

**REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE**  
**MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE**  
**UNIVERSITE DES FRERES MENTOURI-CONSTANTINE1. FACULTE DES SCIENCES EXACTES**  
**DEPARTEMENT DE CHIMIE**

N° d'ordre : .....

Série : .....

**THESE**

PRESENTÉE POUR OBTENIR LE DIPLOME DE:

**DOCTORAT EN SCIENCES EN CHIMIE**

OPTION : CHIMIE DE L'ENVIRONNEMENT

<p><b>IMPACTS DE L'IMPLANTATION D'UN CENTRE D'ENFOUISSEMENT TECHNIQUE SUR L'ENVIRONNEMENT IMMEDIAT ; EXEMPLE DU CET D'EL HARIA</b></p>
------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------

**Mme MANSOURI- REGUIG Noura**

Devant le jury :

Président :	Mr. A. ZERTAL	Prof. Faculté des Sciences Exactes Constantine1
Rapporteur :	Mme. R. ASSABAA	Prof. Faculté des Sciences Exactes Constantine1
Examineur :	Mr. K. DERBAL	Prof. Ecole Nationale Polytechnique Constantine3
Examineur :	Mr. S. BEKOUICHE	MCA. Faculté de Génie des Procédés, Constantine3

Soutenue le : 23/12/2020

*À la mémoire de mon père*

*À ma famille*

## **REMERCIEMENTS**

*Les travaux de recherche qui font l'objet de cette thèse ont été réalisés au laboratoire réhabilitation des écosystèmes et développement durable REDD, Faculté des Sciences exacte de l'Université Mentouri, Constantine 1.*

*C'est avec un grand plaisir que je tiens à exprimer mes sincères remerciements à Madame professeur **Rachida ASSABAA**, directrice de laboratoire REDD et ma thèse. Je lui exprime toute ma reconnaissance pour son aide scientifique qui m'a permis de mener à bien ce travail, ainsi pour la bienveillance et la confiance qu'elle a toujours bien voulu me témoigner.*

*Je remercie Mr **Abdenmour ZERTAL**, Professeur à l'université Mentouri, Constantine 1, qui m'a fait l'honneur de présider le jury.*

*Je remercie Mr **Keroum DERBAL**, professeur à l'école national polytechnique (constantine3), Mr Salim **BEKOUCHE**, maître de conférences en faculté génie des procédés, constantine3, pour m'avoir fait honneur et plaisir en acceptant d'examiner ce travail.*

*J'exprime toute ma gratitude à Mme **Kheira BENNADJI**, maitre-assistant en faculté génie des procédés, Constantine3, et membre du laboratoire REDD, pour son soutien, toute sa rigueur scientifique et sa sympathie tout au long de ma thèse.*

*Merci également à Melle **Widad Abedlaziz**, maitre de conférences en faculté biologie pour ses précieux conseils au niveau de l'étude microbiologique.*

*Je remercie aussi le personnel de centre d'enfouissement technique (CET El Haria), pour leur accueil et leur aide.*

*Je tiens à remercier toutes les personnes qui m'ont ponctuellement ou fréquemment aidée pour les prélèvements des lixiviats : les étudiants de master de génie de l'environnement et surtout un grand merci à Ahlam, Somia, ingénieurs au laboratoire microbiologie (faculté biologie) pour leurs disponibilités.*

*Enfin, je rends hommage et j'exprime ma reconnaissance à tous ceux qui ont contribué, de près ou de loin, à la réalisation de ce travail.*

# **TABLE DES MATIERES**

---

Remerciements	
Table des matières	
Abréviations	
Liste des figures	
Liste des tableaux	
Introduction générale.....	1

## **Chapitre I : Déchets et Décharges**

I.1	
Généralités .....	3
I.1.1 Définition.....	3
I.1.2 Classification.....	3
I.1.3 Stockage des déchets .....	3
I.2 Le centre d'enfouissement technique C.E.T.....	4
I.3 Composition des déchets urbains en Algérie.....	5
I.4 Mécanismes de dégradation des déchets .....	5
I.4 Les effluents résultant d'une décharge.....	9
I.4.1 Le Lixiviat.....	9
I.4.1.1 Mécanismes de formation du lixiviat.....	9
I.4.1.2 Les différents types des lixiviats .....	10
I.4.1.2.1 Lixiviats jeunes .....	10
I.4.1.2.2 Lixiviats intermédiaires .....	10
I.4.1.2.3 Lixiviats stabilisés .....	10
I.4.1.3 Composition du lixiviat.....	11
I.4.1.4 Paramètres influençant la composition du lixiviat .....	12
I.4.2 Le biogaz.....	13
I.5 Traitement du lixiviat par lagunage naturel.....	14

## **TABLE DES MATIERES**

---

I.5.1 Définition.....	14
I.5.2 Processus d'épuration d'une lagune.....	14
I.5.3 Avantages de traitement par lagunage.....	15
I.6 Impacts des effluents du CET sur la santé et l'environnement .....	16

### **Chapitre II Site d'étude : Centre d'Enfouissement Technique d'El Haria**

II- 1 Présentation du site.....	17
II.2 Aménagement du CET .....	18
II.2.1 Le casier d'enfouissement.....	18
II.2.1.1 L'imperméabilité de casier.....	18
II.2.1.2 La collecte des eaux d'infiltration .....	19
II.2.1.3 Dégazage des casiers .....	19
II.2.2 Épuration du lixiviat des décharges par lagunage .....	20
II.3 Volume du lixiviat .....	21
II.4 Choix des points d'échantillonnage .....	22

### **Chapitre III : Les microorganismes dans l'eau**

III.1 Introduction .....	30
III.2 Le pouvoir pathogène .....	30
III.3 Bactéries indicatrices de contamination fécale .....	30
III.4 Microorganismes étudiées.....	31
III.4.1 Microorganismes revivifiables (flore totale).....	31
III.4.2 Entérobactéries .....	31
III.4.3 Coliformes totaux – <i>Escherichia coli</i> .....	32
III.4.4 <i>Salmonella- Shigella</i> .....	32
III.4.5 Streptocoques fécaux .....	32

## **TABLE DES MATIERES**

---

III.4.6 Staphylocoques.....	33
III.4.7 <i>Clostridium</i> sulfito-réducteurs .....	33
III.5 Milieux de cultures.....	34
III.5.1 Gélose VRBG.....	34
III.5.2 Gélose TTC au Tergitol 7 .....	34
III.5.3 Gélose EMB .....	34
III.5.4 Gélose TSA .....	34
III.5.5 Gélose Viande -foie-sulfite-fer .....	35
III.5.6 Gélose SS ( <i>Salmonella Shigella</i> ).....	35
III.5.7 Gélose Baired Perker.....	35
III.5.8 Gélose Slantz Pertly.....	35
III.6 Présentation et composition de galerie API 20E.....	36
III.7 Les maladies a transmission hydrique.....	36

### **Chapitre IV : Évolution temporelle de la dégradation des déchets.**

#### **Qualité physicochimique des lixiviats**

IV.1 ntroduction.....	39
IV.2 Stratégie d'échantillonnage des lixiviats bruts.....	39
IV.3 Mesure des paramètres .....	40
IV.3.1 Paramètre in situ.....	40
IV.3.2 Détermination de la demande chimique en oxygène (DCO).....	40
IV.3.2.1Principe .....	40
IV.3.2.2 Courbe d'étalonnage .....	40
IV.3.3 Détermination de la demande biochimique en oxygène (DBO <sub>5</sub> ).....	41
IV.3.4 Détermination des matières en suspension (MES).....	42
IV.3.5 Détermination des ions orthophosphates (PO <sub>4</sub> <sup>3-</sup> ) .....	42

## **TABLE DES MATIERES**

---

IV.3.5.1 Principe .....	42
IV.3.5.2 Courbe d'étalonnage .....	42
IV.3.6 Détermination des ions nitrites ( $\text{NO}_2^-$ ) .....	43
IV.3.6.1 Principe .....	43
IV.3.6.2 Courbe d'étalonnage .....	43
IV.3.7 Détermination des ions sulfates ( $\text{SO}_4^{2-}$ ) .....	44
IV.3.7.1 Principe .....	44
IV.3.7.2 Courbe d'étalonnage .....	44
IV.3.8 Détermination des ions chlorures ( $\text{Cl}^-$ ) .....	44
IV.4 Résultats et discussions .....	45
IV.4.1 Caractéristiques des lixiviats et des eaux superficielles .....	46
IV.4.1.1 Variation de la température des lixiviats avec le temps .....	46
IV.4.1.2 Variation du pH des lixiviats avec le temps .....	46
IV.4.1.3 Variation de la conductivité en fonction du temps .....	48
IV.4.1.4 Solides totaux dissous (STD) et le potentiel oxydo réducteur .....	50
IV.4.1.5 Variation spatiotemporelle de la demande chimique en oxygène DCO .....	52
IV.4.1.6 Variation spatiotemporelle de la demande biochimique en oxygène $\text{DBO}_5$ .....	53
IV.4.2 Impact des lixiviats sur les eaux superficielles .....	54
IV.4.2.1 Lixiviats de la zone I .....	54
IV.4.2.2 Lixiviats de la zone II .....	61
IV.4.2.3 Eaux superficielles de la zone III .....	62
IV.5 Conclusion .....	65
<b>Chapitre V : Impact microbiologique des lixiviats</b>	
V.1 Introduction .....	66
V.2 Site d'échantillonnage .....	66

## TABLE DES MATIERES

---

V.3 Prélèvements des échantillons.....	68
V.3.1 Prélèvements des lixiviats .....	68
V.3.2 Prélèvements à partir des puits .....	68
V.4 Dénombrement des microorganismes (étude quantitative).....	69
V.4.1 Généralités.....	69
V.4.2 Dénombrement des microorganismes présents dans les lixiviats.....	70
V.4.2.1 Préparation des dilutions .....	70
V.4.2.2 Ensemencement .....	70
V.4.2.3 Incubation .....	71
V.4.2.4 Lecture des résultats.....	71
V.4.2.5 Recherche des <i>Clostridium</i> sulfio réducteur.....	71
V.4.3 Dénombrement des microorganismes dans les eaux des puits .....	73
V.5 Etude qualitative (identification des microorganismes dans les eaux des puits).....	73
V.5.1 Isolement et la purification des souches de type entérobactéries .....	73
V.5.2 Ensemencement des souches pures sur galerie API 20 E.....	74
V.5.3 Logiciel d'identification microbienne .....	74
V.6 Résultats et Discussion .....	74
V.6.1 Etude microbiologique des lixiviats.....	74
V.6.1.1 Qualité et quantité de la charge microbienne dans le lixiviat sortant du CET.....	74
V.6.1.2 Qualité microbiologiques des lixiviats des lagunes 1 et 2 (effet de traitement).....	77
V.6.1.3 La qualité microbiologique du lixiviat sortant de la décharge sauvage ....	78
V.6.1.4 Comparaison de la qualité des lixiviats avec les résultats de la littérature..	79
V.6.2 Qualité microbiologique des eaux de surfaces.....	81
V.6.2.1 Comparaison de la qualité des eaux superficielles avec les résultats de la littérature.....	83

## **TABLE DES MATIERES**

---

V.6.3 Qualité microbiologique des eaux souterraines.....	84
V.6.3.1 Résultats obtenus pour les trois puits.....	85
V.6.3.2.Comparaison de la qualité des eaux souterraines avec les résultats de la littérature.....	88
V.6.3.3 Identification sur galerie API20E.....	90
V.6.4 Recherche d'autres souches spécifiques sur quelques milieux sélectifs .....	102
V.6.4.1 Recherche des bactéries sur milieu Baired Parker.....	102
V.6.4.2 Recherche des bactéries sur milieu SS ou XLD.....	104
V.7 Conclusion.....	106
Conclusion générale.....	107
Références bibliographiques.....	109
Annexes	

## **ABRIVIATIONS**

---

**AFNOR** : Association Française de Normalisation

**AND** : Agence Nationale de Déchets

**BCP** : Bromocrésol pourpre

**BP** : Baird –Parker

**PEHD** : Polyéthylène haute densité

**CET** : Centre d'Enfouissement Technique

**CE** : Conductivité électrique

**CT** : Coliformes totaux

**Clos** : *Clostridium*

**DBO<sub>5</sub>** : Demande Biologique en Oxygène au bout de 5 jours

**DCO** : Demande Chimique en Oxygène

**DS** : Décharge sauvage

**EMB** : Gélose à l'éosine et au bleu de méthylène

**Enter** : Entérobactéries

**FT** : Flore totale

**FTAM** : Flore totale aérobie mésophile

**PVC** : Polyvinyl chloride

**Strep** : Streptocoque

**Staph** : Staphylocoque

**SS** : *Salmonella* –*Shigilla*

**TL** : Technical landfill

**UFC** : Unité formatrice de colonie

**UV** : Ultra-Violet

**VRBG** : Violet Red Bile Glucose Agar

**VF** : Viande-foie

**VRD** : Voirie réseaux divers

Figure I.1 : Composition des déchets en Algérie en 2019.....	5
Figure I.2 : Les étapes de dégradation de la matière organique .....	8
Figure I.3 : Evolution de la composition du lixiviat au cours des différentes phases de dégradation.....	12
Figure I.4 : Evolution de la composition de biogaz .....	13
Figure I.5 : Principe de fonctionnement d'un bassin de lagunage .....	15
Figure II.1 : Localisation de la décharge dans la wilaya de Constantine.....	17
Figure II.2 : Zone d'étude.....	18
Figure II.3 : Shéma simplifiée d'un casier .....	20
Figure II.4 : Traitement du lixiviat par lagunage naturel .....	21
Figure II.5 : Vue de la zone d'étude, prise par Google Earth.....	23
Figure II.6 : Points de prélèvement de la zone I.....	24
Figure II.7 : Points de prélèvement de la zone II.....	24
Figure II.8 : Points d'échantillonnage du village Khenaba et ses abords, zone III.....	25
Figure II.9 : Vue de la première lagune .....	26
Figure II.10 : Lixiviat sortant de la 3 <sup>ème</sup> lagune.....	26
Figure II.11 : Eau superficielle en aval du CET.....	26
Figure II.12 : Eau de surface.....	26
Figure II.13 : Lixiviat sortant de la décharge sauvage ( <i>point6</i> ).....	27
Figure II.14 : Lixiviat sortant de la décharge sauvage ( <i>point7</i> ).....	27
Figure II.15 : Eau superficielle, en aval de la décharge sauvage.....	27
Figure II.16 : Eau de surface à 2 km du CET (sur l'oued 1).....	27
Figure III.1 : présentation de la galerie API20E .....	36
Figure III.2 : Répartition des déclarations par groupe de maladie en Algérie, 2015 .....	38
Figure IV.1 : Courbe d'étalonnage de la DCO à 600 nm.....	41
Figure IV.2 : Courbe d'étalonnage du phosphore P à 700 nm.....	42

Figure IV.3 : Courbe d'étalonnage de $\text{NO}_2^-$ à 435 .....	43
Figure IV.4 : Courbe d'étalonnage de $\text{SO}_4^{2-}$ à 650 nm.....	44
Figure IV.5 : Schéma simplifié des différents points de prélèvements.....	45
Figure IV.6 : Variation spatiotemporelle du pH.....	47
Figure IV.7 : Variation du pH en fonction du temps pour les lixiviats des trois lagunes.....	55
Figure IV. 8 : Variation dans le temps des caractéristiques du lixiviat sortant du CET.....	57
Figure IV.9 : Comparaison entre la DCO des deux lixiviats.....	61
Figure IV.10 : Variation de la $\text{DBO}_5$ des lixiviats au cours de temps.....	61
Figure IV.11 : Variation de CE en fonction du temps pour tous les lixiviats.....	62
Figure IV.12 : Comparaison entre les $\text{DBO}_5$ le long de l'oued 1.....	64
Figure IV.13 : Comparaison entre les CE le long de l'oued 1.....	64
Figure V.1 : Schéma simplifié de la zone d'étude.....	67
Figure V.2 : Principe de préparation des dilutions de $10^{-1}$ à $10^{-5}$ .....	70
Figure V. 3 : Montage d'unité de filtration sur membrane.....	72
Figure V.4 : Evolution spatiotemporelle des entérobactéries et coliformes totaux pour le lixiviat sortant du CET.....	76
Figure V.5 : Contamination des eaux souterraines .....	84
Figures V.6 et V.7 : Incubation de l'échantillon filtrée sur milieu EMB.....	86
Figures V.8 et V.9 : Incubation de l'échantillon filtrée sur milieu VRBG.....	86
Figures V.10 et 11 : Incubation des échantillons filtrés sur milieu VRBG.....	87
Figures V. 12 et 13 : Incubation des échantillons filtrés sur milieux BP et TCC.....	87
Figure V.14 : Identification de la bactérie <i>Citrobacter braakii</i> .....	90
Figure V.15 : Identification de la bactérie <i>Acinetobacter baumannii/calcoaceticus</i> .....	91
Figure V.16 : Identification de la bactérie <i>Enterobacter gergoviae</i> .....	91
Figure V.17 : Identification de la bactérie <i>Citrobacter freundii</i> .....	92
Figure V.18 : Identification de la bactérie <i>Pseudomonas aeruginosa</i> .....	92

Figure V.19 : Identification de la bactérie <i>Chryseomonas luteola</i> .....	93
Figure V.20 : Identification de la bactérie <i>Enterobacter gergoviae</i> .....	93
Figure V.21 : Identification de la bactérie <i>Enterobacter amnigenus</i> .....	94
Figure V.22 : Identification de la bactérie <i>Serratia plymuthyca</i> .....	94
Figure V.23 : Identification de la bactérie <i>Escherichia coli</i> .....	95
Figure V.24 : Identification de la bactérie <i>Serratia odorifera</i> .....	95
Figure V.25 : Identification de la bactérie <i>Salmonella arizonae</i> .....	96
Figure V.26 : Identification de la bactérie <i>Pantoea spp 3</i> .....	96
Figure V.27 : Identification de la bactérie <i>Shigella spp</i> .....	97
Figure V.28 : Identification de la bactérie <i>Klebsiella pneumoniae sp</i> .....	97
Figure V.29 : Identification de la bactérie <i>Flavimonas horyzihabitans</i> .....	98
Figure V.30 : Identification de la bactérie <i>Chryseomonas luteola</i> .....	98
Figure V.31 : Comparaison entre galerie de référence et galerie ensemencée.....	99
Figure V.32 : Aspect macroscopique d'un filtrat sur milieu BP .....	103
Figures (V.33-40) : Aspect macroscopique des bactéries isolées à partir de la boîte en V.32.....	104
Figures (V.41-44) : Aspects macroscopiques des isolats des eaux du puits 2, sur milieux SS et XLD.....	105

## Liste des tableaux

---

Tableau I.1 : Caractéristiques principales des différents types de lixiviats .....	10
Tableau I.2 : Caractéristiques des lixiviats générés au cours des phases de dégradation d'une décharge .....	11
Tableau I.3 : Caractéristiques des différentes lixiviat en fonction de l'Age de la décharge .....	13
Tableau II.1 : Présentation des points d'échantillonnage.....	29
Tableau III.1 : Principaux micro-organismes d'origine hydrique.....	37
Tableau IV.1 : Conditions de prélèvement et de conservation des échantillons .....	40
Tableau IV.2 : Valeurs des températures (°C) des différents points.....	46
Tableau IV.3 : Valeurs du pH sur les six années d'étude du site.....	47
Tableau IV.4 : Variation spatiotemporelle de la conductivité électrique (mS/cm) des différents points d'échantillonnage.....	48
Tableau IV.5 : Valeurs de STD et potentiel redox pour tous les points.....	50
Tableau IV.6 : Variation de la demande chimique en oxygène en mg d'O <sub>2</sub> /l en fonction du temps.....	52
Tableau IV.7 : Variation spatiotemporelle de la DBO <sub>5</sub> en fonction du temps, pour tous les points.....	53
Tableau IV.8 : Variation de la DCO pour le système de lagunage.....	55
Tableau IV.9 : Variation de la DBO <sub>5</sub> pour le système de lagunage.....	56
Tableau IV.10 : Qualité physico-chimique du lixiviat sortant de la zone I (point 3) entre 2011 et 2017.....	57
Tableau IV.11 : Caractéristiques physico chimique des lixiviats.....	60
Tableau IV.12 : Qualité physico-chimique de l'eau du point 4.....	63
Tableau V.1 : Points d'échantillonnage.....	67
Tableau V.2 : Caractéristiques physiques des trois puits.....	68
Tableau V.3 : Caractérisation microbiologique du lixiviat (point 3) sortant du CET .....	75
Tableau V.4 : Résultats de l'analyse microbiologique du lixiviat des lagunes .....	78
Tableau V.5 : Analyse microbiologique du lixiviat sortant de la décharge sauvage .....	79

## Liste des tableaux

---

Tableau V.6 : Microbiologies des lixiviats dans la littérature.....	80
Tableau V.7 : Analyse microbiologique des eaux de surface (point 4) .....	81
Tableau V.8 : Qualité microbiologique des eaux du point 5.....	82
Tableau V.9 : Analyse microbiologique des autres points d'échantillonnage (2016).....	83
Tableau V.10: Quantité microbienne enregistrée d'après la littérature.....	83
Tableau V.11 : Analyse microbiologique de l'eau des puits 1 .....	85
Tableau V.12 : Analyse microbiologique de l'eau des puits 2 et 3.....	85
Tableau V.13 : Analyse microbiologique d'une eau de source (S).....	85
Tableau V.14 : Quantités des bactéries dans les eaux souterraines données par la littérature....	89
Tableau V.15 : Normes Algériennes de potabilité des eaux de consommation .....	89
Tableau V.16 : Résultats d'identification des souches obtenues.....	100

**INTRODUCTION  
GENERALE**

## *INTRODUCTION GENERALE*

---

Avec une consommation toujours plus grande et plus diversifiée partout dans le monde, la production des déchets ne cesse d'augmenter en quantité et en qualité, engendrant ainsi d'énormes risques sur l'environnement et sur la santé des populations.

La gestion des déchets dans les pays en développement (PED), rencontre de très nombreuses difficultés, du point de vue technique, économique, méthodologique et organisationnel. La solution technique retenue par l'Algérie pour le traitement des déchets ménagers est l'enfouissement. Une centaine de centres d'enfouissement technique ont été réalisés à travers le territoire national, dont 43 ont été mis en exploitation par l'AND (Agence National pour le Développement).

Dès de dépôt dans les casiers, les déchets sont soumis à des processus de dégradation liés à des réactions biologiques et physico-chimiques complexes. L'eau s'y infiltre et produit du biogaz et des lixiviats chargés en matières en suspension, en polluants organiques et inorganiques dissous, toxiques et souvent persistants et, en microorganismes pathogènes ou non. La pollution engendrée est alors essentiellement organique, métallique et biologique. La pollution biologique est en relation avec la biodégradation naturelle des déchets confinés, qui libèrent de nombreuses substances toxiques dans l'atmosphère, les eaux souterraines et les cours d'eau.

L'étude des variations de la composition physico-chimique des lixiviats avec le temps, est importante pour contrôler la qualité des rejets, suivre leur évolution à court et long termes, et procéder, si c'est nécessaire, à la réduction de leur potentiel polluant par le choix de méthodes de traitement appropriées pour une élimination optimale des polluants.

La décharge d'El Haria est une installation de stockage de déchets urbains, CET de classe II, située à 40 Km à l'Est de Constantine. Elle a été exploitée de 2010 à 2015, date de sa fermeture officielle. Pendant la durée d'exploitation, un seul casier d'enfouissement a été mis à profit. Après la fermeture, les déchets ont été transférés vers une décharge sauvage à proximité du CET.

A travers cette étude, qui constitue la première et, jusque-là, l'unique approche du CET d'El Haria, nous tentons d'apporter des réponses et des explications pour un certain nombre de questions :

1. Quels sont les caractères physico- chimiques du lixiviat rejeté vers le milieu extérieur ?

2. Quelle est la nature de la charge microbienne sortante ?
3. Quelle influence a le lixiviat sur la qualité des eaux superficielles et souterraines dans la région avoisinant le CET ?
4. Quelle en est l'impact sur la santé publique ?
5. Le lagunage naturel, est-il une méthode adaptée au traitement des lixiviats, sachant que ces derniers sont susceptibles de contenir une part importante de matière organique réfractaire à la biodégradation ?
6. Était – il nécessaire de fermer le CET et de transférer les déchets de la ville vers la décharge sauvage ? Et quelles en sont les conséquences ?

Le manuscrit est constitué de cinq chapitres dont le premier consiste en une étude bibliographique sur le cycle de vie des déchets non dangereux, de leur production, leur traitement ainsi que leur évolution bio-physicochimique en installation de stockage qui conduit à la production de sous-produits (lixiviats et biogaz). Le deuxième chapitre présente le site d'étude, du point de vue géographique, topographique et technique. Les données microbiologiques nécessaires à la caractérisation microbienne d'une eau de rejet (lixiviat) ou autre, sont présentées dans le troisième chapitre.

Le quatrième chapitre est consacré à l'analyse de la qualité physico-chimique des lixiviats rejetés sur une période de 6 ans, qui couvre toute la durée d'exploitation du CET et la période de démarrage de la décharge sauvage côtoyant le CET. Le but de ce suivi est d'estimer le potentiel polluant des lixiviats.

Le dernier chapitre traite de l'analyse de la qualité microbiologique des lixiviats sortant du CET et de la décharge sauvage au cours de la période d'exploitation. Nous y présentons les résultats des caractérisations microbiologiques effectuées sur des eaux superficielles et souterraines de la région.

# **Chapitre I :**

## **Déchets et décharges**

### I.1 Généralités

#### I.1.1 Définition

Un déchet est tout résidu d'un processus de production, de transformation ou d'utilisation. Plus généralement, c'est toute substance, produit ou tout bien dont le propriétaire ou le détenteur se défait, projette de se défaire, ou dont il a l'obligation de se défaire ou d'éliminer [1].

#### I.1.2 Classification

En fonction de leurs types et de leurs origines, les déchets ont un niveau de dangerosité variable qui, dans certains cas, peut être préjudiciable à l'homme et à l'environnement (eaux, sol) [1, 2].

Les déchets peuvent être classés en plusieurs catégories (Annexe 1) :

- *Déchets ménagers et assimilés*
- *Déchets encombrants*
- *Déchets spéciaux*
- *Déchets spéciaux dangereux*
- *Déchets inertes*

La nomenclature et la classification des déchets est fixée par voie réglementaire [2].

#### I.1.3 Stockage des déchets

La gestion des déchets désigne toute opération relative à la collecte, au tri, au transport, au stockage, à la valorisation et à l'élimination des déchets ainsi que le contrôle de toutes ces opérations. Ces modalités de gestion et de contrôle sont fixées par la loi n° 01-19 du 12 décembre 2001 relative à la gestion, au contrôle et à l'élimination des déchets [3].

Le stockage ou la mise en dépôt des déchets est destiné à la protection de l'environnement, l'air et les eaux souterraines. Selon leur fonctionnement, on distingue [4] :

- ✓ **Les décharges sauvages** : décharges exploitées sans autorisation ; dans ce cas les déchets sont déposés aléatoirement dans un endroit (versants des montagnes, terrils,...). Les lixiviats ou les gaz sortant de cette décharge ne sont pas contrôlés ; de même, le sol et la nappe phréatique ne sont pas protégés.
- ✓ **Les centres d'enfouissement technique (CET)** : Ce terme a été introduit récemment pour éviter la connotation péjorative de décharges, ISD (installation de stockage des déchets ou ISDMA (installation de stockage de déchets ménagers et assimilés). Un centre d'enfouissement

## Chapitre I : Déchets et décharges

---

technique est destiné à accueillir les déchets ultimes (qui ne sont plus utilisables), après toutes les opérations de tri, de recyclage ou de valorisation énergétique afin de minimiser le volume des déchets. Ces derniers sont enfouis dans des casiers étanches où les déchets sont compactés et recouverts pour un temps illimité. Les CET doivent répondre à des normes de protection de l'environnement (imperméabilisation, surveillance, captage du biogaz,...). Les effluents sortant du CET sont épurés selon le système adopté dans l'unité, le but principal étant de protéger l'air, les cours d'eau et la nappe phréatique [4, 5].

Le choix du site d'implantation d'un CET ou d'une ISD doivent répondre aux exigences suivantes [5] :

- L'installation doit être distante d'au moins 200 m de toute zone habitée.
- Le contexte géologique et hydrogéologique du site doit être favorable.
- Il doit permettre de garantir la protection des ressources en eau.

Le décret exécutif n°04-410 du 14 décembre 2004 du Journal Officiel de la République Algérienne n° 81, fixe les règles générales d'aménagement et d'exploitation des installations de traitement des déchets et les conditions de leur admission au niveau de ces installations [6].

### I.2 Le centre d'enfouissement technique C.E.T

Le centre d'enfouissement technique reçoit les déchets ménagers pour les enfouir dans des casiers. Il existe trois types de CET qui réceptionnent trois catégories différentes de déchets. Selon d'autres sources, cinq types sont envisagés [4, 7, 9].

**CET de classe I :** Pour déchets dangereux, toxiques (déchets industriels spéciaux traités et stabilisés, les cendres volantes des usines d'incinération, etc).

**CET de classe II :** Pour déchets ménagers et assimilés ; ordures ménagères, déchets de voiries, déchets industriels banals, refus de tri, déchets verts,...

**CET de classe III :** Pour les déchets inertes (déchets de démolition, déblais, gravats, etc), issus d'entreprises du bâtiment et des travaux publics et de travaux de bricolage de particuliers.

En règle générale, le centre d'enfouissement technique (CET) est réalisé pour une population de 100 000 habitants et plus [7, 8].

## Chapitre I : Déchets et décharges

La durée de vie d'un centre d'enfouissement technique est d'au moins 30 ans. Il est donc impératif de disposer de la surface de terrain nécessaire et de planifier l'exploitation du site sur la durée de vie minimale citée [5, 7].

### I.3 Composition des déchets urbains en Algérie

Le flux des déchets urbains est un mélange hétérogène de produits et matériaux dont la composition varie avec ses sources de génération ainsi que le statut socio-économique de la localité. Dans les villes des pays en voie de développement, cette composition reste dominée par les déchets organiques d'origine alimentaire [7], qui représentent environ 54% en moyenne de la quantité globale pour notre pays. Le graphique suivant représente la composition des déchets solides produits en Algérie, selon l'Agence Nationale des Déchets AND 2019 [8].



Figure I.1 : Composition des déchets en Algérie en 2019 [8]

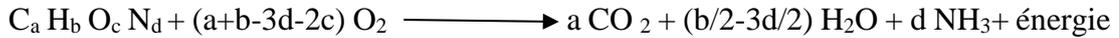
### I.4 Mécanismes de dégradation des déchets

Au cours de l'exploitation d'une décharge, on distingue cinq phases de décomposition des ordures ménagères dans les casiers [5, 9, 10, 11] :

- *La phase aérobie initiale* : les déchets sont déposés par couches dans le casier de stockage. Ceux de la couche superficielle sont directement au contact de l'air avant d'être recouverts, ce qui permet la mise en place d'une première étape de dégradation aérobie aboutissant à la production de dioxyde de carbone, d'eau et

## Chapitre I : Déchets et décharges

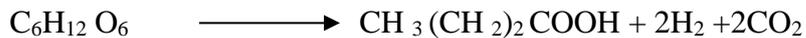
d'azote ammoniacal. Cette phase est relativement courte et ne dure que quelques jours à quelques semaines car une fois les déchets recouverts, la dégradation aérobie s'arrête progressivement par épuisement de l'oxygène. La matière organique (5 à 15%) est consommée lors de cette phase, avec une dégradation principale des macromolécules telles que les glucides.



- *L'hydrolyse* : Appelée aussi « phase de transition » ; l'hydrolyse des déchets débute dès la première phase aérobie. Lors de cette étape, les molécules organiques complexes (polysaccharides, lipides, protéines) sont transformées en monomères (respectivement sucres simples, acides gras volatils, acides aminés). Cette phase est aussi responsable de la production d'azote ammoniacal et de biogaz constitué majoritairement de CO<sub>2</sub>.

L'hydrolyse des déchets est un processus continu qui perdure tout au long de l'étape de dégradation, même lorsque le massif entre en phase acidogène puis méthanogène dominante. L'hydrolyse étant l'étape la plus lente, elle va limiter cinétiquement l'ensemble du processus de dégradation des déchets.

- *Etape acidogène* : ou « phase de fermentation active » ; elle est la première phase en anaérobiose stricte. Les bactéries acidogènes sont sensibles à l'oxygène et se reproduisent facilement dans une gamme de pH de 4,5 à pH 6,3 [9]. Lors de cette phase, les micro-organismes acidogènes transforment les monomères (sucres, acides aminés, acides gras) issus de l'hydrolyse, principalement en acides gras volatils (AGV) tels que l'acide formique (HCOOH), acétique (CH<sub>3</sub>COOH), propionique (CH<sub>3</sub>CH<sub>2</sub>COOH), butyrique (CH<sub>3</sub>(CH<sub>2</sub>)<sub>2</sub>COOH), en alcools (majoritairement de l'éthanol) et d'acide lactique.

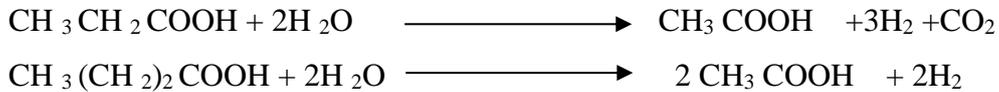


De plus, de l'azote ammoniacal et du biogaz sont souvent produits au cours de cette phase. La température oscille entre 30 et 50 °C et le pH des lixiviats est faible en raison des acides gras volatils (jusqu'à 5), ce qui provoque la dissolution des matières inorganiques et une augmentation de la DCO [9].

## Chapitre I : Déchets et décharges

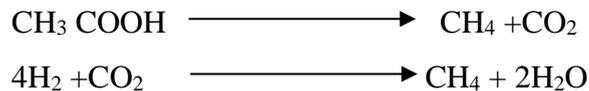
---

- *La phase acétogène* est souvent confondue avec la phase précédente car les réactions se font très rapidement et simultanément. Lors de cette phase, les acides gras volatils et les alcools sont utilisés pour former de l'acide acétique, de l'hydrogène et du dioxyde de carbone.



Toutefois, même si les bactéries acétogènes produisent de l'hydrogène, elles peuvent être inhibées par un excès de ce même produit. Ainsi, un fonctionnement en symbiose est indispensable entre les bactéries acétogènes produisant l'hydrogène et les organismes qui en consomment (méthanogènes, sulfite-réducteurs, homoacétogènes). Les réactions sont rapides pour un pH compris entre 6,8 et 7,5.

- *La méthanogénèse* est une phase anaérobiose stricte lors de laquelle le méthane est produit principalement à partir de l'acétate. Le produit final (biogaz) est composé en moyenne de 60% de CH<sub>4</sub> et 40% de CO<sub>2</sub> avec des traces de H<sub>2</sub>S, NH<sub>3</sub> et H<sub>2</sub>. Cette phase nécessite un potentiel rédox inférieur à -300 mV favorisant le développement des microorganismes méthanogènes. Par ailleurs, la consommation des acides gras volatils entraîne l'augmentation du pH, qui peut entraîner la précipitation d'éléments inorganiques, ce qui se traduit par une baisse de la DBO et de la DCO.



*La maturation (fermentation méthanique stable)* : Millot (1986) [12] considère que la phase méthanogène est suivie d'une maturation finale de la décharge. Les phénomènes de dégradation anaérobie disparaissent progressivement, la matière organique se stabilise, la production de gaz diminue et l'oxygène réapparaît dans le milieu. Les produits moins dégradables peuvent être métabolisés très lentement avec la production possible de molécules de haut poids moléculaire, de type substances humiques et fulviques [13], très résistantes à la biodégradation et précurseurs en milieu naturel de l'humus. Cette phase étant très longue (de l'ordre de 30 ans).

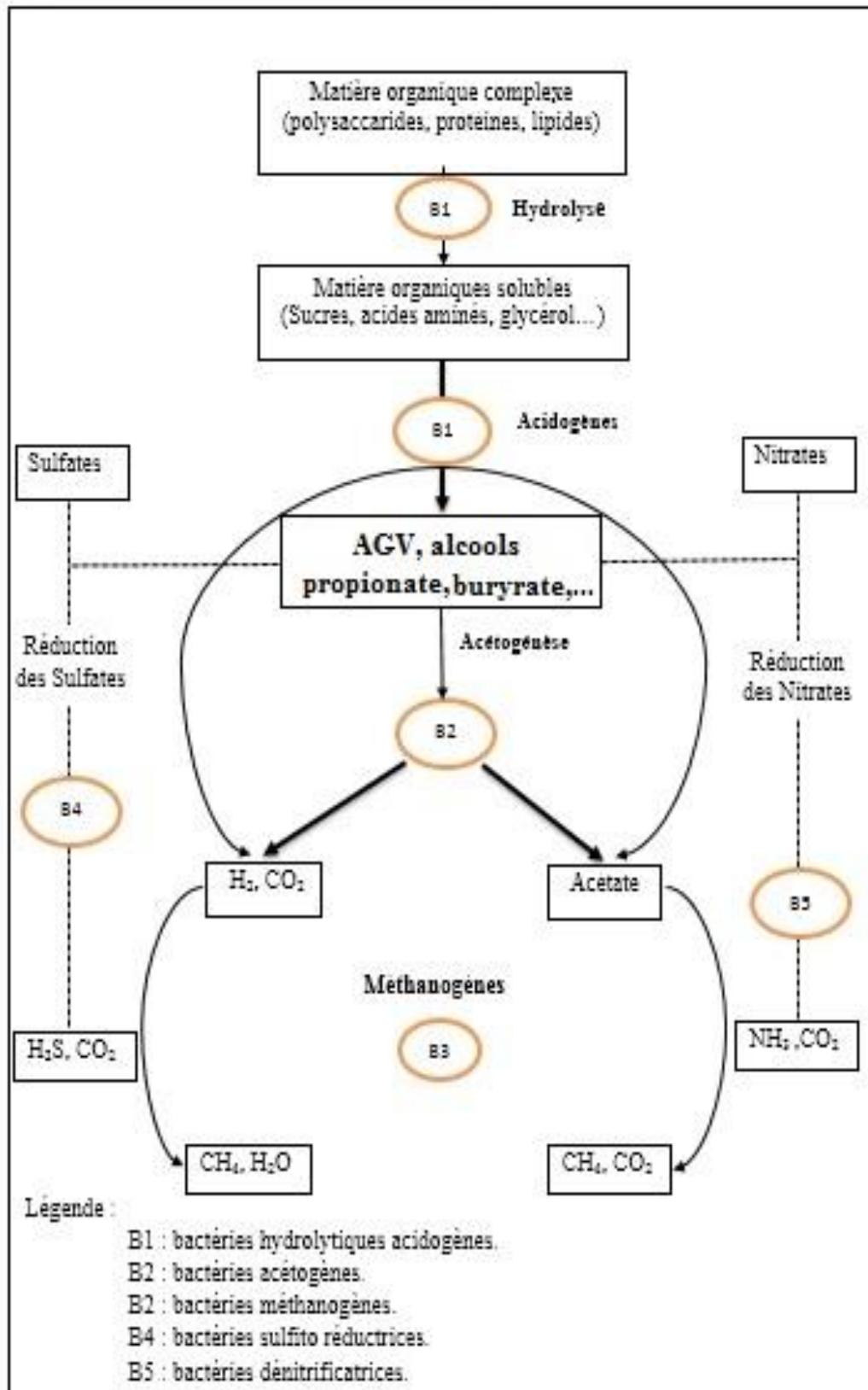


Figure I.2 : Les étapes de dégradation de la matière organique [5, 9, 10]

### I.4 Les effluents résultant d'une décharge

#### I.4.1 Le Lixiviat

Les lixiviats sont les liquides résultant de la percolation de l'eau à travers les déchets, que ce soit les eaux de surface ou l'eau provenant de l'humidité des déchets. Ce sont des liquides très chargés en pollution organique et constituent un problème majeur dans les décharges de manière générale [5, 13, 14].

##### I.4.1.1 Mécanismes de formation du lixiviat

La masse des déchets enfouis se comporte comme un milieu poreux plus ou moins perméable, qui permet aux eaux météoriques qui s'infiltrent à la surface de la décharge, et aux eaux présentes initialement dans les déchets, d'en atteindre le fond pour produire un "jus de décharge" ou lixiviat qui prend en compte également l'eau de décomposition de la matière organique [5, 14].

Ces lixiviats qui sont produits en grande quantité dans les décharges, contiennent des bactéries, beaucoup de matières organiques (biodégradables, mais aussi réfractaires à la biodégradation et constituées dans la majeure partie de substances humiques), mais contiennent aussi de l'azote ammoniacal, des métaux lourds, des organochlorés et des sels inorganiques [14].

La formation des lixiviats met en jeu une grande diversité de phénomènes qui dépendent de la nature des déchets, l'âge de la décharge, les conditions climatiques, le mode d'exploitation du centre de stockage (hauteur des déchets, surface exploitée, compactage,...) et l'infiltration des eaux. Ces phénomènes peuvent être répartis en deux catégories [16].

- Les mécanismes physico-chimiques : évolution du pH, du pouvoir tampon, de la salinité et du potentiel d'oxydoréduction des solutions percolant à travers les déchets. Les mécanismes chimiques de solubilisation, complexation, oxydoréduction, adsorption, neutralisation et transfert de matière, sont associés au phénomène de dégradation des déchets.
- Les processus biologiques aérobies et anaérobies qui vont dégrader la fraction organique fermentescible des déchets [15].

### I.4.1.2 Les différents types de lixiviats

On distingue trois types de lixiviats (Tableau I.1) suivant le stade d'évolution biologique des déchets, [5, 9, 10] :

#### I.4.1.2.1 Lixiviats jeunes

Ces lixiviats d'un âge inférieur à 5 ans se caractérisent par une charge organique élevée relativement biodégradable (seuil de biodégradabilité  $DBO_5/DCO > 0,3$ ) et constituée principalement d'acides gras volatils. Ces lixiviats peuvent être chargés en métaux (jusqu'à 2 g/ L) du fait de leur pH relativement bas ( $< 6,5$ ). Ils correspondent aux premières phases non méthanogènes de l'évolution d'une décharge.

#### I.4.1.2.2 Lixiviats intermédiaires

Au fur et à mesure que la décharge vieillit et que les déchets se stabilisent, la charge organique diminue et les acides gras volatils se raréfient (20 à 30% de la charge du lixiviat) au profit de composés de hauts poids moléculaires. L'émergence de ces composés tend à diminuer la biodégradabilité du lixiviat (seuil de biodégradabilité  $DBO_5/DCO$  compris entre 0,1 et 0,3). Ces lixiviats d'un âge entre 5 et 10 ans correspondent globalement à la phase méthanogène stable.

#### I.4.1.2.3 Lixiviats stabilisés

Ces lixiviats d'un âge supérieur à 10 ans sont caractérisés par une faible charge organique, composée essentiellement de substances humiques de haut poids moléculaire (acides fulviques et humiques), qui sont réfractaires à la biodégradation ( $DBO_5/DCO < 0,1$ ). Ces lixiviats stabilisés correspondent à la phase de maturation de la décharge.

Tableau I.1 : Caractéristiques principales des différents types de lixiviats [17]

	<b>Lixiviats Jeunes</b>	<b>Lixiviats Intermédiaires</b>	<b>Lixiviats Stabilisés</b>
<b>Age de la décharge</b>	< 5 ans	5 à 10 ans	>10 ans
<b>pH</b>	< 6.5	6.5 à 7.5	>7.5
<b>DCO (mg d'O<sub>2</sub>/L)</b>	> 20	3 à 15	< 2
<b>DBO<sub>5</sub>/DCO (biodégradabilité)</b>	>0.3 Bonne	0.1 à 0.3 Assez faible	< 0.1 Très faible
<b>COT/DCO</b>	0.3	-	0.4
<b>Métaux (g/l)</b>	2	<2	< 2

### I.4.1.3 Composition du lixiviat

La composition des lixiviats dépend de la nature des déchets, de la configuration et de la gestion du site [9]. L'eau de pluie percolant à travers les ordures ménagères enfouies se charge en DCO de manière importante et en azote réduit (0,5 à 1 g/L d'azote NTK) avec une forte proportion d'azote ammoniacal. Des substances toxiques comme les phénols, halogènes et les métaux lourds [19] (Figure I.3).

Le tableau suivant donne la qualité du lixiviat durant les différentes phases de biodégradation.

Tableau I.2 : Caractéristiques des lixiviats générés au cours des phases de dégradation d'une décharge [20]

	<b>II</b> <b>(acidogénèse)</b>	<b>III</b> <b>(acétogénèse)</b>	<b>IV</b> <b>(méthanogénèse)</b>	<b>V</b> <b>(maturation)</b>
<b>pH</b>	6 à 7	4,7 à 7,7	6,3 à 8,8	7,1 à 8,8
<b>Potentiel redox</b> <b>(mV)</b>	40 à 80	-240 à 80	- 70 à -240	100 à 160
<b>Conductivité</b> <b>(mS/cm)</b>	204 à 3.3	1.6 à 17.1	2.9 à 7.7	1.4 à 5.5
<b>DCO</b> <b>(mg d'O<sub>2</sub>/L)</b>	500 à 20000	1500 à 72000	800 à 10000	30 à 900
<b>DBO5</b> <b>(mg d'O<sub>2</sub>/L)</b>	100 à 11000	1000 à 58000	600 à 3400	4 à 120
<b>NH<sub>4</sub><sup>+</sup> (mg /L)</b>	120 à 225	2 à 1030	6 à 430	6 à 430
<b>Cl<sup>-</sup> (mg/L)</b>	30 à 5000	30 à 5000	30 à 5000	30 à 5000
<b>SO<sub>4</sub><sup>2-</sup> (mg/L)</b>	10 à 458	10 à 3240	0	6 à 430
<b>PO<sub>4</sub><sup>3-</sup> (mg/L)</b>	0,6 à 1,7	0,16 à 120	0,7 à 14	0,16 à 54

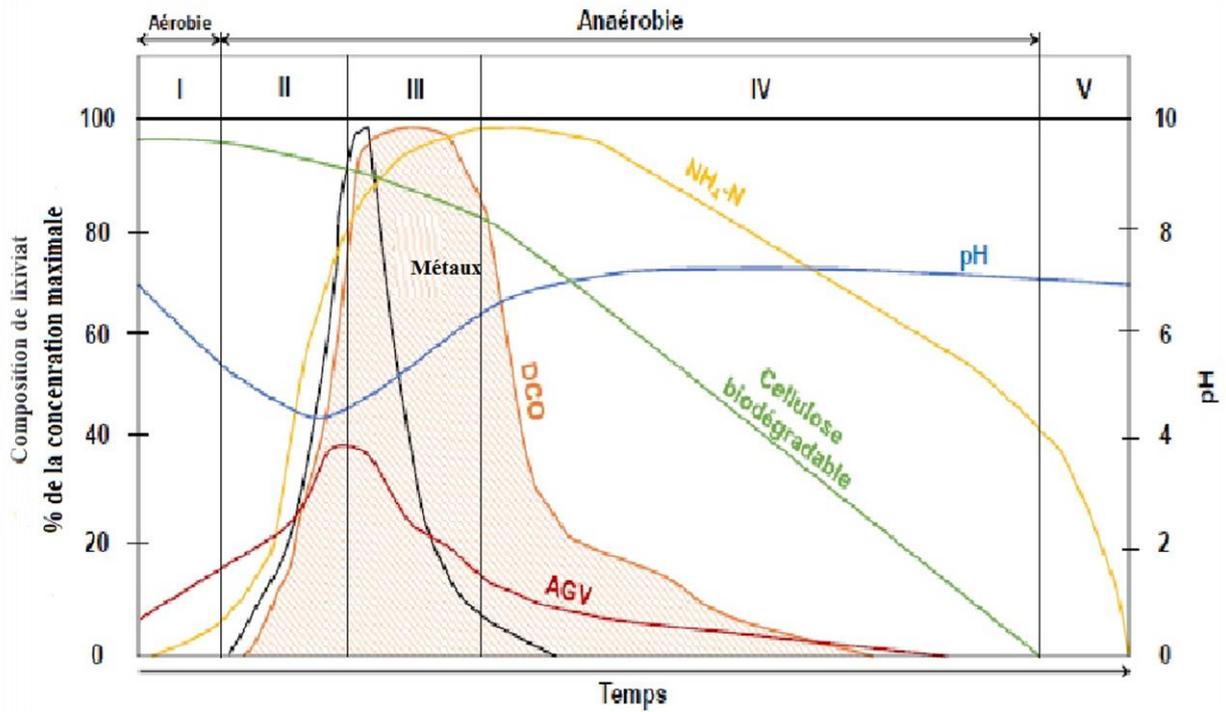


Figure I.3 : Evolution de la composition du lixiviat au cours des différentes phases de dégradation pour un casier fermé [21]

#### I.4.1.4 Paramètres influençant la composition du lixiviat

Le tableau I.3 montre que la composition des lixiviats est très variable et diffère d'un site à un autre, en raison de la multiplicité des paramètres entrant en jeu. D'après les auteurs, Statom et al. 2004 [21] et Renou et al. [17], les principaux facteurs sont :

- l'âge des déchets et leur stade de dégradation
- la nature des déchets (T°, acidité, teneur en eau, structure : granulométrie, densité, porosité)
- le mode d'exploitation (prétraitement, compactage, procédure d'enfouissement)
- l'aménagement du site (sécurisation du casier, couverture finale)
- le climat (précipitations, température)
- la configuration du site (géologie, topographie)
- les combinaisons des processus physiques, chimiques et microbiologiques opérant au sein du massif au cours de la dégradation.

## Chapitre I : Déchets et décharges

Tableau I.3 : Caractéristiques des différents lixiviats en fonction de l'âge de la décharge [22]

Âge de la Décharge	pays	pH	Conductivité (mS/cm)	DCO (mgd'O <sub>2</sub> /l)	DBO <sub>5</sub> (mgd'O <sub>2</sub> /l)	DBO <sub>5</sub> /DCO
Jeune	Canada	5,7-6,4	-	15000	13500	0,9
Jeune	Turquie	7,95	-	22555	14900	0,67
Intermédiaire	Canada	7,9	-	1500	450	0,3
Intermédiaire	Italie	8,4	20,5	5050	1270	0,25
Mature	Etat unie	7,7	13,1	2300	46	0,02

### I.4.2 Le biogaz

Le biogaz est un produit de la fermentation de la matière organique. Sa composition varie significativement au cours des différentes phases de dégradation.

Au cours des phases III et IV, le biogaz est majoritairement composé de méthane, de CO<sub>2</sub>, de composés sous forme de traces (< 0,1 % du volume) tels que l'hydrogène sulfuré H<sub>2</sub>S et des composés organiques volatils [5, 9].

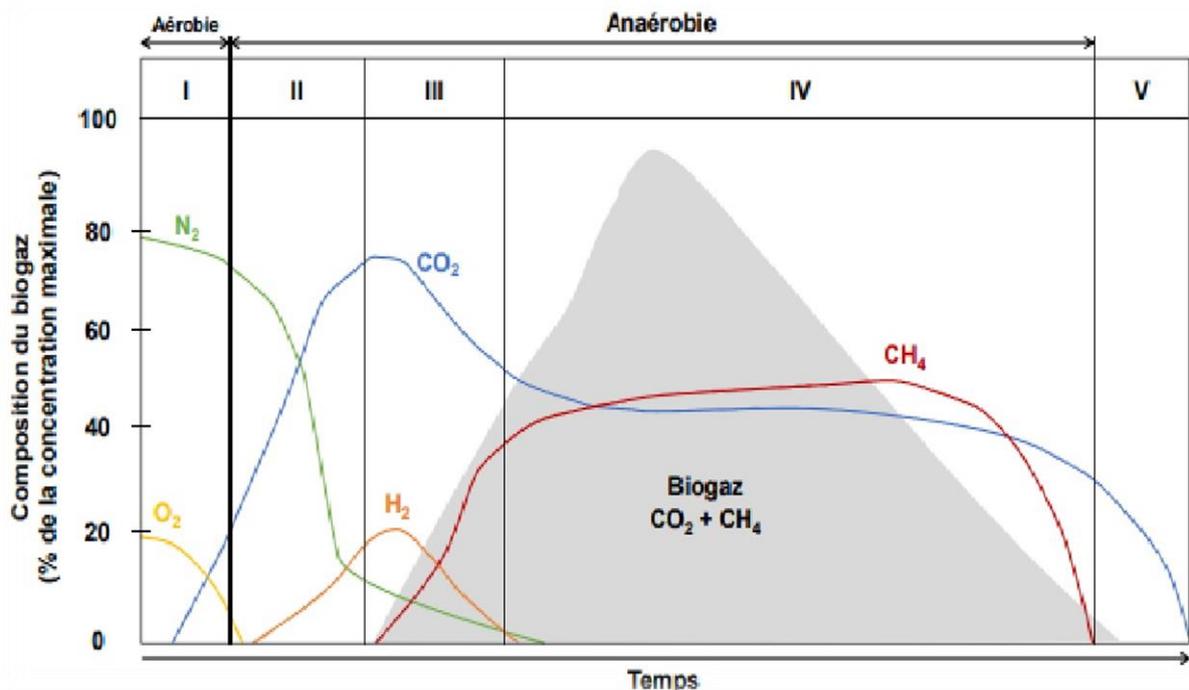


Figure I.4 : Evolution de la composition de biogaz [11, 20]

### I.5 Traitement du lixiviat par lagunage naturel

#### 1.5.1 Définition

Le lagunage naturel est un procédé biologique de traitement des eaux usées et lixiviats. Il consiste à laisser l'eau séjourner dans des bassins ouverts peu profonds (de 1 à 2 m), pendant une durée variant de 30 à 60 jours. Il en résulte, d'une part, l'abattement de la charge polluante et, d'autre part, la stabilisation des boues produites, sous l'action des micro-organismes (algues, bactéries aérobie et anaérobie) qui se développent dans le milieu [24, 25].

#### 1.5.2 Processus d'épuration d'une lagune

Une lagune est un bassin, ou un système de bassin, exposé à l'air libre et destiné au traitement biologique des eaux usées.

Le principe de base est d'obtenir une épuration biologique aérobie sans avoir à dépenser de l'argent pour fournir l'oxygène. On utilise l'oxygène fourni par des algues, ce qui nous oblige à exposer le lixiviat au soleil sous une faible profondeur et sur une grande surface.

Le lagunage naturel repose sur une décantation directe des matières en suspension au fond des bassins. Les bactéries aérobies assurent la dégradation des matières organiques (non décantées qui restent en suspension), utilisant l'O<sub>2</sub> fourni par les algues [24].

Dans un bassin de lagunage, on distingue trois zones [26] :

**Zone 1** : appelée aussi zone de surface, très ensoleillée favorisant ainsi des conditions idéales pour le développement des espèces végétales (algues). L'activité photosynthétique des végétaux enrichit la lagune en oxygène indispensable à la croissance des bactéries aérobies.

Ces micro-organismes assurent la dégradation de la quasi-totalité de la charge organique de l'effluent.

**Zone 2** : c'est une zone insuffisamment éclairée pour assurer une productivité algale assez importante, et dont l'échange est faible avec l'atmosphère à cause de son éloignement de la surface. Elle engendre ainsi un environnement pauvre en oxygène, favorisant le développement de bactéries anaérobies. Ces bactéries produisent des gaz malodorants qui peuvent constituer une nuisance sérieuse pour le voisinage. Dans la figure qui suit, les zones 1 et 2 sont regroupées dans la phase aérobie.

**Zone 3** : ou zone de fond (zone anaérobie dans la figure) est la partie du bassin où s'accumulent les matières en suspension de l'effluent résultant des cellules animales et végétales mortes. Elle

est pauvre en oxygène et assure la minéralisation de la matière organique avec dégagement de gaz  $\text{CH}_4$  et  $\text{H}_2\text{S}$ .

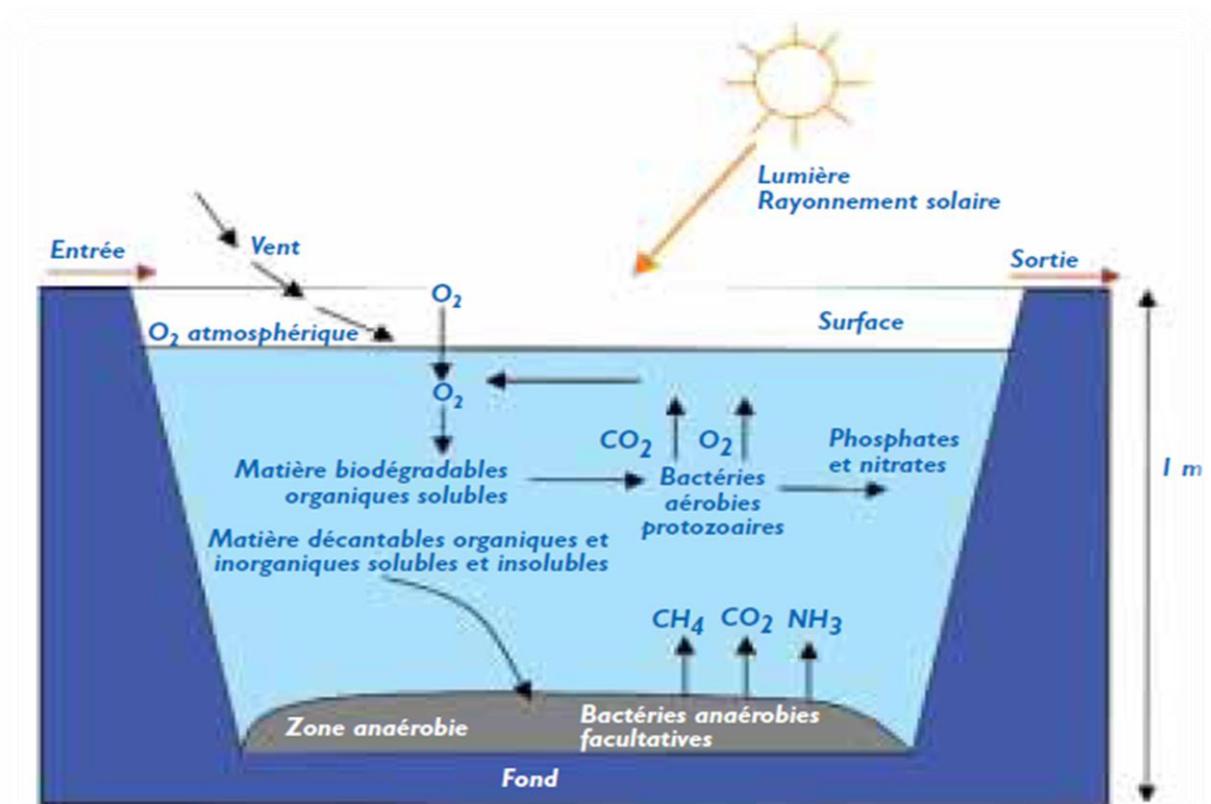


Figure I.5 : Principe de fonctionnement d'un bassin de lagunage [26]

### I.5.3 Avantages du traitement par lagunage

Les avantages du traitement par lagunage sont résumés dans les points suivants [26, 27] :

- La précipitation des matières en suspension et le stockage des boues de 10 à 15 ans
- La dégradation de la matière organique par des microorganismes aérobies ; l'activité photosynthétique assure l'apport de l'oxygène nécessaire
- Très bonne élimination des germes pathogènes, spécialement en été
- Des coûts de fonctionnement faibles par rapport aux autres méthodes de traitement
- Une simplicité et une facilité d'exploitation
- Aucun besoin en énergie
- Convient très bien à une zone bien exposée au soleil

### I.6 Impacts des effluents du CET sur la santé et l'environnement

Les effets du CET et ses effluents (lixiviats et biogaz) sur la santé et l'environnement sont, malheureusement, nombreux et peuvent, dans certains cas, s'avérer graves [5, 26, 27], on cite:

- Nuisances visuelles
- Epidémies, maladies de la peau
- Risques d'incendies et d'explosions
- Impacts sur les ressources en eau
- Impacts sur les activités socio-économiques
- Débordement sur les terres agricoles
- Atteinte à la fertilité du sol
- Pertes en bétail
- Dégradation de la valeur écologique et récréative de certains sites naturels

**Chapitre II**  
**Site d'étude : Centre**  
**d'Enfouissement**  
**Technique d'El Haria**

### II- 1 Présentation du site

Le centre d'enfouissement technique se trouve à 4 km à l'Est de la commune Ben Badis (El Haria), qui se situe à environ 40 Km de la ville de Constantine, capitale de l'Est algérien.

Le CET est une extension d'une décharge publique qui se trouvait initialement sur le site. Il s'étend sur une superficie de 50 ha, dont 41 sont exploités pour l'enfouissement et 9 pour le VRD, les bassins de lagunage, les locaux administratifs et techniques (centre de tri, incinérateur), et les aires de stationnement. Il était destiné à recevoir les déchets de 06 communes : Constantine, El Khroub, Ain smara, Ouled Rahmoune, Ben Badis et Ain Abid (Figure II.1) [1].

Il a été en exploitation entre 2010 et 2015, date de sa fermeture officielle. En 2015, il recevait encore entre 500 et 700 tonnes/j de déchets. Depuis la fermeture, les déchets sont déversés sur un terrain vague près du CET, constituant ainsi la décharge sauvage qui fait également l'objet de notre étude (Figure II.2).



Figure II.1 : Localisation de la décharge dans la wilaya de Constantine

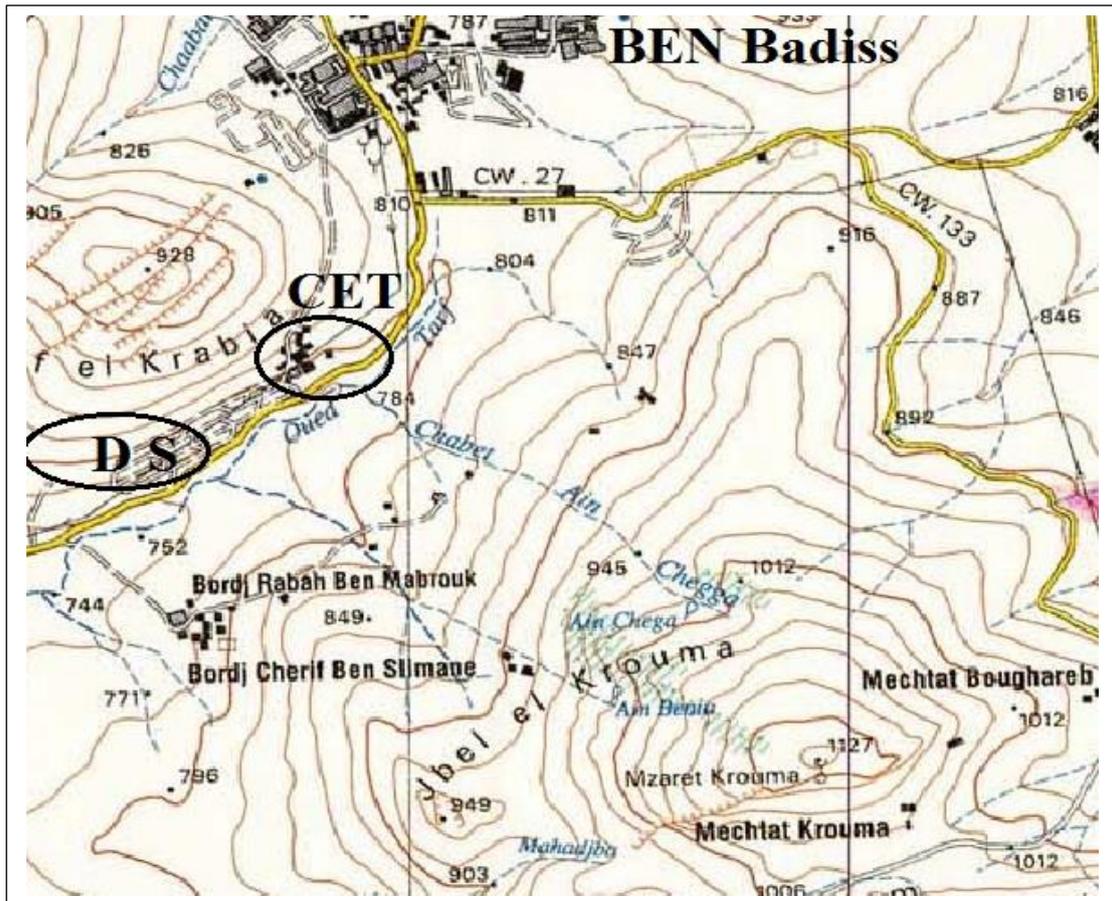


Figure II.2 : Zone d'étude (source : direction de l'hydraulique, Constantine)

## II.2 Aménagement du CET

Les aménagements requis pour la conception du CET sur le site comprennent le casier d'enfouissement, équipé de systèmes d'étanchéité et de drainage et un système de traitement par lagunage naturel [1].

### II.2.1 Le casier d'enfouissement

Le CET compte un seul casier en fonctionnement, pourvu d'un système de drainage des lixiviats et d'évacuation du biogaz produit. La construction d'un deuxième casier d'un volume de 300.000 m<sup>3</sup> était initialement prévue.

#### II.2.1.1 L'imperméabilité des casiers

L'étanchéité du casier est réalisée par une structure multicouche constituée d'une barrière de sécurité passive (couche d'argile de 30 cm au minimum) et d'une barrière de sécurité active (géomembrane de 2 mm en PVC), placée directement sur la couche d'argile. Un

géotextile pour protéger le système d'étanchéité du poinçonnement que pourrait exercer le massif drainant est posé dessus (Figure II.3). Cette technique assure [1, 3, 4] :

- Une résistance chimique élevée vis-à-vis des contaminants
- Une grande résistance aux intempéries
- Une grande résistance aux contraintes mécaniques
- Une faible conductivité hydraulique
- Une facilité et rapidité d'installation.

### II.2.1.2 La collecte des eaux d'infiltration

Elle est réalisée au moyen de la tranchée drainant le casier. L'évacuation de ces eaux se fait au point bas du casier. Les eaux sont ensuite acheminées vers les lagunes, à l'aide de buses en béton de 250 mm de diamètre (Figure II.3) [1].

Les eaux pluviales des zones périphériques et de voirie sont directement drainées par un réseau de caniveaux en béton armé, disposé autour du casier. Toutes les eaux (lixiviat provenant du casier, eaux pluviales provenant des zones périphériques), sont ensuite évacuées vers la première lagune [1, 3].

### II.2.1.3 Dégazage des casiers

L'évacuation des gaz issus des déchets placés dans le casier devait être assurée par la mise en place de puits de captage, en béton perforé. Le dégazage doit être effectué à l'aide de torchères mises en place à l'intérieur de ces puits. Leur mise en place doit être effectuée au fur et à mesure du remplissage du casier (Figure II.3) [1].

Les déchets doivent être stockés par couche de 80 cm d'épaisseur, bien compactée par le passage répété du rouleau compacteur. Ces couches seront recouvertes d'une couche de terre intermédiaire de 10-15 cm d'épaisseur [1].

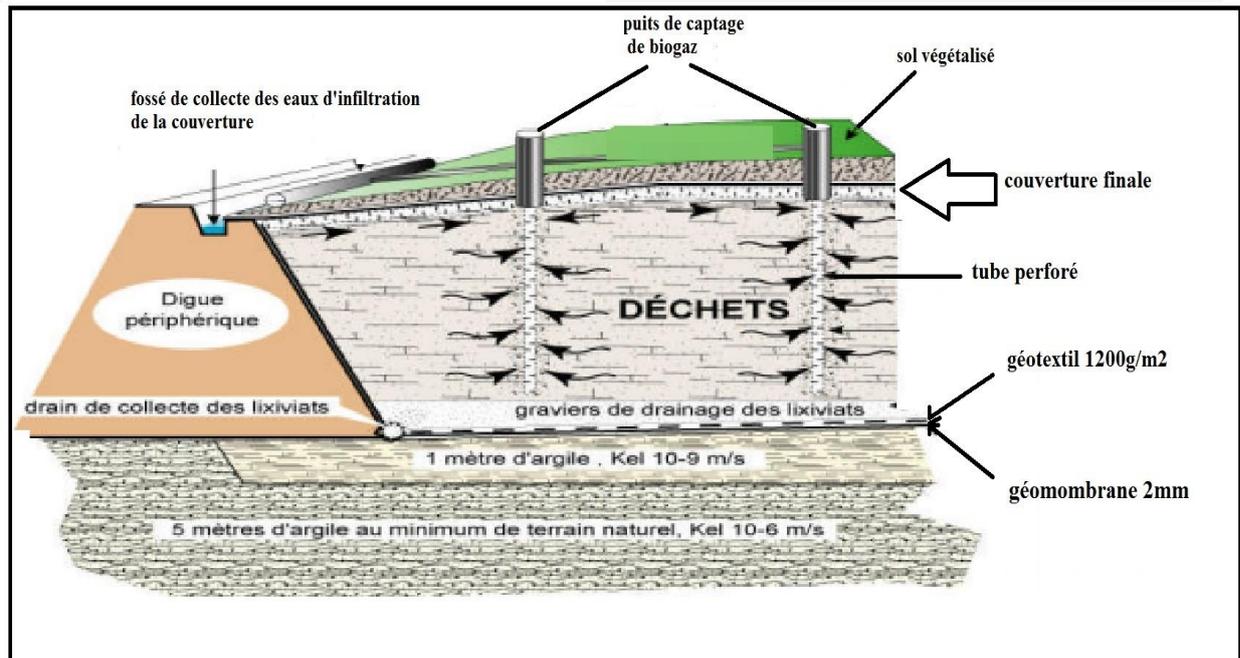


Figure II.3 : Shéma simplifié d'un casier [1, 4]

La couverture finale du casier après son remplissage doit comporter [3, 5] :

- une première couche de graviers qui sert à collecter les biogaz dans le cas de déchets fermentescibles
- un géotextile qui sépare cette couche de la couche d'argile rapportée (1 m d'épaisseur).
- une couche d'argile pour réduire l'infiltration
- une géomembrane éventuellement accompagnée d'un autre géotextile antipoinçonnement
- une terre végétale qui servira de support à la végétation et pour le stockage de l'eau de pluie
- une couche végétale (herbes, arbustes,...)

### II.2.2 Épuration du lixiviat des décharges par lagunage

Le lagunage est une épuration biologique des substances organiques contenues dans les eaux usées. L'aménagement du CET comporte trois bassins (lagunes), d'une profondeur de 1 et 2 m (Figure II.4).

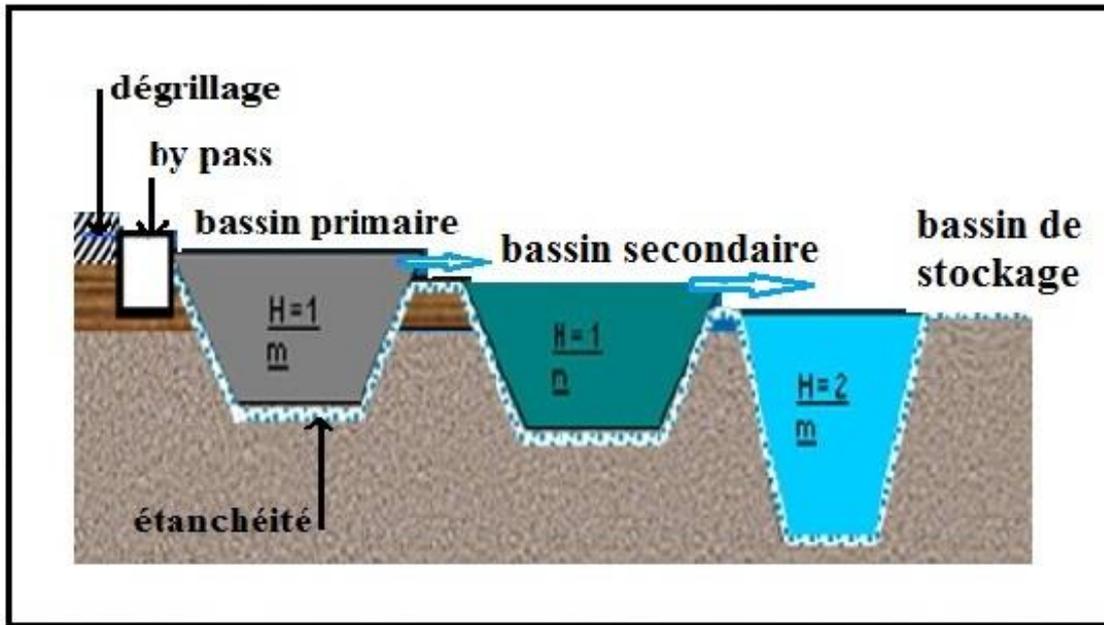


Figure II.4 : Traitement du lixiviat par lagunage naturel [1]

L'imperméabilité des lagunes est assurée par un bon compactage des fonds des lagunes, grâce à des couches d'argile, une couche de géo-membrane de 2 mm en PEHD, et une membrane géotextile ( $500 \text{ g / m}^2$ ).

Le lixiviat collecté à l'aide des drains est acheminé vers le premier bassin, puis successivement vers le deuxième et le troisième qui est un bassin de stockage (Figure II.4).

Les eaux recueillies dans la lagune 3 seront relativement épurées. Elles pourraient même être réutilisées pour l'arrosage du casier en exploitation pour améliorer la fermentation de la matière organique et empêcher l'émanation de poussière [1, 5].

### II.3 Volume du lixiviat

Dans une décharge, les lixiviats sont générés par les apports d'eau mise en contact avec les déchets. Il s'agit principalement des eaux météoriques qui percolent à travers les masses de déchets. La composition des lixiviats est une photographie de l'état de l'évolution des déchets. Cette composition est essentiellement liée à la nature et à la taille des déchets, à leur état de décomposition, leur humidité et la température ambiante [6].

Le volume des lixiviats produits dans une décharge, peut atteindre des proportions considérables. Le cas du centre d'enfouissement technique d'Ouled Fayet (Alger), est représentatif pour la région nord du pays (zone humide). La production moyenne journalière dépasse  $100 \text{ m}^3$ . Une tonne de déchets ménagers et assimilés enfouis, produit en moyenne

environ 31 litres de lixiviats. La quantité de déchets déversés et les précipitations enregistrées ont une influence considérable sur la production des lixiviats [3].

### II.4 Choix des points d'échantillonnage

La figure II.4, prise par Google Earth, représente une vue de la zone à étudier. Elle englobe le CET, la décharge sauvage ainsi que la petite agglomération Khenaba dont la population avoisinait les 400 personnes pendant la période d'étude. Les points d'échantillonnage se répartissent comme suit : 04 points concernant le CET (zone I, figure II.6), 05 points liés à la décharge sauvage (zone 2, figure II.7) et d'autres points autour du village Khenaba (zone III, figure II.8).

Le choix n'est pas aléatoire mais est fonction de la disponibilité des eaux à prélever, de l'accessibilité du point de prélèvement et surtout de la représentativité de l'eau à analyser.

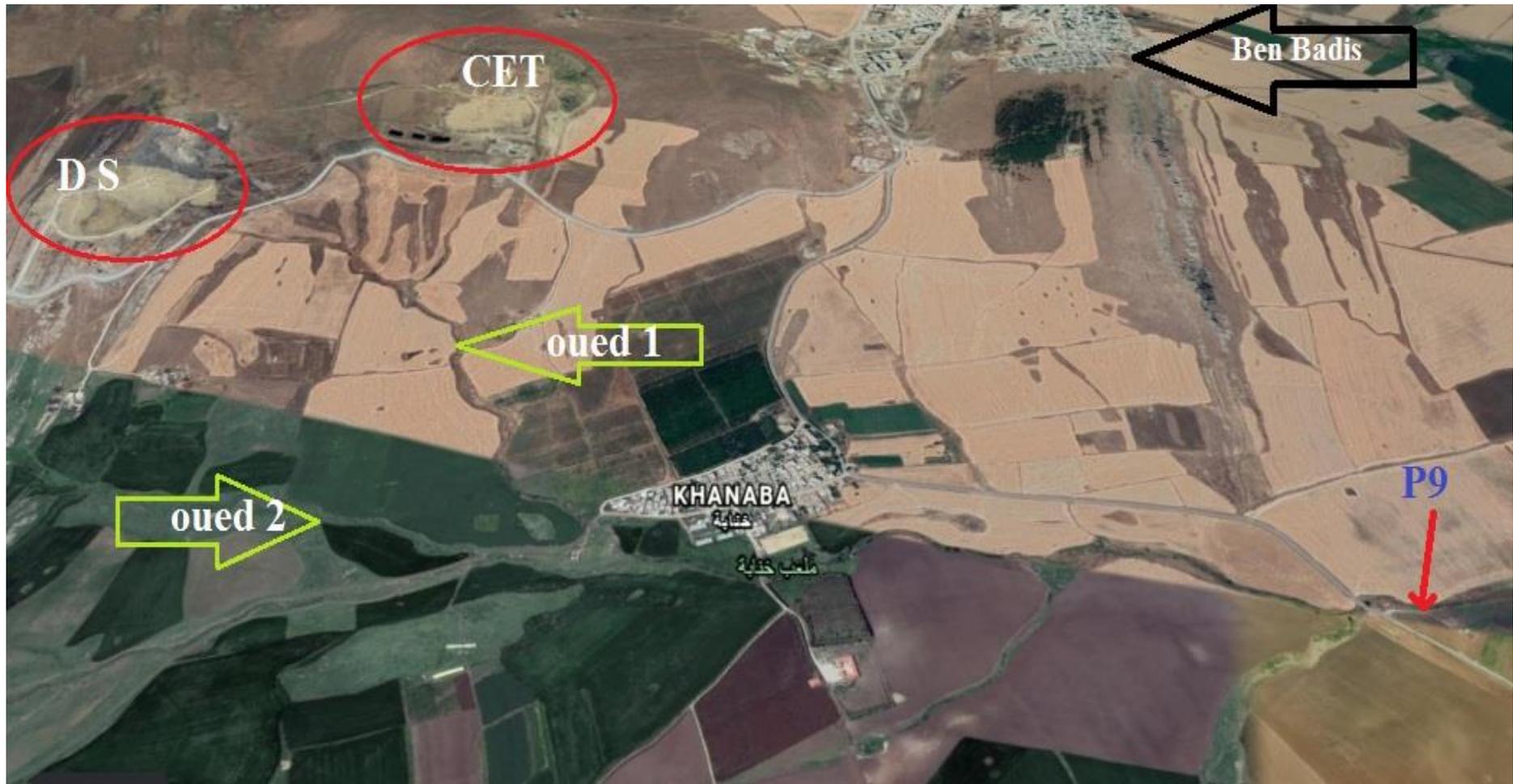


Figure II.5 : Vue de la zone d'étude prise par Google Earth

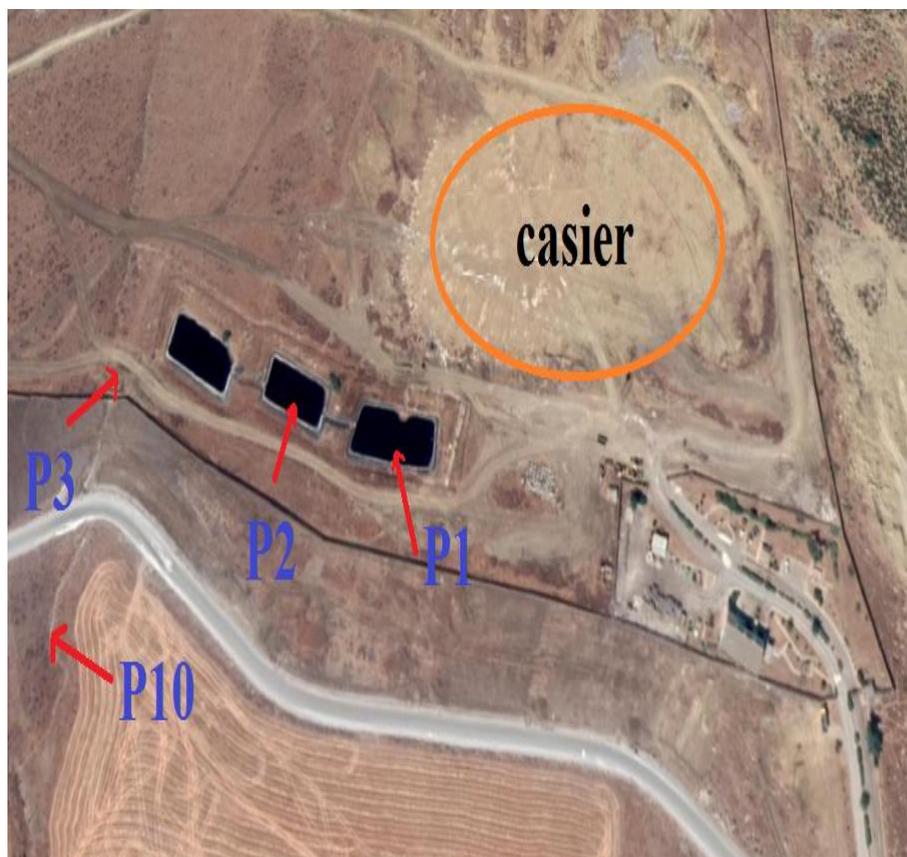


Figure II.6 : Points de prélèvement de la zone I

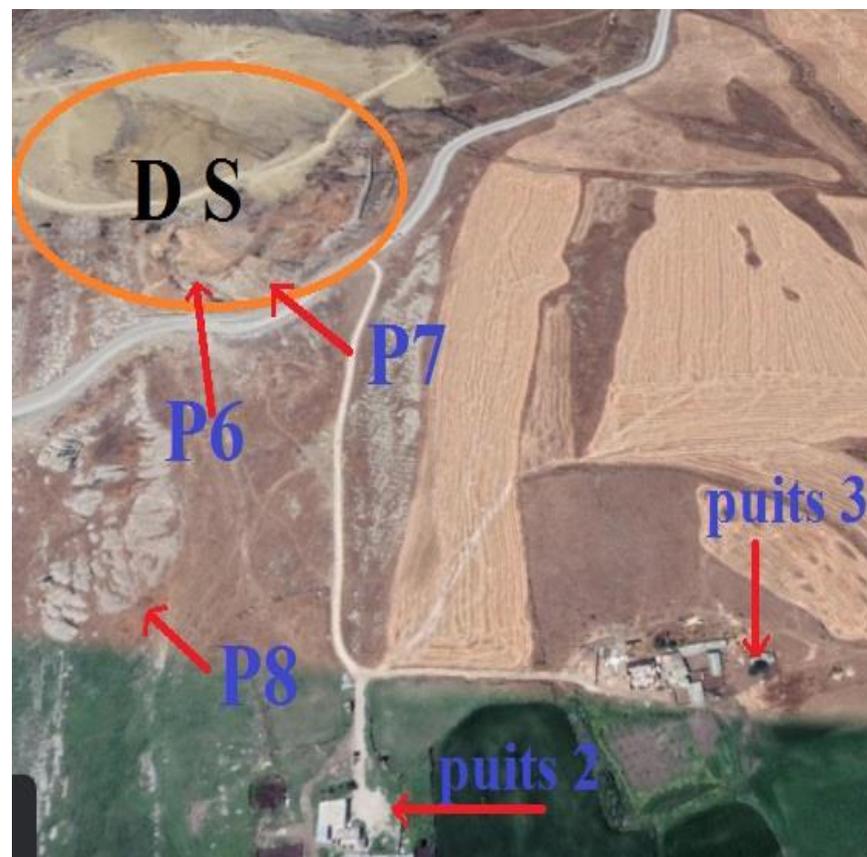


Figure II.7 : Points de prélèvement de la zone II



Figure II.8 : Points d'échantillonnage au village Khenaba et ses abords, zone III

Les photos prises pour chaque point d'échantillonnage, sont présentées ci-dessous :



Figure II.9 : Vue de la première lagune



Figure II.10 : Lixiviat sortant de la 3<sup>ème</sup> lagune



Figure II.11 : Eau superficielle en aval du  
CET

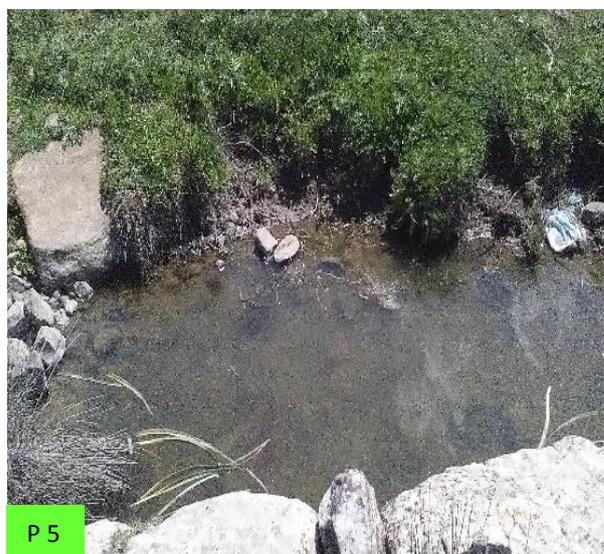


Figure II.12: Eau de surface



Figure II.13 : Lixiviat sortant de la décharge sauvage (point 6)



Figure II.14 : Lixiviat sortant de la décharge sauvage (point 7)



Figure II.15 : Eau superficielle, en aval de la décharge sauvage



Figure II.16 : Eau de surface à 2 km du CET (sur l'oued 1)

## Chapitre II Site d'étude : Centre d'Enfouissement Technique d'El Haria

---

Le lixiviat, produit à partir du casier du CET, est acheminé directement vers la première lagune (lixiviat frais, sans traitement). Les points d'échantillonnage 1 et 2 se situent, respectivement, au premier quart des lagunes 1 et 2. Le lixiviat évacué vers la troisième lagune est ensuite rejeté vers le milieu récepteur lorsque le volume récupéré dépasse la capacité de la lagune. La sortie de cette lagune représente le point 3. Le lixiviat traité dans les trois lagunes est évacué vers l'oued 1, qui traverse une zone agricole, jadis verdoyante (Chebat Ain Chegga, sur la Figure II.2). Sur le cours de l'oued 1, se trouvent les points 10 et 4, le premier à 100 m et le second à 800 m de la sortie du CET (Figure II.6 et Figure II.8). Ils correspondent à des eaux superficielles noirâtres dégageant une odeur piquante insupportable. Malgré cela, le point 4 qui se trouve aux abords de Khenaba, continue de servir d'abreuvoir au bétail de la région.

Quant à l'oued 2, son cours est épargné des lixiviats des deux décharges et ses eaux semblent claires et non polluées. Elles sont, d'ailleurs, exploitées pour l'irrigation et l'élevage. Le point 5 est fixé sur son cours à proximité du village Khenaba (Figure II.8).

Les eaux de l'oued 1 et oued 2 finissent par se rejoindre pour former un seul cours d'eau qui se déverse dans un petit barrage d'EL Haria, exploité principalement en agriculture. Après le croisement des deux oueds, à 2 km en aval du CET, nous avons choisi le point 9 comme point d'échantillonnage pour l'analyse du mélange des deux eaux afin d'évaluer l'impact de l'implantation des deux décharges au-delà de leur voisinage immédiat (Figure II.5).

A la fin de l'année 2014, le CET a fermé ses portes même si, officiellement, la fermeture n'a été déclarée qu'en 2015. Les collectes des déchets solides sont alors transférées vers une décharge sauvage (DS), voisine du CET. Le lixiviat produit, sort de manière aléatoire vers la zone située en contrebas de la décharge. Nous y avons fixé trois points d'échantillonnage, 6, 7 et 8. Le point 6 se trouve à la sortie immédiate du lixiviat ; le point 7 se trouve à 100 m du point 6, sur la même ligne horizontale. A 400 m en aval, se trouve une eau superficielle, de couleur noire : c'est le point 8 (Figure II.7). Le tableau suivant résume la présentation de l'ensemble des points de prélèvements.

## Chapitre II Site d'étude : Centre d'Enfouissement Technique d'El Haria

Tableau II.1 : Présentation des points d'échantillonnage

<b>Point</b>	<b>Présentation</b>
<b>P 1</b>	Premier quart de la lagune 1
<b>P 2</b>	Premier quart de la lagune2
<b>P 3</b>	Sortie du CET (lixiviat de la troisième lagune)
<b>P 10</b>	Eau superficielle à 100 m en aval du CET
<b>P 4</b>	Eau superficielle (sur le cours de l'oued 1)
<b>P 5</b>	Eau superficielle (à côté de Khenaba, oued 2)
<b>P 6</b>	Première sortie de la décharge sauvage
<b>P 7</b>	Deuxième sortie de la décharge sauvage
<b>P 8</b>	Eau superficielle à 400 m en aval de la décharge sauvage
<b>P 9</b>	Eau superficielle (Oued) à 2 Km en aval du CET
<b>S</b>	Source d'eau
<b>Puits 1</b>	Puits d'une maison dans le village Khenaba
<b>Puits 2</b>	Puits en aval de la décharge sauvage
<b>Puits 3</b>	Puits en aval de la décharge sauvage, voisin du puits 2

**Chapitre III :**  
**Les microorganismes dans**  
**l'eau**

### III.1 Introduction

En biologie, un micro-organisme désigne un type d'organisme vivant de très petite taille. Il s'agit des bactéries, des virus, des algues, des mycètes et des protozoaires. Généralement, on les retrouve dans les eaux et les sols et ils jouent un rôle très important dans l'équilibre des écosystèmes. Pour se nourrir, les micro-organismes ont besoin de conditions physico-chimiques appropriées, telles que des températures et des pH viables (mésophile ou thermophile), une quantité suffisante de matière nutritive ainsi qu'une composition et des proportions appropriées des gaz ambiants ( $O_2$  et  $CO_2$ ),... [1].

Les bactéries sont les plus petits organismes connus, doués de métabolismes et capables de se développer et de se diviser aux dépens de substances nutritives telles que les substances organiques, les glucides (glucose, lactose), les protides comme source de substances azotées, les lipides comme source de carbone et d'énergie, les substances minérales (les sels), les agents de croissance comme les vitamines et, bien évidemment, l'eau [1].

Dans les milieux aquatiques, qui regroupent les eaux souterraines et les eaux de surface, la variété des bactéries rencontrées est infinie. Du point de vue de la santé publique, on distingue les bactéries pathogènes, les bactéries hétérotrophes et les indicateurs de pollution fécale [1].

### III.2 Pouvoir pathogène

C'est la propriété que possèdent certains germes de provoquer une maladie. Certaines bactéries sont considérées comme de redoutables agents pathogènes tels que *Salmonella typhi*, agent de la fièvre typhoïde. D'autres sont naturellement saprophytes (non pathogènes), ou faisant partie de la flore normale de l'individu. Dans certaines conditions, elles se manifestent comme des agents pathogènes, on parle de *bactéries pathogènes* et *pathogènes spécifiques*, qui provoquent des troubles spécifiques (fièvre typhoïde, dysenterie, botulisme, gastro-entérite). On trouve aussi les bactéries *pathogènes opportunistes* qui engendrent des troubles non spécifiques (septicémie) chez un sujet réceptif, immunodéprimé, aux défenses amoindries [1].

### III.3 Bactéries indicatrices de contamination fécale

Le contrôle microbiologique passe par la recherche des indicateurs de contamination fécale qui se base sur la mise en évidence d'éléments de la microflore fécale saprophyte. Celle-ci se caractérise par la présence constante dans les fèces de l'homme et des animaux à sang chaud, indispensables à son développement, et son incapacité à se multiplier dans tout autre

environnement. De plus, sa recherche et son identification constituent des opérations d'une grande simplicité [2].

La littérature définit les coliformes fécaux comme les indicateurs de la contamination fécale (*E.coli*, *Klebsiella pneumoniae*, *Citrobacter freundii*, *Enterobacter cloacae*, ...) [2, 3].

### III.4 Microorganismes étudiés

Les indicateurs bactériologiques les plus couramment recherchés sont le dénombrement de la flore totale aérobie mésophile (FTAM), les coliformes totaux et fécaux, les streptocoques fécaux et les *Clostridium* sulfito-réducteurs. La présence de chacun d'eux ayant une signification spécifique. A noter que la mise en évidence d'une contamination fécale, ne signifie pas la présence obligatoire de germes pathogènes [2].

La liste de ces indicateurs ainsi que les normes auxquelles elles sont soumises, dans les rejets ou dans les eaux potables, sont régies par des lois qui fixent leurs limites de présence (Annexe 2).

#### III.4.1 Microorganismes revivifiables (flore totale)

Les microorganismes revivifiables, ou plus précisément les germes totaux (ou flore totale), ne sont pas des germes indicateurs de contamination fécale comme les coliformes. Ils sont recherchés dans certaines eaux à 22°C et /ou 37°C, car ils peuvent exprimer un risque de contamination au-delà d'un certain seuil de concentrations microbiennes [4]. Le dénombrement d'une flore totale est un indicateur bactériologique de l'état de la pollution [5].

#### III.4.2 Entérobactéries

La famille des Enterobacteriaceae comprend 100 espèces répertoriées. Les espèces les plus communément isolées en bactériologie appartiennent à 12 genres : *Citrobacter*, *Enterobacter*, *Escherichia*, *Hafnia*, *Klebsiella*, *Morganella*, *Proteus*, *Providencia*, *Salmonella*, *Serratia*, *Shigella*, *Yersinia* [1, 4].

Les Entérobactéries sont des hôtes du tube digestif de l'homme et de nombreux animaux. Cette localisation digestive n'est pas exclusive, on les retrouve également dans le sol et les eaux. Elles sont une famille très hétérogène pour ce qui est de leur pathogénicité et de leur écologie. Les espèces qui composent cette famille sont, en effet, soit parasites (*Shigella*, *Yersinia pestis*), soit commensales (*Escherichia coli*, *Proteus mirabilis*, *Klebsiella sp.*), soit saprophytes (*Serratia sp*, *Enterobacter sp*). Elles sont des aérobies ou anaérobies facultatives [4].

### III.4.3 Coliformes totaux – *Escherichia coli*

Les coliformes totaux constituent un groupe de bactéries très hétérogènes, que l'on retrouve fréquemment dans l'environnement, dans le sol ou sur la végétation, ainsi que dans les intestins des mammifères, dont les êtres humains. Les coliformes totaux font partie des Enterobacteriaceae. Elles sont des bactéries aérobies ou anaérobies facultatives, ubiquistes, leur présence dans l'eau n'est pas synonyme d'une contamination, mais peut indiquer la présence de coliformes fécaux ou pathogènes [2, 5].

*Escherichia coli* est une bactérie qui appartient aux coliformes thermotolérants (recherchée à 40°C), qui est un caractère supplémentaire par rapport aux coliformes totaux. *E.coli* reste l'indicateur privilégié dans la recherche des germes indicateurs d'une contamination fécale, car elle est hautement spécifique de l'habitat intestinal. Leur présence indique une contamination récente (100 jours) et peut indiquer la présence possible de pathogènes responsables de maladies. Certaines souches (*Escherichia coli* entéropathogènes) peuvent provoquer des troubles digestifs tels que diarrhées, dysenterie, gastro-entérites [2, 4 et 6].

### III.4.4 *Salmonella*, *Shigella*

Elles appartiennent à la famille Enterobacteriaceae. Les salmonelles sont pathogènes, parasites intestinales pour l'homme (*Salmonella typhi* et *paratyphi*), ou exclusivement pour l'animal (*Salmonella abortusovis*). Chez l'homme, elles sont responsables de la fièvre typhoïde et des gastro-entérites. Chez l'animal, les aspects cliniques sont variés : avortements chez différentes espèces, septicémies du jeune, entérites [1, 2, 4].

Les shigelles sont des bactéries strictement humaines. Elles ne font pas partie de la flore intestinale normale. On ne les retrouve que chez les malades, ou les rares porteurs sains [1]. Elles sont la cause chez l'adulte de colites infectieuses et chez l'enfant de gastro-entérites sévères avec diarrhée aiguë, fièvre et déshydratation plus au moins grave suivant l'espèce, *Shigella dysenteriae* ou bacille de *Shiga* est l'agent responsable de Shigellose [2, 4].

### III.4.5 Streptocoque fécaux

C'est un groupe de bactéries ayant la propriété commune de posséder l'antigène D de Lancefield (streptocoques D de Lancefield). Certaines sont spécifiques de l'intestin de l'homme et /ou d'autres mammifères, alors que d'autres ont des habitats divers et quelques-unes sont ubiquistes présentes dans les eaux usées, les eaux douces, l'eau de mer, le sol et sur les végétaux, qui constituent l'habitat principal de *Enterococcus casseliflavus*, *En. haemoperoxidus*, et

## Chapitre III : Les microorganismes dans l'eau

---

*En. moraviensis* [1, 6]. En réalité les streptocoques D de Lancefield sont pathogènes opportunistes [2, 1, 4] ; ce groupe est composé :

- Des espèces de streptocoques d'origine fécale et animale, tels que *Streptococcus bovis*, *Sc. equinus* (bovidés, cheval,...), *Sc. alactolyticus* (volailles,...)
- Des espèces d'entérocoques d'origine fécale humaine ou animale (ou non fécale), *Enterococcus faecalis*, *Ec. faecium*, *Ec. mundtii*

Dans l'environnement, les entérocoques ont une durée de vie plus longue que celle des coliformes, équivalente même à celle des virus, mais ne sont pas capables de se multiplier [7] et [8]. En raison de leur meilleure résistance aux conditions de l'environnement (basse température, pH entre 6 et 7), les entérocoques fécaux sont des très bons indicateurs de contamination fécale ancienne et également de la présence de virus [1, 4]. Chez l'homme, les entérocoques sont des bactéries pathogènes opportunistes responsables de nombreuses infections parmi lesquelles 10 % des infections nosocomiales (notamment urinaires). L'espèce la plus fréquemment en cause est *Enterococcus faecalis* puis *Enterococcus faecium* [1, 3].

Les streptocoques du groupe D possèdent un fort pouvoir pathogène ; *Streptococcus bovis* peut être responsable de septicémie et d'endocardites [4].

### III.4.6 Staphylocoques

Les staphylocoques sont des bactéries ubiquistes qui peuvent vivre en [4] :

- bactéries saprophytes dans la nature (sols, air, eaux, aliments,...)
- bactéries commensales sur la peau et les muqueuses de l'homme et des animaux
- bactéries pathogènes, agents des infections humaines ou animales

L'espèce *Staphylococcus aureus* est l'espèce majeure, d'origine humaine, animale (volaille, bovin, ovin, caprin,...), environnementale ou non spécifique. Elle est pathogène et peut être responsable d'infections septicémiques, d'infections nosocomiales, d'infections ORL (sinusites, angines,...), d'intoxications alimentaires, etc. Il existe aussi d'autres espèces pathogènes opportunistes d'origine humaine telles que *S. epidermidis*, *S. saprophyticus* [4].

### III.4.7 Clostridium sulfito-réducteurs

Ce genre regroupe les espèces *Clostridium perfringers*, *Cl. bifermentas*, *Cl. sporogenes*, *Cl. novyi*, *Cl. Flax*, *Cl. Septicum*. Ils sont ainsi dénommés car ils sont capables de réduire les sulfites présents dans le milieu de culture en sulfures. Ceux-ci se combinent avec un sel de fer pour donner du sulfure de fer noir [4]. Tous ces germes ubiquistes, se retrouvent dans la matière

fécale, dans le sol sous forme sporulée et dans les eaux douces et usées. Ils sont des anaérobies stricts, indicateurs de contamination fécale ancienne. Ils sont commensales des cavités naturelles de l'homme et de l'animal (voies respiratoires, intestins). Ces agents sont responsables d'infections diverses chez l'homme (gangrènes gazeuses lors d'une contamination chirurgicale, septicémies) [3, 4].

### III.5 Milieux de cultures

Un milieu de culture est un support qui permet la culture de cellules, de bactéries, de levure, et de moisissures afin de permettre leur étude. En principe, les cellules trouvent dans ce milieu les composants indispensables pour leur multiplication rapide et en grand nombre, mais aussi parfois des éléments qui permettront de privilégier un genre bactérien ou une famille. Ainsi, selon le but de la culture, il est possible de placer les micro-organismes dans des conditions optimales, ou tout à fait défavorables [4, 5].

Il se compose d'une base (agar-agar, eau, minéraux,...) ainsi que d'un indicateur coloré de pH ou de réaction d'oxydo-réduction pour permettre de formuler des hypothèses sur le genre.

Il existe aussi des bouillons de culture qui possèdent la même fonction, mais ces milieux ne contiennent pas d'agar-agar, ils sont donc totalement liquides [5]. Les milieux de cultures sélectifs que l'on utilise dans ce travail sont les suivants, la composition de chaque milieu étant portée en annexe 3.

#### III.5.1 Gélose VRBG

La gélose VRBG (gélose glucosée biliée au cristal violet et au rouge neutre) a été utilisée pour la recherche et le dénombrement des entérobactéries dans les eaux, les viandes et d'autres produits alimentaires [5]. Les entérobactéries sur le milieu VRBG donne des colonies roses avec ou sans précipité rouge.

#### III.5.2 Gélose TTC au Tergitol 7

Elle est utilisée pour l'isolement et le dénombrement des coliformes et des coliformes thermo tolérants dans les eaux, les denrées alimentaires et autres types de prélèvements par la technique de membranes filtrantes ou isolement sur boîtes de Pétri [5].

#### III.5.3 Gélose EMB

Ce milieu est utilisé pour isoler et identifier des coliformes (*Escherichia coli* et *Enterobacter*) ainsi que les bactéries intestinales Gram<sup>-</sup>, *E. coli* apparaît sous forme de colonies violet foncé, bombées faiblement confluentes, de 2 à 3 mm de diamètre, à centre noir [4, 5].

### III.5.4 Gélose TSA

La Trypticase Soy Agar (gélose de soja Trypticase) sert à l'isolement et à la culture de microorganismes exigeants ou non exigeants, y compris les bactéries anaérobies ou aérobies, même s'il ne constitue pas le milieu à privilégier pour les anaérobies [4]. Le bouillon Tryptic Soy Agar peut également être utilisée comme milieu de conservation ou de repiquage.

### III.5.5 Gélose Viande -foie-sulfite-fer

Il est utilisé pour la recherche des *Clostridium* sulfite réducteurs dans les eaux et les aliments. La germination des spores est favorisée par l'amidon. Le sulfite de fer est réduit en sulfure de fer noir en présence de sel de fer, ce qui produit un halo noir, qui est caractéristique des *Clostridium* sulfite réducteurs. L'incubation doit être réalisée en anaérobiose [4, 5].

### III.5.6 Gélose SS (*Salmonella Shigella*)

C'est un milieu sélectif et différentiel pour la recherche des *Salmonella* et des *Shigella*. Ce milieu est utilisé, soit directement avec le prélèvement à analyser sur boîte de pétri, ou après enrichissement. Après incubation, les colonies transparentes ou avec centre noir (production de H<sub>2</sub>S) sont susceptibles d'être *Salmonella* et /ou *Shigella*. Ce milieu peut être remplacé par le milieu XLD (Xylose-Lysine-Désoxycholate de sodium) [4].

### III.5.7 Gélose Baired Perker

Ce milieu est utilisé pour la recherche et le dénombrement des staphylocoques à coagulase positive dans les eaux et les aliments. Il existe sous forme déshydratée à laquelle il faut rajouter le jaune d'œuf et le tellurite de potassium lors de son emploi. Cette préparation riche en peptones, en pyruvate de sodium et en glycine stimulent la croissance des souches de staphylocoques. Les colonies de *Staphylococcus aureus* présentent des halos noirs dûs au tellure métallique qui est réduit par ces bactéries à partir du tellurite de potassium. Les colonies sans halo et celles non caractéristiques indiquent la présence de quelques souches de staphylocoques à coagulase négative, des entérocoques, *des proteus*, etc. Ce qui nécessite toujours une confirmation par les tests biochimiques [1, 4].

### III.5.8 Gélose Slantz Pertly

Ce milieu est utilisé pour le dénombrement et la recherche des streptocoques de groupe D notamment dans les eaux. Le glucose sert comme source de carbone. Le TTC (chlorure de triphényltétrazolium est un indicateur de croissance des entérocoques qui réduit ce

composant en formazan de couleur rouge. L'azoture de sodium est un inhibiteur de bactérie Gram<sup>-</sup> [1, 5].

#### III.6 Présentation et composition de galerie API 20E

Les milieux d'identification sont des milieux de culture liquides et /ou solides qui permettent de réaliser des tests biochimiques se rapportant au métabolisme respiratoire, glucidique, protéique et lipidique des bactéries. Convenablement choisis et associés, ces milieux de culture en tubes classiques et leurs tests forment une galerie biochimique d'identification spécifique d'un groupe de bactéries. Dans notre étude, on a utilisé la galerie API 20E qui est destinée à l'identification des bactéries de la famille enterobacteriaceae et autre bacilles à Gram<sup>-</sup> non fastidieux [5].

La galerie API 20E est un système standardisé, conçu dans les années 1970, permettant d'identifier aujourd'hui 21 genres d'entérobactéries répartis en 70 espèces, et 18 autres genres de bacilles à Gram<sup>-</sup>. Elle est composée de 20 microtubes (surmontés de cupules) contenant des substrats déshydratés qui permettent de réaliser 20 tests biochimiques [9].

Les test à réaliser sont : ONPG, ADH, LCD, ODC, CIT, H<sub>2</sub>S, URE, TDA, IND, VP, GEL, GLU, MAN, INO, SOR, RHA, SAC, MEL, AMY, ARA. Les test de GLU à ARA sont des tests liés à la fermentation et l'oxydation des sucres [4] et [8]. Le test d'oxydase constitue le 21<sup>e</sup> test d'identification, à réaliser hors galerie [4, 5] (Figure III.1) (Annexe 4).

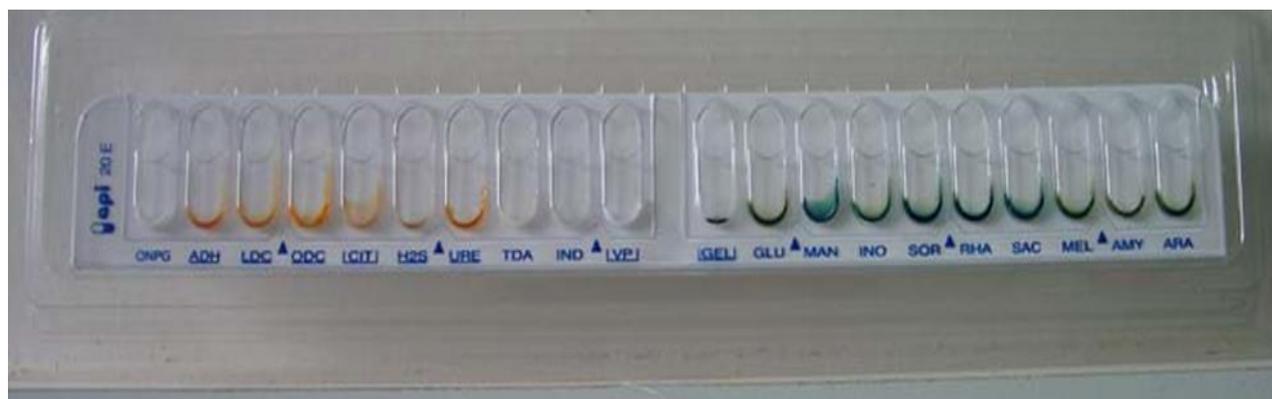


Figure III.1 : Présentation de la galerie API20E

#### III.7 Les maladies à transmission hydrique

Les maladies d'origine hydrique sont des infections qui sont dues à un agent infectieux (bactérie, virus ou protozoaire). Les plus anciennement connues sont la fièvre typhoïde et le choléra. Ces infections s'accompagnent le plus souvent de diarrhées. Dans la littérature, on

### Chapitre III : Les microorganismes dans l'eau

répertorie également l'intoxication, ensemble de troubles qui surviennent suite à une ingestion de toxines libérées par certaines bactéries au cours de leur multiplication, [1, 10] (Tableau III.1).

En plus des microorganismes existant dans l'eau polluée, la transmission d'une maladie infectieuse fait intervenir le sujet réceptif (le public exposé à la maladie) et le mode de transmission de ces maladies qui est, soit direct (inter humain, manipulation de produits contaminés ou de cadavres), ou indirect (eau et aliments souillés) ; la concentration des bactéries dans l'eau à consommer a aussi son importance [11].

Tableau III.1 : Principaux micro-organismes d'origine hydrique [12, 13, 14]

Groupe	Pathogènes	Maladies
<b>Virus</b>	<i>Adénovirus</i>	Diarrhées, infection des yeux Maladies respiratoires
	<i>Astrovirus</i>	Diarrhées
	<i>Calicivirus</i>	Diarrhées
	<i>Enterovirus (polio, echo, ..)</i>	Méningite, fièvre, maladies respiratoires
	<i>Picornavirus (virus hépatite)</i>	Hépatite A et E
<b>Bactéries</b>	<i>Salmonella (typhi, paratyphi)</i>	Fièvre Typhoïde, Diarrhée
	<i>Shigella</i>	Diarrhée, Dysenteries
	<i>Escherichia coli (certaines souches)</i>	Diarrhée
	<i>Vibrio cholerae</i>	Choléra
	<i>Yersinia enterocolitica</i>	Diarrhée
	<i>Legionella</i>	Légionellose, infection respiratoires
	<i>Leptospira spp</i>	Leptospirose (fièvre, hémorragies, douleur musculaire)
	<i>Klebsiella, Enterobacter Serratia</i>	Infection urinaire, infections respiratoires
<b>Protozoaires et parasites</b>	<i>Amibe</i>	Amibiase
	<i>Parasites (transportés par les moustiques)</i>	Paludisme Dengue
<b>Cyanobactéries</b>	<i>Mycrocystis</i>	Affecte le système nerveux.
	<i>Cylindrocapsa</i>	diarrhées, gastro entérites

### Chapitre III : Les microorganismes dans l'eau

Les maladies transmises par des eaux contaminées constituent l'un des problèmes majeurs de santé publique dans le pays en voie de développement. En effet, les nombreuses épidémies signalées depuis l'année 2000 montrent que les agents pathogènes transmis notamment par l'eau potable demeurent un problème récurrent. Ainsi, les diarrhées infectieuses liées à l'eau polluée provoquent à elles seules, chaque année 3 millions de décès dans le monde [15].

Parmi les infections à transmission hydrique que l'on retrouve en Algérie, on peut citer la fièvre typhoïde, le choléra, les hépatites infectieuses, les dysenteries, la poliomyélite [12]. La figure III.2 représente la répartition des déclarations par groupe de maladies en Algérie en 2015. Elle montre que les maladies à transmission hydrique occupent plus de 25% de la totalité des déclarations [16].

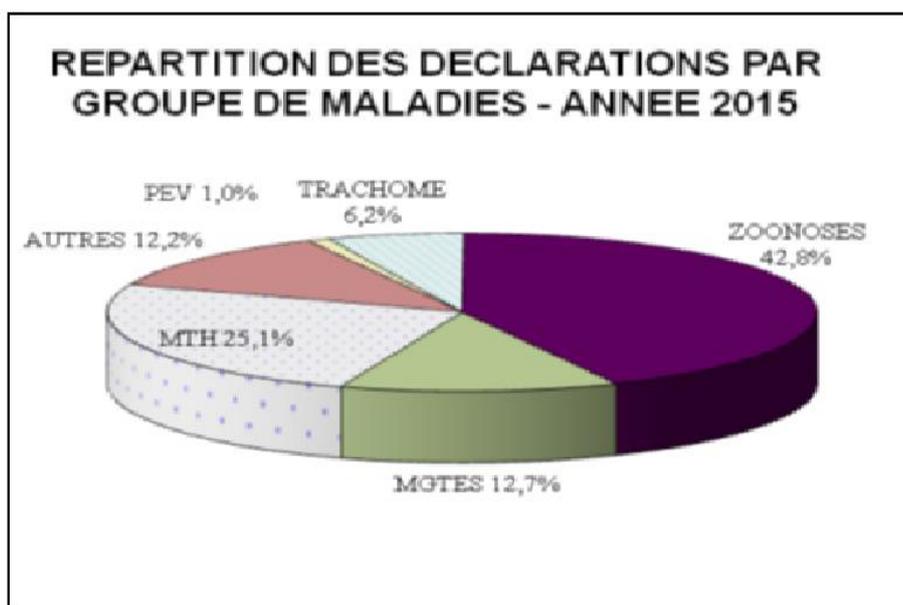


Figure III.2 : Répartition des déclarations par groupe de maladie en Algérie, 2015 [16]

**Chapitre IV :**  
**Évolution temporelle de la  
dégradation des déchets.  
Qualité physicochimique  
des lixiviats**

#### III.1 Introduction

L'étude des variations de la composition physico-chimique des lixiviats avec le temps, apporte d'importantes informations sur l'évolution de la dégradation des déchets. Le massif de déchets évolue pendant la phase d'exploitation et continue d'évoluer longtemps après l'arrêt des dépôts et même après la mise en place d'une couverture finale [1]. Très peu de données sont disponibles sur la production des lixiviats sur de longues périodes en conditions réelles [1]. Généralement, on rencontre deux cas de figure : soit les données s'étendent sur des périodes de 5 à 6 ans et se révèlent être insuffisantes à l'échelle de l'évolution d'une décharge ; soit elles reposent sur des prévisions expérimentales réalisées sur des cellules tests en laboratoire [2].

L'objectif de cette étude est de caractériser deux lixiviats : le premier, traité par un système de lagunage, est produit par le seul casier exploité au niveau du CET ; le second, non traité, est produit par la décharge sauvage existant à proximité du CET après sa fermeture.

Le suivi de la qualité des lixiviats de la décharge d'El Haria a été effectué sur une période de 6 ans (2011-2017).

#### IV.2 Stratégie d'échantillonnage des lixiviats bruts

Les échantillonnages ont été réalisés à la même période de l'année afin de conserver les mêmes conditions climatiques (température, taux d'humidité et pluviométrie). Nous avons opté pour la période d'avril-mai pour éviter les difficultés de prélèvement pendant les mois d'hiver et la sécheresse des mois d'été.

Les lixiviats collectés à l'entrée de chaque lagune et à la sortie du CET sont transportés dans des flacons en verre borosilicaté, disposés dans une glacière. Jusqu'au moment de l'analyse, ils sont maintenus à 4°C dans un réfrigérateur, à l'abri de la lumière. Le tableau suivant résume les conditions de conservation des échantillons, adaptées à chaque analyse [3].

## Chapitre IV : Évolution temporelle de la dégradation des déchets.

### Qualité physicochimique des lixiviats

Tableau IV.1 : Conditions de prélèvement et de conservation des échantillons [3]

Élément analysé	Technique de conservation	Volume à prélever (ml)	Température de conservation (°C)	Durée maximale avant d'effectuer la mesure
Chlorures	-	100	-	1 mois
DBO <sub>5</sub>	Remplir	1 000	4	24 h (obsc)
DCO	Acide sulfurique pH < 2	100	4	1 mois
Nitrites	-	200	4	24 h (obsc)
MES	-	500	4	48 h (obsc)
Phosphates	-	250	4	24 h (obsc)
Sulfates	-	200	4	1 mois
Coliformes totaux	Flacons stériles	250	4	24 h (obsc)
Coliformes fécaux	Flacons stériles	250	4	24h (obsc)
Streptocoques fécaux	Flacons stériles	250	4	24h (obsc)

V : Verre      Obsc : obscurité

### IV.3 Mesure des paramètres

#### IV.3.1 Paramètres in situ

Le pH, la conductivité et la température ont été mesurés *in situ* grâce à un pH/conductimètre de terrain, de marque *WTW multi3430*.

#### IV.3.2 Détermination de la demande chimique en oxygène (DCO)

La demande chimique en oxygène (DCO) est la quantité nécessaire d'oxygène à consommer par les matières présentes dans l'eau. Cette mesure correspond à une estimation des matières oxydables, quelle que soit leur origine organique ou minérale [3]. Elle est mesurée par spectrophotométrie UV visible, en utilisant la méthode ST-DCO [4]. Le protocole expérimental est présenté dans l'annexe 5. Le DCO-mètre utilisé est de type DCO *WTW, CR2200*, le spectrophotomètre est de marque *evolution 201*. La gamme de mesure de la DCO est de 0 à 15000 mg d'O<sub>2</sub>/l.

## Chapitre IV : Évolution temporelle de la dégradation des déchets.

### Qualité physicochimique des lixiviats

#### IV.3.2.1 Principe

La méthode se base sur l'oxydation de l'échantillon par le dichromate de potassium en présence d'acide sulfurique, de sulfate d'argent (catalyseur) et de sulfate de mercure [3]. On utilise la propriété que possède le chrome hexavalent Cr (VI) à absorber à 600 nm.

#### IV.3.2.2 Courbe d'étalonnage

Pour établir la courbe d'étalonnage, on prépare des dilutions à partir d'une solution mère d'acide benzoïque de concentration  $C_0=183$  mg/l. Les solutions diluées correspondent à différentes valeurs théoriques de la DCO. Après oxydation, on dose le Cr (VI) en excès dans ces dilutions [5]. La courbe d'étalonnage obtenue est présentée ci-dessous.

L'équation de la droite est la suivante :  $Abs = 0.0018 \times DCO + 0.054$

Le coefficient de détermination  $R^2$  est de 0,999

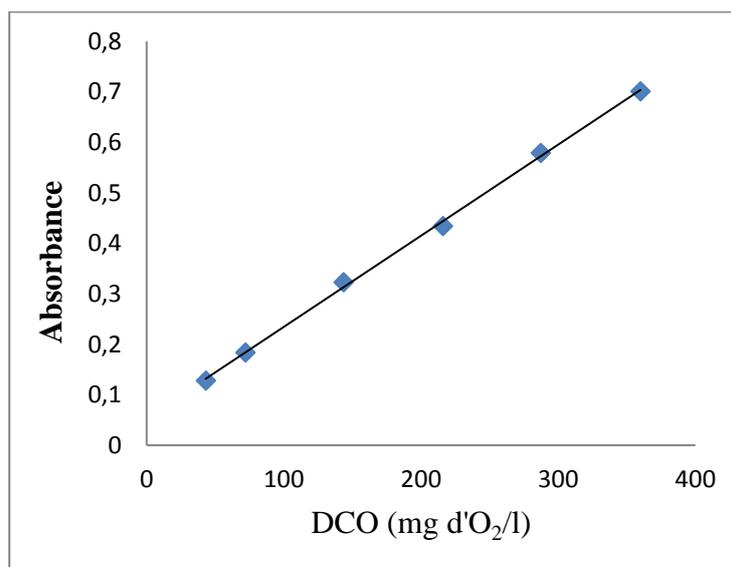


Figure IV.1 : Courbe d'étalonnage de la DCO à 600 nm

#### IV.3.3 Détermination de la demande biochimique en oxygène (DBO<sub>5</sub>)

La demande biochimique en oxygène (DBO<sub>5</sub>) est la concentration en oxygène dissous, consommée pour l'oxydation, par voie biochimique, de la matière organique contenue dans les échantillons. Elle est déterminée par la méthode respirométrique qui consiste à mesurer la quantité d'oxygène consommée en cinq jours par un échantillon dilué, placé dans une enceinte thermostatée à 20 °C. Le protocole expérimental est présenté dans l'annexe 6 [3]. L'Oxitop utilisé est de marque *Box WTW*.

#### IV.3.4 Détermination des matières en suspension (MES)

L'échantillon à analyser est filtré puis évaporé à 105°C dans l'étuve pour la détermination de la matière en suspension. Le poids des matières retenues par le filtre est déterminé par pesée différentielle (avant et après séchage) et donné en mg /l [3].

#### IV.3.5 Détermination des ions orthophosphates ( $\text{PO}_4^{3-}$ )

Les  $\text{PO}_4^{3-}$  sont mesurés par la méthode spectrophotométrique. Le protocole expérimental est présenté dans l'annexe 7.

##### IV.3.5.1 Principe

En milieu acide et en présence de molybdate d'ammonium  $(\text{NH}_4)_2 \text{MoO}_4$ , les ortho phosphates donnent un acide phosphomolybdique, qui est réduit par l'acide ascorbique ( $\text{C}_6\text{H}_8\text{O}_6$ ) en bleu de molybdène. Ce complexe développe une coloration bleue qui fait l'objet d'un dosage spectrophotométrique, à une longueur d'onde de 700 nm. Certaines formes organiques peuvent être hydrolysées au cours de l'établissement de la coloration pour donner des orthophosphates. Le développement de la coloration est accéléré par l'utilisation d'un catalyseur, le tartrate double d'antimoine et de potassium [3].

##### IV.3.5.2 Courbe d'étalonnage

Pour établir la courbe d'étalonnage, on prépare des dilutions à partir d'une solution mère étalon de 50 mg/l de phosphore (P). Les solutions obtenues sont alors soumises à une réaction de complexation à la suite de laquelle on mesure les différentes absorbances (Figure IV.2).

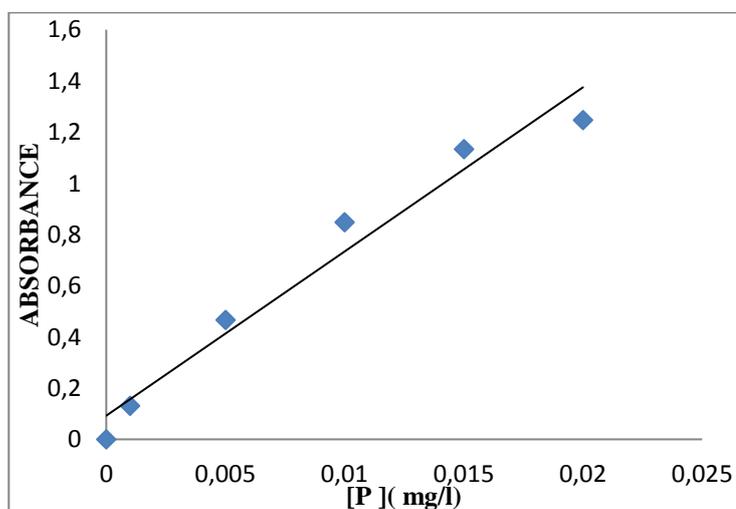


Figure IV.2 : Courbe d'étalonnage du phosphore P à 700 nm

## Chapitre IV : Évolution temporelle de la dégradation des déchets.

### Qualité physicochimique des lixiviats

L'équation de la droite d'étalonnage est :  $Abs = 64,137 \times [P] + 0.0923$

Le coefficient de détermination  $R^2$  est de 0,964.

La concentration en  $PO_4^{3-}$  est calculée comme suit [3] :

$$1 \text{ mg/l } [PO_4^{3-}] = 0,326 \text{ mg /l en phosphore}$$

#### IV.3.6 Détermination des ions nitrites ( $NO_2^-$ )

Les  $NO_2^-$  sont mesurés par la méthode spectrophotométrique, en utilisant la méthode de Zambelli [6]. Le protocole expérimental est présenté dans l'annexe 8.

##### IV.3.6.1 Principe

En milieu chlorhydrique et en présence d'ions ammonium et de phénol, l'acide sulfanilique forme avec l'ion  $NO_2^-$  un complexe de couleur jaune dont l'intensité est proportionnelle à la concentration en nitrite. Le dosage spectrophotométrique se fait à la longueur d'onde 435 nm.

##### IV.3.6.2 Courbe d'étalonnage

Pour établir la courbe d'étalonnage, on prépare des dilutions à partir d'une solution mère étalon de 0,23 g/l en nitrites [5].

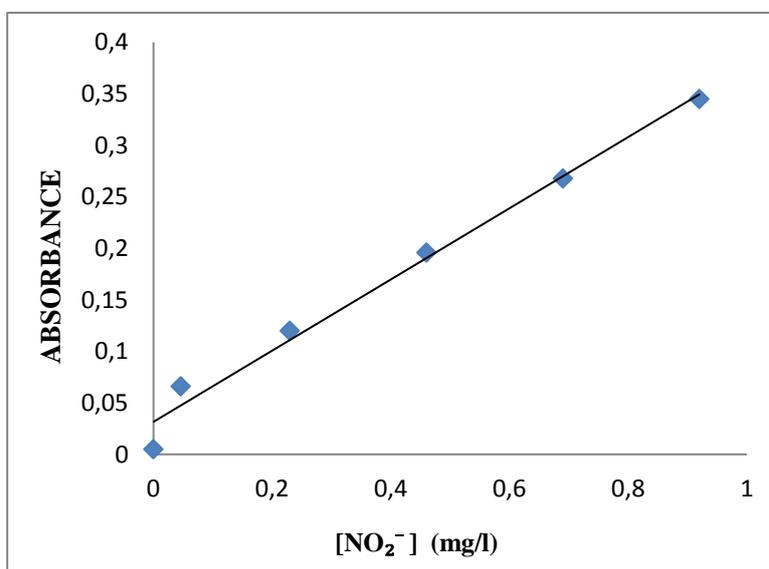


Figure IV.3 : Courbe d'étalonnage de  $NO_2^-$  à 435 nm

Le calcul de la concentration en  $NO_2^-$  se fait grâce à l'équation de la courbe d'étalonnage :

$$Abs = 0,3455 \times [NO_2^-] + 0,0316, \text{ Le coefficient de détermination } R^2 \text{ étant de } 0,985.$$

#### IV.3.7 Détermination des ions sulfates ( $\text{SO}_4^{2-}$ )

Les  $\text{SO}_4^{2-}$  sont mesurés par la méthode spectrophotométrique. Le protocole expérimental est présenté dans l'annexe 9 [3].

##### IV.3.7.1 Principe

Les sulfates sont précipités en milieu chlorhydrique à l'état de sulfate de baryum. Le précipité ainsi obtenu est stabilisé à l'aide d'une solution de Tween 20 (Polysorbate de formule  $\text{C}_{58}\text{H}_{114}\text{O}_{26}$ ). L'absorbance de ce composé est mesurée par spectrophotomètre UV-visible [3].

##### IV.3.7.2 Courbe d'étalonnage

Pour établir la courbe d'étalonnage, on prépare des dilutions à partir d'une solution étalon de sulfate de sodium à 150 mg/l de  $\text{SO}_4^{2-}$  [3].

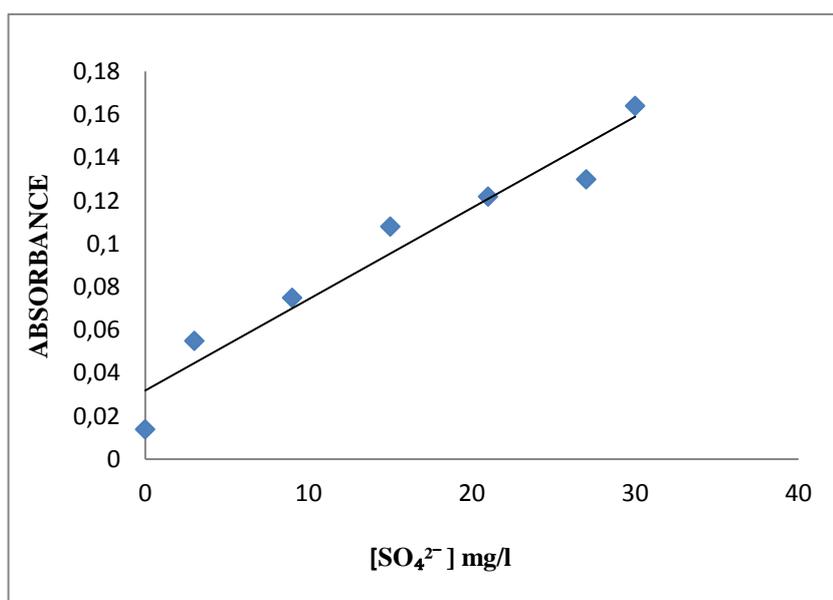


Figure IV.4 : La courbe d'étalonnage de  $\text{SO}_4^{2-}$  à 650 nm

La concentration des ions  $\text{SO}_4^{2-}$  est déterminée par l'équation de la courbe d'étalonnage :

$$Abs = 0,0042 \times [\text{SO}_4^{2-}] + 0,0319 ; \quad \text{Le coefficient de détermination } R^2 \text{ est de } 0,941.$$

#### IV.3.8 Détermination des ions chlorures ( $\text{Cl}^-$ )

Les  $\text{Cl}^-$  sont mesurés par la méthode de Mohr. Les chlorures sont dosés en milieu neutre, par une solution titrée de nitrate d'argent en présence de chromate de potassium. La fin de la réaction

## Chapitre IV : Évolution temporelle de la dégradation des déchets.

### Qualité physicochimique des lixiviats

est indiquée par l'apparition de la teinte rouge caractéristique du chromate d'argent [6]. Le protocole expérimental est présenté dans l'annexe 10.

#### IV.4 Résultats et discussions

La figure suivante représente les points de prélèvements exploités dans ce chapitre (chapitre III.5).

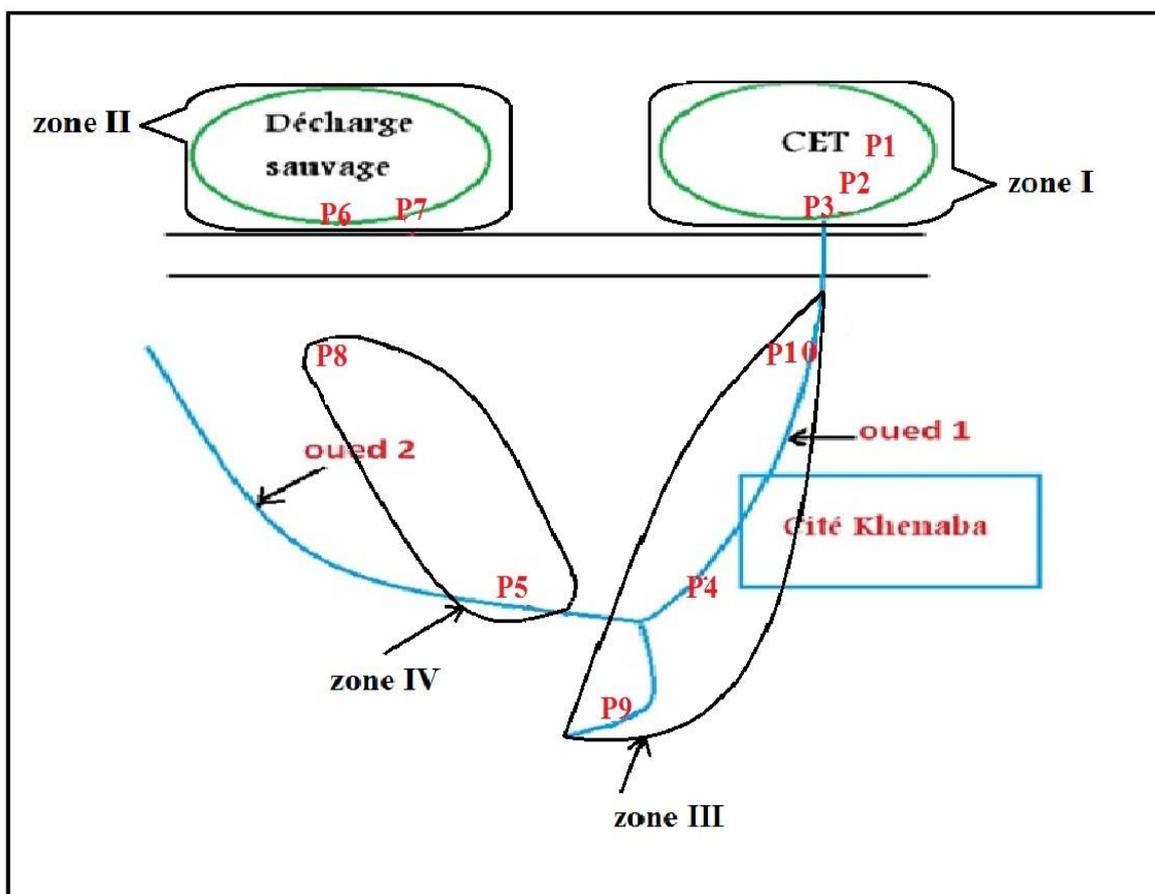


Figure IV.5 : Schéma simplifié des différents points de prélèvements

Avec :

- P1 : premier quart de la première lagune.
- P2 : premier quart de la deuxième lagune.
- P3 : sortie de la troisième lagune.
- P10 : eau superficielle à 100 m en aval du CET.
- P6 et P7 : sorties de la décharge sauvage.

## Chapitre IV : Évolution temporelle de la dégradation des déchets.

### Qualité physicochimique des lixiviats

P 8 : eau superficielle à 400 m en aval de la décharge sauvage.

P 9 : eau superficielle après le croisement des deux oueds, à 2 Km en aval du CET.

#### IV.4.1 Caractéristiques des lixiviats et des eaux superficielles

##### IV.4.1.1 Variation de la température des lixiviats avec le temps

Les valeurs des températures enregistrées au cours de notre étude sont présentées dans le tableau suivant :

Tableau IV.2 : Valeurs des températures (°C) des différents points

Points	2012	2014	2015	2016	2017
1	21	-	15,7	-	16,2
2	24	-	15,6	-	18,5
3	-	29	16,9	-	15,9
10	-	-	17	-	16
4	23,8	21	15,2	-	20
5	30,7	-	20	-	24,3
6	-	-	-	20	20,7
7	-	-	-	22	22,5
8	-	-	-	-	24,9
9	-	-	-	-	22,4

- : non mesurées.

Comme attendu, les valeurs enregistrées de la température sont comparables, puisque nous avons réalisé les prélèvements à la même période de l'année (Avril/Mai) et dans la même tranche horaire (entre 11 et 13 h). Cette similitude nous permet, en effet, une comparaison plus aisée entre les paramètres à étudier.

##### IV.4.1.2 Variation du pH des lixiviats avec le temps

Les valeurs de pH des échantillons recueillis sur les six (06) années d'étude du site sont rassemblées dans le tableau IV.3 et figure IV.6.

## Chapitre IV : Évolution temporelle de la dégradation des déchets.

### Qualité physicochimique des lixiviats

Tableau IV.3 : Valeurs du pH sur les six années d'étude du site

Points	2011	2012	2014	2015	2016	2017
1	6,30	7,91	8,60	8,50	7,91	8,24
2	6,60	8,10	8,87	8,67	8,01	8,49
3	6,73	8,90	8,99	8,64	8,25	7,94
10	-	8,26	-	-	8,20	8,00
4	-	7,69	7,90	8,20	8,18	7,54
5	-	-	8,50	7,87	7,90	8,41
6	-	-	-	-	8,01	8,10
7	-	-	-	-	8	-
8	-	-	-	-	-	8,54
9	-	-	-	-	-	8,23

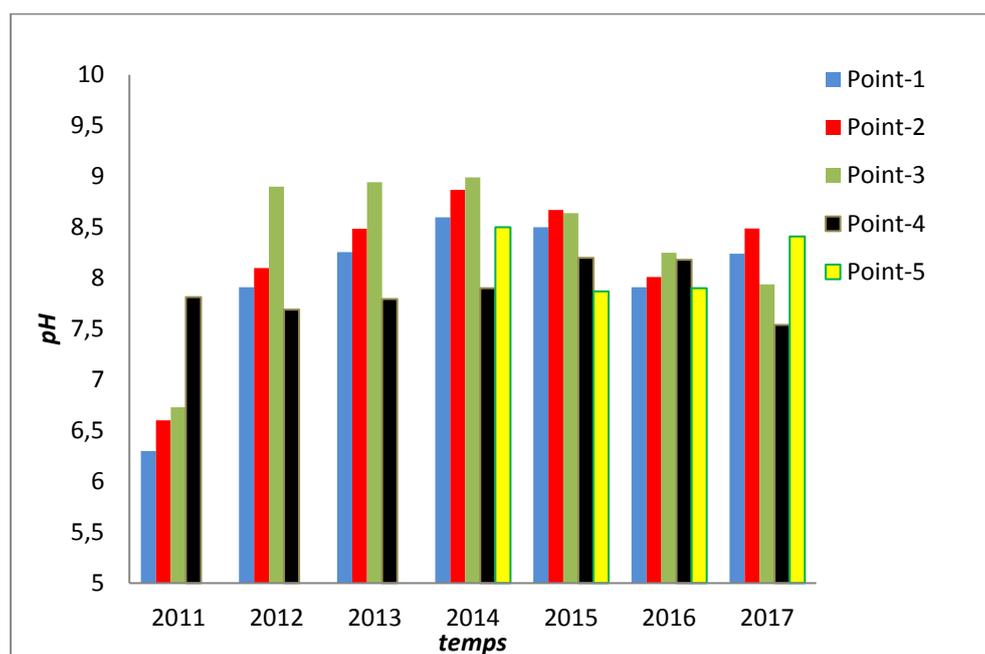


Figure IV.6 : Variation spatiotemporelle du pH

De façon générale, un pH acide indique que la dégradation des déchets est dans la phase d'acidification. La nature basique du lixiviat d'une décharge (pH autour de 8), indique que la phase de maturation (stabilisation) est atteinte [6,7, 8].

Au cours de l'année 2011, les valeurs du pH des lixiviats des trois lagunes sont acides (6,3-6,7), ce qui correspond à la phase d'acidification avec production d'acide gras volatil. Cette acidification a été rapide car elle correspond à une année seulement d'exploitation du CET (ouverture

## Chapitre IV : Évolution temporelle de la dégradation des déchets.

### Qualité physicochimique des lixiviats

2010). La température moyennement élevée serait la cause de cette rapidité de transformation. L'étape de méthanisation a commencé à partir de 2012, les valeurs du pH étant devenues basiques dans toutes les lagunes

Le point 4, présente un pH basique comparable à celui du point 3 car ils correspondent pratiquement au même lixiviat. Les mêmes constatations sont enregistrées au niveau du point 5 qui se situe sur le cours de l'oued 2. Cette eau est considérée comme « propre » car non touchée par le lixiviat venant du CET.

Concernant les points 6 et 7 situés à la sortie de la décharge sauvage, le pH basique signifie que la phase d'acidification n'est pas encore été atteinte. Là, on est encore en phase aérobie qui ne permet pas aux microorganismes anaérobies d'acidifier le milieu. Nous sommes en présence d'une phase aérobie lente (2015-2017) contrairement à celle observée au niveau du CET (2010-2011).

Les eaux superficielles en contre bas de la décharge sauvage (point 8), présentent également un pH analogue à ceux des points 6 et 7. Le point 9 reçoit, quant à lui, les lixiviats des deux décharges (CET et sauvage) d'où le pH basique analogue à celui des deux lixiviats.

#### IV.4.1.3 Variation de la conductivité en fonction du temps

Les valeurs des conductivités électriques enregistrées entre 2012 et 2017 sont illustrées dans le tableau IV.4.

Tableau IV.4 : Variation spatiotemporelle de la conductivité électrique (mS/cm) des différents points d'échantillonnage

Points	2012	2014	2015	2016	2017
1	25,00	-	28,41	27,30	28,80
2	-	-	26,39	25,10	29,70
3	18,75	33,56	20,92	27,50	27,80
10	-	-	10,01	25,30	33,20
4	12,54	1,18	8,90	-	43,10
5	-	1,17	1,28	1,43	4,86
6	-	-	-	36,60	42,30
7	-	-	-	6,40	75,70
8	-	-	-	31,10	39,70
9	-	-	-	-	10,28

- : non mesurée

## Chapitre IV : Évolution temporelle de la dégradation des déchets.

### Qualité physicochimique des lixiviats

---

- La conductivité électrique (CE) renseigne sur la quantité des espèces ioniques dissoutes dans les lixiviats et permet d'évaluer leur minéralisation [3]. Les valeurs minimales de 25 et 18,75 mS/cm sont observées durant 2012 pour les lagunes 1 et 3 respectivement. D'une lagune à l'autre, on remarque que la variation de la CE n'est pas importante, le système de lagunage n'a donc pas d'influence sur la conductivité. Entre 2015 et 2017 (après la fermeture du CET), les valeurs de CE augmentent progressivement pour atteindre 27,8 mS/cm pour le lixiviat sortant du CET, valeur révélant une phase de minéralisation. La décharge n'a pas encore atteint la phase de stabilisation. Cette phase, qui s'accompagne d'une diminution de CE [9].
- Le point 10, venant immédiatement après le point 3, enregistre la plus faible valeur (10,01 mS/cm) à cause de l'approvisionnement discontinu du point 10 à partir du point 3.
- La CE du point 4 prend les valeurs de 12,5 en 2012 et 8,9 mS /cm en 2015, mais présente un maximum en 2017 avec une valeur de 43,10 mS/cm ; Ce qui peut être expliqué par la minéralisation des déchets ménagers et agricoles déposés par les citoyens (sources extérieures) sur le site de prélèvement. On considère que ce point est un mélange entre le lixiviat du CET et celui résultant de la digestion des déchets supplémentaires. Cet amalgame influera sur toutes les mesures des paramètres au niveau du point 4.
- Le point 5 présente des valeurs peu élevées (1,17 mS/cm en 2014) puis une petite augmentation enregistrée en 2017 (4,86 mS/cm). Ce point se situe sur le cours de l'oued 2 (figure IV.5) et n'est nullement affecté par les rejets du CET. Il est considéré comme point propre.
- En 2017, les lixiviats issus de la décharge sauvage (points 6 et 7) présentent respectivement des valeurs de conductivité électrique de 42,3 et 75,7 mS/cm, qui sont plus importantes que celles enregistrées pour les lixiviats du CET (27,8 mS/cm) pour la même année révélant ainsi une forte minéralisation.
- Le point 8 est directement affecté par le lixiviat jeune de la décharge sauvage, la CE étant de 31,10 à 39,7mS/cm. Le point 9, par contre, présente une valeur de 10,28 mS/cm car il est plus éloigné du CET (à 2Km) et englobe deux écoulements (oued1 et oued 2).
- Les valeurs élevées de la CE du lixiviat indiquent la présence d'un excès d'ions ou de nutriments dans le lixiviat [10]. La composition chimique de ce dernier est spécifique à chaque décharge. Elle varie étroitement avec la nature et l'âge de la décharge, le type de déchets et leur degré de décomposition, la méthode de mise en décharge, la nature du site d'enfouissement et les conditions climatiques, etc [11]. Globalement, la CE décroît avec l'âge de la décharge jusqu'à

## Chapitre IV : Évolution temporelle de la dégradation des déchets.

### Qualité physicochimique des lixiviats

atteindre des valeurs très faibles dans la phase de maturation. Cette phase n'est pas encore atteinte pour la décharge d'El Haria [10, 12].

#### IV.4.1.4 Les solides totaux dissous (STD) et le potentiel oxydo réducteur

Les solides totaux dissous STD et le potentiel oxydo-réducteur sont aussi des paramètres importants lors de l'évaluation de la qualité d'une eau. Ils sont mesurés in situ à l'aide du pH/conductimètre. Les valeurs enregistrées sont regroupées dans le tableau suivant :

Tableau IV.5 : Valeurs de STD et potentiel redox pour tous les points

Points	Pot redox (mV)		STD (g/l)		
	2016	2017	2015	2016	2017
1	-74,10	-73,10	-	27,30	28,90
2	-78,30	-85,70	-	25,40	29,70
3	-90,40	-53,30	-	26,60	27,80
10	-83,50	-90,80	10	25,30	33,30
4	-87	-83,60	8,91	-	44
5	-78	-35,90	1,27	1,44	2,06
6	-79,30	-67,60	-	36,20	42,30
7	-80,33	-66	-	6,40	75,50
8	-87	-72,70	-	30,90	39,80
9	-	-91	-	-	10,42

- Les faibles valeurs du potentiel redox (comprises entre -74 et -90,8 mV) montrent que les effluents liquides (lixiviats et eaux superficielles) se trouvent dans des conditions réductrices [13] accompagnées par un manque d'oxygène, confirmé par les très faibles valeurs de l'oxygène dissous dans les lixiviats. La valeur moyenne de 0,8 mg/l détectée en 2014 (lagune 3), diminue jusqu'à atteindre le minimum de 0,05mg/l en 2015. Ceci montre clairement que le phénomène d'anaérobiose est prédominant dans les lagunes du CET. Le lixiviat issu de la décharge sauvage (points 6 et 7), présente aussi des conditions réductrices avec un potentiel de -66 mV. Les eaux superficielles (points 4, 5, 9 et 10) présentent des valeurs de potentiel redox très faibles. Une valeur de -90,8 mV a été enregistrée pour le point 10. Au-dessous du point 3, qui est la sortie du CET, les conditions sont défavorables pour la croissance des bactéries aérobies. En effet, des valeurs comprises entre 0 et -100 mV correspondent à une anaérobiose totale avec formation d'acides gras

## Chapitre IV : Évolution temporelle de la dégradation des déchets.

### Qualité physicochimique des lixiviats

---

et d'H<sub>2</sub>S se manifestant par une couleur noire et des odeurs nauséabondes [3, 14]. Ces odeurs et cette couleur caractérisent tous les lixiviats et les eaux superficielles de nos points d'échantillonnage à l'exception du point 5.

Généralement toutes les valeurs sont inférieures à -40 mV, valeur caractéristique d'un milieu septique avec des conditions défavorables pour la dégradation en aérobiose [3]. Les faibles valeurs du potentiel redox accompagné d'un pH de 8, indique la présence de métaux lourds sous la forme réduite. A titre d'exemple, la valeur -80 mV indique la présence du fer solide, selon le diagramme de Pourbaix [3].

- Les Solides Totaux Dissous (STD) : Les solides dissous sont constitués principalement de substances inorganiques dissoutes dans l'eau. Les principaux constituants des solides dissous sont les chlorures, les sulfates, les bicarbonates, le calcium, le magnésium et le sodium. Ils proviennent de sources naturelles ou d'effluents municipaux et industriels. Dans notre cas, leurs sources sont les lixiviats du CET et de la décharge sauvage, le ruissellement des terres agricoles et les retombées des matières particulaires atmosphériques. L'influence la plus importante qu'exercent les solides dissous sur la qualité de l'eau est l'altération du goût. Ils provoquent parfois un entartrage des canalisations [3, 15].

Les valeurs enregistrées pour les trois lagunes sont de même ordre de grandeur, 27,3 g/l en 2016 et 29,7 g/l en 2017. Les eaux de ruissellement agricole et urbain ainsi que les activités humaines, peuvent provoquer un surplus de minéraux dans les cours d'eaux [3]. C'est le cas du point 10 où on enregistre la valeur la plus élevée (33,3 g/l). Le point 4 présente une charge supplémentaire 44 g/l due à une accumulation du lixiviat et des amoncellements d'ordures ménagères constituant une « mini décharge » dans le voisinage de l'agglomération.

Les valeurs les plus basses sont enregistrées pour le point 5 (environ 2,06 g/l), point propre non affecté par le lixiviat, mais également pour le point 9 (10,42 g/l) situé très loin du CET et subissant la dilution par les eaux de l'oued 2.

Des données élevées des STD sont observées pour la nouvelle décharge 42,3 et 75,5 g/l. Ces valeurs sont, probablement, dues à la richesse de la nouvelle décharge en substances inorganiques, et/ ou à la nature de la terre (gypse) qui facilite le ruissellement vers les cours d'eaux [16].

Concernant les normes, il n'existe pas de valeur guide mais seulement une valeur optimale recommandée en dessous de 1000 mg/l pour les eaux potables. Au-delà de cette valeur, les STD présentent des effets nocifs sur la santé humaine en plus du goût désagréable [17].

## Chapitre IV : Évolution temporelle de la dégradation des déchets.

### Qualité physicochimique des lixiviats

#### IV.4.1.5 Variation spatiotemporelle de la demande chimique en oxygène DCO

Les valeurs de la mesure de la DCO pour tous les points étudiés sont regroupées dans le tableau suivant :

Tableau IV.6 : Variation de la demande chimique en oxygène en mg d'O<sub>2</sub>/l en fonction du temps

Points	2011	2012	2014	2015	2016	2017
1	-	-	-	872	2250	1000
2	-	-	-	1400	2350	1139
3	800	935	800	2200	1500	1312
10	-	-	-	790	-	1924
4	-	395	484	242	-	3600
5	-	-	-	-	-	20
6	-	-	-	-	4000	4600
7	-	-	-	-	1940	2700
8	-	-	-	-	2700	2712
9	-	-	-	-	-	617

La DCO renseigne sur la totalité des matières oxydables mais ne donne aucun renseignement sur leur biodégradabilité dans le lixiviat ou dans l'eau à étudier [3, 14].

- On constate que la DCO augmente progressivement dans les trois premiers points (lagunes), en particulier de 800 mg d'O<sub>2</sub>/l en 2011 à environ 2200 mg d'O<sub>2</sub>/l en 2015, ensuite la DCO diminue pour avoir 1312 mg d'O<sub>2</sub>/l en 2017 pour le point 3. Ceci s'explique par une évolution des matières organiques et inorganiques issues des dégradations des déchets évacués par le lixiviat.
- Pour les eaux superficielles supposées affectées par le lixiviat du CET, les valeurs de la DCO vont de 790 mg/l en 2015 à 1924 mg d'O<sub>2</sub>/l en 2017, pour le point 10. Le point 4 présente aussi des valeurs plus élevées que celles du lixiviat lui-même ; la valeur de 3600 mg d'O<sub>2</sub>/l a été enregistrée en 2017. Ceci est dû aux activités humaines supplémentaires (déchets de tous genres rejetés dans ces points).
- Le point 5 présente une DCO de 20 mg d'O<sub>2</sub>/l, confirmant que ce point n'est pas pollué par le lixiviat.
- Les DCO enregistrées au niveau des lagunes sont inférieures à celles enregistrées pour le lixiviat produit par la décharge sauvage (points 6 et 7), où les valeurs vont de 4000 mg d'O<sub>2</sub>/l en

## Chapitre IV : Évolution temporelle de la dégradation des déchets.

### Qualité physicochimique des lixiviats

2016 à 4600 mg d'O<sub>2</sub>/l en 2017. Elles sont inférieures aussi à la DCO du point superficiel qui a été affecté par la décharge sauvage (point 8, à 400 m en aval de cette décharge), avec une valeur de 2712 mg d'O<sub>2</sub>/l en 2017, traduisant ainsi une pollution plus importante que celle générée par le CET.

#### IV.4.1.6 Variation spatiotemporelle de la demande biochimique en oxygène DBO<sub>5</sub>

Pour la demande chimique en oxygène, les valeurs enregistrées sont données dans le tableau suivant :

Tableau IV.7 : Variation spatiotemporelle de la DBO<sub>5</sub> en fonction du temps, pour tous les points

Points	2011	2012	2014	2015	2016	2017
1	710	-	-	600	1022	800
2	700	-	-	905	900	900
3	622	800	500	1040	1012	1000
10	-	-	-	650	1172	900
4	-	180	200	150	-	2500
5	-	-	-	-	-	10
6	-	-	-	-	1645	2973
7	-	-	-	-	1006	1600
8	-	-	-	-	1617	1000
9	-	-	-	-	-	200

- La DBO<sub>5</sub> renseigne sur la matière biodégradable existant dans l'eau ou le lixiviat à étudier [18]. La DBO<sub>5</sub> du point 3 évolue de 622 mg d'O<sub>2</sub>/l en 2011, pour atteindre la valeur maximale de 1040 en 2015. Suite à l'abaissement de la matière organique biodégradable contenue dans les déchets, la DBO<sub>5</sub> diminue progressivement jusqu'à son minimum en 2017 (1000 mg d'O<sub>2</sub>/l). La même évolution (croissance et décroissance de DBO<sub>5</sub>) a été enregistrée pour les autres lagunes.
- Les eaux superficielles du point 10, qui se trouve à environ 100 m de la sortie de la décharge, présentent une charge biodégradable inférieure à celle du point 3 (1040 mg d'O<sub>2</sub>/l). L'année 2015 présente une exception avec une charge de 650 mg d'O<sub>2</sub>/l. Cette diminution est due au phénomène de l'autoépuration. Par ailleurs, on note que l'écoulement du lixiviat entre la sortie du CET et ce point est irrégulier.

## Chapitre IV : Évolution temporelle de la dégradation des déchets.

### Qualité physicochimique des lixiviats

---

- Concernant le point 4, les valeurs de la DBO<sub>5</sub> sont plus élevées que celles du lixiviat lui-même (180 mg d'O<sub>2</sub>/l en 2012 et 2500 mg d'O<sub>2</sub>/l en 2017). Ce point est situé sur une pente entre le village Khenaba et le CET, plus proche du village que du CET. Le lixiviat est caractérisé par une mauvaise odeur et une couleur noire. Cette hausse notoire de la DBO, particulièrement en 2017, est expliquée par la dégradation des déchets agricoles et des déchets des abattoirs rejetés de manière anarchique dans l'oued 1.
- Le point 5, comme attendu, présente une charge dans les normes (10 mg d'O<sub>2</sub>/l) car non influencé par le lixiviat du CET ou de la décharge sauvage.
- Les points 6 et 7 qui sont des sorties immédiates de la décharge sauvage, présentent des valeurs de DBO<sub>5</sub> très élevées (2973 et 1600 mg d'O<sub>2</sub>/l). Le lixiviat y est *frais* et n'a subi aucun traitement par lagunage comme celui provenant du CET (DBO<sub>5</sub>=1000 mg d'O<sub>2</sub>/l).
- Le point 8 se situe à 400 m en aval de la décharge sauvage. En 2016, il présente une valeur comparable (1617 mg d'O<sub>2</sub>/l) à celui du point 6. Cette valeur connaît une diminution en 2017 (1000 mg O<sub>2</sub>/l) à cause, sans doute, des faibles précipitations enregistrées au cours de cette saison.
- L'eau du point 9, situé sur le cours de l'oued en aval du village Khenaba et à 2 km du CET, est de bonne qualité (200 mg d'O<sub>2</sub>/l), en comparaison avec celles des points 3 et 4, situés sur le même oued. Cette eau superficielle est un mélange de deux eaux, l'une provenant des eaux polluées par le CET (oued 1) et l'autre de l'oued 2, supposé non polluer (Figure IV.5).

#### IV.4.2 Impact des lixiviats sur les eaux superficielles

Le terrain du site étudié est constitué de quatre zones (Figure V.5) :

- La zone I qui comporte le casier et les trois lagunes représentées par les points 1, 2 et 3.
- La zone II constituée de la décharge sauvage (points 6 et 7).
- La zone III qui concerne les points situés sur le cours de l'oued 1 (points 10, 4 et 9).
- La zone IV constituée des points 8 et 5.

##### IV.4.2.1 Lixiviats de la zone I

Nous commençons par présenter les caractéristiques globales des lixiviats de la zone I que nous comparerons avec les normes algériennes et les résultats de la littérature (Tableaux IV.10 et 11).

L'évaluation de l'efficacité d'un système de lagunage à trois lagunes, analogue au nôtre, passe par la comparaison des caractéristiques des lixiviats des trois lagunes. Pour cela, on se réfère aux tableaux IV .9 et IV.10.

## Chapitre IV : Évolution temporelle de la dégradation des déchets.

### Qualité physicochimique des lixiviats

- Pour chaque année et pour les trois lagunes, les valeurs des pH sont proches et correspondent à la même phase de dégradation des déchets.

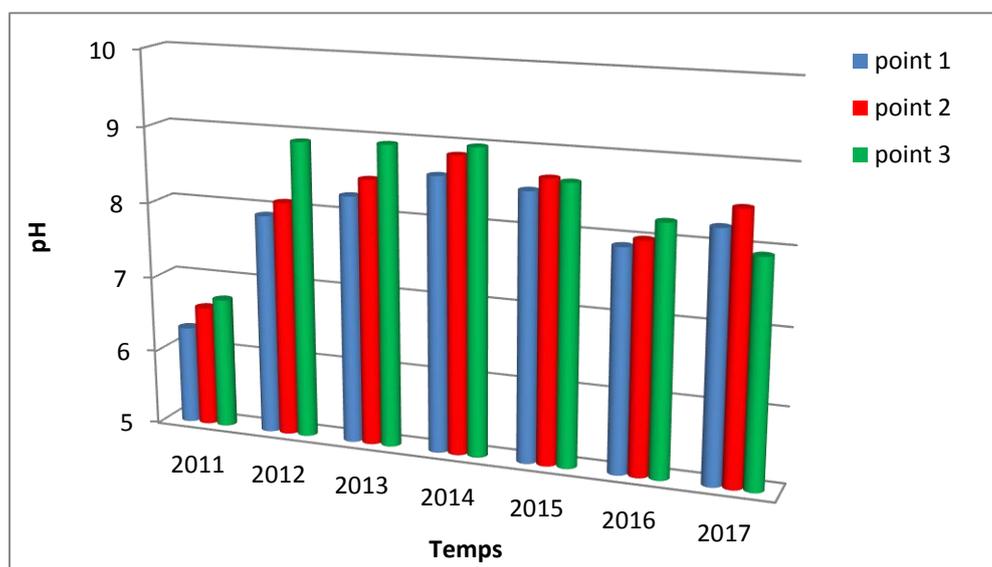


Figure IV.7 : Variation du pH en fonction du temps pour les lixiviats des trois lagunes

Les taux d'abattement en DCO et en DBO<sub>5</sub> sont calculés à l'aide de l'équation suivante [19] :

$$X(\%) = [(C_0 - C_f) / C_0] \times 100$$

X : le taux d'abattement (%)

C<sub>0</sub> : valeur initiale (en DCO ou en DBO<sub>5</sub> à l'entrée de la première lagune)

C<sub>f</sub> : valeur finale du paramètre

Tableau IV.8 : Variation de la DCO pour le système de lagunage

	Point 1	Point 2	Point 3	Taux d'abattement
<b>2011</b>	-	-	800	-
<b>2012</b>	-	-	935	-
<b>2014</b>	-	-	800	-
<b>2015</b>	872	1400	2200	< 0
<b>2016</b>	2250	2350	1500	33%
<b>2017</b>	1000	1139	1312	< 0

## Chapitre IV : Évolution temporelle de la dégradation des déchets.

### Qualité physicochimique des lixiviats

Tableau IV.9 : Variation de la DBO<sub>5</sub> pour le système de lagunage

	Point 1	Point 2	Point 3	Taux d'abattement
2011	710	700	622	12.40%
2012	-	-	800	-
2014	-	-	500	-
2015	600	905	1040	< 0
2016	1022	900	1012	10 %
2017	800	900	1000	< 0

Les valeurs du taux d'abattement sont très faibles, voire négatives, révélant ainsi l'inefficacité des lagunes [19].

Généralement, les causes de dysfonctionnement des lagunes naturelles sont les suivantes :

- La disparition des algues (absences de la couleur verte en surface) et la prédominance des bactéries qui provoquent l'apparition d'une couleur brun-gris. Le bassin devient complètement anaérobie favorisant ainsi les métabolismes réducteurs, avec dégagement de H<sub>2</sub>S.
- La concentration élevée des lixiviats : La charge à traiter ne doit pas excéder 300 mg/l en DBO<sub>5</sub> en moyenne [20]. Dans le cas contraire, le lagunage n'est pas adopté pour le traitement du lixiviat du CET.
- Une profondeur des lagunes de plus de 1 m favorise l'anaérobiose [21].

Les résultats obtenus pour les paramètres des trois lagunes DCO, DBO<sub>5</sub>, SDT, MES (>75mg/l) et oxygène dissous (0,08-0,80 mg/l), montrent qu'il n'y a pas de pénétration de lumière dans les lagunes empêchant ainsi l'oxygénation du milieu par photosynthèse ; ce qui est confirmé par un potentiel redox faible (de -53 mV à -90 mV) (Tableau IV.5). Ces conditions d'anaérobiose sont constatées de visu sur le site, par la présence des mauvaises odeurs (H<sub>2</sub>S, mercaptans,.....) et la couleur noire des eaux. Tous ces éléments réduisent la dégradation des lixiviats dans les lagunes qui fonctionnent très lentement à cause de l'anaérobiose.

## Chapitre IV : Évolution temporelle de la dégradation des déchets.

### Qualité physicochimique des lixiviats

Tableau IV.10 : Qualité physico-chimique du lixiviat sortant de la zone I (point 3) entre 2011 et 2017

Année							Norme
Paramètre	2011	2012	2014	2015	2016	2017	Algérienne [22]
pH	6,73	8,90	8,99	8,64	8,25	7,94	5,5-8,5
Température (°C)		23,80	29	16,9	18,3	15,9	30
Conductivité (mS/cm)		18,75	33,56	20,92	27,5	27,8	2,5
STD (g/l)	-	-	-	-	26,6	27,8	-
Potentiel ox-red (mV)	-	-		-	-90,4	-53,3	-
DBO <sub>5</sub> (mg d'O <sub>2</sub> /l)	622	800	500	1040	1012	1000	40
DCO (mg d'O <sub>2</sub> /l)	800	935	800	2200	1500	1312	120
DCO/DBO <sub>5</sub>	1,28	1,17	1,60	2,11	1,48	1,31	-
DBO <sub>5</sub> /DCO	0,78	0,85	0,62	0,47	0,67	0,76	-
NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> (mg/l)	8,63	-	-	10,80	-	-	0,1
PO <sub>4</sub> <sup>3-</sup> (mg/l)	0,00	-		0,007	0,00816		2
Cl <sup>-</sup> (mg/l)	2586,65	-		2272	13277		-
SO <sub>4</sub> <sup>2-</sup> (mg/l)		-		-	733,8		-
MES (mg/l)	79	360		280	1237,5		30

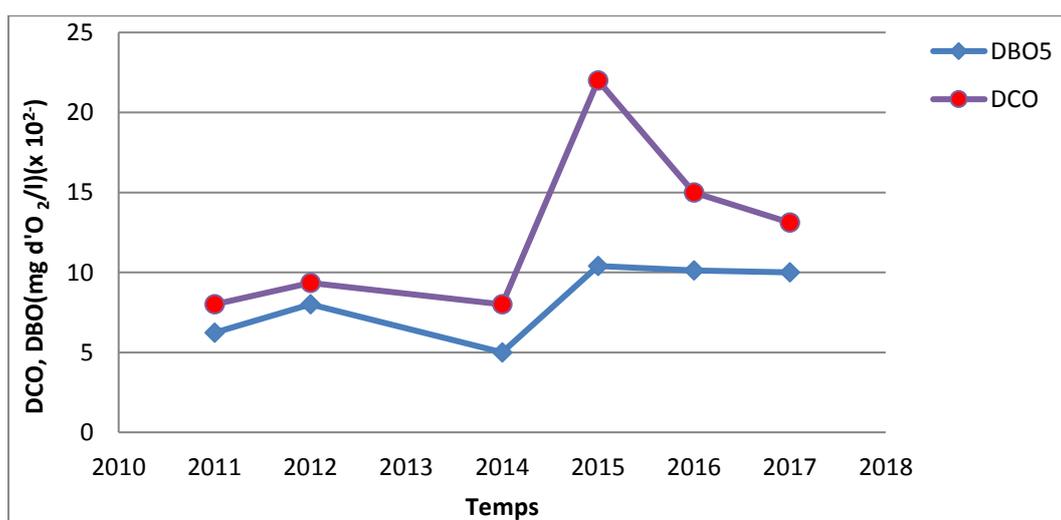


Figure IV. 8 : Variation dans le temps des caractéristiques du lixiviat sortant du CET

## Chapitre IV : Évolution temporelle de la dégradation des déchets.

### Qualité physicochimique des lixiviats

---

Les courbes représentant la variation de la DBO et de la DCO présentent la même allure avec des maximums et des minimums correspondant aux mêmes points.

On enregistre une valeur moyenne de la DCO de 800 mg d'O<sub>2</sub>/l entre 2011 et 2014. Elle varie en fonction de la quantité des déchets enfouis et des MES qui évoluent de 79 mg/l en 2011 à 280 mg/l en 2015. Une hausse de la DCO a été constatée à partir de 2015. Après la fermeture du CET, la DCO diminue jusqu'à environ 1312 mg d'O<sub>2</sub>/l en 2017, ce qui s'explique par la réduction de la matière organique. La DBO<sub>5</sub> augmente de 622 en 2011 jusqu'à atteindre un maxima de 1040 mg d'O<sub>2</sub>/l en 2015. Elle diminue à 1000 mg d'O<sub>2</sub>/l en 2017.

Les valeurs enregistrées sont loin de la norme algérienne qui est de 120 mg d'O<sub>2</sub>/l pour la DCO et 40 mg d'O<sub>2</sub> pour la DBO (Tableau IV.10 et figure IV.8).

- *Le rapport DCO/DBO<sub>5</sub>* permet de qualifier la biodégradabilité d'un lixiviat [3] :

DCO/DBO<sub>5</sub> < 3 : lixiviat facilement biodégradable

3 < DCO/DBO<sub>5</sub> < 5 : lixiviat moyennement biodégradable

DCO/DBO<sub>5</sub> > 5 : lixiviat difficilement biodégradable

Dans notre cas, les valeurs du rapport de biodégradabilité DCO/DBO<sub>5</sub> étant toujours inférieures à 3, notre lixiviat est donc facilement biodégradable, les déchets enfouis étant ménagers et assimilés.

D'autres sources [17] se basent sur le rapport DBO<sub>5</sub>/DCO pour déterminer l'âge de la décharge et la nature du lixiviat (Tableau I.1). Nos valeurs étant toutes comprises entre 0,47 et 0,85, notre décharge serait classée parmi les jeunes décharges.

- *Les matières en suspension MES*, représentent l'ensemble des particules minérales et organiques contenues dans les eaux [3]. Elles donnent au lixiviat, en plus de l'apparence trouble et de la couleur noire, un mauvais goût et une mauvaise odeur [23]. Elles sont fonction de la nature des terrains traversés, de la saison, de la pluviométrie, du régime d'écoulement des eaux, de la nature des rejets etc [12].

Les valeurs des MES évoluent de 79 mg/l en 2011, jusqu'à une valeur maximale supérieure à 1200 mg en 2016. Les valeurs enregistrés des MES sont supérieures à la norme nationale (30mg/l). Il est rapporté que des teneurs supérieures à 75 mg/l dans les lixiviats ou les eaux superficielles

## Chapitre IV : Évolution temporelle de la dégradation des déchets.

### Qualité physicochimique des lixiviats

---

empêchent la pénétration de la lumière et diminue la quantité d'oxygène dissous [3], ce qui influe sur l'activité aérobie des bassins de lagunage.

- *Les chlorures  $Cl^-$*  : ce sont des anions inorganiques contenus en concentrations variables dans les eaux, généralement sous forme de sels de sodium (NaCl) et de potassium (KCl). Ils sont souvent perçus comme un indice de pollution. Ils ont une influence sur la faune et la flore ainsi que sur la croissance des végétaux et peuvent limiter la croissance de certaines cultures. La pollution engendrée par les ions chlorure n'est pas forcément liée au lixiviat ; A l'instar des MES, elle peut être liée à la nature des terrains lessivés [3].

Nos résultats (Tableau IV.10), montrent que les concentrations en chlorures sont supérieures à 2272 mg/l avec un pic de 13277 mg/l en 2016. Les fortes teneurs en chlorures s'expliquent par les températures assez élevées (20-28°C) enregistrées pendant la période des campagnes de prélèvement (Avril /Mai), et une absence quasi-totale de précipitations. Ces deux facteurs induisent un état de sécheresse où les lixiviats se concentrent en devenant plus riches en chlorures et en MES [12].

- *Les nitrites  $NO_2^-$*  proviennent, soit d'une réduction des nitrates, soit d'une oxydation incomplète des ions ammonium [3]. La présence de nitrites est un indicateur de pollution et de dégradation de la qualité microbiologique d'une eau. Les teneurs en  $NO_2^-$ , anormalement élevées (comprises entre 8,63 mg/l en 2011 et 10,8 mg/L en 2015) sont beaucoup trop loin de la norme algérienne qui est de 0.1 mg/l pour les rejets (Tableau IV.10).

- *Les sulfates  $SO_4^{2-}$*  : En fait, la quantité de sulfates est liée à la nature du terrain lessivé. Dans les zones contenant du gypse, elle dépasse 300 mg/l [3]. D'autre part, l'action des bactéries de type sulfito-réducteur abaissent la concentration des ions sulfates car elles les réduisent en sulfures. La concentration en sulfates enregistrée en 2016 est très forte (733,8 mg/l). Des concentrations de plus de 480 mg/l, peuvent poser des problèmes pour l'irrigation et l'abreuvement et rend l'eau impropre pour la filière de l'agriculture [3].

- *Les orthophosphates  $PO_4^{3-}$*  : Les faibles quantités en orthophosphates enregistrées, de l'ordre 0,008 mg /l en moyenne, correspondent parfaitement aux normes des rejets. La source de ces ions est soit les lixiviats ou la nature du terrain traversé [3].

Le tableau suivant rassemble les caractéristiques physicochimiques de notre lixiviat et ceux d'autres CET situés en Algérie, au Maroc et dans d'autres pays. Les CET de comparaison ont été choisis en raison des conditions climatiques comparables. Nous remarquons que tous nos résultats coïncident avec ceux reportés par Kjeldson (2002).

## Chapitre IV : Évolution temporelle de la dégradation des déchets.

### Qualité physicochimique des lixiviats

Tableau IV.11 : Caractéristiques physico chimique des lixiviats

	Ouled fayet [24]	Oued samar [25]	El karma [12]	El Jadida [26]	Meknès [27]	Fès [28]	Bangladesh [29]	France [9]	Nigeria [30]	India [8]	Kjeldsen (2002) [1]	El Haria 2016
<b>T (°C)</b>	20,5	-	26,9	-	21,85	19,56	-	9,10-31,10	-	-	-	18,3
<b>pH</b>	8,30	7,6-8,9	7,98	8,30	-	7,11	7.25	6,6-9	7,20	7,40	4,5-9	8,25
<b>CE (mS/cm)</b>	28,4	12,15-13,55	130	26	5,12	-	9.38	0,85-15,41	-	4,12	2,5-35	27,50
<b>STD (g/l)</b>	-	-	-	-	-	-	12,507	-	7,07	2,027	2-60	26,60
<b>DCO (mg/l)</b>	3936	28200-34200	12600	1900	4808,10	53199	8425	87-12787	4740	10400	140-152000	1500
<b>DBO<sub>5</sub> (mg/l)</b>	1000	490-520	650	311	157,18	20000	-	2-2300	6270	1500	20-57000	1012
<b>MES (mg/l)</b>	1851	490-520	1206		2543,05	5500	-	6-340	-	-	-	1237,5
<b>DBO<sub>5</sub>/DCO</b>	0,25	125-141	0,052	0.16	-	-	-	0.02-0.22		-	0,02-0,80	0,67
<b>Chlorure (mg/l)</b>	-	-	3160	5680	-	-	2395	1200	504	660	150-4500	13277
<b>Sulfate (mg/l)</b>	-	-	1740	-	-	-	607.50	554	-	40	8-7350	733,80
<b>Orthophosphate (mg/l)</b>	-	-	2,11	-	0,10	16,61	-	0,6-18	-	-	0,1-23	0,008
<b>Nitrite (mg/l)</b>	-	-	44	-	-	2,99	-	-	4	-	-	-

## Chapitre IV : Évolution temporelle de la dégradation des déchets.

### Qualité physicochimique des lixiviats

#### IV.4.2.2 Lixiviats de la zone II

Le lixiviat sortant de la décharge sauvage, enregistre de fortes valeurs de la DCO, la DBO<sub>5</sub> et la CE (Figures IV.9, 10 et 11), et qui sont plus élevées que celles des lixiviats du CET avant ou après traitement. Ces résultats montrent que le lixiviat de la décharge sauvage est aussi plus chargé en matière biodégradable et non biodégradable.

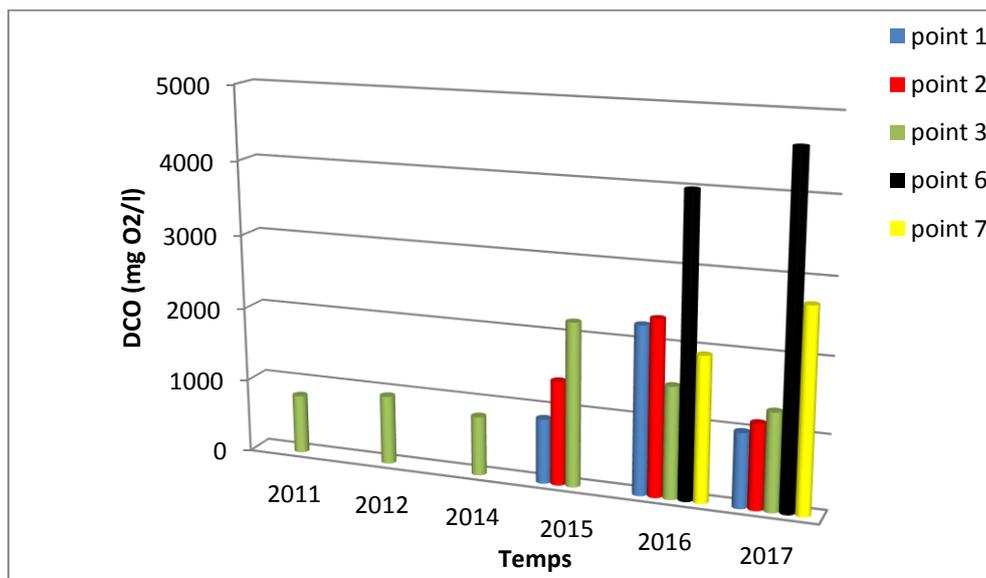


Figure IV.9 : Comparaison entre la DCO des lixiviats

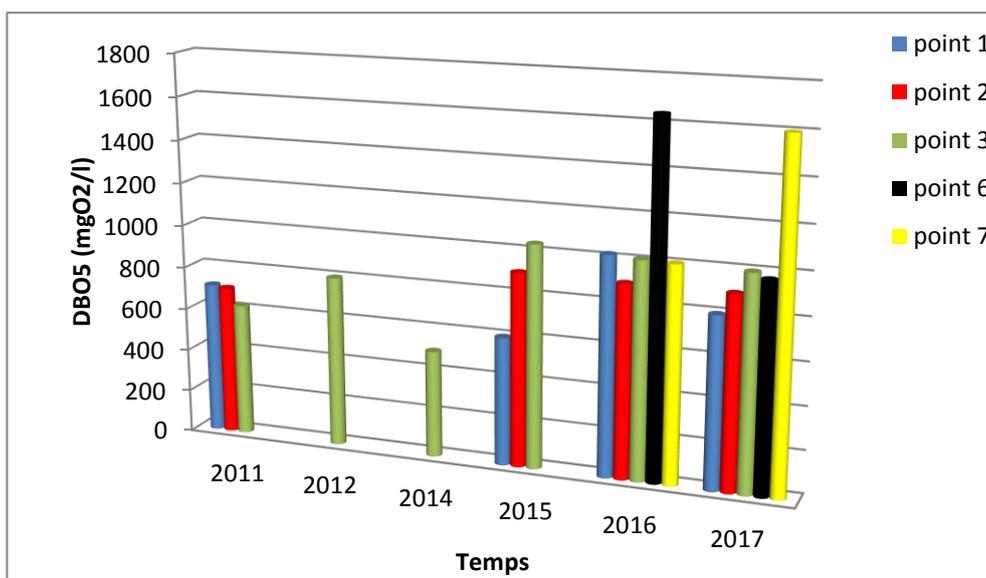


Figure IV.10 : Variation de la DBO<sub>5</sub> des lixiviats au cours de temps

## Chapitre IV : Évolution temporelle de la dégradation des déchets.

### Qualité physicochimique des lixiviats

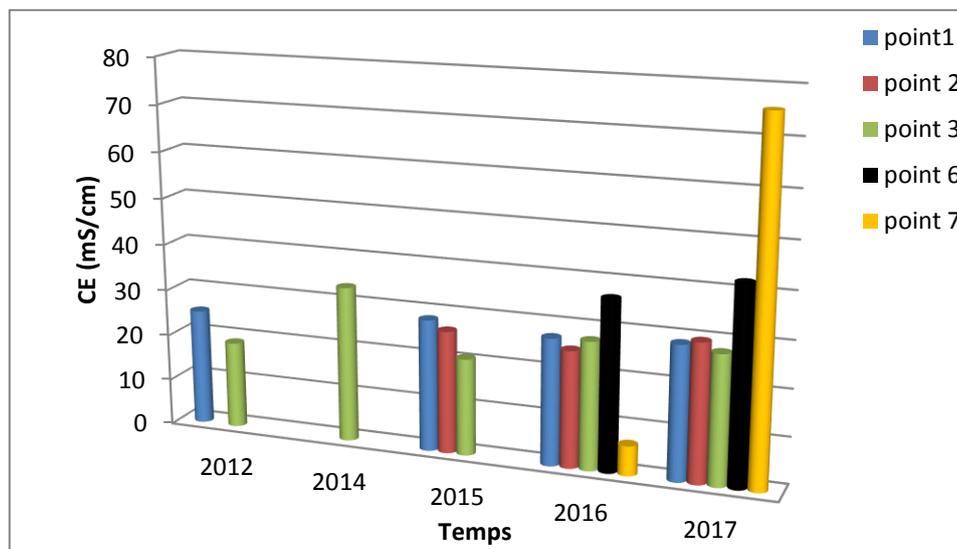


Figure IV.11 : Variation de CE en fonction du temps pour tous les lixiviats

Les valeurs du rapport DCO/ DBO<sub>5</sub> sont toutes inférieures à 3 (1,54 pour le point 6 et 1,68 pour le point 7, en 2017), ce qui traduit le fait que ces lixiviats sont facilement biodégradables.

#### V.4.2.3 Les eaux superficielles de la zone III

Notre but est d'essayer de montrer l'effet du lixiviat sortant de la zone I (point 3), sur la qualité physico chimique des eaux superficielles en aval du CET, et de vérifier l'efficacité du phénomène d'autoépuration dans l'oued 1. L'autoépuration est un phénomène naturel biologique, chimique ou physique au cours duquel un milieu pollué retrouve son état initial non pollué. Il résulte de la dégradation de la matière organique polluante sous l'action des bactéries *saprophytes*, et se traduit par une consommation d'oxygène exprimée par la DBO<sub>5</sub> [3]. Rappelons que les bactéries *saprophytes* sont des microorganismes aquatiques détritivores qui se nourrissent des matières organiques mortes (la charge polluante dans l'eau ou lixiviat) [31].

Le tableau IV.12 englobe les caractéristiques physico-chimiques d'une eau superficielle (point 4) comparées aux normes. Les figures IV.12 et IV.13 illustrent l'évolution de la qualité des points 3, 4, 9 et 10.

Le point 4, qui est très proche de Khenaba, et qui se situe à 800 m en aval du CET (Figure IV. 5), a fini par être transformé en petite décharge par les citoyens. La pollution en ce point est donc due, d'une part, aux dépôts directs des déchets et, d'autre part, au lixiviat provenant du CET. On y enregistre, en 2017, une DBO<sub>5</sub> élevée (2500 mg d'O<sub>2</sub>/l) ainsi que

## Chapitre IV : Évolution temporelle de la dégradation des déchets.

### Qualité physicochimique des lixiviats

des valeurs importantes pour la DCO (3600 mg d'O<sub>2</sub>/l). Ces deux valeurs sont plus importantes que celles du lixiviat frais (Tableau IV.10) et s'éloignent dangereusement des normes admises.

Tableau IV.12 : Qualité physico-chimique de l'eau du point 4

Année	2012	2014	2015	2016	2017	Valeur maximale [22]
<b>Paramètre</b>						
<b>pH</b>	7,70	7,90	8,20	8,18	7,54	5,5-8,5
<b>Température (°C)</b>	23,80	21	15,20	-	20	30
<b>Conductivité (mS/cm)</b>	12,54	1,18	8,9	-	43,10	2,50
<b>DBO<sub>5</sub> (mg d'O<sub>2</sub>/l)</b>	180	200	150	-	2500	40
<b>DCO (mg d'O<sub>2</sub>/l)</b>	395	484	242	-	3600	120
<b>DCO / DBO<sub>5</sub></b>	2,19	2,42	1,61	-	1,44	-
<b>NO<sub>2</sub><sup>-</sup> (mg/l)</b>	-	5,90	4,80	-	-	0,10
<b>PO<sub>4</sub><sup>3-</sup> (mg/l)</b>	-	0.0006	0.015	-	-	2
<b>CL<sup>-</sup> (mg/l)</b>	-	2982	15442.5	-	-	
<b>MES (mg/l)</b>	-	30	695	-	-	30

Les points 3, 10, 4 et 9 se trouvent sur le trajet du lixiviat sortant du CET (de haut en bas, figure IV.5). Si le phénomène d'autoépuration se produit le long de l'oued 1, la DCO et la DBO devraient décroître du point 3 au point 9. Or, le tableau IV.6 montre une évolution contraire de la DCO (en 2017 par exemple : DCO<sub>P4</sub> > DCO<sub>P10</sub> > DCO<sub>P3</sub>). La DCO des eaux superficielles est plus élevée que celle du lixiviat du CET. A ce niveau, il est intéressant de rappeler que les points 4 et 10 subissent le rejet sauvage de déchets ménagers et ceux des abattoirs environnants contribuant ainsi à l'augmentation de la DCO. La faible valeur enregistrée pour le point 9 est, quant à elle, expliquée par l'effet de dilution par les eaux de l'oued 2.

Outre cela, on constate une évolution quasi similaire de la DBO<sub>5</sub> (Figures IV.12 et IV.13) et une répartition aléatoire des valeurs de la conductivité et de la STD. L'autoépuration

## Chapitre IV : Évolution temporelle de la dégradation des déchets.

### Qualité physicochimique des lixiviats

n'a donc pas eu lieu sur le trajet de cet oued à cause des apports non contrôlés de pollution constatés de visu.

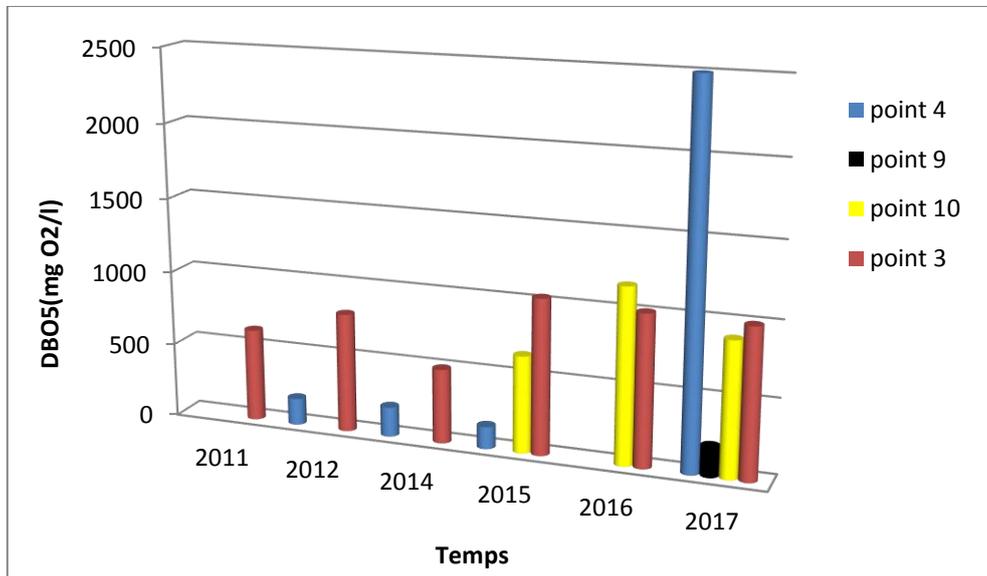


Figure IV.12 : Comparaison entre les DBO<sub>5</sub> le long de l'oued 1

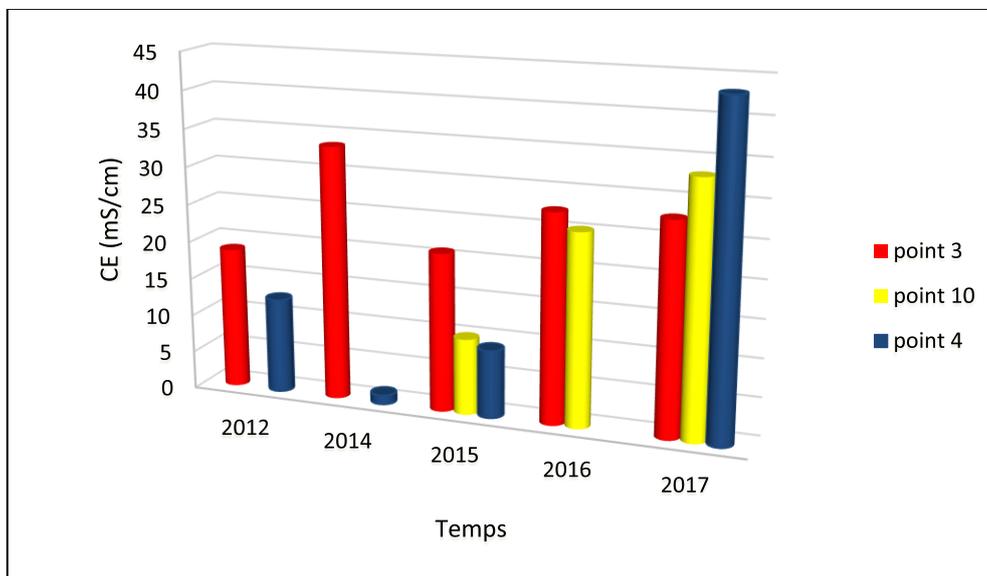


Figure IV.13 : Comparaison entre les CE le long de l'oued 1

#### IV.5 Conclusion

L'analyse des lixiviats générés par le seul casier exploité dans le CET montre que la décharge d'El Haria produit des effluents liquides à charge organique moyenne, correspondant à des valeurs de conductivité, de matières en suspension (MES) et des teneurs en chlorures très importantes. De plus, le rapport  $DBO_5 / DCO$  indique une biodégradabilité aisée des déchets. Il s'agit, en fait, de caractéristiques propres à toutes les décharges de déchets ménagers et assimilés [1, 13].

Le pH qui oscille entre 7,5 et 8,2, correspond à un lixiviat jeune et une décharge en début de la méthanisation, après une étape d'acidification de courte durée (2010-2011).

Les valeurs trop élevées de la DCO, la  $DBO_5$  et les MES des lixiviats sortant du CET et rejetés vers le milieu extérieur, dépassent très largement les normes admises et montrent que le traitement par lagunage est, dans ce cas, totalement inefficace. En fait, les lagunes sont trop sous dimensionnées pour être en mesure de traiter la charge trop importante des lixiviats produits par l'immense quantité des déchets déposés dans le casier.

Quant à la décharge sauvage, les effluents qui en sortent, n'étant évidemment pas drainés, se dispersent aléatoirement et finissent par être absorbés par le sol. De ce fait, ils n'atteignent pas les eaux superficielles qui ne semblent subir que la pollution des rejets du CET et des dépôts sauvages des déchets le long de l'oued 1.

Par ailleurs, les rejets de la décharge sauvage sont beaucoup plus pollués que ceux du CET montrant ainsi que, malgré les failles et les insuffisances qu'il peut connaître, l'enfouissement technique demeure une meilleure solution comparativement à un stockage incontrôlé des déchets.

D'un autre côté, l'autoépuration des eaux superficielles de l'oued 1 n'a pas eu lieu à cause, sans doute, des apports non contrôlés de déchets le long de cet oued. Après le croisement avec l'oued 2, la concentration en charge organique polluante est plus faible, conséquence de la dilution amenée par les eaux non polluées de l'oued 2. Cependant, les valeurs enregistrées restent toujours supérieures aux normes des rejets faisant de ces eaux une source certaine de pollution.

**Chapitre V :**  
**Impact microbiologique des**  
**lixiviats**

### V.1 Introduction

Les eaux des lixiviats sont très riches en polluants organiques, biodégradables ou non biodégradables. Ces derniers sont accompagnés d'importantes quantités de microorganismes, souvent nécessaires à la dégradation de la matière organique. Le lixiviat constitue un réservoir essentiel de la flore microbienne pathogène, saprophyte, ... Dans ce chapitre, nous nous sommes intéressés à trois volets principaux :

- ✓ La quantification de la charge microbienne du lixiviat rejeté par le centre d'enfouissement technique (CET) vers le milieu récepteur (Figure V.1). Il s'agit de la flore totale, des entérobactéries et des bactéries considérées comme les indicateurs d'une contamination fécale, tels que les coliformes totaux, les streptocoques et les staphylocoques [1].
- ✓ L'étude de l'influence de ces lixiviats sur la qualité microbiologique des eaux superficielles utilisées pour la filière de l'agriculture.
- ✓ L'isolement et l'identification des bactéries dans les eaux souterraines suspectées d'être contaminées par les lixiviats du CET et de décharge sauvage.

### V.2 Le site d'échantillonnage

Nous avons choisi plusieurs points d'échantillonnages en commençant par les sorties des lagunes du CET puis en suivant le parcours des lixiviats à l'extérieur du site. Les points d'échantillonnage ont été sélectionnés en cheminant de haut en bas puisque les terres agricoles et le village se situent en contre bas des décharges.

Concernant les eaux superficielles, notre choix s'est fait en fonction de la disponibilité des points d'échantillonnage. Ces derniers sont des points fixes pour toutes les campagnes de prélèvement sauf pour les points 8 et 9, où nous avons effectué l'analyse une seule fois (Tableau V.1 et figure V.1). Pour les eaux souterraines, nous avons étudié l'effet du lixiviat sur trois puits qui représentent les seuls points disponibles pendant la période d'étude, dans un rayon de 2 km en aval de la décharge. Les puits 2 et 3 sont destinés à l'agriculture et l'élevage des animaux. Le puits 1 est, quant à lui, destiné à la consommation des foyers.

Par définition, les eaux souterraines sont toutes les eaux qui se trouvent sous la surface du sol, dans la zone de saturation, en contact avec le sol ou le sous-sol [2].

L'isolement, l'identification et le dénombrement des microorganismes ont été réalisés sur une période allant de 2011 à 2017.

## Chapitre V : Impact microbiologique des lixiviats

Tableau V.1 : Points d'échantillonnage

Points	Présentation
P 1	Premier quart de la lagune 1
P 2	Premier quart de la lagune2
P 3	Sortie du CET (lixiviat de la troisième lagune)
P 10	Eau superficielle à 100 m en aval du CET
P 4	Eau superficielle (sur le cours de l'oued 1)
P 5	Eau superficielle (à côté de Khenaba, oued 2)
P 6	Première sortie de la décharge sauvage
P 7	Deuxième sortie de la décharge sauvage
P 8	Eau superficielle à 400 m en aval de la décharge sauvage
P 9	Eau superficielle (Oued) à 2 Km en aval du CET
S	Source d'eau
Puits 1	Puits d'une maison dans le village Khenaba
Puits 2	Puits en aval de la décharge sauvage
Puits 3	Puits en aval de la décharge sauvage, voisin du puits 2

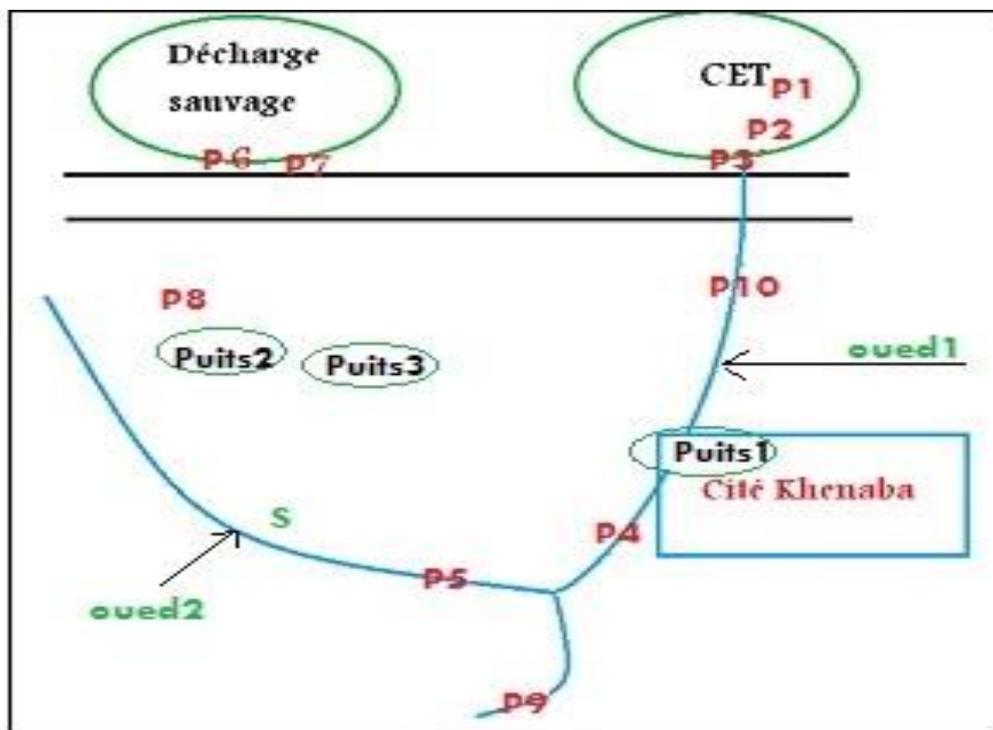


Figure V.1 : Schéma simplifié de la zone d'étude

Tableau V.2 : Caractéristiques physiques des trois puits

Puits	Distance CET-Puits (km)	Profondeur (m)
1	0.8	8
2	0.4	50
3	0.5	100

### V.3 Prélèvements des échantillons

Pour les prélèvements des échantillons, nous avons utilisé des flacons en verre borosilicaté de 250, 500 et 1000 ml, selon les quantités nécessaires pour l'analyse. Avant toute utilisation, les flacons et leurs bouchons sont soigneusement lavés, rincés et séchés. L'ensemble est ensuite stérilisé à l'autoclave à 120°C pendant 15 mn, pour assurer une stérilisation totale. Sortis de l'autoclavage, les flacons sont aussitôt fermés et étiquetés. Le matériel stérilisé est ensuite placé dans une glacière, préalablement lavée et stérilisée [1].

#### V.3.1 Prélèvements des lixiviats

Les prélèvements ont été faits à partir des lagunes et des eaux superficielles. A l'aide d'une tasse rincée préalablement par l'échantillon lui-même, on agite la surface du point sélectionné puis on prélève une quantité de l'échantillon que l'on verse directement dans des flacons stériles et étiquetés qu'on dispose directement dans la glacière (4-8 °C) [3].

#### V.3.2 Prélèvements à partir des puits

Pour les prélèvements à partir des puits 2 et 3, on pompe l'eau qu'on laisse couler pendant 5 mn ou plus pour s'assurer que l'eau prélevée n'est pas celle qui a stagné dans la tuyauterie. Nous remplissons ensuite des flacons stériles de 500 ml et 1000 ml. On laisse 2 cm d'espace (air) entre l'eau et le bouchon. Pour l'eau du puits 1, le prélèvement se fait manuellement, en évitant l'eau de surface.

Dans les deux cas, les échantillons sont conservés et transportés à une température de 4 à 8°C. L'analyse bactériologique est ensuite réalisée dans un délai maximal de 24h après le prélèvement [1].

### V.4 Dénombrement des microorganismes (étude quantitative)

#### V.4.1 Généralités

Le dénombrement microbiologique est une méthode de comptage des micro-organismes sur milieu solide. Il est destiné à connaître la concentration microbienne dans ce milieu. Les bactéries que l'on veut dénombrer sont présentes dans l'inoculum (la solution mère échantillonnée et ses dilutions). Afin d'effectuer le dénombrement des bactéries en milieu solide, on procède à l'ensemencement de ces dernières, par l'introduction de l'inoculum à la surface ou dans la masse du milieu gélosé. Chaque bactérie donnera alors naissance à une colonie dite ufc (unité formatrice de colonies).

Nous avons opté pour la méthode de dénombrement par ensemencement de l'échantillon (solution mère et dilutions) en surface de la gélose nutritive sélective solide, étant données la simplicité de la méthode et la disponibilité des milieux de culture en laboratoire [1].

Quelle que soit la méthode employée, le résultat du dénombrement n'est toujours qu'une approximation du nombre réel des microorganismes présents dans l'échantillon. En effet, de nombreuses causes d'erreur peuvent influencer sur le résultat. A titre d'exemple, l'homogénéisation, la préparation des échantillons mères et des différentes dilutions, la qualification du manipulateur, etc.

Les milieux de culture utilisés pour la recherche des germes sont les suivants [4] :

- VRBG (Violet Red Bile Glucose Agar) pour la recherche des entérobactéries
- BCP (Bromocrésol pourpre) pour la recherche des coliformes
- BP (Baird –Parker) pour la recherche des staphylocoques
- Vf (Viande-foie-sulfite-fer) pour la recherche des *Clostridium*
- EMB (gélose à l'éosine et au bleu de méthylène) pour la recherche des coliformes et *Escherichia coli*
- Slantez- Bartly pour la recherche des entérocoques et streptocoques du groupe D

Ces milieux sont préparés à partir des milieux déshydratés selon les recommandations du producteur, puis coulés dans des boîtes de pétri et conservés à 4°C [3].

V.4.2 Dénombrement des microorganismes présents dans les lixiviats

V.4.2 .1 Préparation des dilutions

Les eaux usées et les lixiviats sont considérés comme des eaux trop chargées en microorganismes. Nous procédons donc à des dilutions jusqu'à  $10^{-9}$  pour pouvoir compter les colonies sur la surface de la gélose [5].

Des dilutions de  $10^{-1}$  jusqu'à  $10^{-9}$  sont effectuées, par transferts successifs de 1ml d'un échantillon initial (solution mère) vers un tube contenant 9 ml d'eau physiologique stérile (solution de NaCl à 9 g/l). Les solutions diluées à  $10^{-6}$ ,  $10^{-7}$  et  $10^{-8}$  sont utilisées pour l'ensemencement. Ce choix a été fait après plusieurs essais préalables.

La figure suivante illustre cette technique :

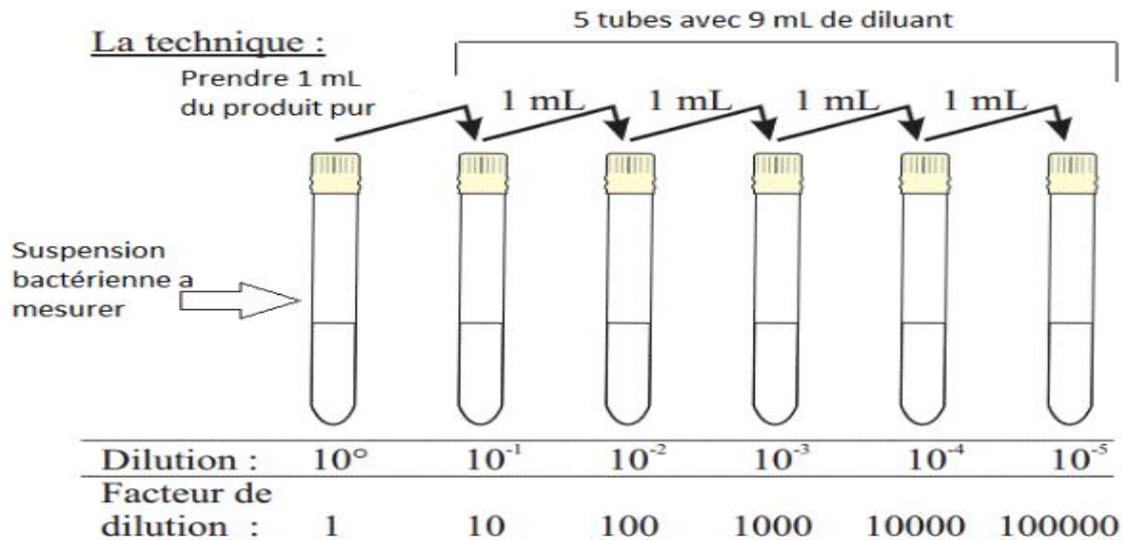


Figure V.2 : Principe de préparation des dilutions de  $10^{-1}$  à  $10^{-5}$

V.4.2.2 Ensemencement

Il s'agit d'un dépôt d'échantillon à la surface d'un milieu de culture choisi, où le développement d'une bactérie donne naissance à une colonie. Parmi les nombreuses méthodes d'ensemencement (en surface, en masse, en boîte ou en tube...), nous avons opté pour la méthode d'étalement en surface recommandée aux bactéries aérobies et anaérobies facultatives. Elle consiste à prendre 0,1 ml de l'échantillon à analyser et à l'étaler sur la surface de la gélose à l'aide d'une pipette pasteur stérile [5].

### V.4.2.3 Incubation

L'incubation s'opère à la température de 37°C pendant une durée de 24 à 48h, selon les observations faites sur les échantillons [5].

### V.4.2.4 Lecture des résultats

Le comptage des colonies de chaque boîte de pétrie se fait par observation macroscopique. Chaque colonie représente une bactérie ensemencée.

On note les résultats après la multiplication par le facteur de dilution. Les résultats sont donnés en ufc/ml [5].

### V.4.2.5 Recherche des *Clostridium* sulfite-réducteurs

La recherche et le dénombrement des spores de *Clostridium* sulfite-réducteurs, qui sont des anaérobies strictes, se font selon les étapes suivantes [2, 5] :

- 1- chauffage de 25 ml de l'échantillon à 80°C pendant 5 à 10 minutes afin de détruire la forme végétative et préserver la forme sporulée
- 2- refroidissement rapide sous l'eau du robinet
- 3- répartition du contenu dans des tubes stériles à raison de 5 ml par tube auxquels on ajoute 20 ml de gélose de viande foie (VF), additionnée d'une ampoule de sulfite de sodium et d'une ampoule d'alun de fer
- 4- mélange soigneux (sans faire de bulles) pour éviter l'introduction d'air
- 5- repos et solidification sur paillasse pendant 30 minutes environ, puis incubation à 37°C durant 18 à 24 heures

### V.4.3 Dénombrement des microorganismes dans les eaux des puits

Les eaux des puits sont considérées comme des eaux propres. Par conséquent, la quantité en microorganismes est très faible par rapport à celle du lixiviat, ce qui nous contraint à utiliser la technique de filtration sur membrane. Le principe de cette méthode se résume comme suit : les bactéries présentes dans l'échantillon à analyser sont retenues sur un filtre en acétate de cellulose dont les pores sont inférieurs à la taille des bactéries (pore de 0,47 µm de diamètre) [2]. Le filtre qui retient les bactéries contenues dans l'eau est ensuite déposé sur un milieu de culture sélective où les bactéries retrouvent les éléments nécessaires à leur croissance et leur développement. Après incubation, les ufc (unité formant colonie) sont comptées pour évaluer la qualité microbiologique de l'eau [1].

L'unité de filtration comprend un récipient supérieur et un récipient récepteur en verre borosilicaté autoclavable et réutilisable. La membrane (filtre en acétate de cellulose de 0,47  $\mu\text{m}$  de diamètre) se fixe sur une plaque-support amovible située entre les deux récipients.

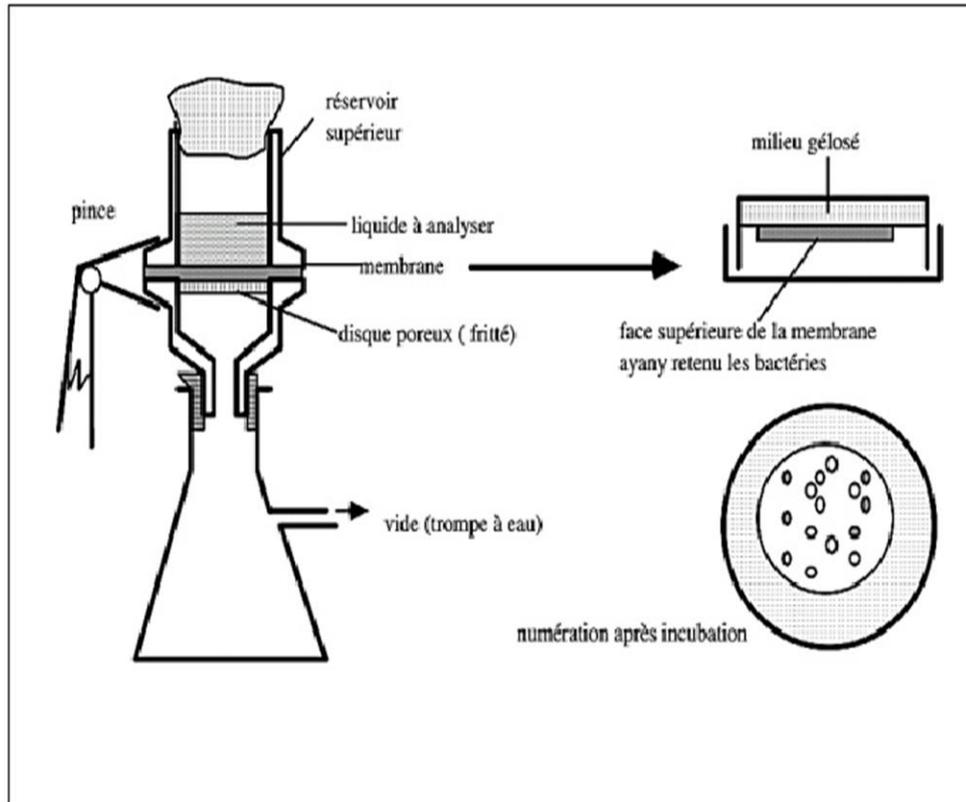


Figure V. 3 : Montage d'unité de filtration sur membrane

L'eau à analyser est déposée dans le récipient supérieur (250 ml). L'aspiration de l'eau à analyser et son passage à travers le filtre est assurée par une pompe à vide branchée avec le récipient récepteur où on récupère le filtrat (figure V.3) [1].

Pendant toutes les manipulations, les critères suivants doivent être respectés [5] :

- 1- Le volume de l'échantillon à introduire dans l'entonnoir est de 100 ml.
- 2- L'entonnoir et les pinces utilisées pour récupérer le filtre doivent être stérilisés dans l'autoclave à 120°C pendant 15 mn, avant et après chaque manipulation.
- 3- La boîte des filtres doit être ouverte dans la zone stérile.
- 4- Respecter toutes les précautions pour avoir une parfaite stérilisation de la paillasse de travail ainsi que tout le matériel.
- 5- Chaque boîte de pétriensemencée doit être numérotée.

### V.5 Etude qualitative (identification des microorganismes dans les eaux des puits)

Le but de cette partie du travail consiste à étudier l'impact du lixiviat de la décharge contrôlée (CET) et de la décharge sauvage sur l'environnement (eaux, santé publique). Il s'agit donc de répondre aux questions majeures :

- Les eaux souterraines sont-elles contaminées par le lixiviat ?
- Si oui, quels sont les microorganismes présents ?
- Sont-ils pathogènes ?
- Quelle est l'influence de la présence de ces germes dans les eaux sur la santé publique et sur l'environnement ?

Nous avons réussi à isoler 100 bactéries aérobies (isolement en surface), à partir des puits 1, 2 et 3.

#### V.5.1 Isolement et purification des souches de type entérobactéries

Les colonies sont obtenues par la filtration de l'eau des puits sur les différents milieux de culture (VRBG, EMB, TCC et BCP). Pour cela, on prélève une partie de chaque colonie à l'aide d'une anse de platine puis on la repique sur une autre boîte contenant le même milieu sélectif. Après une incubation de 24h à 37°C, on obtient des colonies bien distinctes, qui correspondent aux colonies mères. Les conditions de stérilisation doivent être respectées scrupuleusement, afin d'éviter toute contamination. Cette opération est effectuée pour chaque type de colonie, sur tous les milieux cités [5, 6].

Les espèces pures isolées sur les différents milieux sélectifs (de type entérobactéries et coliformes), sont ensemencées sur un milieu non coloré (milieu TCC) et incubées de nouveau à 37 °C. Ces derniers sont utilisés pour l'ensemencement sur galeries API20E dans le but d'identifier chaque espèce.

La pureté des souches est vérifiée à partir de l'aspect macroscopique pour chaque colonie (morphologie, pigmentation,...) et de l'aspect microscopique uniforme (forme, taille, mobilité,...) pour toutes les bactéries.

Pour les isolats sur les milieux SS, Slantez Bertly et Baired Parker, on ne procède pas à l'identification sur galeries. On s'arrêtera à ce stade et on pourra déterminer uniquement le genre sans confirmer l'espèce [1, 6].

### V.5.2 Ensemencement des souches pures sur galerie API 20 E

Une colonie de chaque boîte est diluée dans l'eau physiologique et injectée dans les cellules de la galerie API 20E selon les instructions suggérées sur le catalogue. Pour les tests : ADH, LDC, ODC, H<sub>2</sub>S, URE, on crée une anaérobiose en remplissant leur cupule d'huile de paraffine. Les galeriesensemencées sont ainsi incubées à 37 °C pendant 24 h. Pour les tests nécessitant la révélation, on rajoute des gouttes de réactif TDA sur la cupule TDA, des gouttes des réactifs VP1 et VP2 pour le test VP et des gouttes de réactif JAMES pour le test IND. Les résultats (+ ou -) sont notés comparativement à la galerie de référence. Le test d'oxydase est effectué pour chaque espèce [1, 6].

### V.5.3 Logiciel d'identification microbienne

Un logiciel de traitement des données (Feuilles de calcul pour l'identification microbienne, version 4.0) est exploité : les résultats des tests biochimiques réalisés sur galerie API 20 E sont injectés sur la feuille de calcul, qui donne le taxon le plus probable avec une évaluation de la validité de l'identification.

Ce logiciel a été réalisé par J. Joffin à partir du travail de M. Cavalla et des observations de Jean CAU ; la mise à jour des bases de données a été effectuée le 18 sept 2005 [8].

## V.6 Résultats et Discussion

### V.6.1 Etude microbiologique des lixiviats

#### V.6.1.1 Qualité et quantité de la charge microbienne dans le lixiviat sortant du CET

Les résultats de l'analyse microbiologique quantitative des lixiviats sortant du CET (point3, figure V.1), sont présentés dans le tableau V.3 et sur la figure V.4.

## Chapitre V : Impact microbiologique des lixiviats

Tableau V.3 : Caractérisation microbiologique du lixiviat (point 3) sortant du CET

<b>Bactérie (ufc/ml)</b>	<b>FT</b>	<b>Entr</b>	<b>CT</b>	<b>Staph</b>	<b>Strep</b>	<b>S S</b>	<b>Clos</b>
<b>Année</b>							
<b>2012</b>	$\geq 10^7$	$2 \cdot 10^6$	$25 \cdot 10^4$	---	-	$\geq 300$	présence
<b>2013</b>	$\geq 10^7$	$10^6$	$30 \cdot 10^4$	--	--	$\geq 300$	-
<b>2014</b>	--	$10^7$	$5 \cdot 10^6$	$10^3$	$36 \cdot 10^5$	$\geq 300$	-
<b>2015</b>	--	$1,2 \cdot 10^7$	--	--	--	---	-
<b>2016</b>	--	$5 \cdot 10^6$	$8 \cdot 10^5$	--	--	--	présence
<b>2017</b>	$\geq 10^7$	$6 \cdot 10^6$	$4 \cdot 10^5$	--	--	--	présence

Pour tous les tableaux de ce chapitre, on adoptera la notation suivante :

FT : Flore totale

Entr : Entérobactéries

CT : Coliformes totaux

Staph : Staphylocoques

Strep : Streptocoques

SS : *Salmonella Shigella*

Clos : *Clostridium*

La figure V.4 représente l'évolution avec le temps, des entérobactéries et des coliformes totaux dans le lixiviat à la sortie du CET.

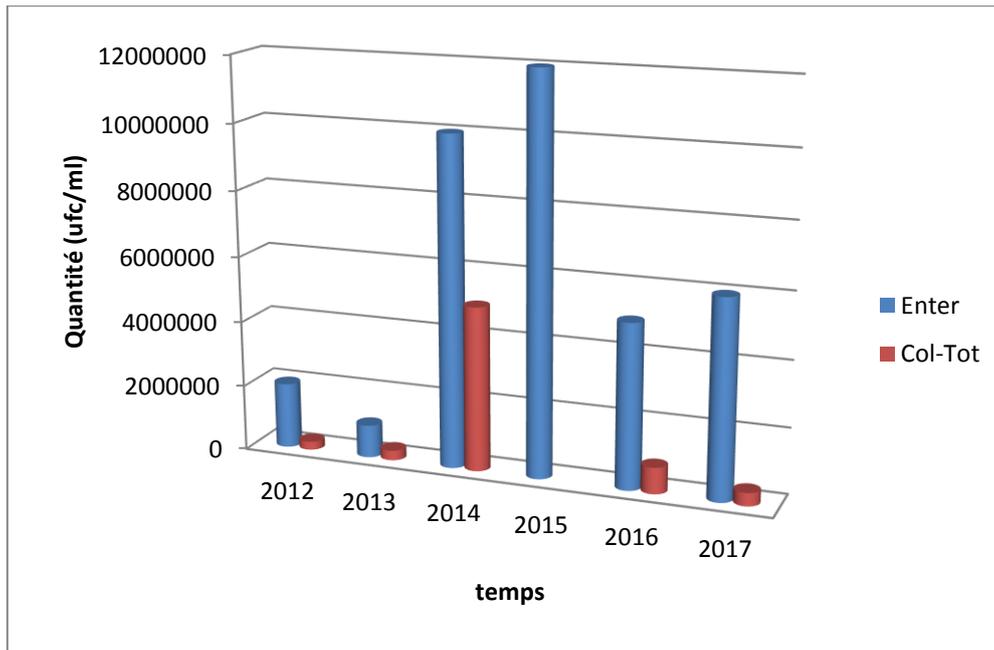


Figure V.4 : Evolution spatiotemporelle des entérobactéries et coliformes totaux pour le lixiviat sortant du CET

- La *flore totale aérobie mésophile (FTAM)* est utilisée comme indicateur de la pollution globale. Elle est capable de se multiplier à des températures optimales de croissance situées entre 25 et 40°C. La FTAM renseigne aussi sur la microflore autochtone apportée par la pollution [5]. Les résultats des analyses microbiologiques montrent que, sur la période d'étude 2012-2017, la teneur moyenne en flore mésophile aérobie totale évolue énormément, de l'ordre de  $10^7$  ufc/ml pour le lixiviat (Tableau V.3). Cette concentration élevée est liée à la fraction biodégradable importante correspondant aux fortes valeurs enregistrées pour les MES (Chapitre IV, paragraphe 4.2.1) [3].
- *Les entérobactéries* : Cette famille rassemble la quasi-totalité des germes étudiés dont certains sont pathogènes. Nous constatons que la présence des entérobactéries dans le lixiviat sortant de la décharge (Tableau V.3), augmente progressivement de  $2 \cdot 10^6$  en 2012 à la valeur élevée de  $12 \cdot 10^7$  ufc/ml en 2015. Ceci peut être expliqué par les fortes précipitations qui ont été enregistrées pendant cette année-là, ces dernières jouant un rôle important sur la dilution des sources contaminants. On constate qu'en 2016, la concentration bactérienne chute vers une valeur de l'ordre de  $10^6$  ufc/ml et continue de diminuer en 2017, ce qui s'explique aisément par l'épuisement de la matière organique à cause de la fermeture du CET (fin 2014).

- *Les coliformes totaux* sont des bâtonnets gram<sup>-</sup>, aérobies et anaérobies facultatifs, non sporulants et capables de fermenter le lactose. Les résultats relatifs aux coliformes, montrent que dans le lixiviat, ces organismes correspondent à des valeurs moyennes de  $2.10^3$  en 2012 et  $4.10^5$  ufc/ml en 2015. Le lixiviat est très pollué selon les normes de Miquel pour lesquelles une concentration supérieure à  $10^5$  ufc/ml correspond à une eau très impure [2]. Après la fermeture du CET, la quantité des coliformes diminue, probablement à cause de l'appauvrissement en matière organique.
- On constate la présence de certaines bactéries coliformes telles que les streptocoques ( $36.10^5$  ufc/ml en 2014) et les staphylocoques ( $10^3$  ufc/ml en 2014). Parmi les streptocoques, indicateurs de contamination fécale récente [1, 2], seule l'espèce *Staphylococcus aureus* est pathogène pour l'homme [6, 7].
- Les *Clostridium* sont aussi présents dans les échantillons mais ces derniers indiquent une contamination fécale ancienne car ce sont des bactéries sporulées qui présentent une forme de résistance quand les conditions de survie sont défavorables [1, 2].
- *Salmonella Shigella* a aussi été détectée sur le milieu sélectif XLD avec une valeur de l'ordre de  $10^3$  ufc/ml en 2015. Ce résultat était prévisible à cause de la présence de cadavres d'animaux (rongeurs, oiseaux, reptiles, chiens et autres), à tous les niveaux du CET (casier, lagunes et cours d'eau). Il est à noter que le développement de la famille SS est très difficile dans la nature, leur source étant strictement liée à la présence de cadavres [2, 9].

### V.6.1.2 Qualité microbiologique des lixiviats des lagunes 1 et 2 (effet de traitement)

Le traitement par lagunage repose sur un dispositif constitué d'une série de bassins artificiels, généralement au nombre de trois comme c'est le cas du CET d'El Haria. Le lixiviat est déversé dans des bassins imperméables et passent successivement et naturellement d'un bassin à l'autre, par effet de gravité et ce, sur une durée de 60 à 90 jours [11]. Ces bassins fonctionnent comme des écosystèmes avec des relations de symbiose entre les différentes populations (bactéries, champignons, algues, protozoaires,...). Ces populations interviennent pour éliminer la charge polluante dans le lixiviat [12].

Le tableau V.4 regroupe les résultats des analyses microbiologiques obtenus pour les lixiviats des lagunes 1 et 2. On note une forte quantité d'entérobactéries pour la lagune 1, de l'ordre de  $9.10^7$  en 2016 et  $2.10^7$  ufc/ml en 2017. Sur les deux années, cette quantité diminue pour la deuxième lagune ( $5.10^5$  en 2016 et  $2.10^6$  ufc/ml en 2017). Cette diminution est

## Chapitre V : Impact microbiologique des lixiviats

concomitante à l'abatement de la DBO<sub>5</sub> (Paragraphe IV.4.2.1) qui traduit un épuisement de la matière organique nécessaire à la croissance microbienne. La quantité d'oxygène à la surface des lagunes est très faible, de l'ordre de 0.08 mg/l, induisant un effet nocif sur la croissance des microorganismes aérobies comme les entérobactéries [12, 13]. Pour les mêmes raisons, la quantité de coliformes totaux diminue de la première lagune à la deuxième, d'une année à l'autre.

La présence très élevée du groupe *Salmonella Shigella* (plus de 300 ufc/ml), s'explique par la présence de cadavres d'animaux au niveau du CET. La présence des *Clostridium* indique une contamination fécale ancienne [1, 2, 6].

La charge bactériologique pour la lagune 3 est plus élevée que celle de la lagune 2 ; la détérioration de la géo membrane entre les deux lagunes pourrait en être la cause.

Tableau V.4 : Résultats de l'analyse microbiologique du lixiviat dans les lagunes

Bactérie (ufc/ml)	Entr			CT			SS		Clos
	Année			Année			Année		Année
Année	P 1	P 2	P 3	P 1	P 2	P 3	P 1 et 2	P 3	P 1, 2 et 3
2016	9.10 <sup>7</sup>	5.10 <sup>5</sup>	5.10 <sup>6</sup>	2.10 <sup>4</sup>	5.10 <sup>3</sup>	8.10 <sup>5</sup>	≥300	--	Présence
2017	2.10 <sup>7</sup>	2.10 <sup>6</sup>	6.10 <sup>6</sup>	5.10 <sup>5</sup>	10 <sup>4</sup>	4.10 <sup>5</sup>	≥300	--	Présence

### V.6.1.3 La qualité microbiologique du lixiviat sortant de la décharge sauvage

L'analyse microbiologique du lixiviat sortant de la décharge sauvage (point 6 et 7, figure V.1), a donné les résultats portés dans le tableau V.5.

Le point 6 désigne le point de sortie du lixiviat frais de la décharge sauvage et le point 7 est situé à une centaine de mètres (Figure V.1). En 2016, ce point recevait le lixiviat du point 6. En 2017, les deux points deviennent des déversoirs aléatoires du lixiviat vers le milieu extérieur.

La quantité en flore totale (>10<sup>9</sup> ufc/ml) est supérieure à celle du lixiviat du CET (10<sup>7</sup> ufc/ml en 2017). Cela peut être expliqué par l'effet du traitement par lagunage qui influe sur la DBO<sub>5</sub>. La fraction biodégradable dans le nouveau lixiviat est élevée car les nutriments de la flore totale sont disponibles. Les quantités des entérobactéries et des coliformes sont comparables à celles du lixiviat sortant de CET (Tableaux V.2 et V.3).

## Chapitre V : Impact microbiologique des lixiviats

Tableau V.5 : Analyse microbiologique du lixiviat sortant de la décharge sauvage

Bactérie (ufc/ml)	Flore totale		Entérobactéries		Coliformes totaux	
	P 6	P 7	P 6	P 7	P 6	P 7
<b>2016</b>	$10^6$	$8.10^8$	$2.10^5$	$3.10^4$	$2.10^3$	$3.10^3$
<b>2017</b>	$4.10^{11}$	$9.10^9$	$3.10^6$	$6.10^5$	$4.10^5$	$2.10^4$

### V.6.1.4 Comparaison de la qualité des lixiviats avec les résultats de la littérature

Le tableau V.6 illustre quelques résultats issus de la littérature. La comparaison avec nos résultats montre qu'ils présentent le même ordre de grandeur pour les différents germes. Ces valeurs très élevées sont, bien évidemment, très éloignées des normes admises.

## Chapitre V : Impact microbiologique des lixiviats

Tableau V.6 : Microbiologies des lixiviats dans la littérature

<b>Auteur</b> <b>Bactérie</b>	<b>Rodier</b> [1]	<b>Adjiri</b> [14]	<b>Tshibanda</b> [15]	<b>Bennama</b> [16]	<b>E.Belle</b> [17]	<b>Bouhezila</b> [18]	<b>Kattabi</b> [19]	<b>Norme Algérienne</b> [20]	<b>Lixiviat (El Haria)</b>
<b>Coliformes totaux</b> (ufc/100ml)	10 <sup>6</sup> à 10 <sup>7</sup>	--	--	≥18000	--	--	--	20	5 .10 <sup>4</sup>
<b>Coliformes fécaux</b> (ufc/100ml)	--	610 x10 <sup>6</sup>	1.6 x 10 <sup>3</sup> ( <i>E-coli</i> )	≥18000	--	--	--	>120	--
<b>Streptocoques fécaux</b> (ufc/100ml)	--	15 x10 <sup>6</sup>	--	≥2000	--	--	--	>120	36 .10 <sup>3</sup>
<b>Entérocoques</b> (ufc/100ml)	--	--	27	--	320	--	--	--	--
<b><i>Clostridium</i></b> (ufc/100ml)	--	25	--	Ind	--	150	--	absence	présence
<b>Flore totale (ufc/100ml)</b>	--	--	133 .10 <sup>9</sup>	78 .10 <sup>5</sup>	--	--	10 <sup>8</sup>	--	≥10 <sup>7</sup>
<b><i>Salmonella</i> (ufc/100ml)</b>	--	--	--	présence	--	--	--	absence	présence

Ind : indénombrable.

-- : non déterminé.

**V.6.2 Qualité microbiologique des eaux de surfaces**

L'étude de la qualité microbiologique des eaux superficielles est nécessaire pour déterminer l'impact direct du lixiviat du CET.

Rappelons qu'à l'endroit du point 4 (Figure V.3) qui se situe en aval du CET, à 300m de l'agglomération, s'est installée une petite décharge sauvage de déchets ménagers. En 2010, la pollution de cette eau superficielle devenue noirâtre a été confirmée par la mort des vaches, des moutons et de la végétation. Jadis utilisée pour l'irrigation des cultures agricoles et l'élevage des animaux, l'eau superficielle est devenue impropre à tout usage. Le problème de la non-évacuation des ordures ménagères par les services de la commune a poussé les citoyens à les déposer à proximité de leurs habitations et plus précisément au point 4. Ceci a eu pour conséquence d'engendrer des matières organiques et inorganiques et une charge microbienne supplémentaire qui vient s'ajouter à celle délivrée par le lixiviat. Les résultats obtenus pour ce point ne sont donc pas liés exclusivement au lixiviat provenant du CET (Tableau V.7).

Tableau V.7 : Analyse microbiologique des eaux de surface (point 4)

<b>Bactérie</b>							
<b>(ufc/ml)</b>	<b>FT</b>	<b>CT</b>	<b>Entr</b>	<b>Staph</b>	<b>Strep</b>	<b>SS</b>	<b>Clos</b>
<b>Année</b>							
<b>2012</b>	10 <sup>5</sup>	10 <sup>3</sup>	2.10 <sup>3</sup>	--	--	≥300	présence
<b>2014</b>	10 <sup>7</sup>	10 <sup>5</sup>	1,3.10 <sup>3</sup>	900	2.10 <sup>3</sup>	230	présence
<b>2016</b>	50.10 <sup>8</sup>	10 <sup>6</sup>	10 <sup>4</sup>	--	--	--	--
<b>2017</b>	10 <sup>11</sup>	2x10 <sup>5</sup>	10 <sup>6</sup>	--	--	--	--

La quantité de la flore totale qui oscille entre 10<sup>5</sup> ufc/ml en 2012 et 10<sup>11</sup> ufc/ml en 2017, est comparable à celle du lixiviat sortant du CET. Cette valeur élevée peut être expliquée par la présence d'une matière organique abondante (MES élevées), et un printemps chaud et sec, favorable au développement bactérien.

La présence importante de coliformes totaux dans les eaux superficielles indiquerait une forte contamination fécale qui prend sa source au niveau du CET. Elle résulte probablement des déchets d'animaux à sang chaud qui constituent de bons sédiments [21]

## Chapitre V : Impact microbiologique des lixiviats

La forte quantité d'entérocoques confirme une contamination fécale ancienne de ce point induisant une contamination permanente de l'oued 1. Les entérocoques sont des microorganismes incapables de se multiplier dans l'environnement [2], leur origine étant strictement l'intestin humain ou animalier, la durée de survie des entérocoques est plus longue que celle d'*E. coli* et celle aussi d'autres entérobactéries [22].

Les *Clostridium* indiquent également une contamination fécale mais celle-ci serait plus ancienne.

Salmonelles shigelles ne pouvant provenir que d'une décharge étant donnée leur multiplication difficile dans l'environnement [2, 22], leurs présences dans les eaux superficielles est donc strictement liée au lixiviat du CET.

**Le point 5**, se situe sur le cours de l'oued 2 et n'est pas exposé au lixiviat du CET. Cependant, il peut être influencé par le lixiviat de la décharge sauvage. En 2012, après deux années de fonctionnement du CET, la quantité des coliformes totaux est de l'ordre de 100 ufc/ml, une valeur acceptable pour les eaux superficielles [2]. A partir de 2016, année de l'installation de la décharge sauvage, ce nombre augmente brutalement en raison probablement de l'infiltration du lixiviat dans le sol. On rappelle qu'à cette période, la couleur de ces eaux devient brune. La contamination est confirmée par la quantité élevée des streptocoques (3000 ufc/ml), (Tableau V.8), d'origine strictement humaine ou animale [2].

Tableau V.8 : Qualité microbiologique des eaux du point 5

<b>Bactérie (ufc/ml)</b>	<b>FT</b>	<b>Entr</b>	<b>CT</b>	<b>Staph</b>	<b>Strep</b>	<b>SS</b>	<b>Clos</b>
<b>Année</b>							
<b>2012</b>	2.10 <sup>4</sup>	10 <sup>3</sup>	100	--	--	≥300	Présence
<b>2014</b>	10 <sup>7</sup>	800	500	30	3.10 <sup>3</sup>	280	Présence
<b>2016</b>	--	2.10 <sup>3</sup>	--	--	--	--	--
<b>2017</b>		7.10 <sup>3</sup>	3.10 <sup>2</sup>	--	--	--	--

**Le point 8**, qui se trouve à 400 m en aval de la décharge sauvage, reçoit un lixiviat d'aspect comparable à celui de la décharge et émergeant de la terre de façon aléatoire. Les résultats obtenus pour ce point confirment une forte présence des entérobactéries et des coliformes totaux, de l'ordre de 10<sup>5</sup> ufc/ml en 2016, valeur qui correspond à une eau considérée

## Chapitre V : Impact microbiologique des lixiviats

médiocre selon les normes de Miquel (normes fixés pour les eaux destinées pour l'industrie agroalimentaire, dans notre cas l'irrigation) [2].

**Le point 9** qui se situe à environ 2 km en aval du CET, sur le cours de l'oued1, se déverse directement dans une mare réservée à l'irrigation des champs de culture (figure V.1). L'eau recueillie en ce point est noirâtre, à cause sans doute de la contamination par le lixiviat du CET qui se trouve sur la même trajectoire. Les coliformes y sont moins nombreux ( $10^3$  ufc/ml) que pour le point 3. Ceci est dû à l'effet de l'autoépuration dans cet oued 1, qui provoque une réduction des nutriments dans l'eau et par conséquent une diminution des microorganismes.

**Le point 10**, situé à 100m en aval du CET, présente une forte contamination, comparable à celle du lixiviat rejeté au point 3.

Tableau V.9 : Analyse microbiologique des autres points d'échantillonnage (2016)

<b>Bactérie (ufc/ml)</b>	<b>Entr</b>	<b>CT</b>	<b>Strep</b>	<b>Staph</b>	<b>S-S</b>
<b>Echantillon</b>					
<b>8</b>	$20.10^5$	$3.10^5$	---	---	---
<b>9</b>	$10^4$	$10^3$	---	---	---
<b>10</b>	$10^8$	$2.10^6$	$12.10^6$	$2.10^5$	$5.10^4$

### V.6.2.1 Comparaison de la qualité des eaux superficielles avec les résultats de la littérature

Les valeurs enregistrées sont hors normes et montrent que les eaux destinées à l'irrigation et l'élevage sont des eaux superficielles dangereusement contaminées.

Tableau V.10 : Quantité microbienne enregistrée d'après la littérature

<b>Auteur Bactérie</b>	<b>Adingra [23]</b>	<b>Errochdi [24]</b>	<b>Delleras [1] (limites sup)</b>	<b>Notre étude (point 4, 2014)</b>
<b>Aérobies mésophiles /100ml</b>	$9.10^6$	-	-	$10^7$
<b>Coliformes totaux/100ml à 37°C</b>	-	$(18-50).10^3$	$50.10^3$	$10^5$
<b>Coliformes fécaux /100ml</b>	$1,5.10^6$	$(30-15).10^3$	$20.10^3$ ( <i>E. coli</i> )	
<b>Streptocoques fécaux/100ml</b>	$8.10^3$	12-900	$10^4$	$2.10^3$
<b>Salmonelles</b>	-	-	Absence dans 1000 ml	230

### V.6.3 Qualité microbiologique des eaux souterraines

La figure suivante représente le mode d'infiltration du lixiviat avec tout ce qu'il comporte comme microorganismes, anions, cations et métaux lourds, à travers la nappe phréatique, même si la terre en filtre une partie. Cette infiltration provoque une détérioration de la qualité physico chimique et microbiologique des eaux souterraines destinées à la consommation. Cette détérioration a été confirmée par notre étude de la zone environnant le CET et la décharge sauvage El Haria. Les eaux superficielles sont contaminées par le déversement direct des lixiviats du CET.

Le passage des bactéries pathogènes aux eaux souterraines, engendre une contamination des puits et des sources destinées à la consommation directe ou l'agriculture, et cela provoque des maladies à transmission hydrique dont la gravité dépend de la concentration de ces bactéries dans l'eau.

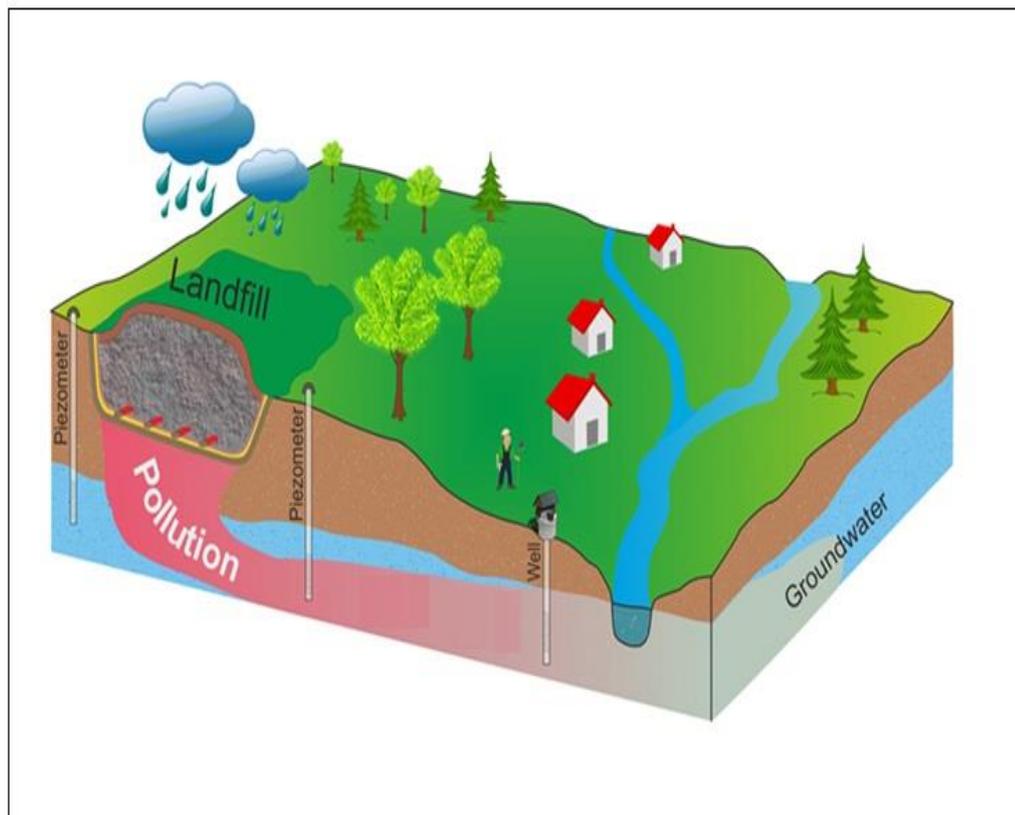


Figure V.5 : Contamination des eaux souterraines [25]

**V.6.3.1 Résultats obtenus pour les trois puits**

Dans le but d'étudier l'influence des lixiviats sur la qualité des eaux souterraines, nous avons effectué les mêmes analyses microbiologiques sur les eaux des puits 1, 2 et 3 accessibles dans la zone et d'une source S. Pour cela, la même procédure décrite précédemment a été suivie. Les résultats concernant ces points, sont consignés dans les tableaux suivants :

Tableau V.11 : Analyse microbiologique de l'eau de puits 1

<b>Bactérie (ufc/ml)</b>	<b>FT</b>	<b>Entr</b>	<b>CT</b>	<b>Strep</b>	<b>Staph</b>	<b>SS</b>	<b>Clos</b>
<b>Année</b>							
<b>2012</b>	≥300	10 <sup>3</sup>	300	--	--	≥300	Prés
<b>2014</b>	≥300	5.10 <sup>3</sup>	10 <sup>3</sup>	150	Prés	30	Prés
<b>2016</b>	≥300	900	700	100	--	Abs	Prés
<b>2017</b>	≥300	10 <sup>3</sup>	300	60	--	Abs	Prés

Tableau V.12 : Analyse microbiologique de l'eau des puits 2 et 3

<b>Bactérie (ufc/ml)</b>	<b>Entr</b>		<b>CT</b>		<b>Strep</b>		<b>FT</b>		<b>Staph</b>	
<b>Puits</b>	2	3	2	3	2	3	2	3	2	3
<b>2016</b>	250	--	100	--	30	--	≥300	--	Abs	--
<b>2017</b>	120	80	50	60	20	Abs	≥300	200	Abs	Abs

Tableau V.13 : Analyse microbiologique d'une eau de source (S)

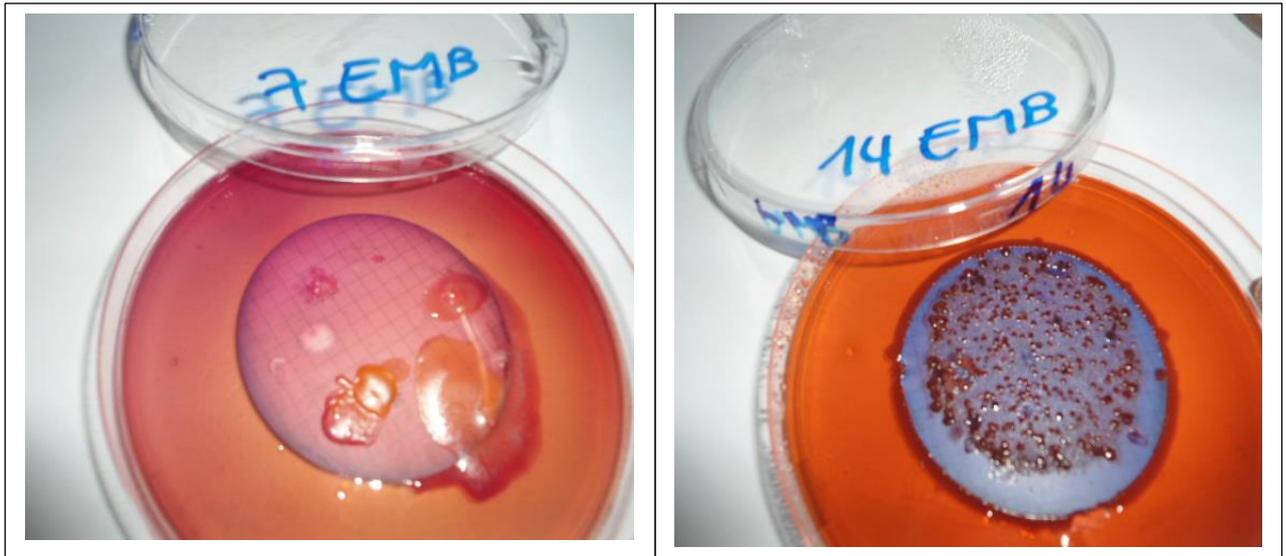
<b>Bactérie (ufc/ml)</b>	<b>FT</b>	<b>Entr</b>	<b>CT</b>	<b>Strep</b>	<b>Staph</b>	<b>S S</b>
<b>Année</b>						
<b>2012</b>	200	Abs	40	Abs	Abs	Abs
<b>2014</b>	≥300	800	500	≥300	25	50
<b>2016</b>	≥300	900	300	20	--	10

Prés : présence, Abs : absence

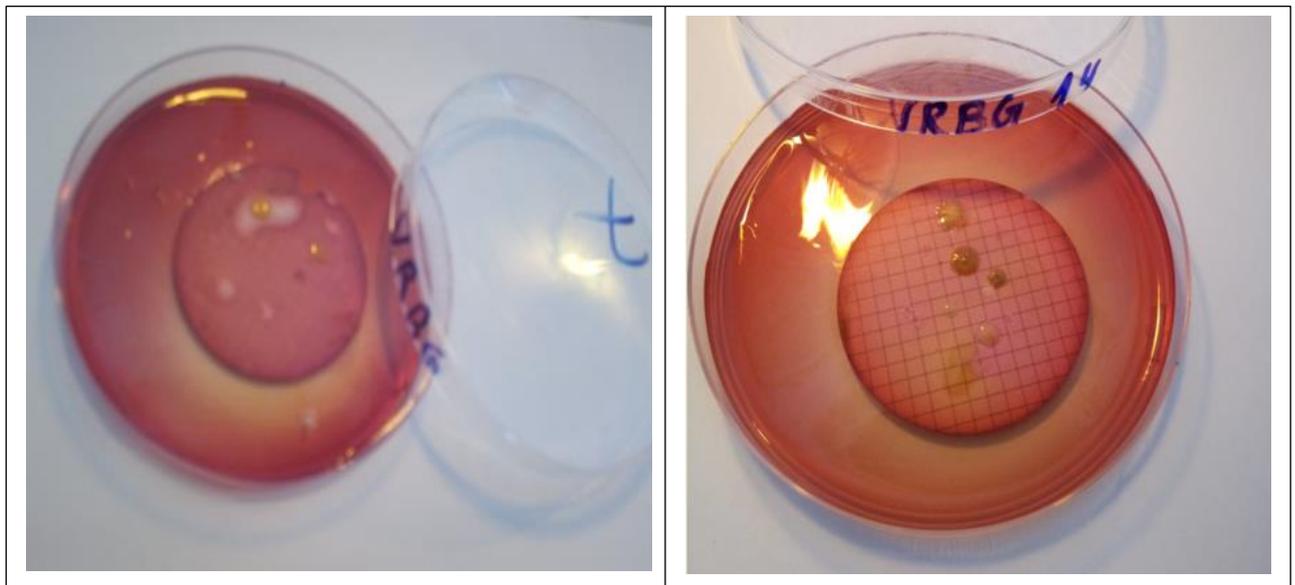
## Chapitre V : Impact microbiologique des lixiviats

Les figures suivantes représentent quelques étapes de cette étude. La filtration des eaux des trois puits donnent des cultures destinées à l'isolement des coliformes et de *E.coli* sur milieu EMB, des entérobactéries sur milieu VRBG et des staphylocoques sur milieu Baird-Perker.

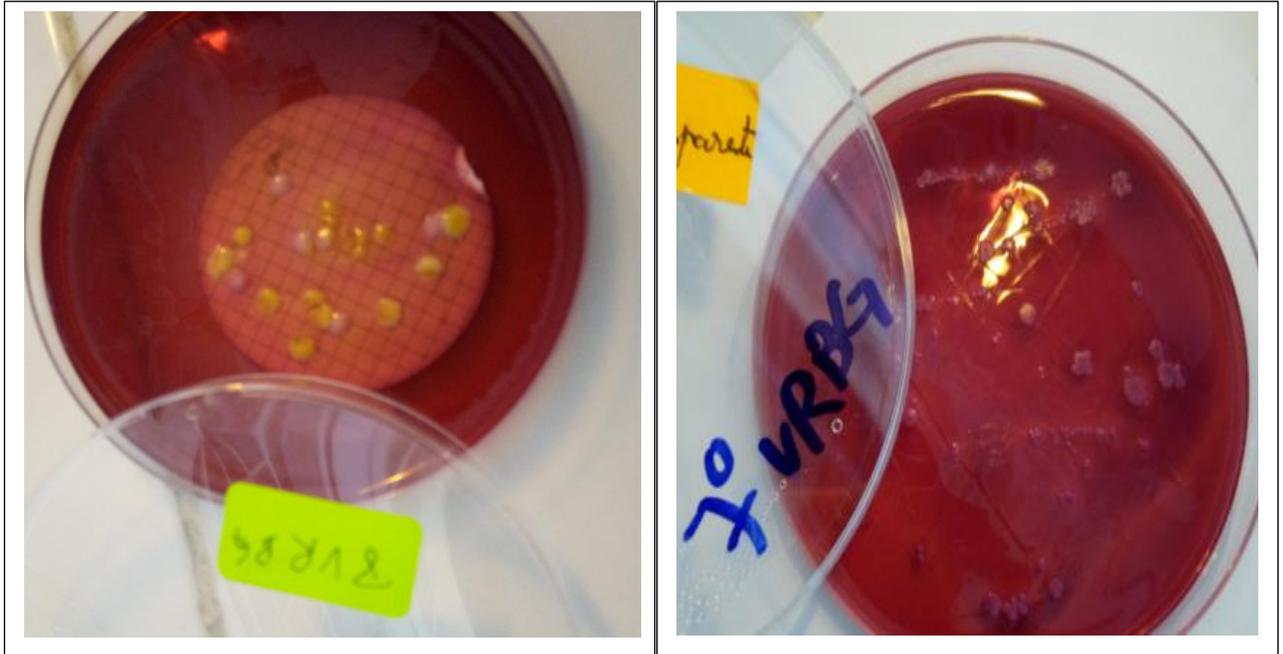
Nous avons obtenu plusieurs colonies, qui ont été isolées et purifiées pour identification sur galerie API 20E.



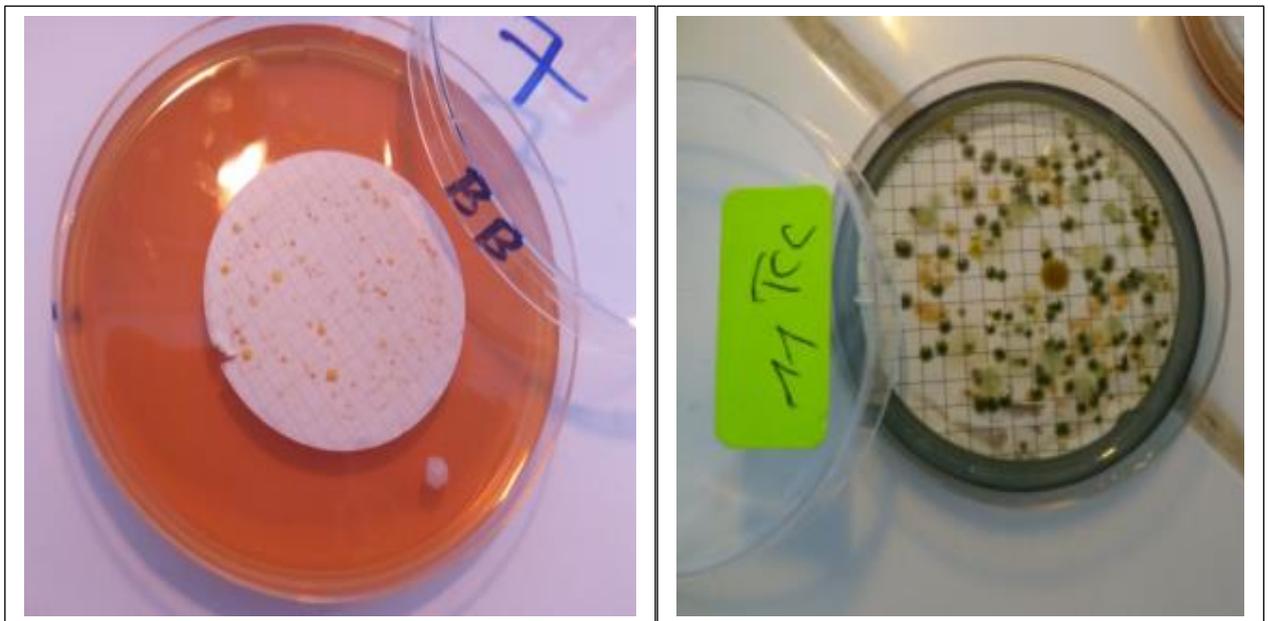
Figures V.6 et V.7 : Incubation de l'échantillon filtré sur milieu EMB



Figures V.8 et V.9 : Incubation de l'échantillon filtré sur milieu VRBG



Figures V.10 et 11 : Incubation des échantillons filtrés sur milieu VRBG



Figures V. 12 et 13 : Incubation des échantillons filtrés sur milieux BP et TCC

Pour le puits1 (Tableau V.11), qui se trouve à l'intérieur d'une maison, la flore totale est indénombrable (>300 ufc/ml). Les entérobactéries sont présentes en quantité importante (de l'ordre de  $10^3$  ufc/ml) pendant toute la période d'étude, alors que les coliformes grimpent de 300 ufc/ml en 2012 vers un maximum de 1000 ufc/ml en 2014 puis décroît après la fermeture du CET. Une contamination par la matière fécale relativement ancienne est mise en évidence par la présence des streptocoques et *Clostridium*.

Les salmonelles et les shigelles, bactéries pathogènes, ainsi que les staphylocoques sont également présents. Concernant les staphylocoques, *Staphylococcus aureus* est la seule espèce pathogène pour l'homme [6]. Ce puits a été contaminé durant toute la période d'étude et auparavant puisque les occupants de la maison, souffraient déjà et bien avant notre intervention, de diverses pathologies dermatologiques, de malaises et de diarrhées suite à l'utilisation de ces eaux.

Le puits 2 est plus contaminé que le puits 3 (Tableau V.12), en raison de sa plus faible profondeur. La contamination de ces deux puits est, néanmoins, moins sévère que celle du puits 1, étant données la profondeur (8m) de ce dernier et sa localisation (en aval du CET). On n'enregistre pas de contamination ancienne (absence de streptocoques) pour les eaux du puits 3 qui demeurent riches en microorganismes (Tableau V. 14).

Concernant le point S, très proche de l'oued 2, la contamination a été enregistrée en 2014, c'est-à-dire 4 ans après l'exploitation du site. On note la présence des staphylocoques, des salmonelles et des shigelles à raison de 50 ufc/ml, preuve d'une détérioration de la qualité de la nappe phréatique de la région.

Cette contamination n'a pu être causée que par les lixiviats des deux décharges étant donnée l'absence de toute autre source de contamination dans la région. Et même si on peut supposer une contamination par déversement extérieur d'un quelconque contaminant dans le puits 1, car il est ouvert, cette possibilité est à écarter totalement pour les deux puits 2 et 3 qui sont très bien fermés et dont la profondeur est importante.

### **V.6.3.2 Comparaison de la qualité des eaux souterraines avec les résultats de la littérature**

Des résultats d'études similaires effectuées sur des eaux souterraines sont reportés dans le tableau suivant :

## Chapitre V : Impact microbiologique des lixiviats

Tableau V.14 : Quantités des bactéries dans les eaux souterraines données par la littérature

Auteur	Adeolu [26]	E. Belle [27]	Mekaikia [28]	Valeurs enregistrées (2017)		
				Puits 1	Puits2	PuitsP3
Bactérie						
<b>Entérobactéries (ufc/ 100 ml)</b>	4,0. 10 <sup>5</sup> – 10 <sup>8</sup>	-	-	10 <sup>5</sup>	12.10 <sup>3</sup>	8. 10 <sup>3</sup>
<b>Coliformes totaux (ufc/100 ml)</b>	-	3842	1100	3. 10 <sup>4</sup>	5. 10 <sup>3</sup>	6. 10 <sup>3</sup>
<b><i>E. coli</i> (ufc/100 ml)</b>	-	2046	Présence	-	-	-
<b>Streptocoques fécaux (ufc/100 ml)</b>	-	740	1100	6. 10 <sup>3</sup>	2. 10 <sup>3</sup>	Abs

- : non mesuré, Abs : absence.

Tous les résultats enregistrés pour les trois puits, sont similaires à ceux trouvés par les chercheurs. Ces résultats indiquent une forte contamination de ces eaux par les coliformes totaux et fécaux qui ne peuvent provenir que d'une source superficielle et des lixiviats rejetés par le CET et la décharge sauvage. L'infiltration de ces lixiviats à travers la nappe phréatique est confirmée.

Le tableau V.15 rassemble les normes de potabilité, qui montrent que les eaux des trois puits sont totalement impropres à la consommation.

Tableau V.15 : Normes Algériennes de potabilité des eaux de consommation

Quantité (ufc/volume)	Normes Algérienne [29]	Normes Européennes [1]	Valeurs enregistrées		
			Puits 1	Puits 2	Puits 3
Bactérie					
<b><i>E. coli</i></b>	0/250ml	0/250ml	-	-	-
<b>Coliformes totaux</b>	0/250ml	0/250ml	300/ml	50/ml	60/ml
<b>Entérocoques</b>	0/250ml	0/250ml	60/ml	20/ml	Abs
<b><i>Clostridium</i></b>	0/50ml	0/50ml	Prés	Prés	Prés

V.6.3.3 Identification sur galerie API20E

L'identification sur galerie API20E des espèces présentes dans les puits a été effectuée selon les étapes décrites précédemment en V.5. Chacune des figures ci-dessous, représente l'aspect macroscopique de la souche isolée suivie de sa galerie API incubée et de la lecture des résultats qui sont ensuite traduits par un logiciel d'identification des souches (exemple de lecture sur logiciel en annexe 11).

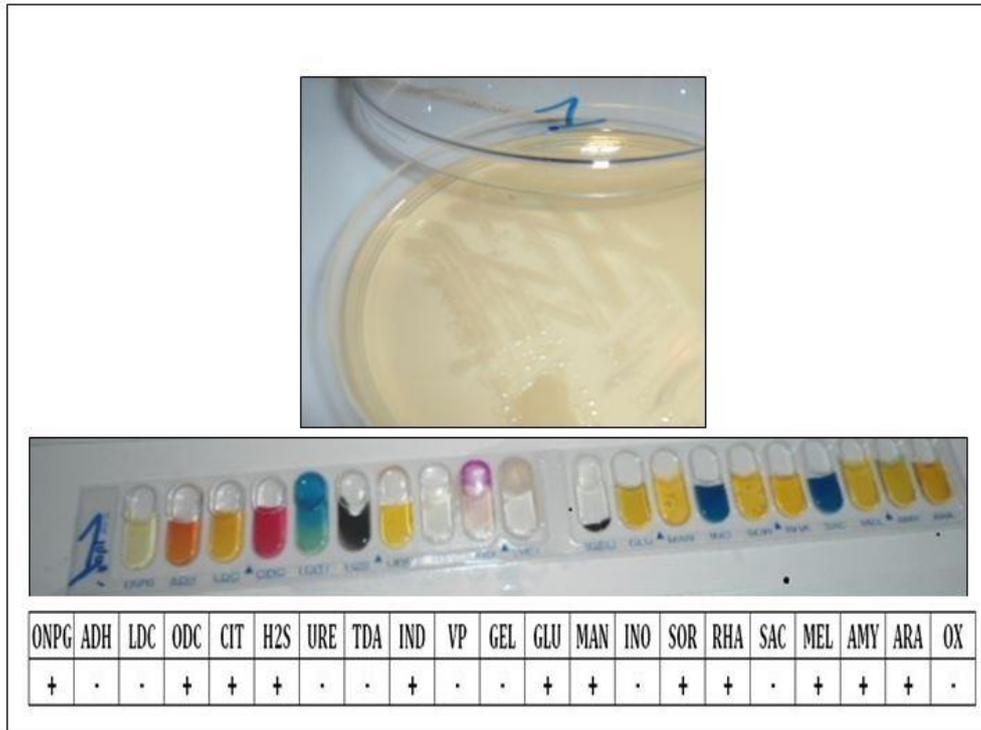


Figure V.14 : Identification de la bactérie *Citrobacter braakii*

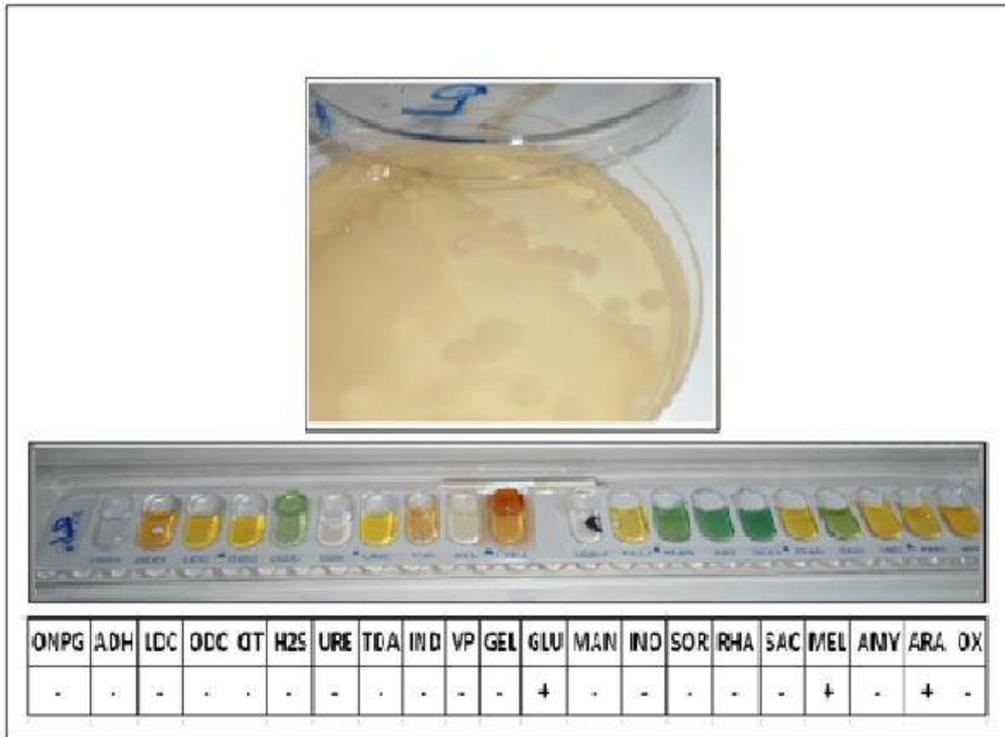


Figure V.15 : Identification de la bactérie *Acinetobacter baumannii/calcoaceticus*

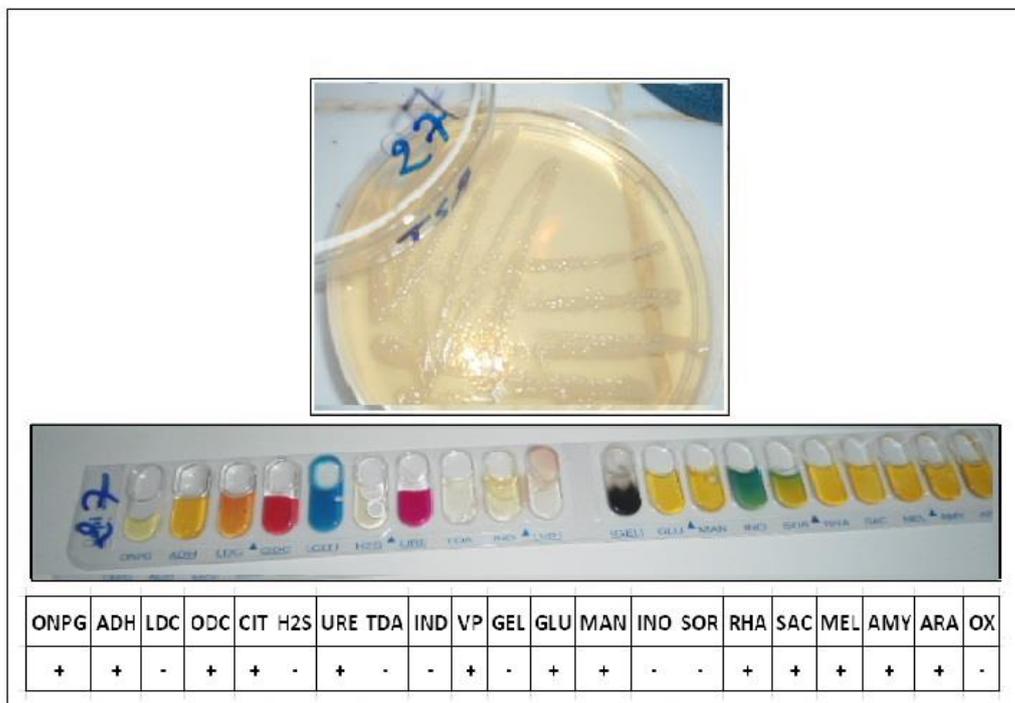


Figure V.16 : Identification de la bactérie *Enterobacter gergoviae*

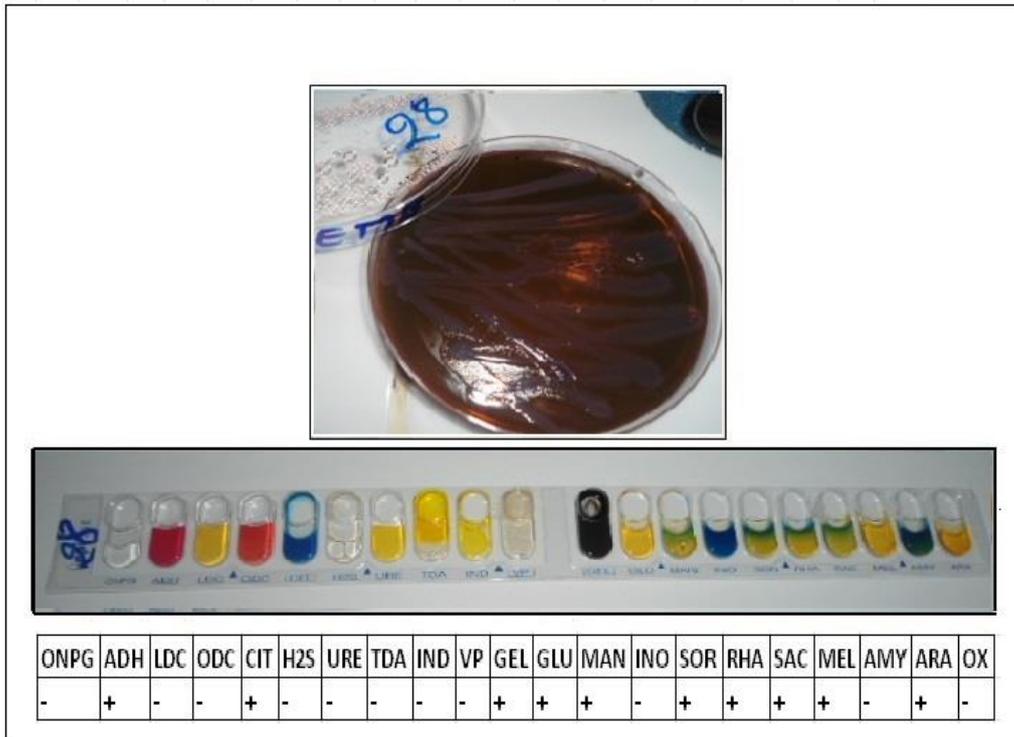


Figure V.17 : Identification de la bactérie *Citrobacter freundii*

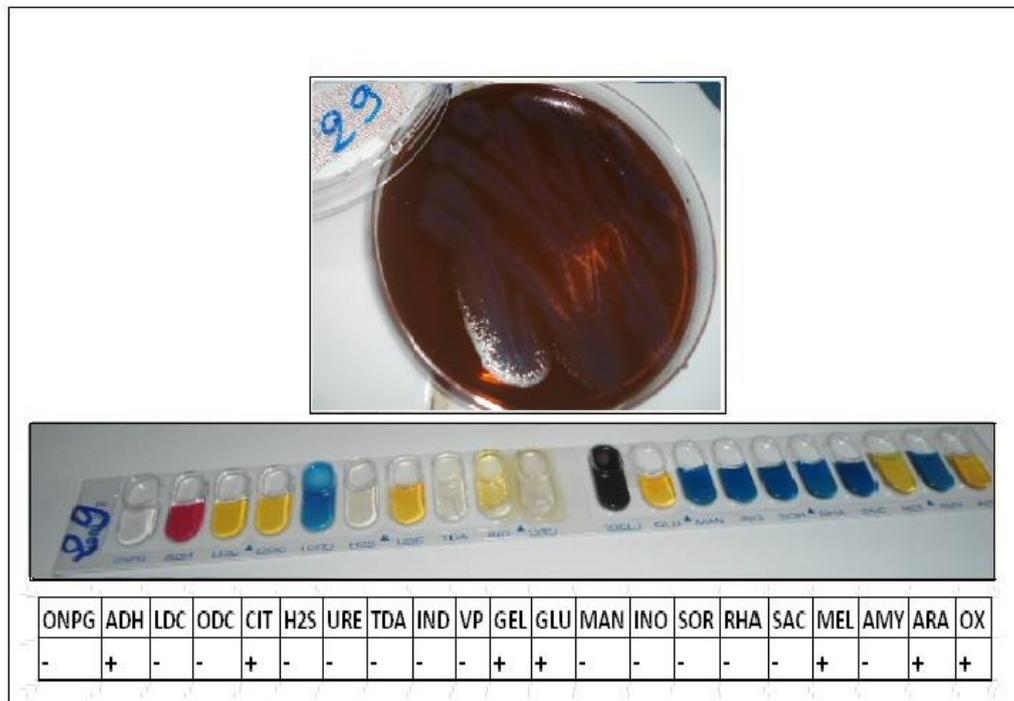


Figure V.18 : Identification de la bactérie *Pseudomonas aeruginosa*

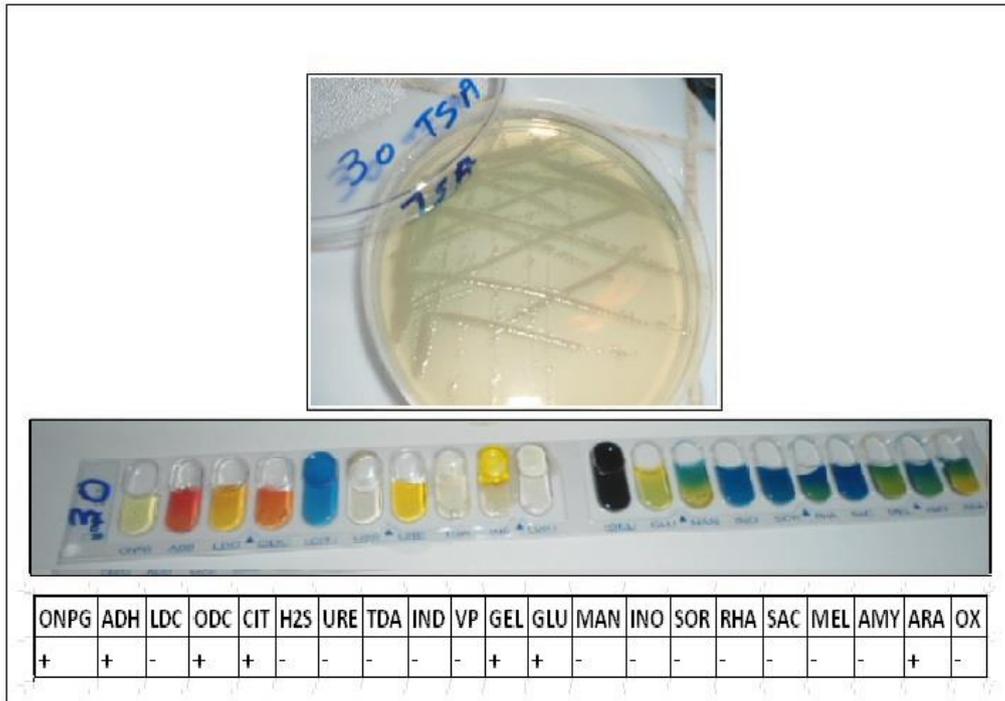


Figure V.19 : Identification de la bactérie *Chryseomonas luteola*

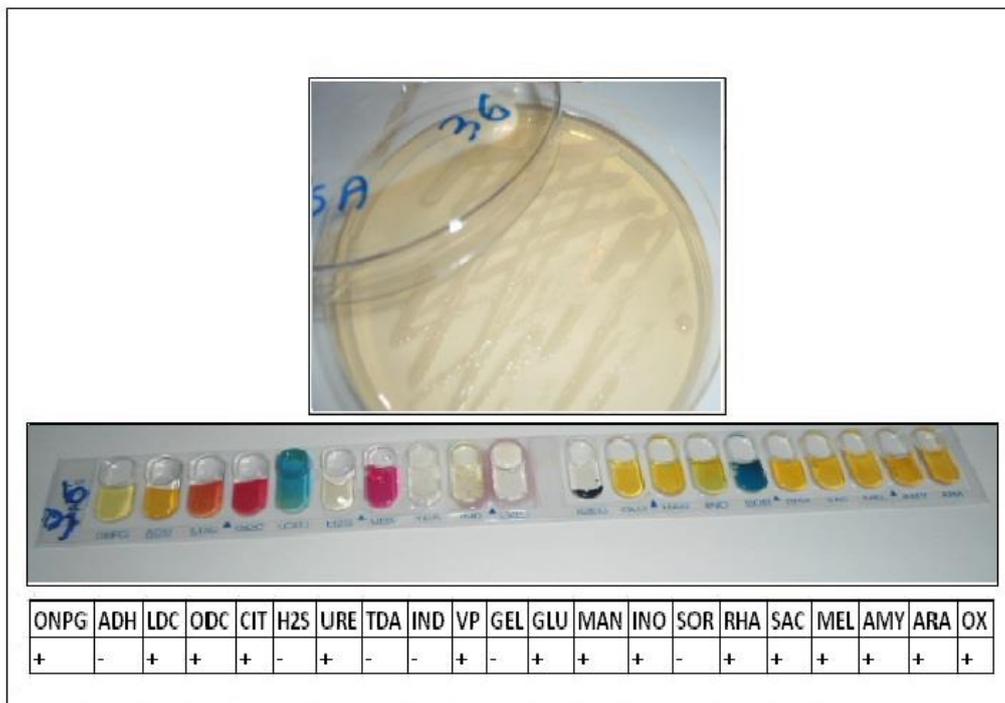


Figure V.20 : Identification de la bactérie *Enterobacter gergoviae*

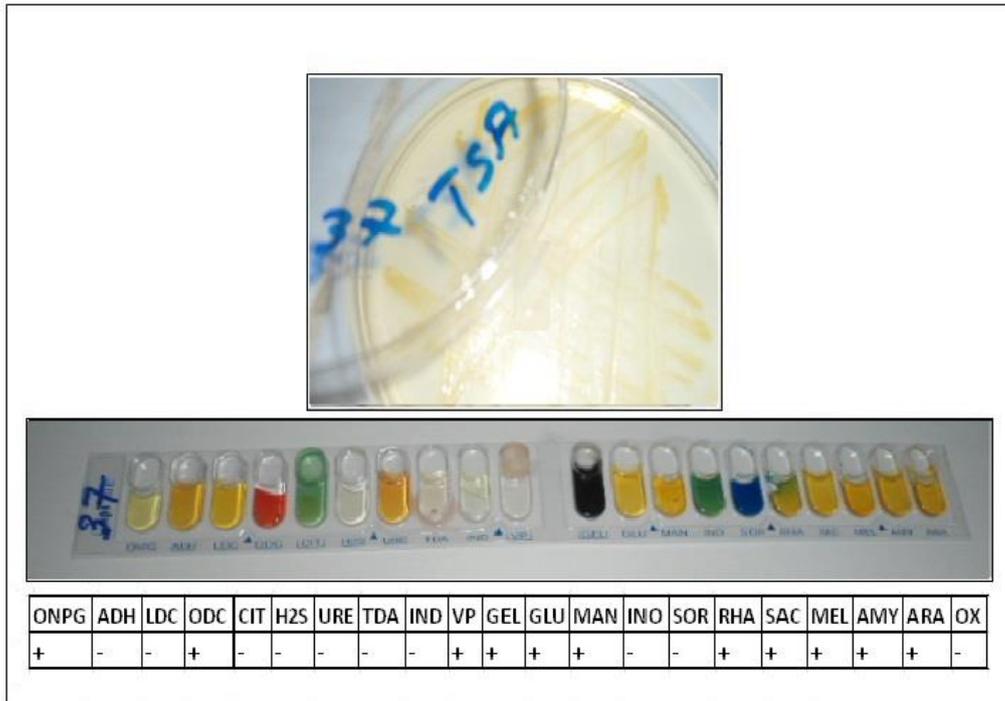


Figure V.21 : Identification de la bactérie *Enterobacter amnigenus*

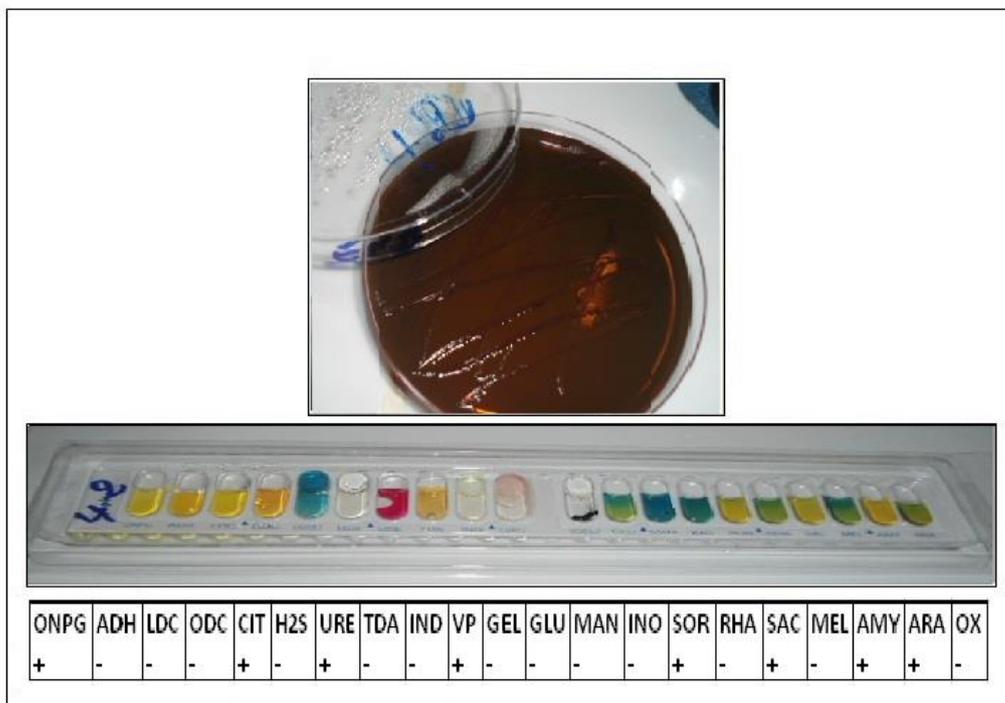


Figure V.22 : Identification de la bactérie *Serratia plymuthica*

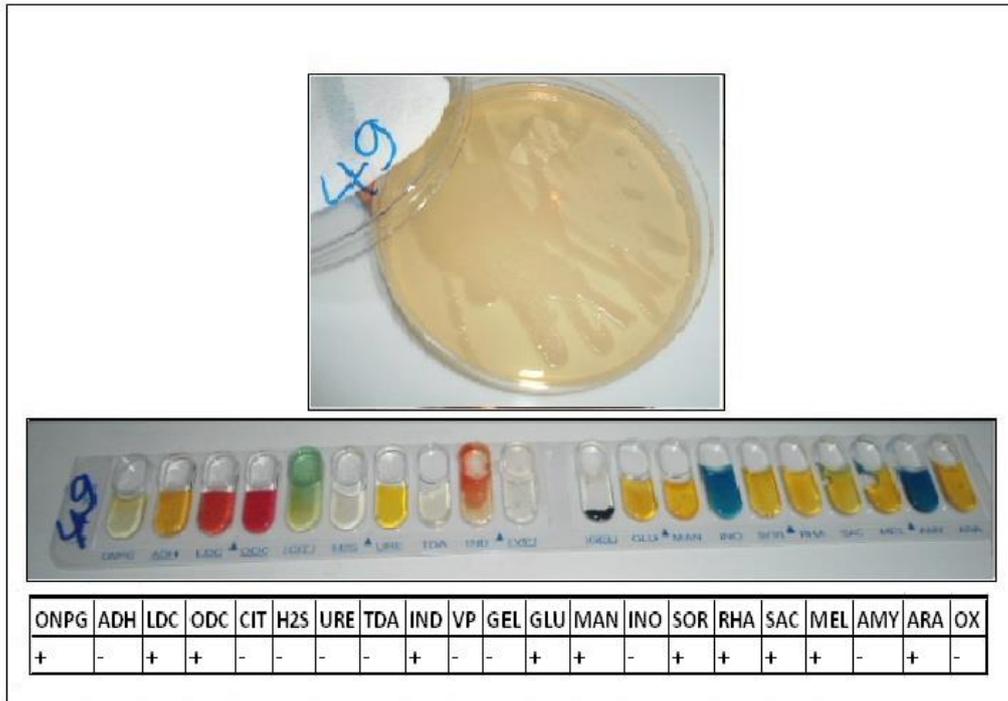


Figure V.23 : Identification de la bactérie *Escherichia coli*

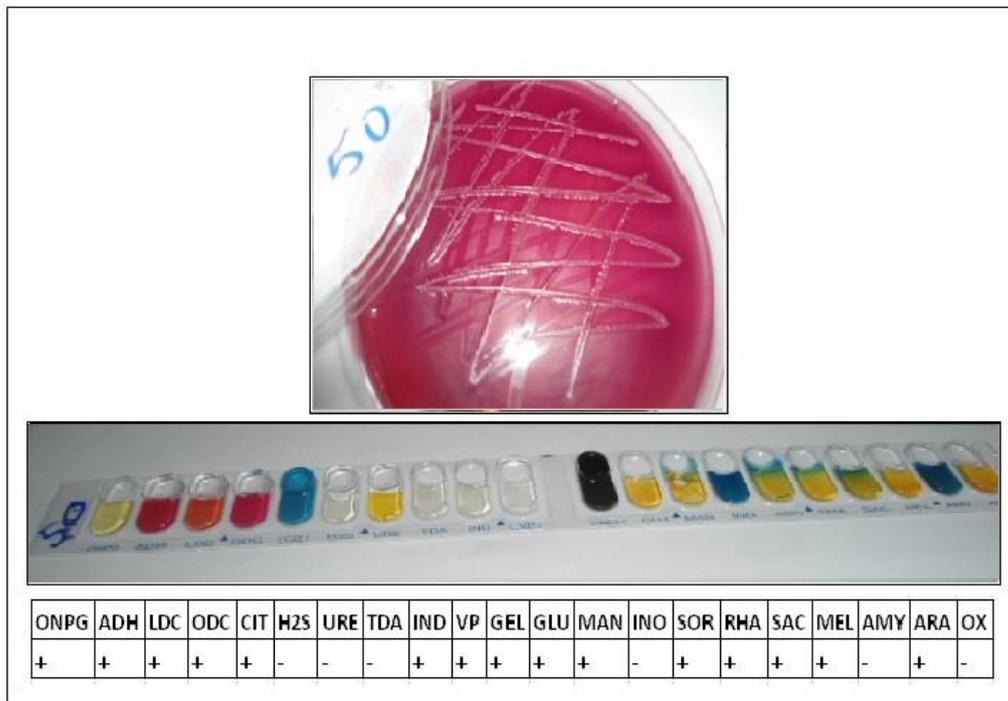


Figure V.24 : Identification de la bactérie *Serratia odorifera*

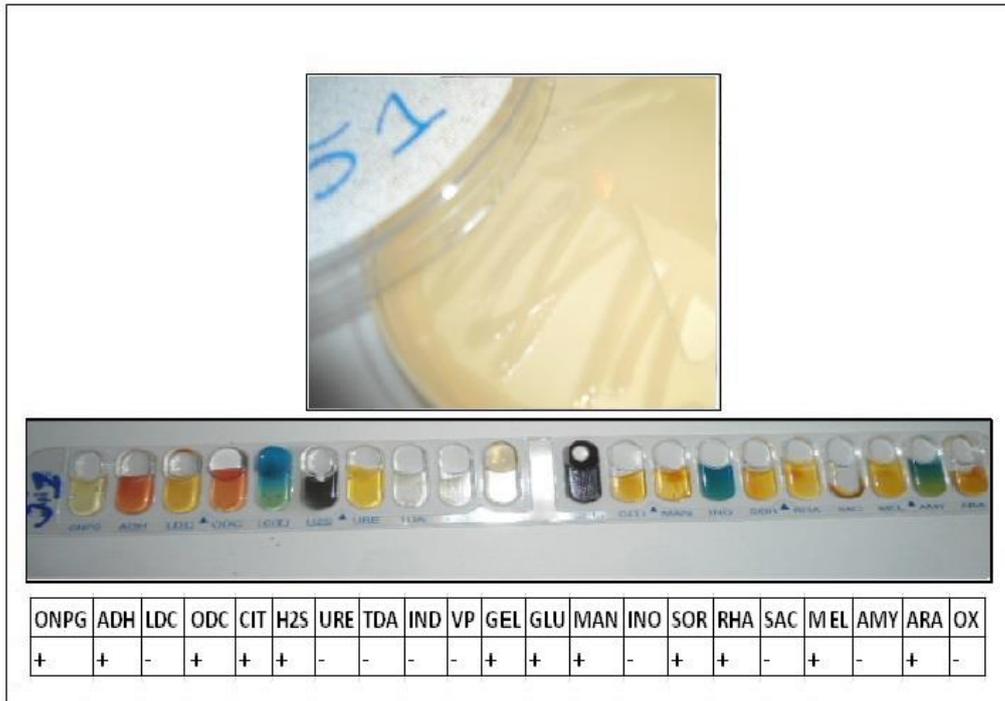


Figure V.25 : Identification de la bactérie *Salmonella arizonae*

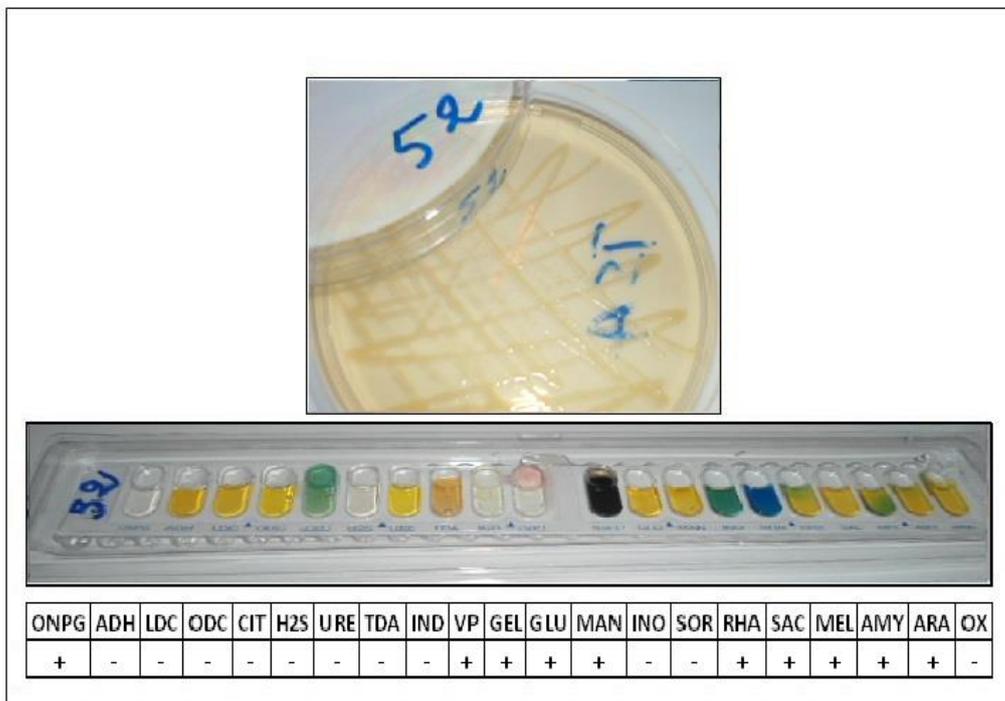


Figure V.26 : Identification de la bactérie *Pantoea spp 3*

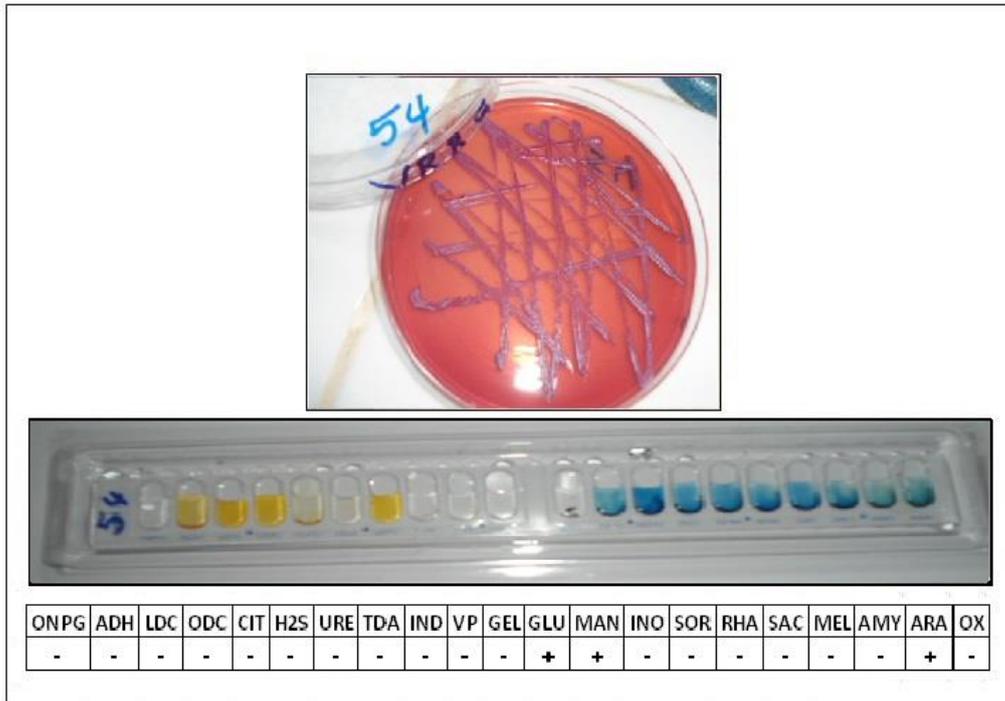


Figure V.27 : Identification de la bactérie *Shigella spp*

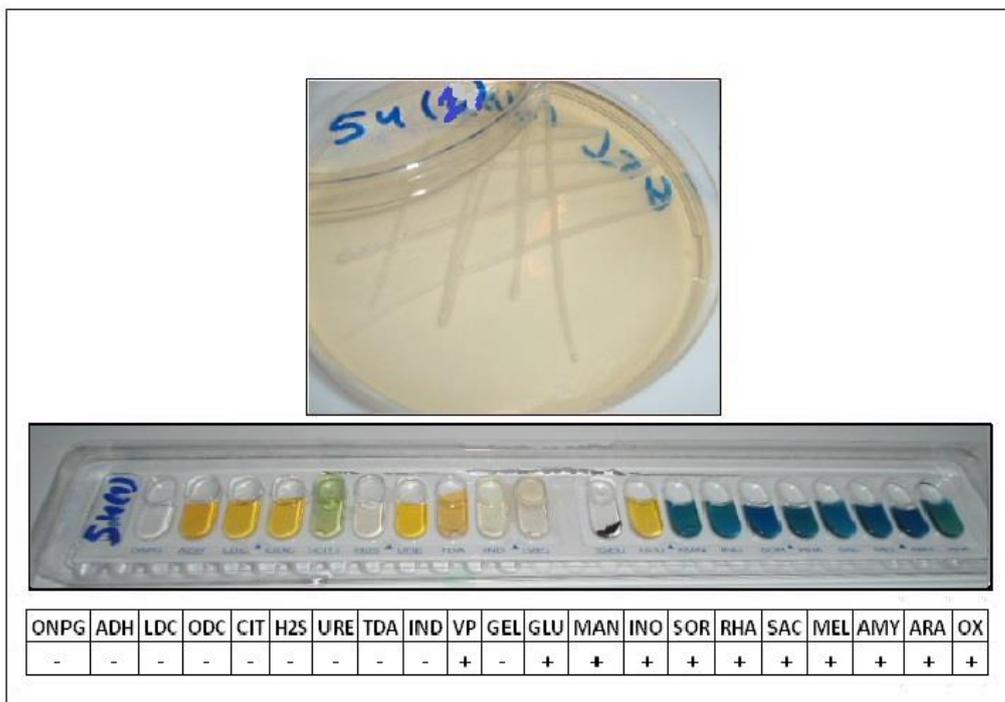


Figure V.28 : Identification de la bactérie *Klebsiella pneumoniae sp*

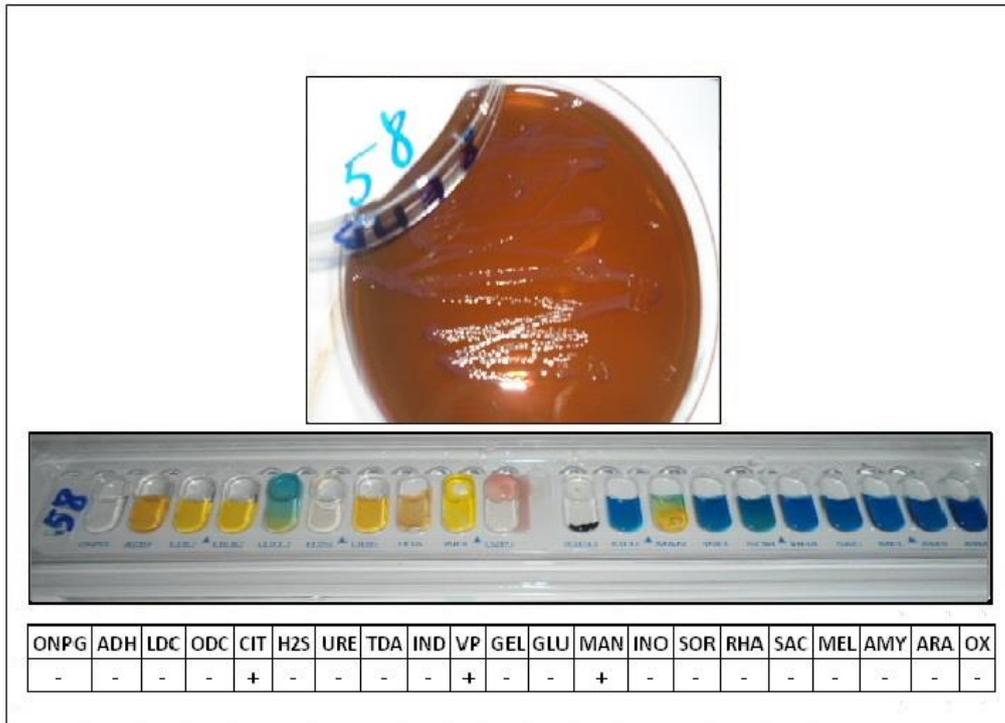


Figure V.29 : Identification de la bactérie *Flavimonas horyzihabitans*

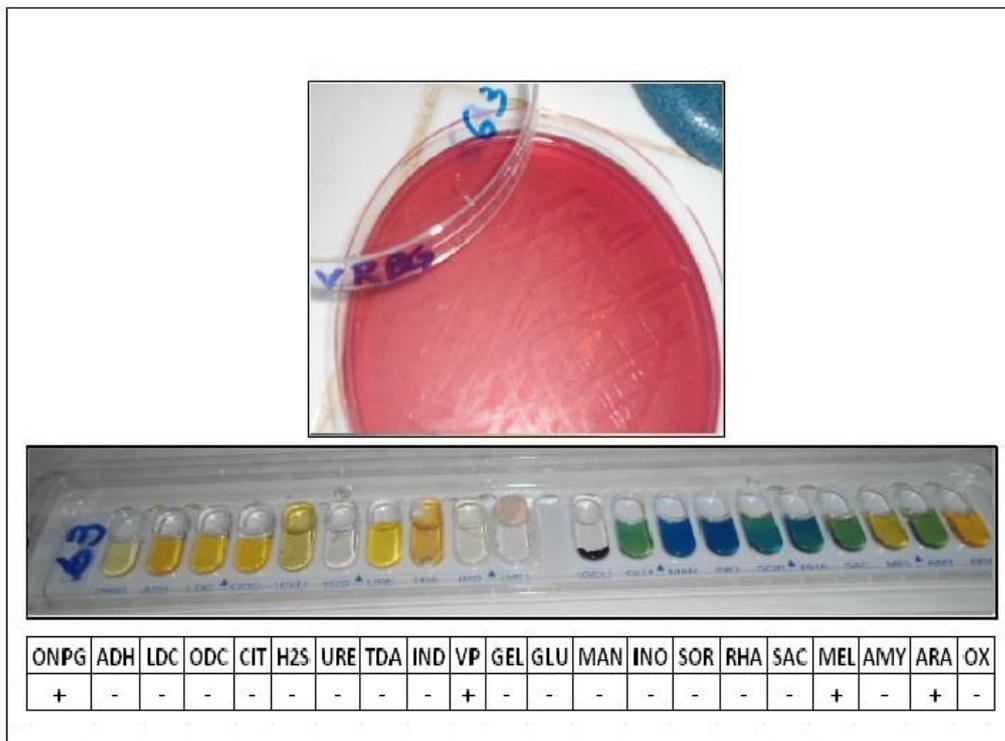


Figure V.30 : Identification de la bactérie *Chryseomonas luteola*.



Figure V.31 : Comparaison entre galerie de référence et galerie ensemencée

Les résultats obtenus pour l'ensemble des isolats bactériens (environ 142), représentant 15 genres bactériens, sont regroupés dans le tableau V.16.

## Chapitre V : Impact microbiologique des lixiviats

Tableau V.16 : Résultats d'identification des souches obtenues

Espèces	Nombre	Source	références
<i>Klebsiella pneumoniae</i>	3	puits 1	[30]
<i>Shiegella spp</i>	4	Puits 1	[30, 31]
<i>Serratia phymuthca</i>	6	puits 1 et 3	[32]
<i>Serratia marcescens</i>	5	puits 1 et 3	[32]
<i>Serratia odorifera</i>	4	puits 3	[32]
<i>Pseudomonas aerogenas</i>	9	puits 1 et 2	[30, 33]
<i>Enterobacter gergovine</i>	14	puits1 et 2	[30, 33]
<i>Enterobacter ammigennes</i>	6	puits1 et 2	[30, 33]
<i>Enterobacter cloacae</i>	7	puits 2	[30, 33]
<i>Citrobacter broaki</i>	5	puits 1	[30, 33]
<i>Citrobacter fendii</i>	3	puits 2	[30, 33]
<i>Pasteurilla</i>	5	puits 1	[34]
<i>Pasteurilla pneumotropia</i>	7	puits 1	[34]
<i>Aeromonas hydrophile</i>	3	puits 1	[35]
<i>Proteaus pennai</i>	6	puits 1	[33]
<i>E.coli</i>	10	puits 1, 2 et 3	[30].
<i>Salmonella arizonae</i>	4	puits 1 et 3	[2, 30]
<i>Salmonella spp</i>	3	puits 1	[2, 30]
<i>Acinetrobacter baummania</i>	5	puits1 et 3	[30]
<i>Acinetrocacter</i>	4	puits1	[30]
<i>Acinetrobacter pneumania</i>	5	puits 1 et 3	[30]
<i>Chryseomonas lutela</i>	8	puits 1 et 2	[36]
<i>Pontoea spp3</i>	10	puits 1 et 2	-
<i>Flavimonas hyzihabita</i>	3	puits 2	-
<i>Non fermenter spp</i>	3	puits 2	-

L'ensemble des bactéries identifiées dans les trois puits présentent un caractère pathogène.

- Les bactéries *Klebsiella pneumoniae* et *Shigella spp* sont des bactéries opportunistes pathogènes. Elles provoquent des infections graves par la consommation directe des eaux contaminées, ou par l'utilisation de ces dernières pour le lavage des aliments. Ces souches ont été isolées à partir du puits 1.
- Concernant le genre *Serratia* (*S. phymutica*, *S. marcescens*, *S. odorifera*), ces bactéries sont des coliformes totaux, opportunistes pathogènes ; elles sont détectées dans les puits 1 et 3.
- *Pseudomonas aerogenas*, Enterobacter (*E. gergovine*, *E. ammigenes*, *E. cloacae*) et les *Citrobacter* (*C. broaki* and *C. freundii*) sont aussi enregistrées. Ce sont des coliformes fécaux pathogènes. Ces bactéries sont retrouvées habituellement dans les eaux usées et les sols, mais la source originale est la matière fécale humaine. Elles sont des indicateurs d'une contamination fécale ancienne.
- *Pasteurilla et Pasteurilla pneumotropia* sont isolées à partir du puits 1. Ce sont des bactéries pathogènes pour les animaux. Sachant que ce puits est utilisé pour l'élevage des animaux de Khenaba (vaches, moutons,...), la mort de ces derniers y trouverait son explication.
- *Proteus pennaii* est aussi une bactérie pathogène. *E.coli* est présente dans tous les puits. Elle est considérée comme un indicateur d'une contamination récente (100 jours) par les matières fécales humaines et animales.
- *Salmonella arizonae* et *Salmonella spp* sont aussi détectées dans les puits 1 et 3. Elles sont classées comme bactéries pathogènes. La consommation d'une eau polluée par la bactérie salmonella est considérée comme source de maladie.
- Le genre *Acinetobacter* est présent dans le puits 3. Elle est ubiquiste et opportuniste, L'espèce *Acinetobacter pneumonia* est considérée comme une espèce pathogène.
- *Chryseomonas lutela* ou *Pseudomonas luteola* (la même espèce) peut causer des infections graves.
- *Pontoea spp3*, *Flavimonas hyzihabita* sont aussi détectées dans les puits 1 et 2.

### *Distribution des germes dans les puits*

On note que la plus grande quantité de bactéries se retrouvent dans le puits 1 qui englobe à lui seul 67.1% ; 24.1% a été enregistré dans le puits 2 et 8.9% dans le puits 3. La faible profondeur (8 mètres) du puits 1 de maison, justifie sa forte charge bactériologique. La contamination du puits 2 s'explique par sa position très proche de la décharge sauvage (400 m en aval) et ainsi très exposée à son lixiviat. De plus, sa profondeur n'est que de 50 m alors que celle du puits 3 dépasse les 80 mètres. Bien que mal ou pas du tout traitées, les eaux des puits P2 et P3 sont exploitées pour l'agriculture et l'élevage des animaux. Celles du puits 1 sont utilisées directement dans les foyers, même si leur utilisation a été réduite aux lessives et à la douche après que la pollution des eaux de la région s'est avérée au grand jour.

### **V.6.4 Recherche d'autres souches spécifiques sur quelques milieux sélectifs**

Cette partie du travail est consacrée à la recherche des souches isolées sur les milieux sélectifs : Baired parker, slentz-bertly, XLD ou SS, pour lesquels l'identification sur galerie API 20E n'est pas possible.

Pour cela, 100 ml d'échantillon sont filtrés sur membrane puis incubés à 37°C. Plusieurs types de colonies sont visualisés et chacune d'elles estensemencée sur le même milieu sélectif (Paired-parker) afin de la purifier (Figures V.32 et 33).

#### **V.6.4.1 Recherche des bactéries sur milieu Baired Parker**

La filtration de 100 ml d'eau du puits1, nous donne au minimum 5 colonies différentes appartenant au genre staphylocoques (Figure V.32).

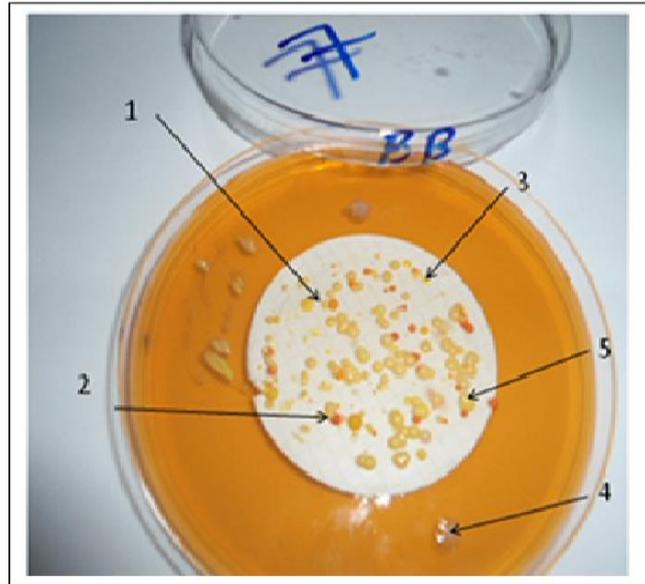
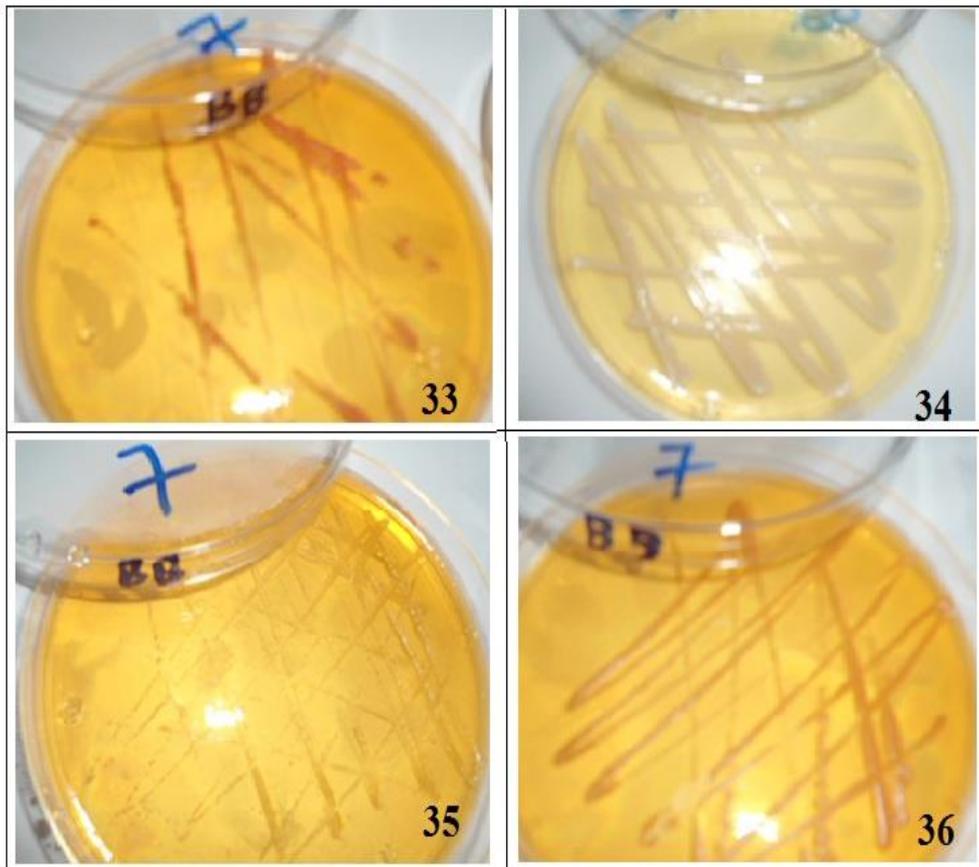
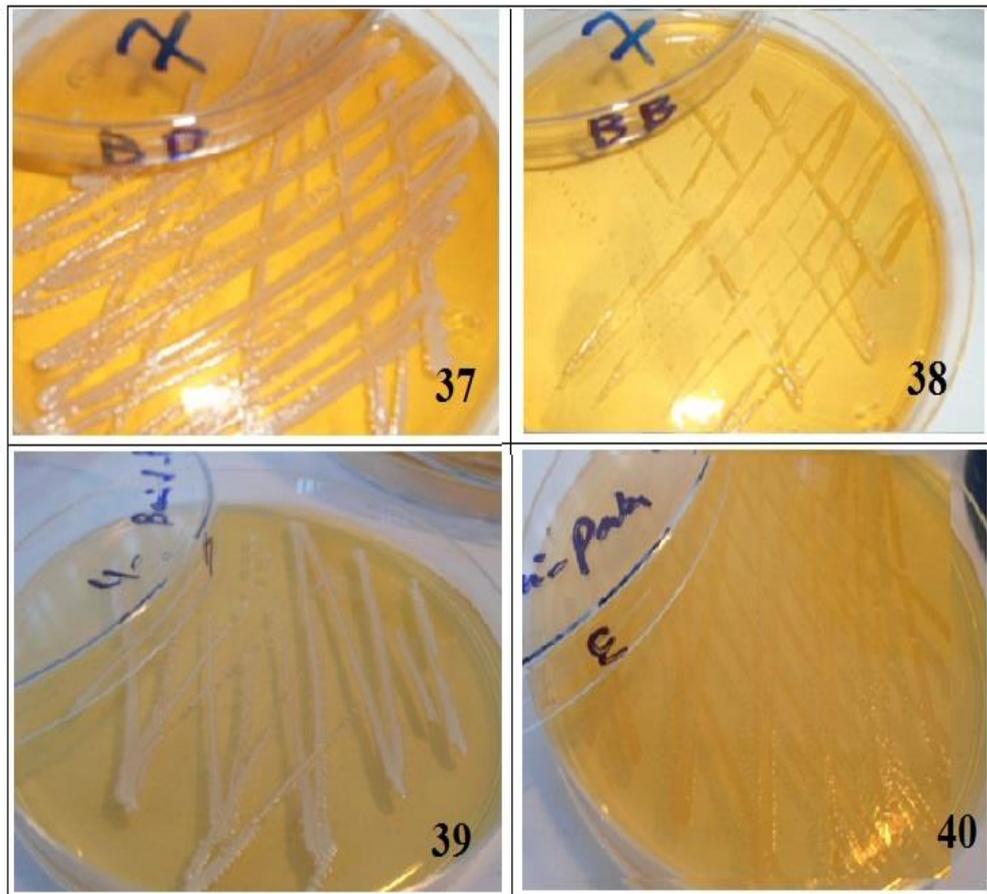


Figure V.32 : Aspect macroscopique d'un filtrat sur milieu BP

L'isolement et la purification de ces différentes colonies nous donne les souches suivantes :



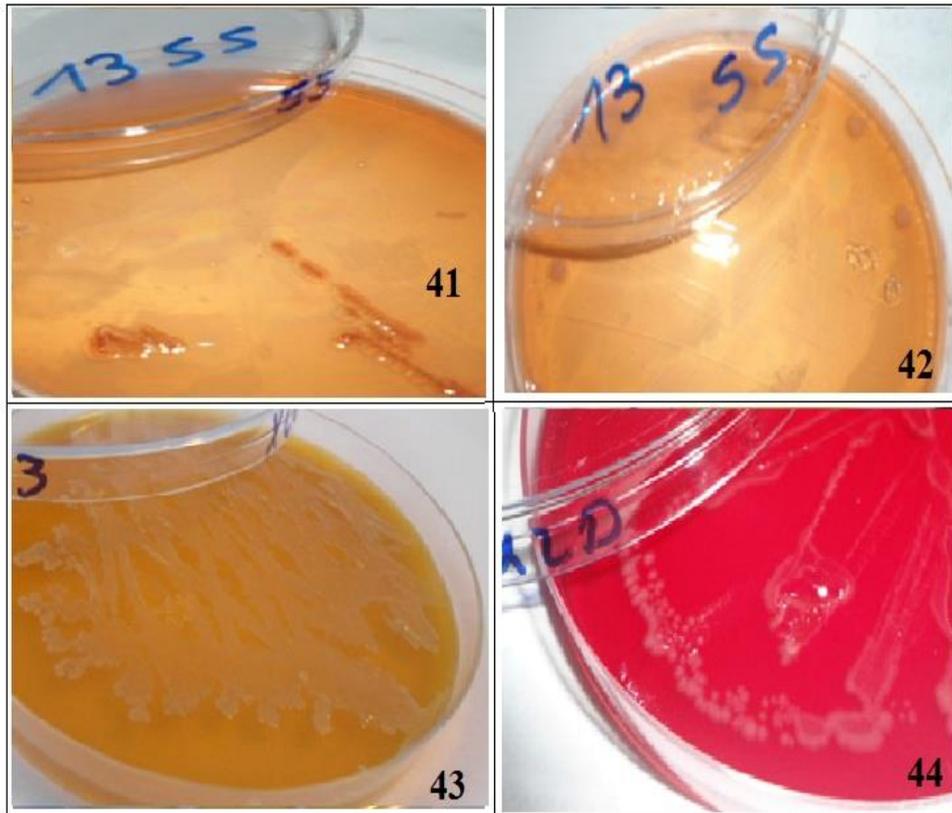


Figures (V. 33- 40) : Aspect macroscopique des bactéries isolées à partir de la boîte en V.32

Nous obtenons 8 espèces différentes (au minimum) qui sont probablement du genre staphylocoques, isolées à partir du puits1 ; l'espèce n'est pas confirmée.

#### V.6.4.2 Recherche des bactéries sur milieux SS ou XLD

Après l'ensemencement d'un échantillon du puits 2 sur les milieux SS et XLD, nous avons obtenu quatre espèces du *Salmonella et Shigella*. Ces bactéries sont pathogènes pour l'homme [1], il est inutile de procéder à d'autres tests biochimiques pour la confirmation de l'espèce.



Figures (V.41- 44) : Aspects macroscopiques des isolats des eaux du puits 2, sur milieux SS et XLD

### V.7 Conclusion

L'étude bactériologique nous a permis de déterminer l'impact microbiologique des lixiviats sur les eaux de surface et les eaux souterraines à proximité du CET et de la décharge sauvage. L'isolement, l'identification et le dénombrement des microorganismes réalisés sur la période 2011-2017 ont mis en évidence, au niveau des décharges et au-delà, la présence d'une charge bactérienne élevée comptant un grand nombre de microorganismes, pathogènes et non pathogènes, dont les entérobactéries, les coliformes totaux, les staphylocoques, les streptocoques, les *Clostridium* ainsi que les salmonelles et shigelles.

Au niveau des lagunes, la concentration bactérienne très élevée des lixiviats diminue après la fermeture du CET, en raison de la réduction de la matière organique nécessaire à la croissance microbienne. Un léger traitement est constaté puisque d'une lagune à l'autre, la teneur en bactéries connaît une faible diminution.

Les lixiviats de la décharge sauvage, bien que plus chargés en matière organique, correspondent à des teneurs microbiennes comparables à celles du CET, les classant ainsi comme lixiviats très pollués selon les normes de Miquel.

Les eaux superficielles sont directement et/ou indirectement contaminées par les lixiviats des deux décharges. Ceux du CET se déversent dans l'Oued 1 et constituent la principale source de pollution de ces eaux dangereusement contaminées alors qu'elles sont destinées à l'irrigation et l'élevage.

Les eaux souterraines analysées, pour les trois puits existants et pour une source naturelle, sont fortement contaminées. La contamination décroît avec la profondeur des puits à cause du rôle épurateur du sol. L'ensemble des bactéries identifiées dans les trois puits présentent un caractère pathogène. La contamination n'a pu être causée que par les lixiviats des deux décharges étant donnée l'absence de toute autre source de contamination dans la région. Et même si on peut supposer une contamination par déversement extérieur d'un quelconque contaminant dans le puits 1, car il est ouvert, cette possibilité est à écarter totalement pour les deux puits 2 et 3 qui sont très bien fermés et dont la profondeur est importante. Ainsi, l'infiltration des lixiviats à travers la nappe phréatique est confirmée.

# **CONCLUSION GENERALE**

## *CONCLUSION GENERALE*

---

Du fait des conditions géologiques et hydrologiques du site, de la nature des déchets stockés et du mode de gestion de l'exploitation, chaque centre d'enfouissement est un cas unique ; il n'est donc pas envisageable de déterminer avec précision un mode d'évolution qui serait applicable à tous les centres.

Cette étude a permis de situer le stade d'évolution de la décharge d'El Haria, au début de la phase méthanogène, correspondant à la transformation des acétates en méthane et CO<sub>2</sub>, en dépit du fait que les déchets sont âgés de moins de 10 ans et produisent un lixiviat jeune. La température, moyennement élevée, accélère la dégradation de la matière organique et permet à la phase méthanogène de s'installer rapidement.

Le CET reçoit près de 500 tonnes de déchets solides urbains par jour, sans aucun tri préalable et sans traitement des lixiviats générés. Ces derniers sont rejetés tels quels dans les cours d'eau avoisinants entraînant fatalement une contamination de l'environnement.

Les quantités de déchets étant trop importantes pour des lagunes sous dimensionnées, le traitement par lagunage s'avère quasiment inefficace. Les analyses physicochimiques montrent que les lixiviats du CET correspondent à une charge organique importante qui s'exprime par des valeurs de DCO, DBO<sub>5</sub> et MES dépassant de loin les normes admises. En outre, les anions inorganiques tels que NO<sub>2</sub><sup>-</sup>, PO<sub>4</sub><sup>-3</sup>, Cl<sup>-</sup> et SO<sub>4</sub><sup>-2</sup> y sont fortement présents.

Les effluents rejetés par la décharge sauvage sont plus chargés en matière organique que ceux du CET. Cependant, ils s'infiltrent dans le sol et n'atteignent pas les eaux superficielles dont la source principale de pollution réside dans les lixiviats du CET, déversés directement dans Oued Ain Chegga (oued1).

Cette pollution est d'autant plus grave qu'elle va bien au-delà du voisinage immédiat des décharges et touche, au même degré, les eaux de Oued El Taref, confluence de Oued Ain Chegga et de l'oued 2. En fait, le processus d'autoépuration n'arrive pas à venir à bout de la pollution générée par les rejets du CET et majorée par les dépôts sauvages des déchets le long des cours d'eau.

L'étude bactériologique donne des teneurs microbiennes très élevées, aussi bien pour les lixiviats du centre d'enfouissement que pour ceux de la décharge sauvage. Selon les normes de Miquel, tous deux se classent parmi les lixiviats « très pollués ».

L'analyse des eaux souterraines révèle une contamination par des microorganismes pathogènes tels que les streptocoques du groupe D, les sulfito-réducteurs, ... Certains d'entre

## **CONCLUSION GENERALE**

---

eux, comme les *Salmonella*, les *Shigella* et les staphylocoques, sont les principaux responsables des maladies à transmission hydrique (fièvre typhoïde, diarrhées, dysenteries, etc.) auxquelles sont fréquemment sujets les habitants du voisinage.

Il est connu et admis que l'enfouissement des déchets ne présente pratiquement jamais les garanties nécessaires pour éviter la pollution des sols, de l'eau et de l'air. Cependant, le CET d'El Haria risque de battre de tristes records en matière de dommages causés à l'environnement en raison, probablement, d'une étude de projet qui n'a pas su appréhender tous les côtés liés aux questions environnementales mais aussi, à cause d'une mauvaise réalisation et d'un manque de suivi et d'entretien de l'installation. Au lieu de la fermeture du CET qui n'a fait qu'accroître la pollution, en laissant place à la décharge sauvage, il aurait fallu adopter les solutions suivantes :

- La protection contre les infiltrations par le drainage et le traitement des eaux percolant dans le massif de déchets
- Le redimensionnement des lagunes.
- L'adoption d'autres casiers d'enfouissement.
- Le recyclage du lixiviat produit par la dernière lagune vers le casier en exploitation, pour, d'une part, assurer l'humidification des déchets et, d'autre part, éviter le déversement du lixiviat dans le milieu externe.
- L'élimination et la valorisation éventuelle du biogaz produit par la dégradation anaérobie des déchets.
- La réhabilitation du système de lagunage et le renouvellement de la géomembrane qui assure le passage du lixiviat entre les lagunes.
- La collecte et l'acheminement des lixiviats du CET vers une station d'épuration pour y être traités, comme c'est le cas des CET de Morialme, d'Etuffent en France, d'El Hossaima au Maroc....

Aujourd'hui encore, il est toujours temps d'agir contre la pollution sans cesse grandissante du site. Pour cela, nous préconisons de procéder à la fermeture immédiate de la décharge sauvage et la mise en place de dispositifs de lagunage ou autres, pour le traitement du lixiviat produit par cette décharge. De même qu'il est impératif de procéder à la couverture des déchets et d'effectuer le suivi post exploitation.

**Références  
Bibliographiques**

- [1] : *S. Galaup, C. Baudoin*, Droit et politique des déchets industriels, analyse comparative de six stratégies nationales en Europe, Sciences et Techniques, Vol 1, 1<sup>er</sup> trimestre 1996.
- [2] : Décret exécutif N°06-104 correspondant au 28 février 2006 du journal officiel Algérien N°13.
- [3] : La loi n° 01-19 du 12 décembre 2001 relative à la gestion, au contrôle et à l'élimination des déchets, Journal officiel Algérien N°77.
- [4] : *C. Blifert, R. Peraud*, Chimie de l'environnement, air, eau, sols, déchets, Edition, De boech, 2009.
- [5] : *R. Moletta*, le traitement des déchets, Edition TEC et DOC, 2009.
- [6] : Le décret exécutif n°04-410 du 14 décembre 2004, journal officiel de la république Algérienne N° 81.
- [7] : *B. Djemaci, M. Ahmed zaïd Chertouk*, La gestion intégrée des déchets solides en Algérie. Contraintes et limites de sa mise en œuvre, CIRIEC N° 04, 2011.
- [8] : Rapport sur la gestion des DMA dans la Wilaya d'Alger, Agence national des déchets, Ministère de l'environnement et des énergies renouvelables, 2019.
- [9]: Department of Water and Environmental Regulation, Landfill Waste Classification and Waste Definitions, Government of Western Australia, Dec 2019.
- [10]: *T. Christensen, P. Kjeldsen*, Environmental Aspects of Sanitary Landfilling. Sanitary Landfilling: Process, Technology and Environmental Impact, Academic Press INC Edition, 1989.
- [11] : *A. Lacassin*, Analyse de l'évolution des modes d'exploitation des ISDND en lien avec le développement des prétraitements organiques : exemples des sites de Castries (34), de Penol (38) et de Saint Christophe-du-Ligneron (85), Sciences de l'ingénieur [physics] dumas, <https://dumas.ccsd.cnrs.fr/dumas-01842405>, 2018.
- [12] : *N. Millot*, Les lixiviats de décharge contrôlée, caractérisation analytique, étude des filières de traitement, Thèse de doctorat. Université de Lyon, 1986.
- [13] : *A. Sillet, S. Royer, Y. Coque, J. Bourgois, O. Thomas*, Les lixiviats de décharges d'ordures ménagères genèse, composition et traitements. Déchets ; Revue francophone d'écologie industrielle, N° 22, 2<sup>eme</sup> trimestre 2001.

- [14] : *J. Obbard, M. Barr, H. Robison, M. Carville*, Landfill leachate : Characteristics and Biological Treatment in Hong Kong, Resource and Environmental Biotechnology, Vol. 2, N° 3, pp 235-248, 1999.
- [15] : *G. Wagner, J. Vassel*, Tests de lixiviation/ percolation en colonnes sur ordures ménagères en vue de la caractérisation des lixiviats d'un centre d'enfouissement technique, Tribune de l'Eau, No. 590/591, pp 35-48, 1997.
- [16] : *O.Dia, P. Drogui, R. Dubé, G. Buelna*, Utilisation des procédés électrochimiques et leurs combinaisons avec les procédés biologiques pour le traitement des lixiviats de sites d'enfouissement sanitaires - revue de littérature, Revue des sciences de l'eau, Journal of Water Science, Volume 29, N° 1, 2016.
- [17]: *S. Renou, J. Givaudan, S. Poulain, F. Dirassouyan, P. Moulin*, Landfill leachate treatment: Review and opportunity, Journal of Hazardous Materials N°150, pp 468–493, 2008.
- [18] : *B. Kamp, F. Edeline*, Amélioration du procédé par boues activées pour épurer un lixiviats de décharge d'ordures ménagères, Tribune de l'Eau, Vol. 50-51, No. 590- 591, pp 49-69, 1998. [19]: *P. Williams*, Waste treatment and disposal, 2nd Edition, 2005 J. Wiley and Sons Ltd.
- [20]: *F. Polhand, J. Deryen .S. Ghosh*, Leachate and gaz quality changes during landfill stabilization of municipal refuse. In anaerobic Digestion, Proceedings of the third International Symposium, Boston, pp 185 -202, 1983.
- [21]: *R. Statom, A. Thyne, A. McCray*, Temporal changes in leachate chemistry of a municipal solid waste landfill cell in Florida, USA, Environmental Geology, pp 982–991, 2004.
- [22]: *O. Dia, P. Drogui, R. Dubé et G. Buelna*, Utilisation des procédés électrochimiques et leurs combinaisons avec les procédés biologiques pour le traitement des lixiviats de sites d'enfouissement sanitaires - revue de littérature, Revue des sciences de l'eau , Journal of Water Science, Vol 29, No 1, 2016.
- [23]: *R. Stegman, k, Heyer, R. Cossu* , Leachate Treatment, Proceedings Sardinia 2005, Tenth International Waste Management and Landfill Symposium , Italy.
- [24] : *F. Edline*, L'épuration biologique des eaux, théorie et technologie des réacteurs, Edition : TEC et DOC, 1993.

[25]: Design of Municipal Wastewater Treatment Plants, Fourth Edition, Water Environment Federation Manual of Practice, WEF-ASCE, Manual and Report on Engineering Practice, N° 76, 1998.

[26] : *Commission Européenne*, Guide procédés extensifs d'épuration des eaux usées, Luxembourg : Office des publications officielles des Communautés européennes, Office International de l'Eau, 2001.

[27] : *Y. Racault* (Cemagref), Le Lagunage naturel. Les leçons tirées de 15 ans de pratique en France, Edition ; Technique et Documentation Lavoisier, 1997.

[1] : Mise en œuvre du programme national de la gestion intégrée des déchets solides municipaux (PROGDEM), Direction de l'environnement de la wilaya de Constantine, document interne, 2010.

[2] : Mise en œuvre du programme de développement du secteur environnement, Direction de l'environnement de la wilaya de Constantine, document interne, 2008.

[3] : *Y. Kehila, F. Mezouari, G. Metijka*, Intérêt des matériaux geosynthétiques dans la conception des centres d'enfouissement technique (CET) en Algérie, *Studia Geotechnica et Mechanica*, Vol. XXXIII, N° 3, 2011.

[4] : *J. Meegoda, H. Hettiarachchi, P. Hettiaratchi*, Landfill design and operation, chapter 18, *Sustainable Solid Waste Management*, library.org, new York university, pp 577-604, 2016.

[5] : *R. Moletta*, *Le traitement des déchets*, édition TEC et DOC, 2009.

[6] : *M. El-Fadel, A. Findikakis, and J. Leckie*, Environmental impacts of solid waste Landfilling, *Journal Environmental Management*, vol. 50, pp. 1-25, 1997.

- [1] : C. Haslay, H. Leclerc, Microbiologie des eaux d'alimentation, édition : Technique et documentation, 1993.
- [2] : H. Bousseboua, cours de microbiologie générale, édition de l'université Mentouri, Constantine, 2004.
- [3] : C. Tortora, B. Funke, C. Case, Introduction à la Microbiologie, édition : Renouveau Pédagogiques, ERPI, 2012.
- [4] : C. Delarras, B. Trébaol, J. Durand, Surveillance sanitaire et microbiologique des eaux, édition : TEC et DOC, 2010.
- [5] : C. Delarras, Microbiologie pratique pour le laboratoire d'analyse ou de contrôle sanitaire, édition : TEC et DOC, 2007.
- [6]: J. LeClerc, B. Li, W. Payne, T. Cebula, High Mutation Frequencies Among Escherichia coli and Salmonella Pathogens , Science , Vol 274, 1996.
- [7]: J. Kibbey, C. Hagedorn et E. McCoy , use of Fecal Streptococci as Indicators of Pollution in Soil. Applied and Environmental Microbiology, pp 711-717, 1978
- [8]: G. BITTON, Wastewater Microbiology, John Wiley & Sons edition, 2005
- [9] : J. Cuq, Microbiologie Alimentaire, Université Montpellier, 2007
- [10] : Système d'Identification des Enterobacteriaceae et autres bacilles à Gram négatif non fastidieux, bioMérieux SA, réf ; 20 100 / 20 160. <http://www.biomerieux.com>
- [11] : Brésil. Fondation Nationale de la santé, Manuel pratique d'analyse de l'eau /National Health Foundation ,4<sup>th</sup> ed, Brasilia : FUNASA, 2013.
- [12] : J. Baudart, N. Paniel, Sources et Devenir des Micro-Organismes Pathogènes dans les Environnements Aquatiques. Revue Francophone des Laboratoires, Elsevier, Vol 29, N° 459, 2014.
- [13] : S. Percival, R. Chalmers, M. Embrey, P. Hunter, J. Sellwood, P. Wyn-Jones, Microbiology of Water Borne Diseases, 1<sup>st</sup> ed, Elsevier, 2004.
- [14] : OMS, [https://www.who.int/water\\_sanitation\\_health/diseases/diseasefact/fr/](https://www.who.int/water_sanitation_health/diseases/diseasefact/fr/), sep 2020.
- [15]: W. Chihab, S. Ahmed, M. Amar, Chryseomonas Luteola Identified as the Source of Serious Infections in a Moroccan University Hospital. Journal of Clinical Microbiology, N°42, pp 1837, 2004.
- [16] : Situation épidémiologique de l'année 2015 sur la base des cas déclarés à l'I. N. S. P, Relevés Epidémiologiques Mensuels, REM, Algérie, Vol XXVI, 2015.

- [1]: *Kjeldsen, P., Barlaz, M.A., Rooker, A.P., Baun, A., Ledin, A., Christensen, T.H.*, Present and long-term composition of MSW landfill leachate: A review, *Critical Reviews in Environmental Science and Technology* N°32, p 297-336, 2002.
- [2]: *Kylefors, K.*, Predictions of leaching from municipal solid waste (MSW) and measures to improve leachate management at landfills, Doctoral thesis, Luleå University of Technology, SE-97187 Luleå, Sweden, 2002.
- [3] : *J. Rodier, B. Legube, N. Merlet*, L'Analyse de l'eau, eaux naturelles, eaux résiduaires, eau de mer, édition : Technique et Ingénierie, Dunod, 2016.
- [4] : *ISO 15705*, Qualité de l'eau, Détermination de l'indice de demande chimique en oxygène (ST-DCO), méthode à petit échelle en tube fermé.
- [5] : *AFNOR*, qualité de l'eau, environnement, Recueil de Norme Française, 1994.
- [6]: *A.Vazquez, H. Jefferson, B. Judd*, Membrane bioreactors vs conventional biological treatment of landfill leachate: a brief review, *Journal of Chemical Technology and Biotechnology*, N°79, pp 1043–1049, 2004.
- [7]: *L.Jorstad, R. Acworth*, Analysis of the distribution of inorganic constituents in a landfill leachate-contaminated aquifer Astrolabe Park, Sydney, Australia *Environmental Geology* N° 46 , pp 263–272, 2004.
- [8]: *B. Naveen, D. Mahapatra, T. Sitharam, P. Sivapullaiah, T. Naveen*, Physico-chemical and biological characterization of urban municipal landfill leachate, *Environmental pollution*, pp 1-12, 2016.
- [9] : *E.Belle*, .Évolution de l'impact environnemental de lixiviats d'ordures ménagères sur les eaux superficielles et souterraines, approche hydrobiologique et hydrogéologique. Site d'étude décharge d'Étouffont (Territoire de Belfort – France), thèse de doctorat, l'Université de Franche-Comté, 2009.
- [10] : *S. Renou, S. Poulain*, Lixiviat de centre de stockage : déchet généré par des déchets, L'eau, l'industrie, les nuisances, N°310, pp 37- 43.
- [11]: *L. Sackey, K. Meizah*, Assessment of the quality of leachate at Sarbah landfill site at Eija in Accra, *Journal of Environmental Chemistry and Ecotoxicology*, Vol. 7(6), pp 56-61, 2015.

- [12] : *L. kouassi, K. ahoussi, Y. koffi, K. kouame*. Caractérisation physico-chimique du lixiviat d'une décharge de l'Afrique de l'ouest : cas de la décharge d'Akouedo (Abidjan-côte d'ivoire), Larhyss Journal, N°19, pp 63-74, 2014.
- [13] : *T. Bennama, A.Younsi, Z. Derriche, A.Debab*, Evolution Spatio-Temporelle de la Physico-Chimie, Microbiologie et Ecotoxicologie des Lixiviats de la Décharge Publique d'El-Kerma (Oran, Algérie). Algerian Journal of Arid Environment. N°1, pp 22, 2011.
- [14] : *E. Grisey*, Impact de l'évolution des déchets d'une installation de stockage de déchets non dangereux sur l'environnement - Site d'étude : l'ISDND d'Etueffont (Territoire de Belfort - France). Ecologie, Environnement. Thèse de doctorat .Université de Franche-Comté, 2013.
- [15] : <https://www.suezwaterhandbook.fr/eau-et-generalites/l-eau-ses-proprietes/chimie-de-l-eau/oxydoreduction>).
- [16] : Centre d'expertise en analyse environnementale du Québec, Détermination des solides totaux et des solides totaux volatils : méthode gravimétrique, Québec, 2017.
- [17] *S. Renou, J. Givaudan, S. Poulain, F. Dirassouyan, P. Moulin*, Landfill leachate treatment: Review and opportunity, Journal of Hazardous Materials, N°150, pp 468–493, 2008.
- [17] : *J. Mehounou R. Josse, P. Serge, F. Senou, R. Toklo*, Caractérisation physico-chimique et microbiologique des eaux souterraines et superficielles dans la zone de production cotonnière d'Aplahoué. Journal of Applied Biosciences, Vol 103, pp 9841 – 9853, 2016.
- [18]: [https://www.who.int/water\\_sanitation\\_health/publications/drinking-water-quality-guidelines-4-including-1st-addendum/fr/](https://www.who.int/water_sanitation_health/publications/drinking-water-quality-guidelines-4-including-1st-addendum/fr/)
- [19]: *M. Mokhtaria L Djabri, L. Hani, I. Belabed*. Impacts de la décharge de la ville de Tiaret sur la qualité des eaux souterraines, Synthèse : Revue des Sciences et de la Technologie, univ : Annaba, N° 16, pp 64-73, 2007.
- [20] : Décret exécutif N°09-209, 2009, fixant les modalités d'octroi d'autorisation de déversement des eaux usées, journal officiel de la république algérienne N° 36.
- [21] : *S. Baumont*, Réutilisation des eaux usées épurées : risques sanitaires et faisabilité en Île-de-France, Institut d'aménagement et d'urbanisme de la région Ile-de-France, 2003.
- [22] : *Y. Khehile*, Quelle perspectives pour l'enfouissement technique et le stockage éco-compatible des résidus solides dans les PED vis-vis des impacts sur l'hydrosphère urbaine?, Acte de JSIRAUF, Hanoi, pp 6-9, Nov 2007.

- [23] : *F. Bouhzilla, M. Hariti, H. Lounici, N. Mameri*, Treatment of Oued smar town landfill leachate by an electrochemical reactor, *Desalination*, Vol 280, pp 347-353, 2011.
- [24] : *A. Chofgi, A. Younsi, K. Lahadi, J. Mania, A. Veron*, Environmental impact of an urban landfill on a costal aquifer (EL Jadida, Morocco), *Journal of African Earth Sciences* N°39, 2004.
- [25] : *Z. Mejraoua, N. Zine*, Caractérisation physico chimique de la décharge sauvage de Meknes, *European Scientific Journal*, Vol 13, N°33, 2017.
- [26] : *Y. Zoubi, M. Merzouki, L. Bennani, A. Lalami et M. Benlemuh*, Procédé pour la réduction de la charge polluante dans le lixiviat de la décharge contrôlée de la ville de Fès, *Déchets, Science et Technique, Revue Francophone d'Ecologie Industrielle*, N°58, 2010.
- [27] : *I. Raziful*, Characterization of tropical seasonal variation of leachate: Results from landfill Lysimeter studied, *West Management*, N°32, pp 2080-2095, 2012.
- [28] : *O. Adyemi, O. Oleoyede, A. Oladiji*, Physicochemical and microbial characteristics of leachate contaminated groundwater, *Asian Journal of Biochemistry* N°2, Vol 5, pp 343-348, 2007.
- [29] : *C. Blifert, R. Peraud*, *Chimie de l'environnement, air, eau, sols, déchets*, édition : De boech, 2009.
- [30] : *Y. Racault* (Cemagref), *Le Lagunage naturel. Les leçons tirées de 15 ans de pratique en France*, Edition ; Technique et Documentation Lavoisier, 1997.
- [31] : *F. Edline*, *L'épuration biologique des eaux, théorie et technologie des réacteurs*, édition : CECEDOC, TEC et DOC, 1993.
- [32] : *H. Khettabi, L. Aleya, J. Mania*, Lagunage naturel de lixiviat de décharge, *Revue des Science de L'eau*, Vol 15/1, pp 411-419, 2002.
- [33] : *O. Alexandre, C. Boutin, P. Duchène, C. Lagrange, A. Lakel, A. Liénard, D. Orditz*, Filière d'épuration adoptée à la petite collectivité, Cemagref Éditions 1998, Document technique FNDAE, N°22, 1998.
- [34] ; *A. Sillet, S. Royer, Y. Coque, J. Bourgois, O. Thomas*, Les lixiviats de décharges d'ordures ménagères genèse, composition et traitements. *Déchets, Revue Francophone d'Ecologie Industrielle*, N° 22, 2001.

- [1] : C. Delarras, B.Trébaol, J.Durand, Surveillance sanitaire et microbiologique des eaux, éditions : TEC et DOC, 2010.
- [2] : J. Guirand, P.Galazy, L'analyse microbiologique dans les industries alimentaires, éditions : L'usine nouvelle, Paris, 1980.
- [3] : J.Rodier, Bernard Legube, Nicole Merlet. L'analyse de l'eau, eaux naturelles, eaux résiduaires, eau de mer. Technique et Ingénierie, Dunod, 2016.
- [4] : Catalogue, Milieux de culture et réactifs de laboratoire, Institut Pasteur d'Algérie.
- [5] : C. Delerras, Microbiologie pratique pour le laboratoire d'analyses ou de contrôle sanitaire, Ed ; Lavoisier, 2010.
- [6] A. Eaton, L. Cleasczrin A. Greenberg, Standard methods for the examination of water and wastewater, American Public Health Association, 1995.
- [7] : NF EN ISO 7218 (octobre 2007). Microbiologie des éléments – Exigences générales et recommandations.
- [8] : J. Joffin, Feuille de Calcul pour l'Identification Microbienne, version 4.0, 2005, <https://www.techmicrobio.eu/ftp/Informatique/Tableur/identification2011.xls>
- [9]: H. Abed, A. Esamil, M. Barraha, N. Chahboun, A. Khadmaoui, M. Ouhssine, Analytical Evaluation of the Microbiological Water Quality of Landfill Leachate (Kenitra), International Journal of Innovation and Applied Studies, N°7, pp 1225, 2014.
- [10]: T. Healing, Salmonella in Rodents: a Risk to Man. CDR. Lond. Engl. Rev, N°1, pp 114, 1991.
- [11] : O. Alexandre, C. Boutin, P. Duchène, C. Lagrange, A. Lakel, A. Liénard, D. Orditz, Filière d'épuration adoptée à la petite collectivité, Éditions : Cemagref Document technique FNDAE N°22, 1998.
- [12] : Y. Racault (Cemagref), Le Lagunage naturel. Les leçons tirées de 15 ans de pratique en France, Edition ; Technique et Documentation Lavoisier, 1997.
- [13] : G. Burton, D. Gunnison, G. Lanza, Survival of Pathogenic Bacteria in Various Freshwater Sediments, Applied and Environmental Microbiology, pp 633-638, 1987.
- [14] : O.Adjiri, D. Gone, K. Kouame, B. Kamagate, J.Biemi, Caractérisation de la pollution chimique et microbiologique de l'environnement de la décharge d'Akouédo, Abidjan-Côte

d'Ivoire. International Journal of Biological and Chemical Sciences, Vol 2(4), pp 401-410, 2008.

[15]: *J.Tshibanda*, Microbiological and Physicochemical Characterization of Water and Sediment of an Urban River: N'Djili River, Kinshasa, Democratic Republic of the Congo. Sustainability Water Quality Ecology, N°7, 2014.

[16] : *T. Bennama, A.Younsi, Z. Derriche, A.Debab*, Evolution Spatio-Temporelle de la Physico-Chimie, Microbiologie et Ecotoxicologie des Lixiviats de la Décharge Publique d'El-Kerma (Oran, Algérie). Algerian Journal of Arid Environment, N°1, pp 22, 2011.

[17] : *E. Belle, V. Genevois, J. Mudry, L. Aleya*, Annual Distribution of Bacterial Indicators Generated by the Domestic Wastes from the Landfill of Etueffont (France). Environmental Technology, N°29, pp 207, 2008.

[18] : *F. Bouhezila, M. Hariti, H. Lounici, N. Mameri*, Treatment of the Oued Smar Town Landfill Leachate by an Electrochemical Reactor. Desalination, N°280, pp 347, 2011.

[19] : *H. Khattabi, É. Belle, P. Servais, L. Aleya*, Variations Spatiale et Temporelle des Abondances Bactériennes dans Quatre Bassins de Traitement du Lixiviat de la Décharge d'Étueffont (Belfort, France). C. R. Biologies, N° 330, pp 429, 2007.

[20] : Journal officiel de la République Algérienne N°35 du 27 mai 1998 fixant les critères microbiologiques des eaux potable, minérale et de distribution.

[21]: *J. Kibbey, C. Hagedorn et E. McCoy*, use of Fecal Streptococci as Indicators of Pollution in Soil. Applied and Environmental Microbiology, pp 711-717, 1978.

[22]: *N. Silva, M. Taniwaki, V. Junqueira, N. Silveira, M. Okazaki*, Microbiological examination methods of food and water, a laboratory manual, Taylor & Francis Group, 2 nd edition ,2019 .

[23] : *A.Adingra, A.Sako. A.Kouassi*, Qualite Bacteriologique des Eaux de surface de la rivière Banco, Abidjan, Cote d' Ivoire, F. Tech. & Doc. Vulg, pp 37-42, 2010.

[24] : *S. Errochdi, M. El Alami, N. Bennas, B. Belqat, M. Ater, F. Fdil*, Étude de la qualité physicochimique et microbiologique de deux réseaux hydrographiques nord marocains : Laou et Tahaddart. African Journal of Environmental Science and Technology, Vol 5(11), pp 933-940, 2011.

- [25]: G. Przydatek, W. Kanownik, Impact of small municipal solid waste landfill on groundwater quality, *Environ Monit Assess* , pp 191- 169, 2019.
- [26] : A. Adeolu , A. Oriaku, G. Adewumi, A. Otitolaju, Assessment of groundwater contamination by leachate near a municipal solid waste landfill, *African Journal of Environmental Science and Technology*, Vol. 5(10), 2011.
- [27] : *Emilien Belle*. Évolution de l'impact environnemental de lixiviats d'ordures ménagères sur les eaux superficielles et souterraines, approche hydrobiologique et hydrogéologique. Site d'étude : décharge d'Étueffont (Territoire de Belfort – France). *Hydrologie*. Université de Franche-Comté, 2008.
- [28] : M. Mekaikia, B. Belaabed, L. Djaberi, caractéristiques de la décharge publique de la ville de Tiaret et son impact sur la qualité des eaux souterraines, *courrier du savoir*, N°8, pp 93-99, 2007.
- [29] : Arrêté interministériel du 2 Moharram 1438 correspondant au 4 octobre 2016 fixant les critères microbiologiques des denrées alimentaires. *Journal officiel de la république algérienne* n° 39, 8 chaoual 1438 2 juillet 2017.
- [30] : S. Percival, R. Chalmers, M. Embrey, P. Hunter, J. Sellwood, P. Wyn-Jones, *Microbiology of Water Borne Diseases*, Elsevier, 2004.
- [31]: N. Ashbolt, Microbial Contamination of Drinking Water and Human Health from Community Water Systems. *Current Environmental Health Reports*, N° 2, p. 95, 2015.
- [32]: S. Murdoch, K. Trunk, G. English, M. Fritsch, I E Pourkarimi, S. Coulthurst, The Opportunistic Pathogen *Serratia Marcescens* Utilizes Type VI Secretion To Target Bacterial Competitors. *Journal of Bacteriology*, N°93, pp 6057, 2011.
- [33] : J Bernard, R Alai, *Entérobactéries Systématique et Méthodes de Diagnostic*. Monographies de Microbiologie, 1re ed, Lavoisier, 2003.
- [34]: D. HaleBoothe, M. Smith, D. Das, Characterization of Microbial Populations in Landfill Leachate and Bulk samples during Aerobic Biodegradation. *Advances in Environment Research*, N°5, pp 285, 2001.
- [35]: J. Janda, L. Abbott, The Genus *Aeromonas*: Taxonomy, Pathogenicity, and Infection. *Clinical Microbiology Reviews*, N°23, pp 35, 2010.

[36]: *W. Chihab, S. Ahmed, M. Amar*, Chryseomonas Luteola Identified as the Source of Serious Infections in a Moroccan University Hospital. Journal of Clinical Microbiology, N°42, pp.1837, 2004.

[37] : *J.Baudert, N. Paniel* Sources et devenir des micro-organismes pathogènes dans les environnements aquatiques, Revue Francophone des Laboratoires, N°459, 2014.

[38] : OMS, [https : //www.who.int/water\\_sanitation\\_health/diseases/diseasefact/fr/](https://www.who.int/water_sanitation_health/diseases/diseasefact/fr/), sep 2020.

[39] : Situation épidémiologique de l'année 2015 sur la base des cas déclarés à l'I. N. S. P, Relevés Epidémiologiques Mensuels, REM, Algérie, Vol. XXVI, 2015.

# **ANNEXES**

## Annexe 1

### Classification des déchets

- **Déchets ménagers et assimilés** : tous les déchets issus des ménages ainsi que les déchets similaires provenant des activités industrielles, commerciales, artisanales et autres qui, par leur nature et leur composition, sont assimilables aux déchets ménagers.
- **Déchets encombrants** : tous les déchets issus des ménages qui, en raison de leur caractère volumineux, ne peuvent être collectés dans les mêmes conditions que les déchets ménagers et assimilés.
- **Déchets spéciaux** : tous les déchets issus des activités industrielles ou agricoles, des soins médicaux ou de toute autre activité qui, en raison de leur nature et de leur composition, ne peuvent être collectés, transportés et traités dans les mêmes conditions que les déchets ménagers et assimilés et les déchets inertes.
- **Déchets spéciaux dangereux** : tous les déchets spéciaux qui, par leurs constituants ou par les caractéristiques des matières nocives qu'ils contiennent, sont susceptibles de nuire à la santé publique et/ou à l'environnement. Ce sont aussi les déchets qui présentent une ou plusieurs propriétés dangereuses : inflammables, explosifs, corrosifs, cancérigènes... , déchets d'activité de soins issus des activités de diagnostic, de suivi et de traitement préventif ou curatif, dans les domaines de la médecine humaine et vétérinaire.
- **Déchets inertes** : tous les déchets provenant notamment de l'exploitation des carrières, des mines, des travaux de démolition, de construction ou de rénovation, qui ne subissent aucune modification physique, chimique ou biologique lors de leur mise en décharge, et qui ne sont pas contaminés par des substances dangereuses ou par d'autres éléments générateurs de nuisances, susceptibles de nuire à la santé et/ou à l'environnement .

## ANNEXES

### Annexe 2

**Arrêté interministériel du 2 Moharram 1438 correspondant au 4 octobre 2016 fixant les critères microbiologiques des denrées alimentaires.**

#### JOURNAL OFFICIEL DE LA REPUBLIQUE ALGERIENNE N° 39

11- Eaux, boissons et jus de fruits et légumes

<i>Catégories des denrées alimentaires</i>	<i>Micro-organismes</i>	<i>Limites microbiologiques (ufc/g)</i>
Eaux minérales naturelles et eaux de source	Escherichia coli	Absence dans 250 ml
	Entérocoques	Absence dans 250 ml
	Spores anaérobies sulfito-réductrices	Absence dans 50 ml
	Coliformes totaux	Absence dans 250 ml
	Pseudomonas aëruginea	Absence dans 250 ml

### Annexe 3

#### Compositions des milieux de cultures (g/l)

*Ref : Delleras, 2010*

#### Gélose VRBG

Extrait de levure	3,0
Peptone	7,0
Chlorure de sodium	5,0
Sels biliaires	1,5
Glucose	10,0
Rouge neutre	0,03
Cristal violet	0,002
Agar	12,0
pH	7,4 ± 0,2

#### Gélose EMB

Peptone	10,0
Lactose	10,0
Eosine	0,4
Bleu de méthylène	0,0625
Hydrogénophosphate de potassium	2,0
Agar	15,0
pH	6,8

**ANNEXES**

**Gélose lactosée  
au tergitol 7 et au TTC**

Peptone	10,0
Extrait de viande	5,0
Extrait de levure	6,0
Lactose	20,0
Tergitol	0.710
TTC ( <i>Triphenyl Tetrazolium Chloride</i> )	0.025
Bleu de bromothymol	0.050
Agar	13,0
pH	7.2

**Gélose Baired Parker**

Peptone	10,0
Extrait de viande de bœuf	4,0
Extrait de levure	2,0
Pyruvate de sodium	10,0
Glycocolle	12,0
Chlorure de lithium	5,0
Agar-agar	20,0
Émulsion de jaune d'œuf ( <i>stérile</i> )	0.050
Tellurite de potassium ( <i>stérile</i> )	0,1
pH	7,2

**Gélose Viande –foi-sulfite-fer**

Peptone viande-foie	30,00
Sulfite de sodium	2,50
Glucose	2,00
Citrate ferrique ammoniacal	0,50
Amidon soluble	2,00
Agar	11
pH	7.6

**Milieu TSA gélose trypticase soja**

Tryptone	15
Peptone papaïnique de soja	5
Chlorure de sodium	5
Agar	15
pH	7,3

**Gélose SS**

Extrait de viande de bœuf	5
Polypeptone	5
Sels biliaires	8,5
Thiosulfate de sodium	8,5
Citrate ferrique	1
Citrate de sodium	10
Lactose	10
Vert brillant	0,00033
Rouge neutre	0,025
Agar	13,5
pH	7,0

**Gélose slentz bartly**

Tryptose	20,0
Extrait de levure	5,0
Glucose	2,0
Phosphate dipotassique	4,0
Azide de sodium	0,4
Agar	12,0
Triphényl-2,3,5-tétrazolium (TTC)	0,1
pH	7,0

## **Annexe 4**

### **Teste d'oxydase**

*ref : Delleras, 2010*

#### **Principe**

Recherche d'oxydase à l'aide de disque d'oxydase imprégné par le réactif d'oxydase (L'oxalate de N-diméthyl paraphénylène diamine).

#### **Mode opératoire**

- Déposer un disque imprégné de réactif sur une lame.
- L'imbiber avec une goutte d'eau distillée stérile.
- Prélever une colonie parfaitement isolée avec une pipette Pasteur boulée et l'écraser sur le disque pendant quelques secondes.
- Observer immédiatement.

#### **Résultats**

Apparitions d'une coloration rose/violette, oxydation du réactif, souche oxydase +

Absence de coloration rose/violette, absence d'oxydation du réactif, souche oxydase -

ANNEXES

Testes biochimiques

Réf: Fiche technique, galerie API20E

TABLEAU DE LECTURE

TESTS	COMPOSANTS ACTIFS	QTE (mg/cup.)	REACTIONS/ENZYMES	RESULTATS	
				NEGATIF	POSITIF
ONPG	2-nitrophényl-β-D-galactopyranoside	0,223	β-galactosidase (Ortho NitroPhényl-β-D-Galactopyranosidase)	incolore	jaune (1)
ADH	L-arginine	1,9	Arginine DiHydrolase	jaune	rouge / orangé (2)
LDC	L-lysine	1,9	Lysine DéCarboxylase	jaune	rouge / orangé (2)
ODC	L-ornithine	1,9	Ornithine DéCarboxylase	jaune	rouge / orangé (2)
[CIT]	trisodium citrate	0,756	utilisation du CITrate	vert pâle / jaune	bleu-vert / bleu (3)
H <sub>2</sub> S	sodium thiosulfate	0,075	production d'H <sub>2</sub> S	incolore / grisâtre	dépôt noir / fin liseré
URE	urée	0,76	UREase	jaune	rouge / orangé (2)
TDA	L-tryptophane	0,38	Tryptophane DésAminase	jaune	TDA / immédiat marron-rougeâtre
IND	L-tryptophane	0,19	production d'INDole	incolore vert pâle / jaune	JAMES / immédiat rose
[VP]	sodium pyruvate	1,9	production d'acétoïne (Voges Proskauer)	incolore / rose pâle	VP 1 + VP 2 / 10 min rose / rouge (5)
[GEL]	gélatine (origine bovine)	0,6	Gélatinase (GELatine)	non diffusion	diffusion du pigment noir
GLU	D-glucose	1,9	fermentation / oxydation (GLUcose) (4)	bleu / bleu-vert	jaune / jaune gris
MAN	D-mannitol	1,9	fermentation / oxydation (MANnitol) (4)	bleu / bleu-vert	jaune
INO	inositol	1,9	fermentation / oxydation (INOsitol) (4)	bleu / bleu-vert	jaune
SOR	D-sorbitol	1,9	fermentation / oxydation (SORbitol) (4)	bleu / bleu-vert	jaune
RHA	L-rhamnose	1,9	fermentation / oxydation (RHAmmose) (4)	bleu / bleu-vert	jaune
SAC	D-saccharose	1,9	fermentation / oxydation (SACcharose) (4)	bleu / bleu-vert	jaune
MEL	D-melibiose	1,9	fermentation / oxydation (MELibiose) (4)	bleu / bleu-vert	jaune
AMY	amygdaline	0,57	fermentation / oxydation (AMYgdaline) (4)	bleu / bleu-vert	jaune
ARA	L-arabinose	1,9	fermentation / oxydation (ARAbinose) (4)	bleu / bleu-vert	jaune
OX	(voir notice du test oxydase)		cytochrome-OXYdase	(voir notice du test oxydase)	

(1) Une très légère couleur jaune est également positive.

(2) Une couleur orange apparaissant après 36-48 H d'incubation doit être considérée négative.

(3) Lecture dans la cupule (zone aérobie).

**Annexe 5**  
**Demande Chimique en Oxygène (DCO)**  
**Méthode ST-DCO**

**L'originalité de cette méthode repose :**

- sur l'utilisation de tubes fermés prêts à l'emploi. Ils contiennent tous les réactifs nécessaires et il suffit d'introduire un volume précis d'échantillon.
- sur le dosage spectrométrique de l'oxydant consommé. On utilise la propriété d'absorber à 600 nm que possède le  $\text{Cr}^{3+}$  (formé lors de l'oxydation de la matière organique de l'échantillon, par réduction du dichromate de potassium).

**Appareillage**

Il s'agit de kits commerciaux dédiés à la détermination de la DCO par la méthode à petite échelle en tubes fermés, qui se composent :

- de tubes de digestion en verre borosilicaté équipé de bouchons revêtus intérieurement d'un joint en Teflon. D'un volume total d'environ 20 ml, ils doivent être résistants aux acides et aux pressions élevées et adaptés au bloc chauffant utilisé.
- d'un bloc chauffant compact acceptant au moins 10 tubes, capable de maintenir une température uniforme de  $150\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 5\text{ }^{\circ}\text{C}$  et dont les orifices permettent un contact étroit avec les tubes. Il est recommandé que ce système de chauffage permette d'atteindre le point d'ébullition en moins de 10 minutes.
- d'un détecteur photométrique, capable de mesurer l'absorbance à une longueur d'onde de 600 nm ( $\pm 20$  nm). Pour limiter les risques liés à la manipulation de produits chimiques dangereux, il est recommandé que ce détecteur accepte directement les tubes à essais qui ont servi à l'oxydation.

**Réactifs**

Les tubes de digestion disponibles dans le commerce contiennent de l'acide sulfurique, du dichromate de potassium, du sulfate d'argent et du chlorure de mercure (II). Elles permettent de mesurer des DCO allant de 0 à 15000mg d' $\text{O}_2$ /l. Les tubes disponibles contiennent 2,50 mL ( $\pm 0,01$  mL) de la solution d'acide sulfurique (avec sulfate d'argent) et 0,5 mL ( $\pm 0,01$  mL) de la solution de dichromate de potassium.

**Mode opératoire :**

- Ouvrir le tube contenant les réactifs. L'agiter avec précaution puis introduire 2,00 ml d'échantillon.
- Refermer le bouchon fermement.
- Essuyer soigneusement l'extérieur du tube.
- Placer le tube dans le bloc chauffant et porter à ébullition (150 °C) pendant 2 heures.
- Enlever les tubes du bloc chauffant et les mettre à refroidir.
- Mélanger le contenu avec précautions.
- Effectuer la mesure d'absorbance au spectromètre à 600 nm.
- Ce rapporté à la courbe d'étalonnage pour calculer des valeurs de DCO.

## Annexe 6

### Demande Biochimique en Oxygène (DBO<sub>5</sub>)

#### Mode opératoire :

- Prendre le pH de l'échantillon.
- Choisir la gamme de mesure où la DBO peut être évaluée à environ 80 % de la DCO.
- Mesurer le volume désiré.
- Introduire l'agitateur magnétique dans chaque bouteille.
- Ajouter le nombre de gouttes adéquats de l'inhibiteur.
- Mettre 2 pastilles d'hydroxyde de potassium dans chaque bouchon intérieur (noir).
- Visser sans fermer hermétiquement le bouchon.
- Mettre sur le système d'agitation à 20°C.
- Laisser s'établir l'équilibre pendant 30 min et fermer hermétiquement le bouchon.
- Relever les valeurs après 5 jours (système oxytop).
- Multiplier la valeur lue par le facteur de conversion correspondant.

#### Facteur de conversion de la DBO<sub>5</sub> en fonction du volume de prise

Volume de l'échantillon (ml)	Plage de mesure (mg/l)	facteur
432	<b>0-40</b>	<b>1</b>
365	<b>0-80</b>	<b>2</b>
250	<b>0-200</b>	<b>5</b>
164	<b>0-400</b>	<b>10</b>
97	<b>-800</b>	<b>20</b>
43.5	<b>0-2000</b>	<b>50</b>
27	<b>0-4000</b>	<b>100</b>

## Annexe 7

### Détermination des ions orthophosphates ( $\text{PO}_4^{3-}$ )

#### Réactifs

- Solution d'acide sulfurique ( $d = 1,84$ ) à 15 % environ en volume.
- Solution de molybdate d'ammonium à 40 g/L.
- Solution d'acide ascorbique à 20 g/L
- Solution de tartrate double d'antimoine et de potassium à 2,8 g/L

#### Courbe d'étalonnage

- Solution mère étalon à 50 mg/L de phosphore
- Diluer au 1/50 la solution précédente avec de l'eau déionisée au moment de l'emploi.
- Introduire dans chaque fiole 1 ml de solution d'acide ascorbique, agiter, puis ajouter 4 ml de réactif, mélanger soigneusement, compléter éventuellement le volume à 25 ml. Attendre 30 minutes la stabilisation de la coloration et effectuer les mesures au spectromètre à la longueur d'onde de 700 ou 800 nm en cuve de 1 cm.
- Construire la courbe d'étalonnage.

#### Mode opératoire

- Vérifier le pH de l'échantillon qui doit être compris entre 2 et 7, l'ajuster si nécessaire.
- Introduire 20 ml d'eau dans une fiole jaugée de 25 ml, ajouter 1 ml de solution d'acide ascorbique puis poursuivre comme pour l'établissement de la courbe d'étalonnage. Tenir compte de la valeur lue pour le témoin.
- Se reporter à la courbe d'étalonnage.

## Annexe 8

### Détermination des ions nitrites ( $\text{NO}_2^-$ )

#### Réactifs

- Ammoniaque pure ( $d=0,928$ )
- Réactif de Zambelli :
  - Acide chlorydrique pur, 260ml
  - Acide sulfnalique 5 g,
  - Phénol cristallisé 7.5 g ;
  - Chlorure d'ammonium, 135 g
  - Eau distillée, 625 ml

Introduire dans une fiole augée HCl et l'eau, puis y dissoudre l'Acide sulfnalique et le phénol en chauffant légèrement au bain marie. Après dissolution complète ajouter le Chlorure d'ammonium et agiter jusqu'à dissolution. Après refroidissement ajuster le volume de la solution à 1 l.

#### Courbe d'étalonnage

- Solution étalon mère de  $\text{NO}_2^-$  à 0,23 g/l.
- Solution fille étalon de  $\text{NO}_2^-$  à 0,0023 g/l

On verse des solutions à volumes différents de la solution étalon  $\text{NO}_2^-$

On ajuste par de l'eau distillée ces volumes dans des fioles de 50 ml et on mélange le contenu rigoureusement.

On rajoute 2 ml de réactif de Zambelli. Attendre 10mn et rajouter 2 ml de l'ammoniaque pur

Après avoir effectué l'essai à blanc on fixe la longueur d'onde et on mesure pour chaque solution étalon son absorbance à 435 nm. On trace la courbe d'étalonnage.

#### Mode opératoire :

On prélève 50 ml d'eau à analyser, on ajoute 2 ml de réactif de Zambelli. On ajuste et on laisse reposer 10 min : on ajoute 2 ml d'ammoniaque, pure, on effectue la lecture au spectromètre à la longueur d'onde de 435nm.

## Annexe 9

### Détermination des ions sulfates ( $\text{SO}_4^{2-}$ )

#### Réactifs

- Solution d'acide chlorhydrique au 1/10.
- Solution de polyvinyl-pyrrolidone ou de Tween 20 à 25 %.
- Solution de chlorure de baryum stabilisée (chlorure de baryum ( $\text{BaCl}_2, 2 \text{H}_2\text{O}$ ) 10 g et goutte de solution de Tween 20).

#### Courbe d'étalonnage

Solution étalon de sulfate de sodium à 150 mg/L de  $\text{SO}_4^{4-}$

Dans une série de tubes numérotés, introduire successivement : Solution étalon de  $\text{SO}_4^{4-}$  (ml), l'eau déionisée, (à différents concentration, voir Réf), l'acide chlorhydrique au 1/10 (ml), et 5 ml de Solution de chlorure de baryum.

Agiter 2 ou 3 fois énergiquement. Après 15 minutes de repos, agiter à nouveau et faire la lecture au spectromètre à la longueur d'onde de 650 nm. Construire la courbe d'étalonnage.

#### Mode opératoire

- Dans un tube, introduire successivement :
  - L'eau à analyser 50 ml
  - acide chlorhydrique au 1/10 1 ml
  - solution de chlorure de baryum + Tween 20
- Préparer dans les mêmes conditions un tube témoin en remplaçant l'eau à analyser par de l'eau déionisée. Agiter énergiquement et laisser reposer 15 minutes.
- Agiter de nouveau et faire les lectures au spectromètre à la longueur d'onde de 650 nm. Tenir compte de la valeur lue pour le témoin.
- Se reporter à la courbe d'étalonnage.

## Annexe 10

### Détermination des ions chlorures ( $\text{Cl}^-$ )

#### Principe :

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

#### Réactifs :

- Acide nitrique pur
- Carbonate de calcium pur
- Solution de chromate de potassium (10%)
- Solution de nitrate d'argent (0,1N)

#### Essai à blanc

On prélève 10 ml d'eau distillée que l'on verse dans un erlen Meyer auquel on ajoute 1ml de chromate de potassium.

On remplit la burette par une solution de nitrate d'argent  $\text{AgNO}_3$  (0,02M)

On réalise le dosage, dès que la solution possède une coloration rouille, on note le volume correspondant qu'on appelle volume de correction ou volume d'essai à blanc  $V_{\text{corr}}$

#### Dosage de l'étalon

On prélève cette fois-ci 10 ml d'un étalon (chlorure de sodium  $\text{NaCl}$ ) que l'on verse dans un erlen Meyer auquel on ajoute 1ml de chromate de potassium.

On dose les ions chlorures et on note le volume d'équivalence  $V_{\text{equ}}$ , on détermine le volume d'équivalence réel, en faisant soustraire le volume de correction pour obtenir le volume d'équivalence corrigé  $V_{\text{equ\_Corr}}$

#### Dosage d'un échantillon

On prélève 10 ml échantillon que l'on verse dans un erlen Meyer auquel on ajoute 1ml de chromate de potassium. On dose les ions chlorures et on note le volume d'équivalence  $V_{\text{equ}}$ , on détermine le volume d'équivalence réel.

## Annexe 11

### Résultats obtenus sur logiciel d'identification

The screenshot shows a Microsoft Excel spreadsheet with the following structure:

- Row 1:** API 20E (Taxon le plus probable), TB Id (probabilité: 0,981)
- Row 2:** Pasteurella pneum...
- Row 3:** T (valeur: 0,54)
- Rows 4-25:** List of taxon characteristics (ONPG, ADH, LDC, ODC, CIT, H2S, URE, TDA, IND, VP, GEL, GLU, MAN, INO, SOR, RHA, SAC, MEL, AMY, ARA, OR).
- Row 26:** API20E4.0.09/2000
- Row 27:** profil (valeur: \*\*\*\*\*)
- Row 28-41:** List of other bacterial species with their respective characteristic values and calculated probabilities.

**Annotations:**

- Orange callouts:**
  - "Taxon le plus probable" (pointing to API 20E)
  - "Rappel de la valeur de l'indice de typicité" (pointing to TB Id)
  - "Rappel de la probabilité du taxon" (pointing to 0,981)
  - "Zone d'introduction des données" (pointing to the characteristic list)
  - "Calcul de la 'probabilité brute' (des 0 et 100% sont remplacés, si nécessaire, par 1 et 99%)" (pointing to the P(taxon) column)
- Yellow callouts:**
  - "les Id d'identification en fonction de l'indice de typicité." (pointing to TB Id)
  - "La probabilité est normalisée pour que la somme des probabilités soit de 1." (pointing to the P(taxon) column)
  - "Calcul de la probabilité du profil le plus typique pour la taxon." (pointing to the P(plur typique) column)
  - "Calcul de l'indice de typicité" (pointing to the T column)
  - "Classement en fonction de la probabilité calculée. (1 = le plus probable, 2 = le suivant...)" (pointing to the last two columns)
- Other callouts:**
  - "Affichage du nom du taxon le plus probable." (pointing to Pasteurella pneum...)
  - "Calcul du nombre d'incompatibilités (car 0 % et caractère + ou 100 % et caractère -)" (pointing to the last two columns)
  - "Valeur de S" (pointing to the \*\*\*\*\* value in row 27)

ANNEXES

Fichier Accueil Insertion Mise en page Formules Données Révision

Coller Presse-papiers Police Aligment

Times 18 G I S

B1 fx

API 20E Taxon le plus probable probabilité

Serratia plymuthyc Bonne Id 0,828

T 0,27

ONPG + ADH - LDC - ODC - CIT - H2S - URE - TDA - IND - VP + GEL + GLU + MAN - INO - SOR - RHA - SAC + MEL + AMY - ARA + OR

Zone d'introduction des données

Rappel de la valeur de l'indice de typicité

Rappel de la probabilité du taxon

les Id de l'identification en fonction de l'indice de typicité.

La probabilité est normalisée pour que la somme des probabilités soit de 1.

Calcul de la probabilité brute des 0 et 100% sont remplacés, si nécessaire, par 1 et 99%

Calcul de la probabilité du profil le plus typique pour la taxon.

Calcul de l'indice de typicité

Classement en fonction de la probabilité calculée (1 = le plus probable, 2 = le suivant...)

Affichage du nom du taxon le plus probable.

Calcul du nombre d'incompatibilités (car 0 % et caractère + ou 100 % et caractère -)

API20E 4.0 09/2000

	ONPG	ADH	LDC	ODC	CIT	H2S	URE	TDA	IND	VP	GEL	GLU	MAN	INO	SOR	RHA	SAC	MEL	AMY	ARA	OX	P(taxon/ profil)	P(taxon/ profil typique)	P(plur typique)	T	taxon	nombre d'incompatibilités	classement	
profil	+	-	-	-	-	-	-	-	-	+	+	-	-	-	-	-	+	+	+	+	-				*****				
28	<i>Bullisocella agrestis</i>	88	8	5	85	65	8	8	8	8	8	88	88	8	5	88	8	82	88	88	8	*****	0,8X	*****	-1,61		6	48	
29	<i>Cedecea danicus</i>	55	85	8	55	75	8	8	8	85	8	88	88	10	8	88	8	88	8	88	1	*****	0,8X	*****	-1,68		4	49	
30	<i>Cedecea lapagei</i>	55	55	8	75	8	8	8	8	58	8	88	55	8	8	8	1	88	1	8	8	*****	0,8X	*****	-1,89		3	59	
31	<i>Citrobacter krasilii</i>	58	45	8	55	75	84	1	8	4	8	88	88	1	88	88	1	51	55	55	8	*****	0,8X	*****	-2,42		5	87	
32	<i>Citrobacter freundii</i>	58	24	8	75	75	1	8	1	8	88	55	55	55	55	55	82	48	55	8	*****	0,8X	*****	-0,80		2	34		
33	<i>Citrobacter koseri/amalonicus</i>	55	75	8	88	57	8	1	8	55	8	88	88	25	55	55	1	1	58	55	8	*****	0,8X	*****	-3,33		4	101	
34	<i>Citrobacter Koseri/Amalonicus</i>	55	75	8	88	57	8	1	8	55	8	88	88	25	55	55	1	1	58	55	8	*****	0,8X	*****	-> >0		4	73	

nombre d'incompatibilités

classement

Valeur de E

Serratia plymuthyc \*\*\*\*\*

Classement en fonction de la probabilité calculée (1 = le plus probable, 2 = le suivant...)

Affichage du nom du taxon le plus probable.

Calcul du nombre d'incompatibilités (car 0 % et caractère + ou 100 % et caractère -)

Calcul de l'indice de typicité

Calcul de la probabilité du profil le plus typique pour la taxon.

La probabilité est normalisée pour que la somme des probabilités soit de 1.

Calcul de la probabilité brute des 0 et 100% sont remplacés, si nécessaire, par 1 et 99%

Zone d'introduction des données

Rappel de la probabilité du taxon

Rappel de la valeur de l'indice de typicité

les Id de l'identification en fonction de l'indice de typicité.

## **Résumé :**

Les déchets solides urbains de la ville de Constantine sont déposés dans un CET puis dans une décharge sauvage, à El Haria, commune se trouvant à 40 km. Ceci a entraîné la pollution des environs et un préjudice sur la population du village de Khenaba par les lixiviats rejetés vers le milieu extérieur avec ou sans traitement.

L'étude de l'impact de ces lixiviats a été effectuée durant la période 2010-2017 sur les eaux souterraines et les eaux superficielles. Les analyses physico chimiques ont montré que les eaux des lixiviats rejetés vers le milieu récepteur, avec ou sans traitement, dépassent les normes des rejets. (Pour le CET : DCO de 2200 mg d'O<sub>2</sub>/l et DBO<sub>5</sub> de 1040 mg d'O<sub>2</sub>/l, pour la décharge sauvage DCO de 4600 mg d'O<sub>2</sub>/l, DBO<sub>5</sub> de 2973 mg d'O<sub>2</sub>/l).

Les eaux des oueds proximité de khenaba sont très polluées, DBO<sub>5</sub> de 2500 mg d'O<sub>2</sub>/l, DCO de 3600 mg d'O<sub>2</sub>/l, 15442 mg/l en chlorures et 4,8 mg/l en nitrites.

Les eaux des trois puits (8-80 m de profondeur) sont contaminées par les coliformes totaux (300 ufc/ml), les entérobactéries (10<sup>3</sup> ufc/ml), les entérocoques (60 ufc/ml). *Salmonella* et *Clostridium* sont aussi présentes. Ces valeurs dépassent les normes de potabilité des eaux.

**Mots clés :** *Déchet solide urbain, centre d'enfouissement technique CET, lixiviat, DCO, DBO<sub>5</sub>, coliformes totaux, entérobactéries, entérocoques, Salmonella, Clostridium, eaux souterraines, eaux superficielles.*

## **Abstract:**

The urban solid waste of the city of Constantine is deposited in a **CET** after that in a wild dump, in **El Haria**, municipality located at 40km. In fact, the surrounding area has been polluted and a prejudice on the population of the village of **Khenaba** by the wild landfill leachate discharged to the outside environment with or without treatment.

The study of the impact of these leachates was carried out during the period 2010-2017 on groundwater and surface water. Physical and chemical analyses showed that the leachate water discharged to the receiving environment, with or without treatment, exceeds the leachates discharge standards. (For CET: COD of 2200mg O<sub>2</sub>/l and BOD<sub>5</sub> of 1040mg O<sub>2</sub>/l, for the wild discharge COD of 4600mg O<sub>2</sub>/l, BOD<sub>5</sub> of 2973mg O<sub>2</sub>/l).

As per the following results : BOD<sub>5</sub> of 2500 mg O<sub>2</sub>/l, COD of 3600 mg O<sub>2</sub>/l, 15442 mg/l in chlorides and 4.8 mg/l in nitrites, River waters near **Khenaba** site are very polluted .

The waters of the three wells (8-80m deep) are contaminated with total coliforms (300 cfu/ml), enterobacteria (103 cfu/ml), enterococci (60 cfu/ml). *Salmonella* and *Clostridium* are also present. These values exceed the potability standards for water.

**Keywords:** Urban solid waste, landfill, leachate, COD, BOD<sub>5</sub>, total coliforms, enterobacteria, enterococci, *Salmonella*, *Clostridium*, groundwater, surface water.

## ملخص

تودع النفايات الصلبة الحضرية لمدينة قسنطينة في CET ثم في مكب بري، في بلدية الهريّة الواقعة على بعد 40 كم. وقد أدى ذلك إلى تلوث البيئة المحيطة وإلحاق الضرر بسكان قرية خنابة بسبب العصارة التي يتم تصريفها إلى البيئة الخارجية مع أو بدون معالجة.

أجريت دراسة تأثير هذه العصارة خلال الفترة 2010-2017 على المياه الجوفية والسطحية. أظهرت التحليلات الفيزيائية والكيميائية أن المياه المرشحة التي يتم تصريفها إلى البيئة المستقبلية، مع أو بدون معالجة، تتجاوز معايير الصرف. (بالنسبة لـ DCO: CET تبلغ 2200 mg/l و DBO<sub>5</sub> من 1040 mg/l ، المكب البري DCO 4600 mg d'O<sub>2</sub>/l ، BOD<sub>5</sub> 2973 mg d'O<sub>2</sub>/l).

مياه الوديان القريبة من خنابة ملوثة للغاية، حيث تحتوي على DBO<sub>5</sub> 2500 mg/l, DCO 3600 mg d'O<sub>2</sub>/l, ، 15442 mg/l في الكلوريدات و 4.8 mg/l في النيتريت.

مياه الآبار الثلاثة (بعمق 8-80 م) ملوثة بالبكتيريا القولونية الكلية (300 ufc/ml)، البكتيريا المعوية (10<sup>3</sup> ufc/ml)، المكورات المعوية (60 ufc/ml). السالمونيلا موجودة أيضاً. هذه القيم تتجاوز معايير مياه الشرب.

**الكلمات المفتاحية:** النفايات الصلبة الحضرية، المكب التقني، العصارة، DCO، BOD<sub>5</sub> ، القولونيات الكلية ، البكتيريا المعوية ، المكورات المعوية ، السالمونيلا ، المياه الجوفية ، المياه السطحية.