrants est adapté aux conditions de fonctionnement de la station. Il protège la station d'épuration contre l'introduction de déchets volumineux ou non dégradables qui pourraient obturer les conduites et bloquer des organes mécaniques (**LE PIMPEC et al, 2002**).

- **Dessablage**

Après le dégrillage, il reste encore dans l'eau des fragments qui peuvent décanter facilement, mais dont la dureté et la taille sont relativement importantes, supérieure à 0,2 mm de diamètre qui pourraient conduire à l'abrasion de certains éléments de la station et particulièrement les pompes. Ces matériaux sont facilement éliminés dans de petits bassins rectangulaires ou circulaires (**BELGIORNO et al., 2007**).

- **Déshuilage**

Les eaux usées urbaines contiennent souvent des matières flottantes qui passent à travers les grilles (huiles, hydrocarbures, débris de graisse, etc.). Les huiles et les hydrocarbures forment une couche mince en surface et gênent ainsi le processus d'aération dans le cas des boues activées (**BELHAMADI, 2011**). L'injection de fines bulles d'air dans un bassin permet de faire remonter les huiles et les graisses en surface où elles sont raclées selon le principe de l'écumage (**AUSSEL et al., 2004**).

II.2.2 Traitement primaire

Les performances de la décantation peuvent être améliorées par l'adjonction de produits chimiques (sulfate d'alumine, chlorure ferrique...), cette technique qu'on appelle floculation permet decapter 90% des matières en suspensions (**AUSSEL et al., 2004**).

La décantation a pour but d'éliminer les particules en suspension dont la densité est supérieure à celle de l'eau (**DESJARDINS, 1997**). Cette étape vise à parfaire les prétraitements. Elle s'effectue dans un décanteur canal ou lamellaire en tête de station d'épuration et permet de retenir environ 50 à 70% de MES contenues dans les eaux usées (**OUANOUKI, 2014**). Généralement le taux d'épuration exigé pour le rejet des effluents dans le milieu naturel n'est pas atteint par une simple épuration préliminaire et primaire (**SATIN, 2006**).

II.2.3 Traitement secondaire

Le traitement secondaire ou biologique consiste à provoquer une prolifération microbienne plus ou moins contrôlée aux dépens des matières organiques apportées par l'effluent, en présence ou non d'oxygène. Il s'agit donc d'un véritable transfert d'une forme non préhensible (matières dissoutes) en un élément manipulable (suspension de

microorganismes). Cette épuration peut s'effectuer par voie aérobie où l'énergie prélevée de la transformation du carbone organique devient une énergie disponible pour la synthèse, mais également par voie anaérobie où ils tirent leurs besoins énergétiques de la matière organique en absence d'O₂. Les traitements anaérobies sont habituellement destinés aux pollutions de forte charge pour lesquelles l'apport d'O₂ constitue un problème (OUANOUI, 2014).

Selon SATIN (2006), Il existe plusieurs types de traitement aérobie et anaérobie. Dans cette étude, nous nous sommes intéressées au traitement aérobie, les cultures libres : les boues activées.

➤ **Boues activées**

Au niveau des installations urbaines, le procédé utilisé est généralement une digestion aérobie, appelée aussi procédé à boues activée (OUANOUI, 2014).

Dans ce système, les effluents sont reçus dans un bassin cylindrique brassé en permanence par un grand racloir tournant de façon à assurer une aération convenable et dans lequel se développent des boues très riches en bactéries, maintenues en suspension par les mouvements imprimés à l'eau (VILLAGINES, 2010).

Selon ASANO (1998), les bactéries consomment la matière organique et contribuent à l'élimination de l'azote et du phosphate par le développement d'un floc dans le bassin d'aération en brassant suffisamment la masse pour éviter la décantation des floccs et en fournissant l'oxygène nécessaire pour la prolifération des micro-organismes.

A la sortie du réacteur, l'effluent passe dans un clarificateur. La boue décantée est séparée en deux flux : l'un rejoint le réacteur (ensemencement) et l'autre est évacué vers la filière des boues.

Ce traitement peut éliminer 90% des bactéries entériques, 80 à 99% des entérovirus et des rota virus, 90% de parasites (*Giardia et Cryptospridium*). L'élimination a lieu grâce à la sédimentation de MES, la compétition avec les micro-organismes non pathogènes et la température.

II.2.4 Traitement complémentaire

Les traitements complémentaires constituent un complément d'épuration des eaux usées pour adapter ces eaux à l'usage qu'on veut en faire et à la protection du milieu (**SATIN, 2006**).

Ce dernier traitement pousse plus loin la purification des eaux usées. Il est particulièrement important d'enlever les composés azotés et phosphorés qui peuvent contribuer à l'eutrophisation (**PRESCOTT, 2010**).

✓ Désinfection

Après les traitements biologiques ou physico-chimiques classiques, il peut être nécessaire, voire indispensable de désinfecter les eaux résiduaires avant rejet (**SATIN, 2006**).

La figure suivante résume les différentes étapes d'épuration des eaux usées

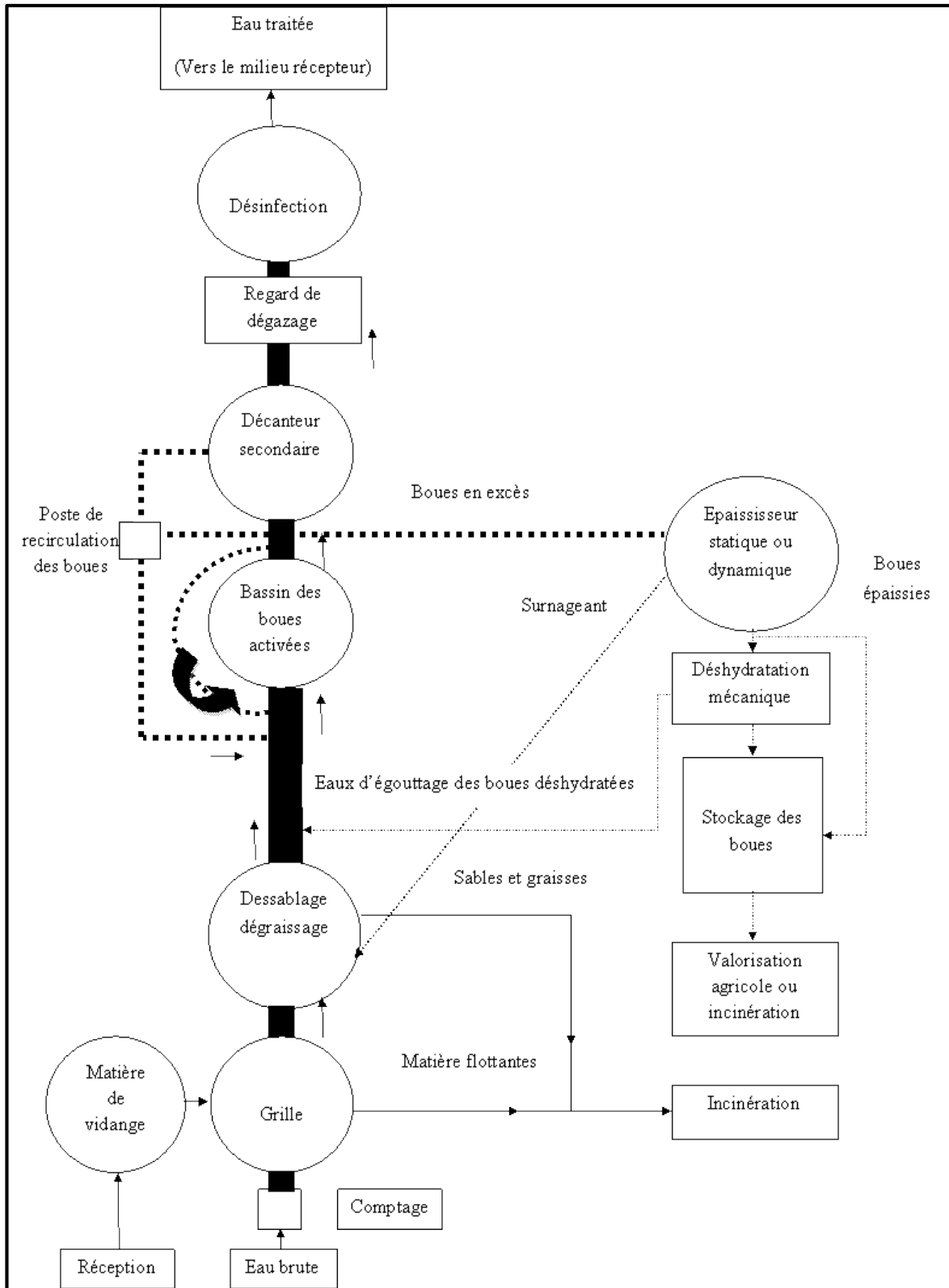


Figure 1. Etapes de traitement d'une station d'épuration complète (Boues activées) (SATIN, 1999)

III. RESISTANCE AUX ANTIBIOTIQUES ET CONTAMINATION DES EAUX PAR LES BACTERIES MULTIRESISTANTES

La résistance bactérienne aux antibiotiques est un phénomène général observé pour toutes les espèces bactériennes rencontrées chez l'homme et est liée à leur inéluctable évolution (ABOUBACAR, 2009). Cette résistance s'observe à divers degrés à l'égard de tous les membres d'une famille d'antibiotique donnée. On assiste de surcroît à des multirésistances c'est-à-dire au fait qu'une bactérie soit résistante à plusieurs familles d'antibiotiques en même temps (ABOUBACAR, 2009).

Ce phénomène est devenu alarmant, pouvant conduire à des problèmes de prise en charge et d'impasse thérapeutique pour le traitement des patients. Selon l'OMS, ce phénomène est qualifié de problème de santé publique et une grave menace qui touche tous les pays (LEMAOUI *et al.*, 2017).

III.1. DEFINITION DES ANTIBIOTIQUES

Un antibiotique (ATB) est une substance antibactérienne d'origine biologique, c'est à dire produite par des micro-organismes (champignons microscopiques et bactéries) ou de synthèse chimique qui est capable d'inhiber la multiplication ou de détruire les micro-organismes (YALA *et al.*, 2001).

Les antibiotiques peuvent être classés selon l'origine, la nature chimique, le mécanisme d'action et le spectre d'action (YALA *et al.*, 2001).

III.2. MODE D'ACTION DES ANTIBIOTIQUES

Les agents antimicrobiens visent la destruction des agents pathogènes en s'attaquant directement à leurs structures essentielles (paroi cellulaire, ribosomes, membrane plasmique et A.D.N) et/ou en perturbant leurs métabolismes et par conséquent leurs fonctions (TORTORA *et al.*, 2012).

L'action antibactérienne de ces ATB s'effectue selon quatre principaux mécanismes :

- La détérioration de la membrane plasmique.
- L'inhibition de la synthèse de la paroi cellulaire.
- L'inhibition de la synthèse des protéines.

- L'inhibition de la synthèse des acides nucléiques.

III.3. MECANISME DE RESISTANCE

La résistance bactérienne aux antibiotiques aurait deux origines essentielles : naturelle ou acquise. La première est programmée au niveau du pool génomique alors que la seconde est développée en fonction des conditions métaboliques (BOUYAHYA *et al*, 2017).

La figure ci-dessous présente les différents mécanismes de résistance :

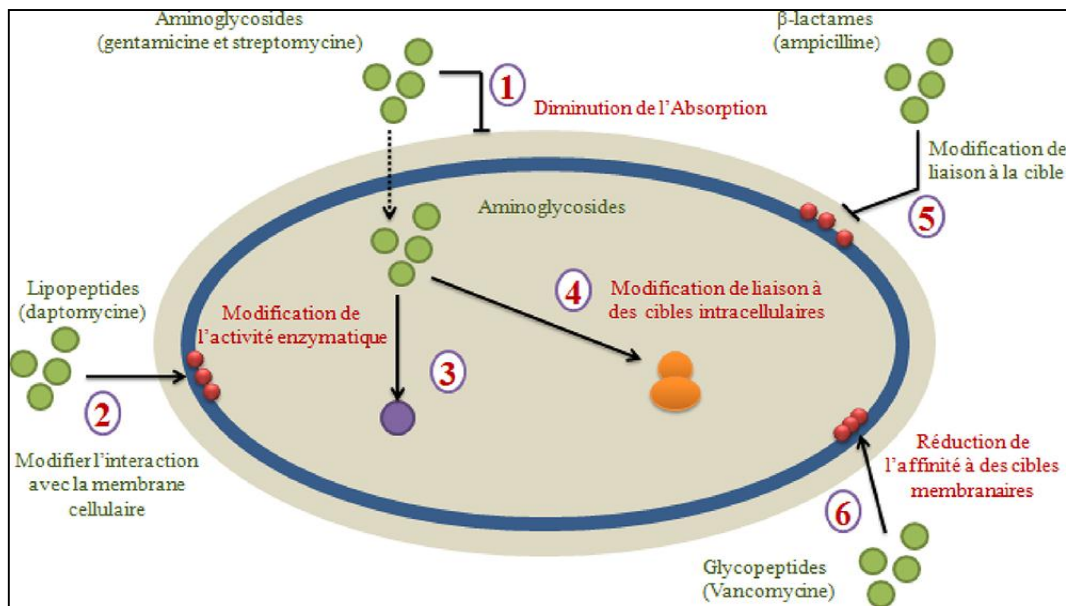


Figure 2. Mode d'action de certains antibiotiques (BOUYAHYA *et al* , 2017)

III.4. CONTAMINATION DES EAUX PAR LES BACTERIES MULTIRESISTANTES

La diversité génétique des bactéries naturellement présentes dans l'environnement fait d'elles un réservoir naturel de gènes de résistance. L'assainissement urbain, l'élevage et les effluents de l'industrie pharmaceutique sont considérés comme les principaux pôles de diffusion de la résistance. Lors du traitement biologique des eaux usées dans les stations d'épuration, les bactéries résistantes et les germes pathogènes se trouvent en contact étroit avec les bactéries des boues activées et d'autres microorganismes adaptés à la survie dans les milieux d'eau douce. Ainsi, même si l'épuration des eaux permet une bonne élimination des pathogènes, elle est également un lieu d'échange de gènes. C'est un véritable vivier pour la résistance aux antibiotiques. Etant donné que les eaux usées véhiculent également des

SYNTHÈSE BIBLIOGRAPHIQUE

antibiotiques et d'autres polluants, les stations d'épuration offrent des conditions qui favorisent la survie des organismes antibiorésistants. C'est également le cas des milieux naturels fortement pollués par les antibiotiques (**BUERGMANN ,2015**).