



IDENTIFICATION DES BACTÉRIES RESISTANTES AUX ANTIBIOTIQUES PRÉSENTES DANS TROIS STATIONS DE LA VILLE DE OUAGADOUGOU, BRUKINA FASO

MEMOIRE POUR L'OBTENTION DU DIPLOME D'INGENIEUR 2IE AVEC GRADE DE MASTER EN

GENIE DE L'EAU DE L'ASSAINISSEMENT ET DES AMÉNAGEMENTS HYDRO-AGRICOLES

Présenté et soutenu publiquement le 17/07/24 par

Dieudonnée Merveilles SOLAM TALLA NZIKO (20210587)

Directeur de mémoire : Dr Yacouba KONATE, Maitre de conférences (CAMES), 2iE

Laboratoire Eaux Hydrosystèmes et Agriculture (LEHSA)

Jury d'évaluation du stage :

Président : Dr Harinaivo ANDRIANISA

Membres et correcteurs : Dr Hela KAROUI

Dr Mamadou DJERMA

Promotion [2023/2024]

DEDICACES

Je dédie ce mémoire à ma famille, en particulier à mes parents, qui m'ont soutenu financièrement et émotionnellement tout au long de mes études. À mes frères et sœurs, ainsi qu'à mes neveux, pour leur amour et leurs encouragements inconditionnels. Votre soutien a été ma force et ma motivation.

REMERCIEMENT

Je rends grâce à Dieu!

J'adresse mes sincères remerciements à tous ceux et celles qui ont contribué de quelques manières à l'aboutissement de ce mémoire de fin d'étude.

En toute humilité, je remercie :

- ❖ **Le Directeur Général** et l'ensemble du **corps professoral** de l'Institut International d'Ingénierie de l'Eau et de l'Environnement (2ie) pour la qualité des enseignements qu'ils m'ont prodigué durant ces trois années passées comme leur étudiant.
- ❖ **Prof. Yacouba KONATE**, mon encadreur, pour m'avoir permis d'obtenir ce stage et pour son soutien constant et ses encouragements tout au long de cette expérience. Son accompagnement a été essentiel à ma réussite et à mon épanouissement professionnel.
- ❖ **Dr Boukary SAWADO**, pour ses conseils avisés et ses encouragements quotidiens.
- ❖ **Mme Inayatou HAMMA YACOUBA**, Je tiens à lui exprimer ma sincère gratitude à pour son soutien inestimable dans la révision de mon mémoire et pour son aide précieuse tout au long de ce travail. Son expertise et sa patience ont été essentielles à la réussite de ce projet.
- ❖ Le personnel de laboratoire **Mr Noel TINDOURE** et **Mr OUÉDRAOGO Moustapha** pour l'assistance et l'aide précieuse qu'ils m'ont apporté lors des analyses au laboratoire et durant la rédaction de ce mémoire.
- ❖ Les étudiants stagiaires, pour leurs précieuses aides lors des prélèvements sur le terrain et les analyses au laboratoire.
- ❖ Tous ceux qui, de près ou de loin ont contribué à l'aboutissement de ce mémoire, je vous adresse un sincère merci.

RESUME

La résistance aux antibiotiques est une menace mondiale croissante pour la santé publique et l'environnement, exacerbée par l'usage inapproprié des médicaments chez les humains et les animaux. En 2019, plus de 1,2 million de décès ont été attribués à des infections bactériennes résistantes aux antibiotiques, une crise particulièrement préoccupante en Afrique de l'Ouest subsaharienne. Des projections alarmantes indiquent que cette résistance pourrait causer jusqu'à 10 millions de décès annuels d'ici 2050, dépassant même ceux liés au cancer, avec une incidence disproportionnée en Asie et en Afrique. D'où l'intérêt de la présente étude portant sur l'identification des bactéries résistantes aux antibiotiques (BRA) présentes dans les eaux usées de Ouagadougou. Les résultats démontrent que les eaux usées hospitalières du CHU de Tengandogo contiennent les niveaux les plus élevés de BRA, suivies par celles de la STEP de Kossodo et de l'Institut 2iE. Les analyses de l'indice de multirésistance (MAR) révèlent des niveaux de résistance significatifs, particulièrement prononcés dans les eaux hospitalières. Les Enterobacteriaceae prédominent, suivies des Morganellaceae, Yersiniaceae et Erwiniaceae, avec des variations selon les sources et les saisons. En mars, les Enterobacteriaceae représentaient 83,33% des isolats au CHU de Tengandogo, 50% à l'Institut 2iE et 47,06% à Kossodo. En avril, ces chiffres étaient respectivement de 66,67%, 73,68% et 75%. Au cours du mois de mai, les Enterobacteriaceae ont augmenté à 88,89% à Kossodo, 85% à l'Institut 2iE et ont diminué à 60% au CHU de Tengandogo. Les eaux usées hospitalières contenaient les niveaux les plus élevés de bactéries résistantes, avec une concentration moyenne de 20,000 ufc/L. Ces résultats soulignent la nécessité d'une surveillance accrue des eaux usées hospitalières et de l'implémentation de traitements spécifiques pour réduire les bactéries résistantes. Une meilleure compréhension des types et de la dynamique des BRA dans ces environnements permettra de mieux évaluer les risques et d'orienter les stratégies de prévention et de contrôle adaptées.

Mots clés :

- Bactéries
- Eaux usées
- Multirésistance
- Résistance aux antibiotiques
- STEP (stations d'épuration)

ABSTRACT

Antibiotic resistance is a growing global threat to public health and the environment, exacerbated by the inappropriate use of these medications in humans and animals. In 2019, more than 1.2 million deaths were attributed to antibiotic-resistant bacterial infections, a particularly alarming crisis in sub-Saharan West Africa. Alarming projections indicate that this resistance could cause up to 10 million annual deaths by 2050, surpassing those related to cancer, with a disproportionate incidence in Asia and Africa. This study focuses on the identification and characterization of antibiotic-resistant bacteria (ARB) present in the wastewater of three sewage treatment plants (STPs): Kossodo, the 2iE Institute, and the Tengandogo University Hospital Center (CHU). The results show that hospital wastewater from the CHU Tengandogo harbors the highest levels of ARB, followed by the STP of Kossodo and the 2iE Institute. Analyses of the multiple antibiotic resistance (MAR) index reveal significant resistance levels, particularly pronounced in hospital wastewater. Enterobacteriaceae predominated, followed by Morganellaceae, Yersiniaceae, and Erwiniaceae, with variations according to sources and seasons. In March, Enterobacteriaceae accounted for 83.33% of isolates at CHU Tengandogo, 50% at the 2iE Institute, and 47.06% at Kossodo. In April, these figures were respectively 66.67%, 73.68%, and 75%. In May, Enterobacteriaceae increased to 88.89% at Kossodo, 85% at the 2iE Institute, and decreased to 60% at CHU Tengandogo. Morganellaceae were highly present in Kossodo in March (41.18%) but decreased in April and May, while at the 2iE Institute, they accounted for about 10% of isolates in April and May. These results underline the urgency of continuous surveillance and effective management of ARB in wastewater to protect public health and the environment. A better understanding of the types and dynamics of ARB in these environments will allow for better risk assessment and guide appropriate prevention and control strategies.

Keywords:

- Antibiotic resistance
- Bacteria
- Multiresistance
- Sewage treatment plants (STPs)
- Wastewater

LISTE DES ABREVIATIONS

AMP	Ampicilline
ATM	Aztreonam
AUG	Amoxicilline-Acide clavulanique
BRA	Bactéries Résistantes aux antibiotiques
CAZ	Ceftazidime
CHU-T	Centre Hospitalier Universitaire de Tengandogo
CRO	Ceftriaxone
CRO	Ceftriaxone
CF	Coliformes Fécaux
CT	Coliformes totaux
CTX	Cefotaxime
DBO5	Demande Biologique en Oxygène en Cinq jours
DCO	Demande chimique en Oxygène
DOR	Doripinem
EB	Eau brute
E-coli	Eschérichia Coli
ET	Eau traitée
ETP	Ertapenem
FAO	Organisation des Nations unies pour l'alimentation et l'agriculture
FEP	Cefepime
IMP	Imipenem
LEHSA	Laboratoire Eaux Hydro-Systèmes et Agriculture
MAC	MacConkey

MAR	Multiple Antibiotic Resistance
MEM	Meropénème
MES	Matières en Suspension
MRP	Meropenem
OMS	Organisation Mondiale de la Santé
pH	Potentiel Hydrogène
SF	Streptocoques fécaux
STEP	Stations d'épuration
TSB	Tryptique Soy Broth
TZP	Piperacillin-tazobactam

SOMMAIRE

DEDICACES	i
REMERCIEMENT	ii
RESUME	iii
ABSTRACT	ii
LISTE DES ABREVIATIONS	ii
LISTE DES FIGURES	vi
LISTES DES TABLEAUX	viii
INTRODUCTION	1
CHAPITRE I : SYNTHÈSE BIBLIOGRAPHIQUE	3
I. GENERALITES	3
I.1. Origines des eaux usées	3
I.2. Processus de traitement des eaux usées	5
I.3. Menaces des eaux usées	7
I.4. Caractéristiques des eaux usées	7
II. Bactéries résistantes aux antibiotiques : mécanismes et implications	8
II.1. Les Bactéries	8
II.2. Les Entérobactéries	9
II.3. Les Antibiotiques	11
III. Facteurs contribuant à la propagation de la résistance	15
IV. Conséquences de la résistance aux antibiotiques	16
V. Législation et réglementation en matière d'assainissement des eaux usées et des excréta au Burkina Faso	17
CHAPITRE II : MATÉRIEL ET MÉTHODES	20
I. PRESENTATION DES ZONES D'ETUDES	20
I.1. Station d'épuration de Kossodo	20
I.2. Station d'épuration de Tengandogo	21
I.3. Station d'épuration de 2iE	22
II. Echantillonnage	23
III. Transport et Conservation	24
IV. Analyse des paramètres physico-chimiques	24
IV.1. Paramètres In-situ	24

IV.2. Paramètres de pollution organique	25
IV.3. Paramètres chimiques	26
IV.4. Analyses Bactériologiques	27
V. Isolement des entérobactéries	28
VI. Identification biochimique des bactéries	28
VI.1. Test de Catalase	29
VI.2. Test de Motilité	29
VI.3. Tests de Méthyl Rouge et de Voges-Proskauer (MR-VP)	30
VI.4. Test Citrate Utilisation	30
VI.5. Test de l'hydrolyse de l'urée	31
VI.6. Test de fermentation de sucre (TSI)	32
VI.7. Test Sulfite-citrate-sucrose agar (SS Agar)	32
VII. Antibiogramme	33
VII.1. Indice MAR (Multiple Antibiotic Resistance)	34
VIII. Diagramme de Flux	36
CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION	37
I. Paramètres physico-chimiques globaux	37
II. Paramètres de pollution Organique	41
III. Paramètres microbiologiques	45
IV. Identification des bactéries entérobactéries	49
V. Test de sensibilité aux antibiotiques par Antibiogramme	50
V.1. Multirésistance	50
V.2. Taux de résistance des bactéries aux antibiotiques	53
V.3. Indice MAR par isolat	56
V.4. Indice MAR par site	57
CONCLUSION	59
RECOMMANDATIONS	61
RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES	62
ANNEXES	72

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : Schéma de lagunage à microphyte.....	6
Figure 2 : Schéma type d'une Bactérie (https://www.antibiotique.eu/leur-fonctionnement.html)	9
Figure 3 : Mode d'actions des antibiotiques (Inserm, 2018).....	13
Figure 4 : Mécanismes de résistance des bactéries aux antibiotiques (Opatowski, 2020).....	14
Figure 5 : Vue aérienne de la STEP de Kossodo	21
Figure 6 : Vue aérienne de la STEP de Tengandogo	22
Figure 7 : Vue aérienne de la station d'épuration de 2IE	23
Figure 8 : Échantillonneur ISCO	24
Figure 9 : Vue échantillonnage composite	24
Figure 11 : Test de Motilité (1 et 3 positif, 2 négatif).....	30
Figure 10: Test d'indole (A : Positif, B : Négatif).....	30
Figure 12 : Test de Methyl red.....	30
Figure 13: Test de Voges Proskuaer.....	30
Figure 14: Simon citrate test.....	31
Figure 15 : Test Hydrolyse Urée (Tankeshwar, 2012).....	31
Figure 16: TSI Test (Clark College)	32
Figure 17: Synthèse des travaux.....	36
Figure 18: Identification des bactéries résistantes.....	49

Figure 19: Multirésistance Eaux brutes	51
Figure 20: Multirésistance Eaux traitées	52
Figure 21: Taux de résistance des bactéries dans les eaux brutes	53
Figure 22: Taux de résistance des bactéries dans les eaux traitées.....	54
Figure 23: Indice MAR par isolat.....	56
Figure 24: Indice MAR par site.....	57
Figure 25 : Sortie Bassin Maturation Kossodo.....	- 83 -
Figure 26 : Arrivée eaux usées Kossodo	- 83 -
Figure 27 : Sortie Bassin Maturation Tengandogo.....	- 83 -
Figure 28 : Arrivée eaux usées Tengandogo.....	- 83 -
Figure 29 : Sortie bassin Maturation 2IE	- 84 -
Figure 30 : Arrivée eaux usées 2IE	- 84 -
Figure 31 : Test de motilité.....	- 85 -
Figure 32 Urea Broth test (gauche : négatif, droite : positif)	- 85 -
Figure 33 Antibiogramme.....	- 85 -
Figure 34 SS Agar test.....	- 85 -
Figure 35 Simon citrate test.....	- 85 -
Figure 36 Test de Methylene red (gauche: positif, droite: négative).....	- 86 -
Figure 37 Test positif d'indole	- 86 -

LISTES DES TABLEAUX

Tableau 1 : Antibiotiques utilisés pour l'antibiogramme	34
Tableau 2 : Paramètres In-situ des eaux brutes.....	38
Tableau 3 : Paramètres In-situ des eaux usées eaux usées traitées.....	38
Tableau 4 : Paramètres Chimiques globaux des effluents bruts	39
Tableau 5 : Paramètres chimiques globaux des effluents traités	39
Tableau 6 : Paramètres de pollution Organique des effluents bruts	41
Tableau 7 Paramètres de pollution organiques des effluents traités	41
Tableau 8 Rendement Epuratoire des Stations d'épuration	45
Tableau 9 : Paramètres microbiologiques des effluents brutes.....	45
Tableau 10 : Paramètres microbiologiques des effluents traités.....	46
Tableau 11: Tableau d'abattement moyen des paramètres de pollution microbologique	47

INTRODUCTION

La résistance aux antibiotiques est un problème mondial croissant qui menace les progrès médicaux réalisés au cours des dernières décennies (Njeru et al., 2023). Environ 700 000 personnes dans le monde meurent chaque année d'infections résistantes aux antibiotiques, et si aucune mesure efficace n'est prise, ce nombre pourrait atteindre 10 millions par an d'ici 2050 (AMR Review, 2016) (Shankar, 2016). Cette situation est particulièrement préoccupante en Afrique subsaharienne en raison des systèmes de santé souvent moins robustes et de l'accès limité aux soins (Da et al., 2023). Selon l'Organisation mondiale de la santé (OMS, 2015), jusqu'à 80% des infections bactériennes courantes sont résistantes aux médicaments de première intention dans certaines régions d'Afrique subsaharienne (Tang et al., 2023).

Des études menées dans divers pays d'Afrique subsaharienne sur la résistance antimicrobienne ont également mis en évidence que plus de 90 % des cas d'infections à *Escherichia coli* étaient résistants à l'ampicilline et plus de 50 % à la cotrimoxazole, deux antibiotiques couramment utilisés (Tadesse et al., 2017). De même, une étude réalisée en 2020 a révélé que 37 % des infections bactériennes présentaient une résistance à la ciprofloxacine, un antibiotique de la famille des fluoroquinolones régulièrement utilisées dans les cas d'infections (F et al., 2015).

Depuis quelques années, la présence de molécules pharmaceutiques a été constatée dans les environnements aquatiques. Les stations d'épuration jouent un rôle majeur dans la dispersion de ces substances pharmaceutiques (Alighardashi et al., 2008; Glassmeyer et al., 2009). Plusieurs recherches ont démontré que les produits pharmaceutiques (ou d'origine médicale) sont régulièrement présents dans l'environnement aquatique et dans les eaux usées urbaines (Zhang et al., 2007; 2008). Parmi ceux-ci, les antibiotiques constituent l'un des groupes de médicaments les plus importants retrouvés dans les eaux usées en raison de leur consommation (Alighardashi et al., 2008). La présence d'antibiotiques dans les eaux usées présente un risque non seulement quant à la toxicité potentielle de ces composés pour les organismes aquatiques et les humains, mais

également quant à l'émergence de résistances chez les bactéries pathogènes (Goñi-Urriza et al., 2000; Watkinson et al., 2007).

Le Burkina Faso n'échappe pas à ce problème de grande ampleur, car il fait face aux défis que causent l'urbanisation et la croissance démographique accélérée en termes de gestion des ressources en eau et de traitement des eaux usées (Dembélé et al., 2020) (Traoré et al., 2018). Bien que les STEP de la ville de Ouagadougou jouent un rôle essentiel dans l'amélioration de la qualité des eaux usées avant leur rejet dans l'environnement, la présence croissante de bactéries résistantes aux antibiotiques dans ces eaux constitue un grand défi pour la santé publique (Munir & Xagorarakis, 2011). Aujourd'hui, l'état des connaissances sur les bactéries antibiorésistantes dans les eaux usées des STEP au Burkina Faso est très limité et les risques liés à la toxicité sur la santé, ainsi que la résistance chez les germes pathogènes, deviennent de plus en plus intenses.

C'est dans cette optique que la présente étude a été initiée au laboratoire LEHSA de 2IE. L'objectif général de cette étude est d'évaluer de la présence des bactéries résistantes aux antibiotiques dans les eaux usées des stations d'épuration de l'institut 2IE, du CHU-T et de Kossodo.

Spécifiquement, il s'agira de :

- Identifier les types spécifiques de bactéries résistantes aux antibiotiques présentes dans les eaux usées de trois stations de Ouagadougou ;
- Quantifier les niveaux de résistance aux antibiotiques à l'aide de tests biochimiques ;
- Évaluer l'efficacité des traitements actuels dans la réduction des bactéries résistantes.

Le présent mémoire est structuré autour de trois (03) grandes parties outre l'introduction et la conclusion :

- Une revue bibliographique portant sur les eaux usées, le lagunage à microphytes ;
- Les matériels et méthodes illustrant le cadre général ainsi que la méthodologie d'analyse pour l'atteinte des objectifs assignés à notre étude ;
- La présentation des résultats, ainsi que leurs interprétations et discussions.

CHAPITRE I : SYNTHÈSE BIBLIOGRAPHIQUE

I. GENERALITES

I.1. Origines des eaux usées

Les eaux usées proviennent de diverses sources, chacune ayant ses propres caractéristiques et niveaux de pollution. Nous pouvons citer entre autres :

I.1.1. Eaux usées domestiques

Les eaux usées domestiques, provenant des activités quotidiennes des ménages et des établissements commerciaux, constituent une source majeure de pollution dans les zones urbaines et rurales. Ces eaux comprennent les eaux noires des toilettes, contenant excréments, urine, détergents et produits chimiques ; les eaux de lavage des machines à laver, lave-vaisselle et éviers, chargées de détergents, savons, graisses et restes alimentaires ; les eaux de bains, provenant des douches et contenant savon, shampoing et produits cosmétiques ; et les eaux de nettoyage, issues du nettoyage domestique et contenant des résidus chimiques et contaminants de surfaces nettoyées. Cette diversité de sources conduit à une grande variété de pathogènes, y compris des bactéries résistantes aux antibiotiques (BRA), soulignant la complexité du traitement de ces eaux. Les eaux usées domestiques sont souvent plus contaminées par les pathogènes comparées aux eaux usées industrielles, mais la présence de BRA reste une préoccupation majeure, comme indiqué dans plusieurs études (Tchobanoglous et al., 2002).

I.1.2. Eaux usées industrielles

Les eaux industrielles sont issues des procédés de fabrication et de production dans différents domaines industriels. Elles constituent une importante source d'eaux usées, souvent caractérisées par une composition chimique complexe et des niveaux élevés de contaminants propres à chaque industrie. La charge polluante des eaux usées industrielles peut varier en fonction de l'activité industrielle, des matériaux utilisés, des produits fabriqués et des technologies de production. Elle peut contenir divers produits chimiques toxiques, métaux lourds, solvants, huiles, graisses, matières organiques, colorants, agents de blanchiment, résidus de produits pharmaceutiques, etc.

(Wang et al., 2017). Ces effluents peuvent altérer la composition microbiologique de l'eau et favoriser la sélection de bactéries résistantes aux antibiotiques. Les industries pharmaceutiques, en particulier, sont une source majeure de rejets d'antibiotiques et de BRA, exacerbant le problème de la résistance (Iredell et al., 2016).

I.1.3. Eaux usées agricoles

Les eaux usées agricoles proviennent du domaine de l'agriculture et constituent une source non négligeable de pollution. Elles contiennent une charge organique, du phosphore, des solides totaux, des graisses, de l'huile, et des agents pathogènes, qui sont les principaux contaminants courants des eaux usées agricoles. Elles sont souvent contaminées par des pesticides, des engrais et des pathogènes d'origine animale. Ces contaminants peuvent introduire des bactéries pathogènes résistantes aux antibiotiques (BRA) dans l'environnement. Les pratiques agricoles intensives favorisent l'utilisation excessive d'antibiotiques, contribuant ainsi à l'émergence de résistances (Iredell et al., 2016).

I.1.4. Eaux usées hospitalières

Également connues sous le nom d'eaux usées médicales, elles sont produites par les activités médicales, chirurgicales, diagnostiques et thérapeutiques dans les établissements de santé tels que les hôpitaux, les cliniques, les centres de soins de longue durée et les laboratoires médicaux. Elles présentent des caractéristiques spécifiques en raison de la présence de produits chimiques, de produits biologiques et de matières infectieuses associées aux soins de santé. Elles contiennent également une grande quantité de médicaments, y compris des antibiotiques, et une variété de pathogènes résistants. Les hôpitaux sont des points chauds pour la transmission et la propagation des bactéries multirésistantes en raison de l'utilisation intensive d'antibiotiques pour traiter les infections. Les effluents hospitaliers non traités ou mal traités peuvent ainsi libérer des bactéries résistantes dans les systèmes de traitement des eaux usées (Iredell et al., 2016)

Toutes ces eaux usées, étant sujettes à des contaminations provenant de leurs diverses sources, doivent être gérées efficacement avant leur rejet pour protéger la santé publique, préserver l'environnement, conserver les ressources en eau, réduire la pollution et se conformer

aux réglementations environnementales. C'est une étape cruciale dans la gestion responsable des ressources en eau et dans la préservation de la santé des écosystèmes aquatiques et terrestres.

I.2. Processus de traitement des eaux usées

L'introduction des BRA dans l'environnement par les eaux usées revêt une grande importance pour la santé publique, car ces bactéries peuvent contaminer les sources d'eau, telles que les rivières et les eaux souterraines, ce qui peut entraîner des infections chez les humains et les animaux par contact. De plus, la transmission de la résistance aux antibiotiques par les BRA peut réduire l'efficacité des traitements médicaux, rendant ainsi certaines infections difficiles, voire impossibles, à traiter. Bien que des études aient démontré que certaines souches de BRA peuvent survivre à des processus de traitement courants, tels que la filtration et la désinfection chimique, les STEP jouent un rôle important dans l'élimination des BRA des eaux usées avant leur rejet dans l'environnement (Berendonk et al., 2015).

L'épuration des eaux usées regroupe l'ensemble des méthodes employées pour diminuer la pollution de l'eau avant son rejet dans l'environnement naturel ou avant sa réutilisation. Elle est essentielle pour préserver l'environnement, car elle permet de réduire la charge polluante de l'eau avant son rejet.

Le traitement biologique des eaux usées est un processus secondaire d'épuration qui élimine les impuretés organiques des eaux usées. Il existe naturellement dans les milieux naturels tels que les eaux superficielles aérées. Il intervient après le processus mécanique d'élimination des substances solides et matières en suspension et permet de traiter l'eau de manière écologique et efficace. Les polluants sont naturellement dégradés par les microorganismes. Parmi ces microorganismes, on retrouve le plus souvent les algues, les bactéries, les champignons et les protozoaires. Les micro-organismes responsables de l'épuration s'amalgament sous forme de floes et se développent en utilisant la pollution comme substrat pour produire de l'énergie et créer de nouvelles cellules vivantes. Les éléments polluants qui n'ont pas été dégradés biologiquement peuvent être adsorbés et incorporés dans les floes de boue (CliCours, 2020).

❖ Le lagunage naturel

Le lagunage naturel est la technique de traitement des eaux usées la plus répandue et la plus conseillée dans les pays en voie de développement, en raison de son efficacité en matière d'élimination des germes pathogènes, de sa simplicité d'exploitation et de sa bonne intégration dans le milieu naturel et rural. Il est constitué d'une série de bassins artificiels formés de digues imperméables dans lesquelles les eaux usées sont déversées et passent successivement et naturellement d'un bassin à l'autre par gravitation (Konate et al., 2010).

Son mécanisme repose sur la photosynthèse. La tranche d'eau supérieure est exposée à la lumière solaire, ce qui permet le développement des algues qui produisent l'oxygène nécessaire au développement et au maintien des bactéries aérobies. Ces bactéries dégradent la matière organique, et les gaz produits par cette dégradation ainsi que les sels minéraux permettent aux algues (microphytes) de se multiplier.

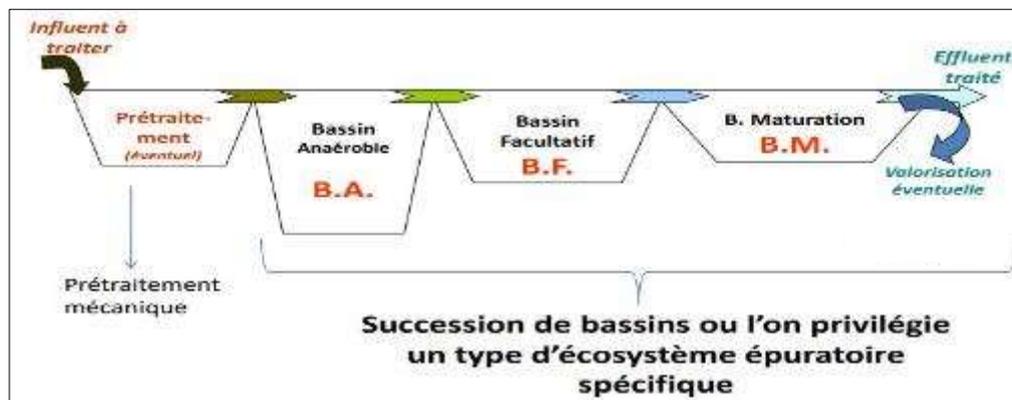


Figure 1 : Schéma de lagunage à microphyte

L'épuration dans le lagunage naturel est assurée grâce au développement d'une culture bactérienne et à un temps de séjour long. Ce système s'entretient tant qu'il reçoit de l'énergie solaire et de la matière organique. Les matières en suspension apportées par les eaux usées vont sédimenter et s'accumuler au fond du bassin. La quantité d'oxygène nécessaire pour la dégradation provient de deux sources : la photosynthèse par les algues et l'air atmosphérique, surtout pendant les périodes de vent (CliCours, 2020).

I.3. Menaces des eaux usées

Les eaux usées contiennent une diversité de bactéries, y compris des souches résistantes aux antibiotiques, provenant principalement des activités humaines, telles que les hôpitaux, les industries pharmaceutiques, les fermes d'élevage intensif et les zones urbaines densément peuplées (Bengtsson-Palme et al., 2018). Les bactéries résistantes aux antibiotiques sont produites par les humains et les animaux traités aux antibiotiques, puis acheminées dans les eaux usées, où elles peuvent persister et se répandre. La libération non contrôlée de ces bactéries dans l'environnement peut causer la propagation de la résistance aux antibiotiques, ce qui représente un grave problème pour la santé publique et l'environnement (Guidelines for Drinking-Water Quality, 2017).

I.4. Caractéristiques des eaux usées

I.4.1. Caractéristiques physico-chimiques

Les caractéristiques physico-chimiques des eaux usées englobent une variété de paramètres importants qui définissent leur impact environnemental et leur aptitude à être traitées. Ces paramètres comprennent le pH, la température, la turbidité, les matières solides en suspension (MES), la demande biologique en oxygène (DBO5), la demande chimique en oxygène (DCO) ainsi que la concentration des nutriments tels que les nitrites, les nitrates, les phosphates, l'ammonium et les sulfates.

I.4.2. Caractéristiques microbiologiques

Les eaux usées sont caractérisées par une variété de micro-organismes, incluant les micro-organismes indicateurs de contamination fécale et les micro-organismes pathogènes.

I.4.1.1. Les micro-organismes indicateurs de contamination fécale

Les micro-organismes indicateurs de contamination fécale permettent d'évaluer, avec plus ou moins de certitude ou de précision, le risque d'une contamination par des matières fécales susceptibles de transporter des micro-organismes pathogènes. Parmi eux, on trouve les coliformes fécaux (CF), les coliformes totaux (CT), les streptocoques fécaux (SF) et les E. coli (Rodier et al.,

2016). Dans les effluents d'eaux usées, les CF et E. coli représentent la principale source de bactéries coliformes (A. A. Al-Gheethi et al., 2018).

I.4.1.1. Les microorganismes pathogènes

Les bactéries pathogènes présentes dans les eaux usées sont plus nombreuses en raison de leur capacité à se multiplier dans l'environnement sans nécessairement avoir besoin d'un hôte, contrairement aux virus (E. Ing. A. Al-Gheethi et al., 2019). Elles proviennent des excréta humains et animaux, des rejets des eaux industrielles et agricoles. Parmi les plus communes, on retrouve les Salmonella, Shigella et Legionella (Wikimémories, 2019).

II. Bactéries résistantes aux antibiotiques : mécanismes et implications

II.1. Les Bactéries

Selon le dictionnaire Larousse (2023), une bactérie est un être unicellulaire ayant une structure simple, dépourvu de noyau et d'organelles, avec un matériel génétique diffus, généralement sans chlorophylle, et se reproduisant par scissiparité (en doublant sa longueur puis en se divisant en deux cellules identiques). Les eaux usées regroupent plusieurs types de bactéries, notamment les bactéries fécales, les bactéries pathogènes, les bactéries aérobies et anaérobies, etc. Mais ce travail étant portée sur la prévalence des bactéries résistantes aux antibiotiques (BRA), se focalise sur les entérobactéries, qui font partie des bactéries fécales et pathogènes. La figure 2 présente le schéma type d'une bactérie.

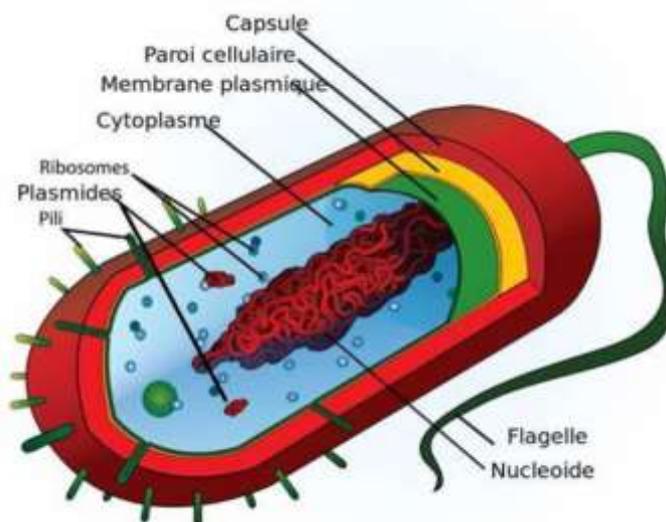


Figure 2 : Schéma type d'une Bactérie (<https://www.antibiotique.eu/leur-fonctionnement.html>)

II.2. Les Entérobactéries

II.2.1. Définition

Les bactéries de l'ordre des entérobactérales sont des bactéries qui peuvent se retrouver dans différents environnements, notamment l'eau, le sol et même le tube digestif des animaux et des humains (Maamar et al., 2019). Elles sont constituées d'une paroi cellulaire fine entourée d'une membrane externe contenant des lipopolysaccharides. Cet ordre comprend plusieurs familles, dont les Enterobacteriaceae, Erwiniaceae, Morganellaceae, Hafniaceae, et Yersiniaceae.

II.2.2. Classification

Les entérobactéries sont classées sur la base de séquençage des ARN 5S et 16S

- Domaine : Eubactérie
- Phylum XII : Protéobactérie
- Classe : Gammaprotéobacteria
- Ordre : Enterobacteriales
- Famille : Enterobacteriaceae (Maamar et al., 2019)

II.2.3. Habitat et pouvoir génétique

L'habitat des bactéries ne se limite pas à l'intestin : on les retrouve également dans la cavité buccale, au niveau des voies aériennes supérieures et sur les organes génitaux. Certaines espèces causent des diarrhées et/ou des infections opportunistes (infections urinaires, infections respiratoires, surinfections des plaies, septicémies, méningites, etc.) (Dubois-Brissonnet et al. 2017).

II.2.4. Caractéristiques des entérobactéries

Morphologie : Généralement de type bacilles à Gram négatif de 2-4 μ m x 0,4-0,6 μ m, elles peuvent être mobiles (péritriches) ou immobiles (Klebsiella), et parfois capsulées.

Culture : Elles poussent couramment sur des milieux ordinaires en 24h à 37°C en présence ou en absence d'oxygène. Elles sont mésophiles et neutrophiles (pH optimal entre 5,5 et 8). Sur les géloses, elles sont généralement rondes, lisses, brillantes à contour régulier, tandis qu'en milieu liquide, elles causent un trouble uniforme (Pilet-Nayel et al., 2017)

Caractéristiques Biochimiques

Les entérobactéries présentent plusieurs caractéristiques biochimiques essentielles à leur identification. Certains traits sont communs à toutes les entérobactéries, tandis que d'autres sont des traits de différenciation spécifiques à certaines espèces.

- **Caractéristiques biochimiques communes :**
 - Aéro-anaérobies facultatifs.
 - Fermentent le glucose.
 - Réduisent les nitrates en nitrites (nitrate réductase +).
 - Négatifs au test d'oxydase.
 - Positifs au test de catalase (à l'exception du Shigella).

- **Caractéristiques biochimiques de différenciation :**
 - Fermentation des sucres tels que le lactose et le saccharose.
 - Synthèse de désulfhydrase (formation de sulfure d'hydrogène H₂S).

- Dégradation du lactose en glucose (Recherche de la β -galactosidase).
- Utilisation du citrate de Simmons comme seule source de carbone.
- Production d'uréase.
- Formation de l'acétone (réaction de Voges Proskauer (VP)) (Faculté de Médecine de Constantine Département de Pharmacie, 2022).

II.3. Les Antibiotiques

La notion d'antibiotique a été introduite par Selman Waksman (1942) et définie comme une substance produite par des micro-organismes et capable d'inhiber la croissance ou de tuer d'autres micro-organismes. De nos jours, la définition d'antibiotique est plus large et regroupe des composés d'origine naturelle et synthétique présentant un large spectre d'action. Les mécanismes d'action les plus courants des antibiotiques sont les suivants : (i) l'inhibition de la biosynthèse de la paroi cellulaire bactérienne, (ii) l'altération de la membrane cellulaire, (iii) l'inhibition de la synthèse des acides nucléiques et/ou des protéines et (iv) l'altération de différents processus métaboliques (Baran et al., 2023).

II.3.1. Mécanismes d'actions des antibiotiques

❖ Inhibition de la biosynthèse de la paroi cellulaire bactérienne

La production d'éléments de la paroi bactérienne est entravée par certains médicaments antimicrobiens, qui ont pour fonction de maintenir la pression osmotique et de protéger la bactérie contre les éléments externes. La membrane cellulaire se détériore alors, provoquant la lyse bactérienne (processus par lequel les bactéries sont détruites et leurs cellules se désintègrent, libérant leur contenu dans l'environnement). La rupture provoque une action bactéricide (Opatowski, 2020).

❖ Altération de la membrane cellulaire

Plusieurs médicaments altèrent la membrane plasmique de la bactérie qui conserve les composés indispensables à sa survie dans le cytoplasme. Ces antibiotiques altèrent l'organisation des

bactéries ou forment un canal dans la membrane, ce qui provoque la libération des composés cellulaires (Opatowski, 2020).

❖ **Inhibition de la synthèse des acides nucléiques et/ou des protéines**

La production de protéines bactériennes est entravée par les médicaments antibactériens qui ciblent les ribosomes bactériens. La substance antibactérienne pénètre dans la cellule et empêche la libération du ribosome bactérien, une structure cytoplasmique essentielle à la synthèse des protéines (Opatowski, 2020).

❖ **Altération de différents processus métaboliques**

Les antibiotiques peuvent aussi utiliser différents mécanismes pour arrêter la réplication de l'ADN bactérien ou la transcription de l'ADN pour l'ARN. Pour ce faire, ils sont amenés à pénétrer dans la cellule et à perturber un élément de la réplication (Opatowski, 2020).

L'utilisation répandue et parfois inadéquate de ces médicaments a favorisé l'émergence de bactéries résistantes, capables de survivre et de se multiplier malgré l'exposition à des doses efficaces d'antibiotiques. Cette résistance compromet l'efficacité des traitements médicaux, entraînant une augmentation de la morbidité, de la mortalité et des coûts de santé associés. La résistance aux antibiotiques constitue une crise croissante dans le domaine des soins de santé. Des études montrent que l'environnement contribue à la transmission des bactéries résistantes, avec des implications importantes pour la santé humaine, animale et environnementale (Okoye et al., 2022). La figure 3 présente le mode d'action des antibiotiques.

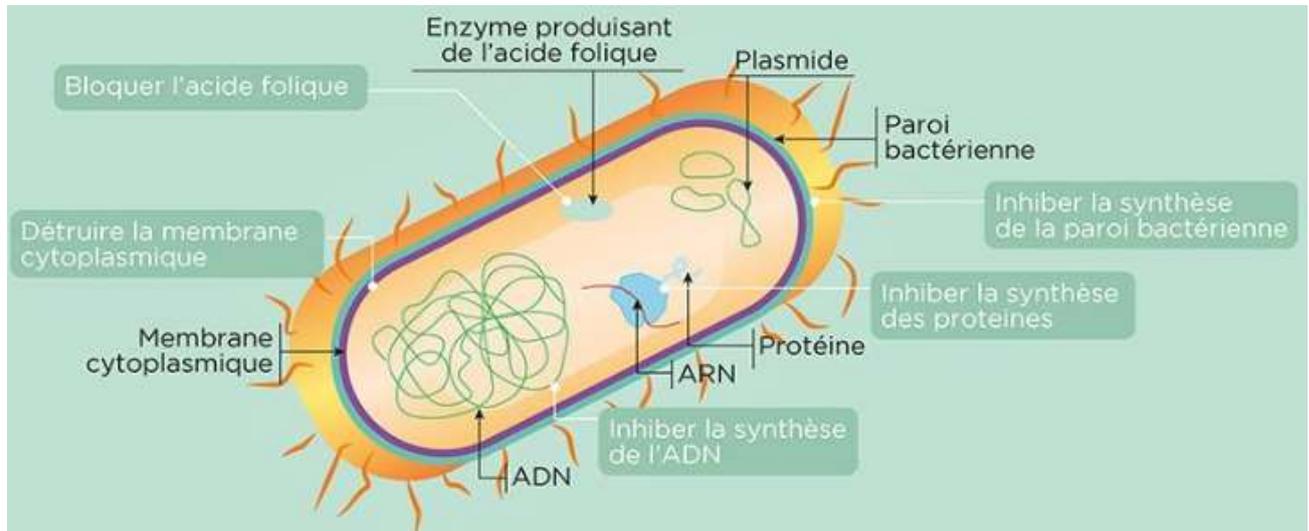


Figure 3 : Mode d'actions des antibiotiques (Inserm, 2018)

II.3.2. Mécanismes de résistance des bactéries aux antibiotiques

Les bactéries peuvent présenter deux types de résistance aux antibiotiques : intrinsèque et acquise. La résistance intrinsèque est déterminée par des mécanismes naturels conférés par des caractéristiques structurelles et/ou fonctionnelles inhérentes à la bactérie, tandis que la résistance acquise résulte de modifications du génome bactérien. Cette résistance acquise se manifeste soit par des mutations dans les gènes ciblés par les antibiotiques, soit par l'acquisition d'ADN exogène conférant une résistance, transféré horizontalement par des plasmides, des bactériophages, des transposons ou d'autres éléments génétiques mobiles (figure 4).

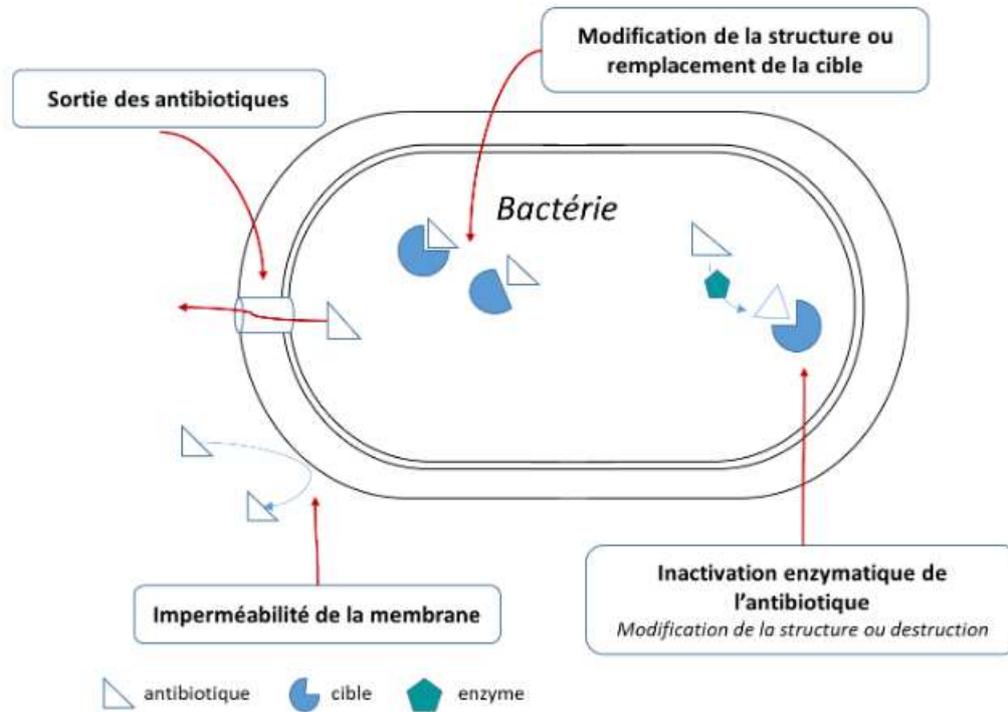


Figure 4 : Mécanismes de résistance des bactéries aux antibiotiques (Opatowski, 2020)

Plusieurs mécanismes de résistance bactérienne aux antibiotiques ont été identifiés, notamment la modification de la cible de l'antibiotique, les changements dans la perméabilité de l'enveloppe cellulaire, le pompage actif de l'antibiotique hors de la cellule (système d'efflux) et l'inactivation enzymatique (Baran et al., 2023).

1. Résistance par Altération de la Cible :

La modification de la cible d'une substance antimicrobienne est l'un des mécanismes les plus importants de l'acquisition par les bactéries. Les bactéries peuvent modifier la structure de leurs cibles cellulaires, telles que les enzymes ou les protéines, pour empêcher les antibiotiques de s'y lier efficacement. Par exemple, elles peuvent altérer la configuration de leur ribosome, une cible essentielle de nombreux antibiotiques, rendant ces derniers inefficaces (Hawkey, 1998).

2. Résistance par Modification de l'Antibiotique :

Certaines bactéries produisent des enzymes, comme les bêta-lactamases, capables de dégrader ou de modifier chimiquement les antibiotiques avant qu'ils n'atteignent leur cible. Ces enzymes peuvent altérer les structures chimiques des antibiotiques, les rendant inactifs ou moins toxiques pour la cellule bactérienne. (Baran et al. 2023).

3. Résistance par Modifications de la perméabilité d'une cellule bactérienne :

Les bactéries peuvent réduire la perméabilité de leur membrane cellulaire ou augmenter l'expression de pompes d'efflux, ce qui limite l'entrée des antibiotiques dans la cellule ou favorise leur expulsion. Une diminution de la perméabilité de la membrane externe accroît la résistance bactérienne aux médicaments, souvent due à des changements dans la composition qualitative des porines, des altérations de leur fonctionnalité ou de leur sélectivité, ainsi qu'à une diminution de l'expression des gènes codant pour les porines (Kumar & Schweizer, 2005) .

4. Pompage actif de l'antibiotique hors de la cellule :

Les bactéries peuvent utiliser des pompes d'efflux pour expulser activement les antibiotiques de leur cytoplasme, réduisant ainsi leur concentration intracellulaire et leur impact sur la survie bactérienne. Ces pompes d'efflux permettent aux bactéries de diminuer l'accumulation intracellulaire de l'antibiotique et de minimiser son effet toxique (Fernández & Hancock, 2012).

III. Facteurs contribuant à la propagation de la résistance

La propagation de la résistance aux antibiotiques est un problème complexe influencé par plusieurs facteurs interconnectés qui exacerbent sa diffusion.

1. **Usage Inapproprié et Abus des Antibiotiques** : L'utilisation incorrecte et excessive des antibiotiques est un moteur majeur de la résistance, particulièrement visible dans les pays en développement. Cela inclut la prescription inutile, le non-respect des dosages et des durées recommandés, ainsi que l'utilisation d'antibiotiques en agriculture pour stimuler la croissance des animaux (Tang et al., 2023).

2. **Transmission Horizontale des Gènes de Résistance** : Les gènes de résistance peuvent être transférés horizontalement entre différentes bactéries par le biais de divers éléments génétiques mobiles. Ce mécanisme facilite la propagation rapide de la résistance à travers les populations bactériennes, contribuant ainsi à sa dissémination à l'échelle mondiale.

3. **Environnement Hospitalier et Communautaire** : Les hôpitaux et autres établissements de santé sont des foyers importants de transmission de la résistance en raison de l'usage fréquent d'antibiotiques et de la proximité entre les patients. La résistance peut également se propager dans la communauté par le contact direct entre individus, augmentant ainsi le réservoir de bactéries résistantes.

4. **Agriculture et Élevage** : L'utilisation excessive d'antibiotiques en agriculture, tant pour le traitement que pour la prévention des maladies chez les animaux d'élevage, contribue également à la propagation de la résistance. Les résidus d'antibiotiques dans les sols, les eaux et les produits alimentaires peuvent contaminer l'environnement, créant ainsi des conditions favorables au développement de bactéries résistantes (Tang et al., 2023).

IV. Conséquences de la résistance aux antibiotiques

La résistance aux antibiotiques entraîne des conséquences graves tant sur le plan médical que socio-économique, affectant à la fois les individus et les systèmes de santé publique.

1. **Impact sur la Morbidité et la Mortalité** : La résistance aux antibiotiques rend les infections bactériennes plus difficiles à traiter efficacement, augmentant ainsi les taux de morbidité et de mortalité. Les infections résistantes peuvent conduire à des complications graves et prolonger les durées de traitement (Ebongue et al., 2015).

2. Conséquences Économiques : Sur le plan économique, la résistance aux antibiotiques engendre des coûts supplémentaires importants, notamment en raison de traitements plus longs, de l'utilisation de médicaments plus coûteux et des hospitalisations prolongées nécessaires pour traiter les infections résistantes (Giske et al., 2008).

3. Diminution de l'Efficacité des Traitements Médicaux : La diminution de l'efficacité des antibiotiques compromet la réussite des traitements médicaux, affectant la gestion des infections courantes ainsi que des procédures chirurgicales et des thérapies médicales complexes (Shankar, 2014).

4. Menace pour la Santé Publique : La résistance aux antibiotiques représente une menace sérieuse pour la santé publique en augmentant la difficulté de contrôler et de traiter les infections bactériennes. Cela peut conduire à une propagation accrue des maladies infectieuses et à une augmentation des décès associés (Shankar, 2014).

En comprenant ces implications, il devient évident que la résistance aux antibiotiques nécessite une action immédiate et concertée pour limiter son impact sur la santé humaine et animale.

V. Législation et réglementation en matière d'assainissement des eaux usées et des excréta au Burkina Faso

La norme est représentée par un chiffre qui fixe une limite supérieure à ne pas dépasser ou une limite inférieure à respecter. Un critère donné est rempli lorsque la norme est respectée pour un paramètre donné. Une norme est fixée par une loi, une directive, un décret de loi. Le secteur de l'assainissement est régi par un ensemble documentaire constitué de loi et des directives internationales. Les textes juridiques applicables en matière d'assainissement dans la caractérisation des eaux usées et du percolât traités des stations d'épuration en vue d'une valorisation agronomique ou de rejeté dans le milieu naturel sont en premier lieu, les lois et les règlements nationaux en matière d'assainissement. Les plus importants textes et leurs décrets d'application sont les suivants :

1. Loi n° 23/94/ADP du 19 mai 1994 portant Code de santé publique ;
2. Loi n° 014/96/ADP du 23 mai 1996 portant réorganisation agraire et foncière au Burkina Faso;
3. Loi n° 005/97/ADP du 30 janvier 1997 portant Code de l'environnement au Burkina Faso ;
4. Loi N°010/98/AN du 21 avril 1998 portant modalités d'intervention de l'État et répartition de compétences entre l'État et les autres acteurs du développement ;
5. Loi n° 002-2001/AN du 08 février 2001 relative à la gestion de l'eau au Burkina Faso ;
6. Loi n° 055-2004 du 21 décembre 2004 portant Code général des collectivités territoriales au Burkina Faso ;
7. Loi n°022-2005/AN du 24 mai 2005 portant Code de l'hygiène publique ;
8. Loi n° 017-2006/AN du 18 mai 2006 portant code de l'urbanisme et de la construction au Burkina Faso.

En ce qui concerne les valeurs limites de rejet des eaux usées et excréta pour la réutilisation en agriculture, le Burkina Faso utilise toujours les directives de l'Organisation Mondiale de la Santé (OMS). Le tableau I ci-dessous présente les normes et conditions de déversements des eaux usées dans le milieu naturel du Burkina Faso.

PARAMETRES	NORMES
PH	6,4 – 10,5
Température (°C)	40
DBO ₅ (mg/l)	40
DCO (mg/l)	150
MES (mg/l)	150
NTK (mg/l)	35
NH ₄ (mg/l)	1
NO ₃ ⁻ (mg/l)	50
NO ₂ ⁻ (mg/l)	1
PO ₄ ³⁻ (mg/l)	5

Source : décret N°20151205/PRES-TRANS/PM/MERH/MEF/MARHASA/MS/MRA/MICA /MME/MIDT/MAD du 28 octobre 2015 portant normes et conditions de déversements des eaux usées. JO N°01 DU 07 JANVIER 2

CHAPITRE II : MATÉRIEL ET MÉTHODES

Dans ce chapitre, nous décrivons le matériel et les méthodes utilisés pour mener notre étude sur l'identification des bactéries résistantes aux antibiotiques dans les stations d'épuration des eaux usées de Kossodo, Tengandogo et à l'Institut International d'Ingénierie de l'Eau et de l'Environnement (2iE) sur une période de trois mois (mars à mai 2024). Les analyses ont été effectuées au Laboratoire Eaux, Hydrosystèmes et Agriculture (LEHSA) de 2iE.

I. PRESENTATION DES ZONES D'ETUDES

I.1. Station d'épuration de Kossodo

La station d'épuration des eaux usées de Kossodo est localisée à la périphérie de la zone industrielle, au nord-est de la ville de Ouagadougou. Construite en 2004 dans le cadre du Plan Stratégique d'Assainissement pour la ville de Ouagadougou (PSAO), elle vise à améliorer la gestion des eaux usées et des excréta, ainsi qu'à faciliter l'accès à un assainissement amélioré pour la population. La STEP de Kossodo reçoit les eaux usées provenant de sources variées, notamment des brasseries, du CHU Yalgado et de l'abattoir, ce qui en fait un site stratégique pour l'étude de la prévalence des bactéries résistantes aux antibiotiques dans les environnements aquatiques urbains et industriels (Sawadogo et al., 2021). La figure 5 présente une vue aérienne de la STEP de Kossodo. La STEP de Kossodo est constituée de trois bassins anaérobies en parallèle, deux bassins facultatifs en parallèle et trois bassins de maturation en série avec un temps de séjour globale d'environ 30 jours.



Figure 5 : Vue aérienne de la STEP de Kossodo

I.2. Station d'épuration de Tengandogo

La Station d'épuration des eaux usées de Tengandogo est située au sein du Centre Hospitalier Universitaire (CHU-T) de Tengandogo, un village de la commune de Komsilga dans la province de Kadiogo. Cette station joue un rôle crucial dans le traitement des eaux usées générées par l'hôpital, contribuant ainsi à la préservation de l'environnement et de la santé publique en éliminant les contaminants avant le rejet des eaux traitées dans l'environnement. Cette station assure le traitement des eaux usées hospitalières, contribuant ainsi à réduire l'impact environnemental des déchets liquides produits par l'hôpital. La figure 6 présente une vue aérienne de la Step de Tengandogo qui est constituée d'un décanteur statique suivie de deux bassins anaérobies, un bassin facultatif et de deux bassins de maturation en série.



Figure 6 : Vue aérienne de la STEP de Tengandogo

I.3. Station d'épuration de 2iE

Elle est située dans l'enceinte de l'établissement 2iE. Créée en 1989, la station d'épuration de 2iE est l'une des premières stations de lagunage à microphytes construites au Burkina Faso. Elle a été érigée dans un but expérimental, mais elle sert également à traiter les eaux usées provenant des bâtiments de la fondation 2iE (résidence et blocs administratifs). Elle comporte deux filières de lagunage à microphytes. La figure 7 présente une vue aérienne de la Step de 2iE constituée de deux de filières. La filière une est constituée d'un bassin anaérobie, de deux bassins facultatifs en parallèle et de deux bassins de maturation en série.



Figure 7 : Vue aérienne de la station d'épuration de 2IE

II. Echantillonnage

Un échantillon composite des eaux brutes en entrée du bassin anaérobie été obtenu à partir de prélèvements réalisés toutes les heures sur une période de 24 heures (figure 8 et 9). Le mélange des échantillons obtenus après 24 heures a été réparti dans un flacon en verre borosilicaté de 1 litre pour les analyses microbiologiques et dans un flacon en plastique de 1 litre pour les analyses physico-chimiques. Pour les analyses microbiologiques, les flacons ont été préalablement stérilisés à 121°C pendant 15 minutes à l'autoclave.



Figure 8 : Échantillonneur ISCO



Figure 9 : Vue échantillonnage composite

III. Transport et Conservation

Les échantillons prélevés ont été stockés dans une glacière avec des blocs réfrigérants, protégés de l'exposition intense à la lumière, puis transportés du site de prélèvement au laboratoire d'analyses.

IV. Analyse des paramètres physico-chimiques

IV.1. Paramètres In-situ

Les paramètres in-situ tels que le pH, la conductivité, l'oxygène dissous, la température et la turbidité ont été mesurés en utilisant respectivement un pH mètre, un conductivimètre, un oxymètre et un turbidimètre selon la méthode standard (1995).

- **Le pH** a été mesuré à l'aide d'un pH mètre 3310 SET 2 en plongeant directement la sonde dans l'échantillon. Un pH extrême (trop acide ou trop basique) peut inhiber la croissance bactérienne, tandis qu'un pH neutre ou légèrement alcalin favorise la prolifération bactérienne et le transfert de gènes de résistance.

- **L'oxygène dessous (OD)** a été mesuré à l'aide de l'oxymètre 3205 SET1 en plongeant sa sonde dans l'échantillon.
- **La turbidité** a été mesurée à l'aide d'un turbidimètre thermo-scientifique EUTECH TN-100 en plaçant l'échantillon dans le flacon du turbidimètre et en effectuant la lecture.
- **La température** a été relevée en même temps que le pH à l'aide du pH mètre. Des températures plus élevées peuvent accélérer la croissance bactérienne et le transfert de gènes de résistance par conjugaison, transformation ou transduction.
- **La conductivité** a été mesurée à l'aide du conductivimètre 3310 SET 1 en suivant le même processus que pour le pH mètre.

IV.2. Paramètres de pollution organique

❖ *Les matières en suspension (MES)*

Le MES (matières en suspension) est mesuré selon la norme AFNOR T 90 105 de la manière suivante : Pour les mesures, une aliquote de l'échantillon est passée à travers un dispositif de filtration contenant un papier filtre Whatman GF/C pré-pesé de 47 mm de diamètre. Le filtre a été préalablement pesé pour déterminer son poids initial. Ensuite, le filtre est retiré du dispositif et placé dans une étuve à 105 °C pendant 2 heures. À la sortie de l'étuve, il est laissé refroidir dans un dessiccateur pendant 30 minutes. Après refroidissement, le filtre est pesé. La teneur de l'échantillon en matières en suspension, exprimée en mg/l, est donnée par l'expression suivante :

$$MVS = \frac{M_2 - M_1}{V} * 1000$$

Avec :

- M_2 la masse en gramme du papier filtre après passage au four.
- M_1 , la masse en grammes du papier filtre avant passage au four.
- V , le volume de l'échantillon filtré en litres.

❖ *Demande Biochimique en Oxygène en cinq jours (DBO₅)*

La demande biochimique en oxygène (DBO₅) a été mesurée en utilisant la méthode respirométrique. Un volume de 44,5 ml de l'échantillon d'eau traité ou 97,5 ml de l'échantillon d'eau brute a été introduit dans un flacon ambré de 1 litre, muni d'un Oxitop contenant un barreau magnétique. Le flacon a été placé dans une enceinte thermostatée à 20 °C pendant 5 jours. Les résultats, exprimés en mg/l, ont été obtenus par lecture directe sur la commande de l'Oxitop.

❖ *DCO*

La mesure de la DCO a été effectuée à l'aide du kit DCO LCK514. Un volume de 2 ml de l'échantillon a été introduit dans les tubes du kit et minéralisé à 150 °C pendant 2 heures sur un bloc chauffant DRB 200. La lecture a été réalisée au spectrophotomètre DR 3900 suivant la méthode HACH.

Une charge organique élevée fournit une source abondante de nutriments, favorisant la croissance bactérienne et la propagation des bactéries résistantes. Les bactéries peuvent échanger des gènes de résistance dans ces environnements riches en nutriments.

IV.3. Paramètres chimiques

Les ions tels que les, nitrites (NO₂⁻), nitrates (NO₃⁻), sulfates (SO₄²⁻) ammonium (NH₄⁺), et ortho phosphates PO₄³⁻, ont été analysés suivant la méthode HACH.

❖ **Nitrites, Nitrates et Sulfates**

L'analyse de ces ions a été effectuée à l'aide de différents réactifs :nitrifier pour les nitrites, nitraver pour les nitrates et sulfaver pour les sulfates selon les méthodes HACH 8171, HACH 8507et HACH 8051 respectivement. Les réactifs ont été insérés dans des cuves contenant des volumes précis d'échantillon. La lecture a été faite après un temps de réaction variable en fonction du paramètre (5 minutes pour les nitrates, 15 minutes pour les nitrites et 5 minutes pour les sulfates) au spectrophotomètre DR 3900.

❖ **Ammonium**

L'analyse des ions ammonium a été réalisée à l'aide du réactif Nessler. 1 ml de Nessler a été pipeté dans une cuve préalablement remplie de 25 ml d'échantillon. La lecture a été effectuée au bout d'une minute à l'aide d'un spectrophotomètre DR 3900.

❖ **Phosphore Total**

Cette analyse a été effectuée à l'aide d'un bécher, d'une éprouvette, de réactifs (acide sulfurique 25,5N, persulfate de potassium, hydroxyde de sodium 5N), de billes de verre et de cuves. 25 ml de l'échantillon a été minéralisé par chauffage sur plaque en présence d'acide sulfurique 25,5N pendant 30 minutes. Le phosphore total a été déterminé par la suite au spectrophotomètre DR 3900 en utilisant la méthode molybdovanadate.

IV.4. Analyses Bactériologiques

Les analyses bactériologiques ont concerné la recherche de plusieurs groupes bactériens, notamment les bactéries indicatrices de contamination fécale (coliformes totaux (CT), coliformes fécaux (CF), E. coli et streptocoques fécaux (SF)) ainsi que les entérobactéries. Ces analyses ont été rendues possibles en suivant plusieurs étapes.

❖ **Dilution**

Une série de dilutions décimales adéquates a été effectuée afin de diminuer la charge bactérienne très élevée.

❖ **Dénombrement des Coliformes Totaux (CT), Coliformes Fécaux (CF), Streptocoques Fécaux (SF)**

Un volume de 1 ml de l'échantillon a étéensemencé sur milieu gélosé Chromocult coliform agar et chromocult enterococcus agar respectivement pour les coliformes et les streptocoques, suivant la méthode d'ensemencement en profondeur. Les CT et les SF ont été incubés respectivement à 37 °C pendant 48 h et CF à 44 °C pendant 48 h. Les colonies caractéristiques sont de couleur bleu, rouge et violet.

V. Isolement des entérobactéries

La gélose MacConkey (MAC) avec et sans antibiotiques a été utilisée pour l'isolement des entérobactéries. La gélose MacConkey contenant les antibiotiques Ceftriaxone (CRO) et Méropénème (MEM) a été préparée en ajoutant respectivement 100 µl (1 µg/ml) de CRO et 12,5 µl (0,125 µg/ml) de MEM à 100 ml de milieu de manière stérile (Macconkey, 1905).

L'isolement des BRA sur MAC-MEM et MAC-CRO a été effectué en suivant plusieurs étapes :

- Préparation des Échantillons : Les échantillons d'eau usée ont été prélevés et dilués selon une série de dilutions décimales pour réduire la charge bactérienne.
- Ensemencement : Un volume approprié de l'échantillon dilué a été ensemencé sur les milieux gélosés MacConkey contenant MEM et CRO.
- Incubation : Les plaques ensemencées ont été incubées à 37 °C pendant 24 à 48 heures pour permettre la croissance bactérienne.
- Observation des Colonies : Après incubation, les colonies bactériennes caractéristiques ont été observées et notées. Les colonies présentant une couleur rose/rouge indiquent des bactéries lactoses positives, tandis que les colonies blanches indiquent des bactéries lactoses négatives.
- Purification des Colonies : Les colonies distinctes ont été prélevées et re-ensemencées sur des plaques de MacConkey fraîches avec antibiotique pour obtenir des cultures pures.
- Conservation : Les isolats bactériens obtenus après purification ont été conservés dans un bouillon trypticase soja (TSB) enrichi en glycérol (20%) pour garantir leur viabilité à long terme.

La codification a été faite en fonction de l'échantillon, de l'antibiotique et du numéro de la colonie isolée. (MT01 = MEM-eau Traitée-01, CBO2= CRO-eau Brute-02)

VI. Identification biochimique des bactéries

Une série de tests biochimiques a été effectuée sur les différentes colonies de bactéries antibiorésistantes obtenues afin de déterminer l'espèce bactérienne à laquelle appartient la

colonie. Les différents tests biochimiques réalisés ont été effectués sur la base des caractéristiques biochimiques communs et différents que les familles d'entérobactéries ont (Page 10 et 11).

VI.1. Test de Catalase

Ce test permet de détecter la présence de l'enzyme catalase, qui décompose le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) en eau (H_2O) et en oxygène (O_2). Une colonie bactérienne fraîche a été prélevée à l'aide d'une pipette Pasteur cotonnée pré-sécable et placée dans un microtube à centrifuger contenant 20 μ l de peroxyde d'hydrogène. L'observation s'est faite immédiatement. La présence de bulles d'oxygène indiquait un test positif (Kovacs, 1956).

VI.2. Test de Motilité

Ce test est effectué à l'aide du milieu SIM qui a été préparé selon les instructions du fabricant. Des colonies fraîches ont été ensuite inoculées dans des tubes à essai contenant 5 ml de milieu refroidi, puis incubées à 37°C pendant 24 heures.

- La présence d'une couleur noire dans le tube à essai indiquait un test positif au sulfure d'hydrogène.
- La présence d'une croissance radiale de bactéries à partir du point inoculé indiquait un test positif.
- Pour le test de l'indole, quelques gouttes de réactif de Kovacs ont été ajoutées, donnant un anneau rose/rouge indiquant un test positif (Tankeshwar, 2015).

Les figures 10 et 11 représentent respectivement les tests d'indole et de motilité effectués

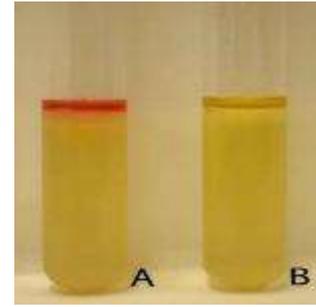
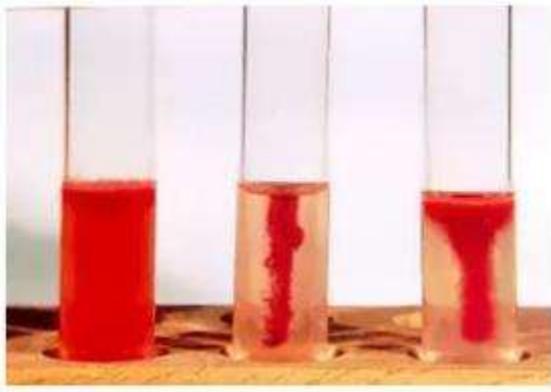


Figure 11 : Test de Motilité (1 et 3 positif, 2 négatif) Figure 10: Test d'indole (A : Positif, B : Négatif)

VI.3. Tests de Méthyl Rouge et de Voges-Proskauer (MR-VP)

Ces tests permettent de distinguer les bactéries qui fermentent les acides mixtes de celles qui fermentent le butane-diol.

Après avoir préparé le milieu selon les instructions du fabricant, des colonies ont été mises dans des tubes à essai contenant 5 ml de milieu de culture MR-VP, puis incubées à 37°C pendant 24 heures. Après incubation, 3 gouttes de méthyl rouge ont été ajoutées dans les tubes pour les tests de MR et 3 gouttes d'alpha-naphtol dans les tubes de test VP, puis vortexés.

- Une modification de la teinte du milieu indiquait un test MR positif (Figure 12)
- Une présence de teinte rose-rouge à la surface du milieu après 30 minutes à l'ajout de l'alpha-naphtol indiquait un test VP positif (Figure 13) (Tankeshwar, 2014).

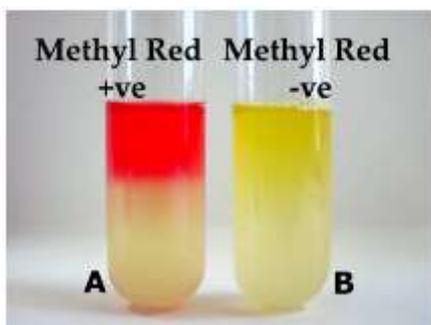


Figure 12.: Test de Methyl red

Figure 13: Test de Voges Proskauer

VI.4. Test Citrate Utilisation

Ce test permet de déterminer la capacité des bactéries à utiliser le citrate comme seule source de carbone.

Après avoir préparé le milieu selon les instructions du fabricant, environ 20 ml de milieu Simmons citrate a été mis dans des boîtes de Pétri puis laissés à refroidir. Une colonie a ensuite été étalée à la surface du milieu puis incubée à 37°C pendant 24 heures. La présence d'une coloration bleue (figure 14) indiquait un test positif au citrate (Tankeshwar, 2013a).



Figure 14: Simon citrate test

VI.5. Test de l'hydrolyse de l'urée

Ce test a été effectué à l'aide du milieu Urea Broth.

Après avoir préparé le milieu selon les instructions du fabricant, 5 ml d'urea broth ont été mis dans des tubes à essai stériles. Une colonie a été ensuite inoculée dans le milieu puis incubée à 37°C pendant 24 heures. Si le milieu virait au rose ou rouge vif (Figure 15), le test était positif (Christensen, 1946) (Tankeshwar, 2012).



Figure 15 : Test Hydrolyse Urée (Tankeshwar, 2012)

VI.6. Test de fermentation de sucre (TSI)

Ce test est effectué à l'aide du milieu Triple Sugar Iron (TSI). Il permet de différencier les entérobactéries en se basant sur leurs capacités à fermenter les sucres pour produire du sulfure d'hydrogène.

5 ml de triple sugar iron ont été mis dans des tubes à essai stérilisés puis inclinés pour former une pente lors du refroidissement. Une colonie a ensuite été inoculée puis incubée à 37°C pendant 24 heures. Si le tube à essai présentait une couleur jaune avec ou sans gaz, cela indiquait une fermentation du glucose/lactose (Figure 16). Une coloration noire indiquait la production de sulfure d'hydrogène et une coloration rouge indiquait une absence de fermentation (Sulkin & Willett, 1940; Tankeshwar, 2013b).



Figure 16: TSI Test (Clark College)

VI.7. Test Sulfite-citrate-sucrose agar (SS Agar)

Ce test permet d'isoler et de distinguer les bactéries entériques, notamment Salmonella et Shigella. Après avoir préparé le milieu selon les instructions du fabricant, 20 ml ont été versés dans des

boîtes de Pétri et laissés refroidir. Une colonie a ensuite été étalée sur le milieu et les boîtes ont été incubées à 37°C pendant 24 heures. Une coloration noire verdâtre sur le milieu indiquait la présence de Salmonella, tandis qu'une coloration incolore ou légèrement rose indiquait la présence de Shigella.

Les résultats de ces tests ont été interprétés à l'aide du logiciel d'identification bactérienne ABIS-online version 12, disponible sur <http://www.tgw1916.net>

VII. Antibiogramme

❖ Préparation du standard McFarland

La préparation d'une suspension bactérienne équivalente à 0,5 McFarland est une étape importante pour garantir des résultats précis et reproductibles lors de la réalisation d'un antibiogramme. Pour préparer la suspension 0,5 standard McFarland, 0,5 ml de chlorure de baryum (1,175 %) a été mélangé à 99,5 ml d'acide sulfurique (1 %). La solution obtenue a une densité optique (DO) de 0,08 à 0,1, correspondant à une concentration bactérienne d'environ $1,5 \times 10^8$ UFC/ml.

❖ Protocole de l'antibiogramme

L'antibiogramme est un test utilisé en laboratoire pour déterminer la sensibilité d'une bactérie à un ou plusieurs antibiotiques. Les bactéries purifiées, ayant poussé sur la gélose MacConkey, sont ensuite repiquées sur la gélose Tryptique Soy Agar (TSA). Après avoir dilué une colonie de bactéries dans une solution saline et l'avoir comparée visuellement à une solution standard 0,5 McFarland, des disques d'antibiotiques sont placés à l'aide d'une pince stérile sur des boîtes de gélose de Muller-Hinton contenant la suspension bactérienne, selon la méthode de diffusion (méthode Kirby-Bauer). Une douzaine d'antibiotiques a été utilisé pour l'antibiogramme, ils se subdivisent en quatre familles à savoir pénicilline, carbapénème, céphalosporine et monobactame (Tableau 1). Les boîtes de Petri sont incubées à l'envers à 37°C pendant 16 à 18 heures. Les zones d'inhibition sont mesurées et comparées aux critères standards selon les normes du European Committee on Antimicrobial Susceptibility Testing (EUCAST) pour obtenir un rapport qualitatif

: sensible, intermédiaire ou résistant. Le tableau 1 présente les antibiotiques utilisés lors de l'antibiogramme

Tableau 1: Antibiotiques utilisés pour l'antibiogramme

1	Ampicilline AMP	Pénicilline
2	Amoxicilline-Acide clavulanique AUG	
3	Piperacillin-tazobactam TZP	
4	Doripiném DOR	Carbapénème
5	Imipeném IMP	
6	Ertapeném ETP	
7	Meropeném MRP	
8	Cefotaxime CTX	Céphalosporine
9	Cefepime FEP	
10	Ceftazidime CAZ	
11	Ceftriaxone CRO	
12	Aztreonam ATM	Monobactame

VII.1. Indice MAR (Multiple Antibiotic Resistance)

❖ Indice MAR par isolat :

L'indice MAR (MarI) est une mesure quantitative de la résistance d'une bactérie à plusieurs antibiotiques, reflétant le degré de multirésistance des isolats bactériens. L'indice MAR est déterminé pour chaque isolat selon la formule :

$$MAR I = \frac{a}{b}$$

Avec :

a : nombre d'antibiotiques auxquels l'isolat de test était résistant

b : nombre total d'antibiotiques auxquels l'isolat de test a été testé comme étant sensible.

Une valeur MARI supérieur à 0,2 indique un environnement à haut risque dans lequel les antibiotiques sont couramment utilisés (A et al., 2020).

❖ **Indice MAR par site :**

$$MAR \text{ I par site} = \frac{c}{(d * e)}$$

Avec :

c : nombre d'antibiotiques pour lequel tous les isolats sont résistants

d : nombre des isolats présents dans le site

e : nombre d'antibiotiques testés

• **Indice MAR > 0,4 :**

- Origine de contamination humaine
- Risque de contamination élevée

• **Indice MAR < 0,4 :**

- Origine de contamination non humaine
- Risque de contamination très faible ou absente

VIII. Diagramme de Flux

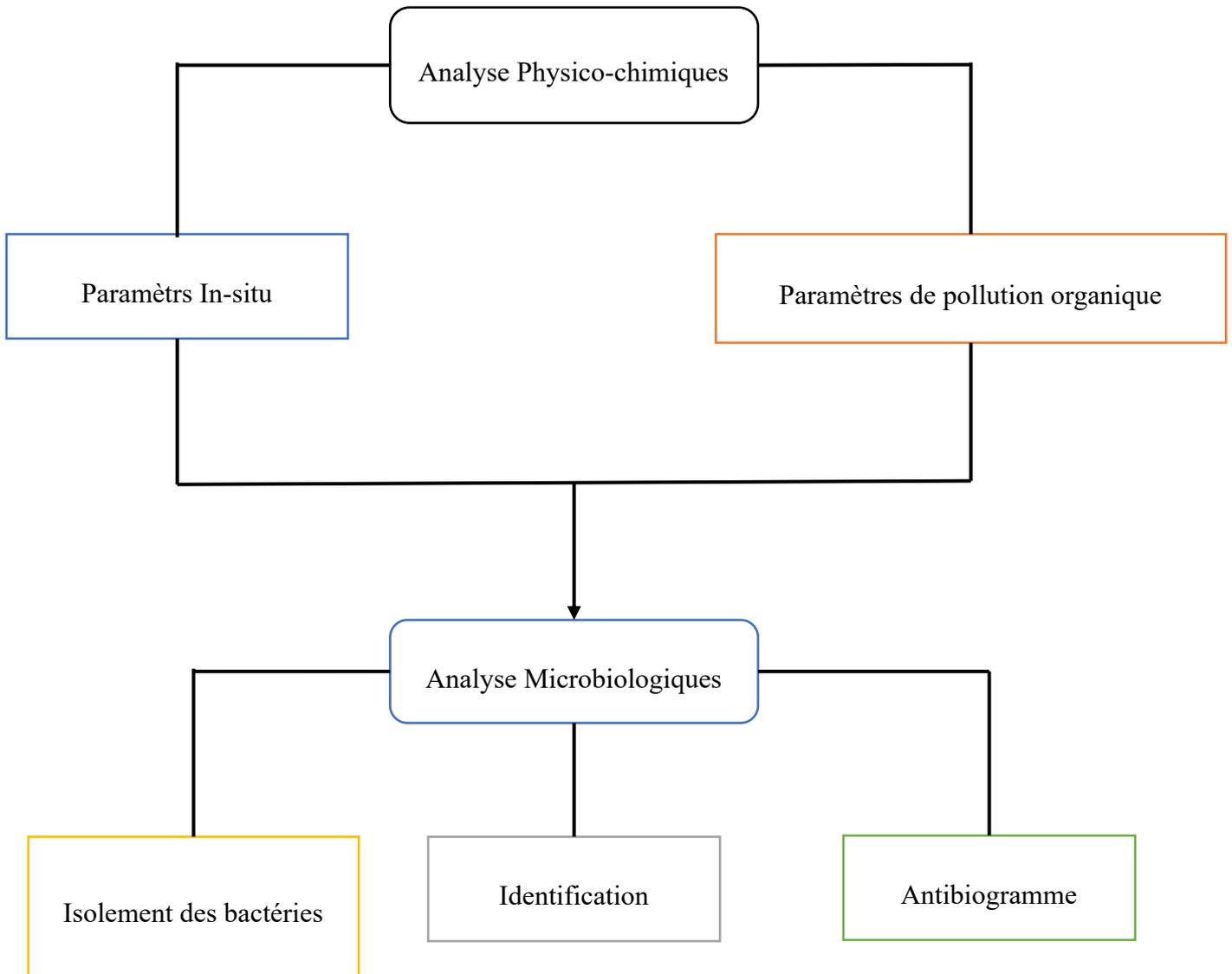


Figure 17: Synthèse des travaux

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

I. Paramètres physico-chimiques globaux

❖ Paramètres In-situ

Le tableau 2 présente les résultats comparatifs de différents paramètres In-situ des effluents bruts sur plusieurs mois et dans les trois sites d'étude : Kossodo, CHU-Tengandogo et Institut 2IE. Les paramètres mesurés incluent le pH, l'oxygène dissous (mg/l), et la conductivité (mS/cm). Les données ont été interprétées selon le Décret N°2015-1205.

Le tableau 3 montre une variation du pH des trois stations durant les mois de prélèvement. De façon globale, les trois stations d'épuration montrent des plages de pH conforme à la norme pendant les trois mois (6-10,5) et des températures relativement en dessous de la norme (40°C).

Tableau 2 : Paramètres In-situ des eaux brutes

STEP	pH			Température (°C)			Oxygène dissous (mg/l)			Conductivité (µS/cm)			Solides dissouts totaux (TDS) (g/l)		
	Moyenne	Min	Max	Moyenne	Min	Max	Moyenne	Min	Max	Moyenne	Max	Min	Moyenne	Max	Min
KOSSODO	7,81	7,21	8,25	27,54	25,53	28,90	1,95	0,28	4,19	4046,67	4046,6	3530,0	4063,33	4900,0	3540,0
CHU-T	8,15	6,89	10,45	26,27	25,00	27,50	4,22	1,48	7,39	1040,33	1040,3	859,00	960,67	1394,0	622,0
2IE	7,31	15,10	7,71	25,17	15,10	30,50	4,62	0,69	8,84	1209,67	1209,6	913,00	1207,67	1400,0	909,0

Tableau 3 : Paramètres In-situ des eaux usées eaux usées traitées

STEP	pH			Température (°C)			Oxygène dissous (mg/l)			Conductivité (µS/cm)			Solides dissouts totaux (TDS) (g/l)		
	Moyenne	Min	Max	Moyenne	Min	Max	Moyenne	Min	Max	Moyenne	Max	Min	Moyenne	Max	Minimum
KOSSODO	7,81	7,21	8,25	27,54	25,53	28,90	1,95	0,28	4,19	4046,67	1220,33	3530,00	4063,33	4900,00	3540,00
CHU-T	8,15	6,89	10,45	26,27	25,00	27,50	4,22	1,48	7,39	1040,33	1040,33	859,00	960,67	1394,00	622,00
2IE	7,31	7,07	7,71	25,17	15,10	30,50	4,62	0,69	8,84	1209,67	1209,67	913,00	1207,67	1400,00	909,00

❖ Ions

Les tableaux 4 et 5 ci-dessous représentent les paramètres chimiques globaux des effluents bruts et traités des stations d'épuration de Kossodo, CHU-Tengandogo et 2IE.

Tableau 4 : Paramètres Chimiques globaux des effluents bruts

	PO_4^{3-} (mg/L)			NO_3^- (mg/L)			NO_2^- (mg/L)			SO_4^{2-} (mg/L)			NH_4^+ (mg/L)		
	Moyenne	Min	Max	Moyenne	Min	Max	Moyenne	Min	Max	Moyenne	Max	Min	Moyenne	Max	Min
STEP KOSSODO	236,99	0,00	706,56	44,33	28,00	58,00	0,31	0,03	0,73	0,00	0,00	0,00	15,00	23,00	0,00
STEP CHU-T	0,00	0,00	0,00	6,20	1,20	9,50	0,06	0,02	0,08	13,00	22,00	0,00	94,33	137,00	12,00
STEP 2IE	2,40	0,00	7,20	7,90	5,80	12,00	0,08	0,06	0,10	12,00	23,00	1,00	33,33	49,00	21,00

Tableau 5 : Paramètres chimiques globaux des effluents traités

	PO_4^{3-} (mg/L)			NO_3^- (mg/L)			NO_2^- (mg/L)			SO_4^{2-} (mg/L)			NH_4^+ (mg/L)		
	Moyenne	Min	Max	Moyenne	Min	Max	Moyenne	Min	Max	Moyenne	Max	Min	Moyenne	Max	Min
STEP KOSSODO	7,08	0,00	19,33	39,33	15,00	80,00	5,83	0,01	17,39	5,33	5,33	1,00	24,33	37,00	0,00
STEP CHU-T	0,00	0,00	0,00	9,77	5,10	12,70	1,48	0,02	3,64	10,33	19,00	1,00	6,96	17,00	1,88
STEP 2IE	0,10	0,00	0,30	6,00	5,10	6,50	0,24	0,06	0,58	7,33	11,00	4,00	27,67	36,00	19,00

Les résultats des paramètres chimiques des effluents traités montrent que les stations KOSSODO, CHU-T, et 2IE présentent des performances variées par rapport aux normes de rejet du Burkina Faso : phosphates (≤ 5 mg/L), nitrates (≤ 50 mg/L), nitrites (≤ 1 mg/L), et ammonium (≤ 1 mg/L). La STEP KOSSODO affiche des niveaux de phosphates (7,08 mg/L) et d'ammonium (24,33 mg/L) largement supérieurs aux normes, tandis que les nitrates (39,33 mg/L) sont conformes.

La STEP CHU-T respecte les normes pour les phosphates (0,00 mg/L), les nitrates (9,77 mg/L), mais dépasse légèrement pour les nitrites (1,48 mg/L) et l'ammonium (6,96 mg/L).

La STEP 2IE est conforme pour les phosphates (0,10 mg/L), les nitrates (6,50 mg/L), les nitrites (0,24 mg/L), mais montre des niveaux élevés d'ammonium (27,67 mg/L). Ces résultats indiquent des besoins spécifiques d'amélioration pour chaque station afin de mieux respecter les normes de rejet du Burkina Faso.

II. Paramètres de pollution Organique

Les tableaux 6, 7 et 8 montrent les résultats des différents paramètres des effluents bruts, traités ainsi que l'abattement moyen des stations d'épuration de Kossodo, CHU-Tengandogo et de l'institut 2IE.

Tableau 6 : Paramètres de pollution Organique des effluents bruts

	MES (mg/l)			DBO5 (mg/l)			DCO (mg/l)		
	Moyenne	Minimum	Maximum	Moyenne	Minimum	Maximum	Moyenne	Minimum	Maximum
STEP KOSSODO	1598,5	340,0	2932,5	991,2	628,5	1172,5	2228,0	1054,0	4140,0
STEP CHU-T	161,7	125,0	220,0	148,2	141,0	155,5	193,1	104,0	282,0
STEP 2IE	199,2	150,0	297,5	233,2	205,0	268,5	409,7	396,0	432,0

Tableau 7 Paramètres de pollution organiques des effluents traités

	MES (mg/l)			DBO5 (mg/l)			DCO (mg/l)		
	Moyenne	Minimum	Maximum	Moyenne	Minimum	Maximum	Moyenne	Minimum	Maximum
STEP KOSSODO	184,7	46,6	325	135,1	78,9	174,5	1050	384	1780
STEP CHU-T	47,2	35	68	41,2	39,4	42,3	36,6	25	52,7
STEP 2IE	74,1	60	82,2	59,2	47,9	70,4	84,6	79,2	93,8

Les résultats du Tableau 7 montrent que la STEP KOSSODO a des concentrations moyennes de MES, DBO5 et DCO (184,7 mg/l, 135,1 mg/l, et 1050 mg/l respectivement) qui sont largement supérieures aux normes de rejet des eaux usées traitées du Burkina Faso (150 mg/l pour les MES, 40 mg/l pour la DBO5, et 150 mg/l pour la DCO). Une étude de (Sawadogo et al., 2021) a également signalé des niveaux élevés de ces polluants dans les effluents de la STEP de Kossodo, ce qui suggère une efficacité de traitement insuffisante ou une surcharge de la station.

La STEP CHU-T, avec des moyennes de 47,2 mg/l pour les MES, 41,2 mg/l pour la DBO5, et 36,6 mg/l pour la DCO, respecte globalement les normes, sauf pour la DBO5 qui est légèrement au-dessus de la limite. Comparé aux résultats de (Savadogo et al., 2018), ces valeurs indiquent une amélioration notable dans la gestion de MES et de la DCO. Cependant, la performance de la DBO5 nécessite encore des améliorations.

La STEP 2IE présente des concentrations moyennes de DBO5 (59,2 mg/l) au-dessus des normes, mais respecte les normes pour les MES et la DCO (74,1mg/l et 84,6 mg/l respectivement).

Le Tableau 8 révèle des variations significatives dans les rendements épuratoires des trois stations d'épuration étudiées. La STEP KOSSODO montre un bon rendement épuratoire pour les MES (86%) et la DBO5 (85%), mais un rendement moyen pour la DCO (51%), indiquant une efficacité de traitement variable selon les paramètres. Ce qui est similaire aux résultats de (Sawadogo et al., 2021).

La STEP CHU-T présente un rendement acceptable pour les MES (71%) et la DBO5 (72%), et un bon rendement pour la DCO (79%). Ce dernier résultat est particulièrement positif, suggérant que cette station est assez efficace dans la réduction de la charge organique en ligne avec (Kaboré et al., 2020).

La STEP 2IE, cependant, affiche un rendement faible pour les MES (60%), un rendement acceptable pour la DBO5 (74%), et un bon rendement pour la DCO (79%).

Les résultats obtenus révèlent des défis importants pour les stations d'épuration de Ouagadougou en matière de respect des normes de rejet des eaux usées traitées. La STEP KOSSODO, malgré son bon rendement pour certains paramètres, rejette des effluents avec des niveaux de pollution organique (MES, DBO5 et DCO) significativement au-dessus des limites réglementaires. Ces valeurs sont approximativement égales à ceux obtenu par (AGUE, 2011). Cela pourrait être attribué à une surcharge de la station, des inefficacités dans les procédés de traitement ou des besoins de mise à niveau des infrastructures.

La STEP CHU-T se distingue par ses performances relativement meilleures, notamment en respectant les normes pour les MES et la DCO. Cependant, le léger dépassement de la norme pour la DBO5 indique que des ajustements sont nécessaires pour optimiser le traitement biologique des eaux usées. Le bon rendement épuratoire global de cette station est prometteur et pourrait servir de modèle pour améliorer les autres stations.

La STEP 2IE montre des rendements variés avec un point faible notable dans le traitement des MES. Le respect des normes pour la DCO est encourageant, mais l'amélioration du traitement des MES et de la DBO5 est essentielle pour réduire l'impact environnemental des rejets. Les rendement obtenus de la DBO5, de la DCO et des MES sont également en accord avec les résultats obtenus par (Konate et al., 2010)

Tableau 8 Rendement Epuratoire des Stations d'épuration

	MES (mg/l)			DBO5 (mg/l)			DCO (mg/l)		
	Moyenne	Minimum	Maximum	Moyenne	Minimum	Maximum	Moyenne	Minimum	Maximum
STEP KOSSODO	86%	79%	94%	87%	85%	51%	51%	34%	64%
STEP CHU-T	71%	69%	75%	72%	72%	73%	79%	73%	89%
STEP 2IE	60%	47%	72%	75%	74%	77%	79%	78%	80%

III. Paramètres microbiologiques

Les données fournies représentent les concentrations de différents types de bactéries (*e-coli*, CF, CT, SF) mesurées en UFC/100mL dans les eaux traitées par trois stations d'épuration (STEP) différentes : Kossodo, CHU-T et 2IE, pour les mois de mars, avril et mai. L'abattement en Ulog (Tableau 11) indique la réduction logarithmique des concentrations bactériennes entre les eaux brutes (Tableau 9) et les eaux traitées (Tableau 10).

Tableau 9 : Paramètres microbiologiques des effluents brutes

	<i>E-coli</i> (UFC/100mL)			CF (UFC/100mL)			CT (UFC/100mL)			SF (UFC/100mL)		
	Moyenne	Min	Max	Moyenne	Min	Max	Moyenne	Min	Max	Moyenne	Max	Min
STEP KOSSODO	4,52.10 ⁷	1,00.10 ⁷	7,80.10 ⁷	5,57.10 ⁷	2,31.10 ⁷	1,02.10 ⁸	5,16.10 ⁷	1,27.10 ⁷	1,05.10 ⁸	1,04.10 ⁷	2,60.10 ⁷	2,20.10 ⁶
STEP CHU-T	1,89.10 ⁷	5,60.10 ⁶	3,30.10 ⁷	4,14.10 ⁷	2,13.10 ⁷	6,50.10 ⁷	7,83.10 ⁷	4,50.10 ⁷	1,07.10 ⁸	1,18.10 ⁶	1,81.10 ⁶	4,60.10 ⁵
STEP 2IE	1,38.10 ⁷	2,30.10 ⁶	3,20.10 ⁷	2,33.10 ⁷	3,90.10 ⁶	5,40.10 ⁷	3,75.10 ⁷	1,25.10 ⁷	7,40.10 ⁷	6,64.10 ⁶	7,91.10 ⁶	5,82.10 ⁶

Tableau 10 : Paramètres microbiologiques des effluents traités

	<i>E-coli</i> (UFC/100mL)			CF (UFC/100mL)			CT (UFC/100mL)			SF (UFC/100mL)		
	Moyenn e	Min	Max	Moyenne	Min	Max	Moyenne	Min	Max	Moyenne	Max	Min
STEP KOSSODO	1,91.10 ⁴	1,50.10 ³	5,15.10 ⁴	5,91.10 ⁵	1,73.10 ⁵	1,40.10 ⁶	7,51.10 ⁵	2,12.10 ⁵	1,80.10 ⁶	1,59.10 ⁴	2,70.10 ⁴	9,60.10 ³
STEP CHU-T	7,00	0	2,00.10 ¹	8,36.10 ²	7,67	1,50.10 ³	4,42.10 ³	5,77.10 ¹	6,90.10 ³	1,75.10 ²	4,30.10 ²	2,00.10 ¹
STEP 2IE	7,93.10 ⁴	6,00.10 ³	1,34.10 ⁵	5,39.10 ⁵	4,30.10 ⁴	9,55.10 ⁵	7,16.10 ⁵	9,82.10 ⁴	1,29.10 ⁶	3,90.10 ⁴	8,10.10 ⁴	2,00.10 ³

Les résultats du Tableau 10 montrent des concentrations variées de bactéries pathogènes.

Les stations d'épurations de 2IE et de Kossodo montrent des niveaux élevés de concentrations moyenne en CF largement au-dessus de la norme (2000 UFC/100ml) et seule la station d'épuration de Tengandogo affiche une concentration moyenne en CF et SF conforme aux normes de rejet (2000 UFC/100ml).

Ces résultats sont également en accord avec les recherches de (, qui ont démontré que malgré les performances relativement bonnes de bassins de maturation de Kossodo et 2IE, les concentrations des indicateurs microbiens de la pollution fécale après traitement dans le bassin de maturation ne sont pas conformes aux directives de l'OMS et aux directives nationales.

Tableau 11: Tableau d'abattement moyen des paramètres de pollution microbiologique

	<i>E-coli</i> (Ulog)			CF (Ulog)			CT (Ulog)			SF (Ulog)		
	Moyenne	Min	Max	Moyenne	Min	Max	Moyenne	Min	Max	Moyenne	Max	Min
STEP KOSSODO	3,52	2,29	4,27	2,10	1,86	2,32	1,91	1,77	2,19	2,59	3,43	2,04
STEP CHU-T	4,32	0,00	7,52	5,22	4,15	6,93	4,73	3,81	6,27	4,07	4,38	3,47
STEP 2IE	2,28	1,73	2,58	1,61	0,92	1,96	1,68	0,95	2,10	2,24	3,49	0,99

La station KOSSODO affiche des abattements moyens respectables pour tous les paramètres microbiologiques, avec des valeurs particulièrement élevées pour *E. coli* (3,52 Ulog) et les streptocoques fécaux (2,59 Ulog).

La station CHU-T démontre les meilleurs résultats en termes d'abattement, avec des moyennes remarquables pour *E. coli* (4,32 Ulog), les coliformes fécaux (5,22 Ulog), les coliformes totaux (4,73 Ulog), et les streptocoques fécaux (4,07 Ulog). Ces valeurs élevées indiquent une capacité supérieure de cette station à éliminer les bactéries pathogènes, rendant l'eau traitée nettement plus sûre pour le rejet ou la réutilisation.

La station 2IE présente des résultats moyens inférieurs à ceux des deux autres stations, avec des abattements moyens pour *E. coli* (2,28 Ulog), les coliformes fécaux (1,61 Ulog), les coliformes totaux (1,68 Ulog), et les streptocoques fécaux (2,24 Ulog). Ceci peut être dû à la taille de la station et la charge à l'entrée de la station. Bien que ces valeurs soient moindres, elles indiquent tout de même une réduction efficace des niveaux de bactéries pathogènes. Cependant, ces résultats suggèrent que des améliorations pourraient être nécessaires pour atteindre des performances comparables à celles des autres stations.

Ces valeurs sont approximativement concordantes avec celles de la littérature, cependant elle restent inférieures à celles obtenues par où l'abattement en CF était de 4,9 ulog dans un système de lagunage à microphytes traitant des eaux usées de type domestique au Burkina Faso.

IV. Identification des bactéries entérobactéries

La figure 17 présente l'identification des entérobactéries dans les eaux usées.

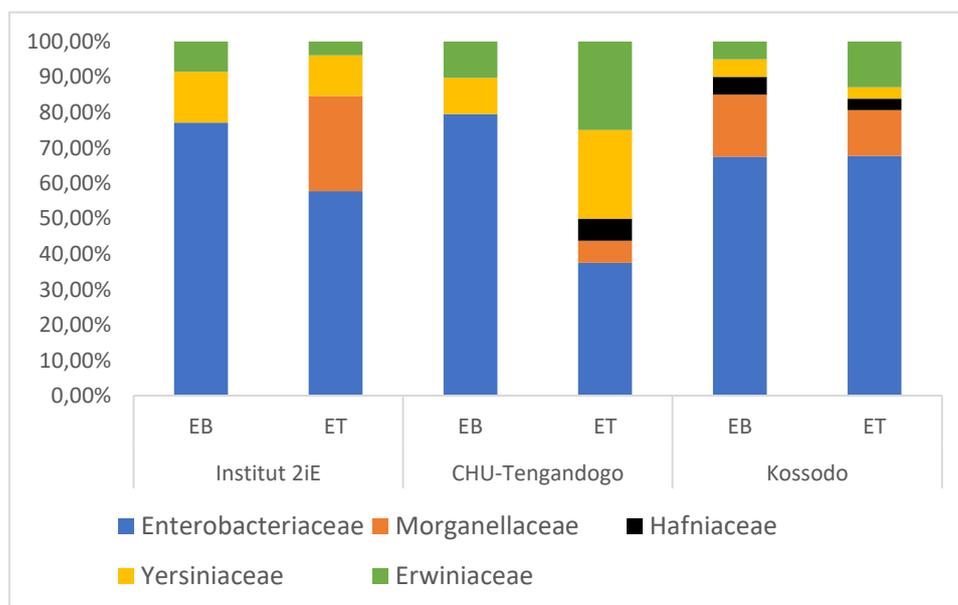


Figure 18: Identification des bactéries résistantes

L'identification des bactéries résistantes trouvées sur les trois sites (Kossodo, Institut 2iE et Tengandogo) sur une période de 3 mois (mars, avril et mai) a révélé la présence dominante de cinq familles bactériennes : Enterobacteriaceae, Morganellaceae, Hafniaceae, Yersiniaceae et Erwiniaceae avec une moyenne d'environ 62 bactéries isolées par stations d'épuration. Les résultats indiquent que les Enterobacteriaceae sont largement répandues dans les trois sites, notamment dans les eaux brutes et les eaux traitées.

À l'Institut 2iE, les Enterobacteriaceae représentent 77,14% des isolats dans l'EB et 57,69% dans l'ET, indiquant une diminution de leur proportion après traitement.

Au CHU-Tengandogo, les Enterobacteriaceae représentent 79,49% des isolats dans l'EB et seulement 37,50% dans l'ET, soit une forte réduction.

À Kossodo, les Enterobacteriaceae représentent 67,50% des isolats dans l'EB et 67,74% dans l'ET, montrant une proportion relativement stable.

Les enterobacteriaceae dominant largement en raison de leur présence courante dans l'environnement et leur capacité à causer diverses infections. Ces résultats sont conformes aux résultats obtenus par MESSAI (2018) qui avait identifié une prédominance des Enterobacteriaceae (52%) sur 26 souches bactérienne isolées. Des études également menées par (Garcia-Armisen et al., 2010) sur les milieux aquatiques ont également montré une présence effective des Enterobacteriaceae. Les variations observées dans les autres familles bactériennes reflètent des influences locales et saisonnières sur la distribution bactérienne.

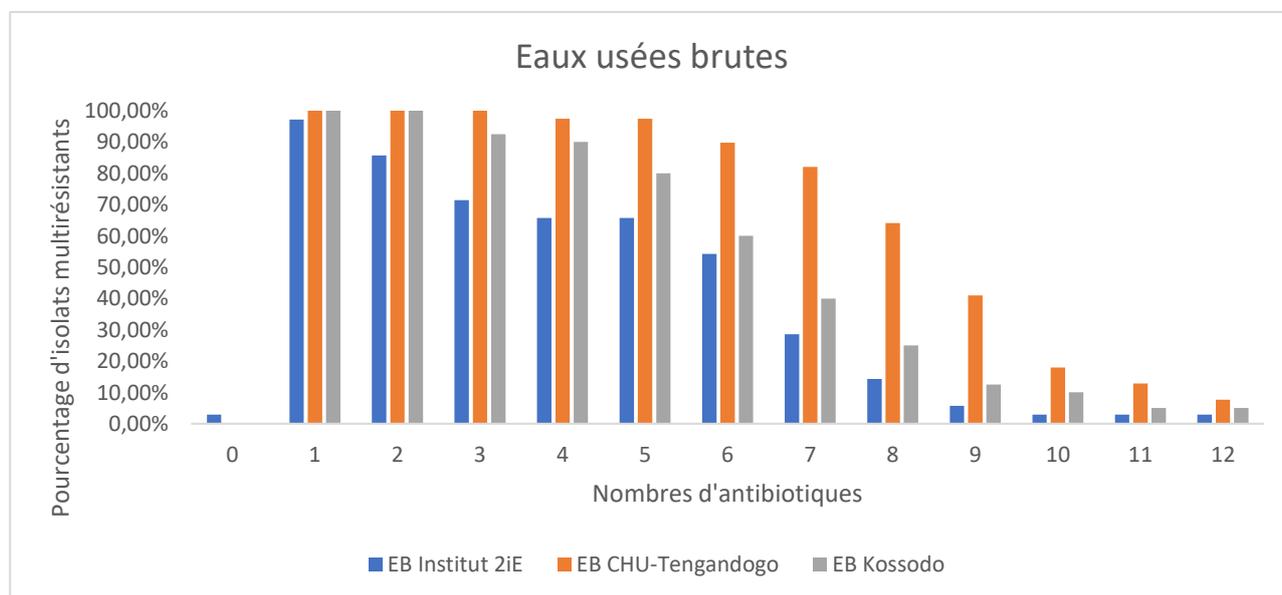
La faible proportion des Hafniaceae dans les eaux usées des stations peut s'expliquer par la compétition avec des familles bactériennes naturellement plus abondantes comme les Enterobacteriaceae, qui sont mieux adaptées aux conditions spécifiques des effluents d'abattoirs, de brasseries, domestiques et hospitaliers. Les conditions environnementales (pH, température, oxygène) et les traitements des eaux usées peuvent également favoriser la croissance d'autres bactéries.

V. Test de sensibilité aux antibiotiques par Antibiogramme

V.1. Multirésistance

Les figures 18 et 19 ci-dessous montre la résistance des bactéries isolées (notamment dans les eaux brutes et les eaux traités) aux antibiotiques testées pour les stations d'épuration de Kossodo, Tengandogo et de 2IE.

Figure 19: Multirésistance Eaux brutes



Au cours de la collecte des trois mois, À la station d’épuration de l’Institut 2iE, 2,86% des isolats sont sensibles à tous les antibiotiques testés et 97,14% sont résistants à au moins 1 antibiotique.

Pour ce qui est de la station d’épuration de Kossodo, 5% des isolats sont sensibles à tous les antibiotiques testés et 80% pour 5 antibiotiques et 25% pour 8 antibiotiques.

À la station d’épuration du CHU-Tengandogo, 12,82% des isolats sont sensibles à tous les antibiotiques testés 97,44% pour 5 antibiotiques et 64,10% pour 8 antibiotiques.

Ces résultats confirment leurs caractéristiques de bactéries antibiorésistantes.

Les pourcentages élevé de multirésistance observé à la station du CHU-Tengandogo confirme l’étude de (Moges, 2014) qui démontre que les zones hospitaliers ont une plus grande résistance aux antibiotiques suite à leur expositions courante aux antibiotiques et aux infections causées par ces bactéries

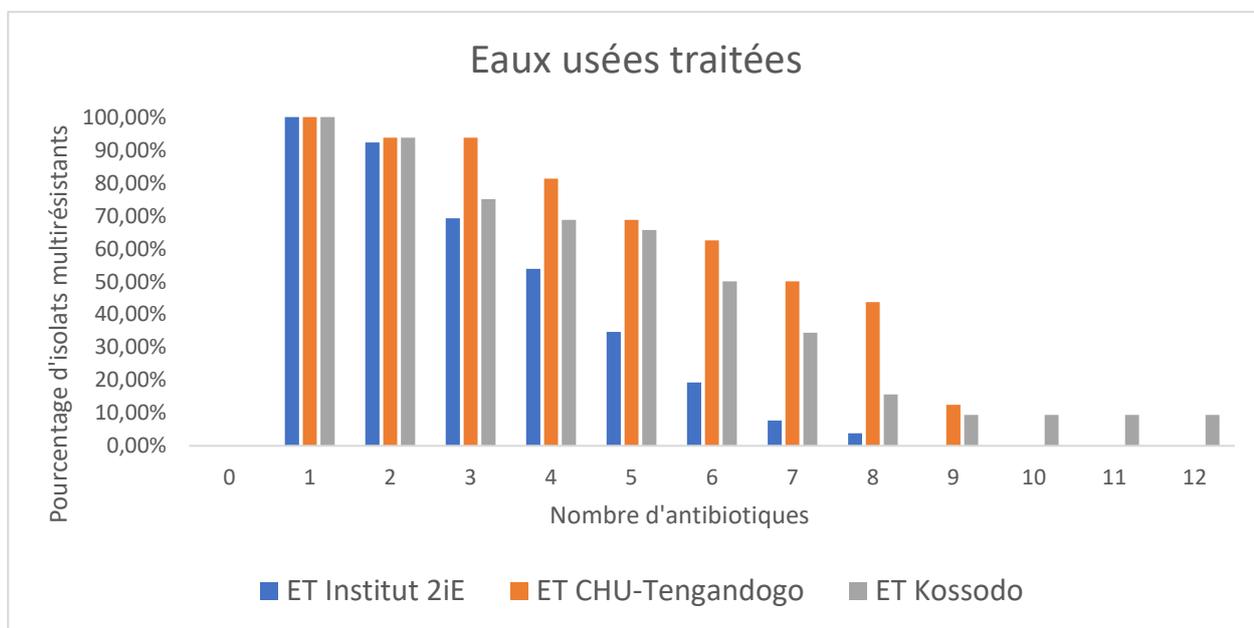


Figure 20: Multirésistance Eaux traitées

Concernant les eaux traitées, à l'Institut 2iE, près de 20% des isolats sont résistants à 6 antibiotiques ou plus comparé à près de 66% en EB. Au CHU-Tengandogo, près de 69% des isolats sont résistants à 6 antibiotiques comparé à 90% pour les eaux brutes et à Kossodo, près de 50% des isolats sont résistants à 6 antibiotiques comparé à 60% en EB. La diminution effective de la multirésistance des isolats aux antibiotiques dans les eaux traitées indique une diminution des bactéries résistantes aux antibiotiques après traitement.

La disparité observée dans la résistance des bactéries entre les trois sites peut s'expliquer par les différentes sources d'eaux usées (A et al., 2020). Les hôpitaux sont connus pour rejeter des bactéries pathogènes dans leurs eaux usées, qui peuvent porter des gènes de résistance. De plus, la présence de résidus d'antibiotiques provenant de l'urine, des excréments et des médicaments

jetés de manière inappropriée contribue également à la résistance observée. Les eaux usées traitées à la station de Kossodo contiennent souvent une concentration élevée d'antibiotiques, ce qui contribue à un isolement plus fréquent de bactéries résistantes. Cependant, l'effet de dilution dû au mélange avec les eaux usées des brasseries peut avoir contribué à réduire le taux de résistance observé dans cette station.

V.2. Taux de résistance des bactéries aux antibiotiques

Les figures 20 et 21 ci-dessous représentent les taux de résistance des bactéries aux différents antibiotiques utilisés durant les mois de Mars, Avril et Mai.

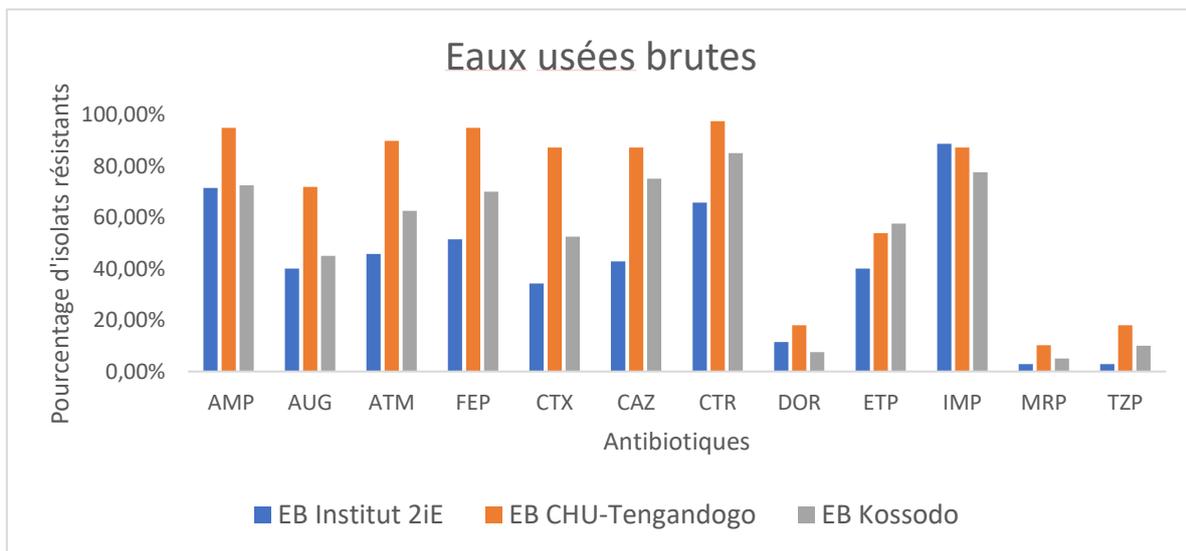


Figure 21: Taux de résistance des bactéries dans les eaux brutes

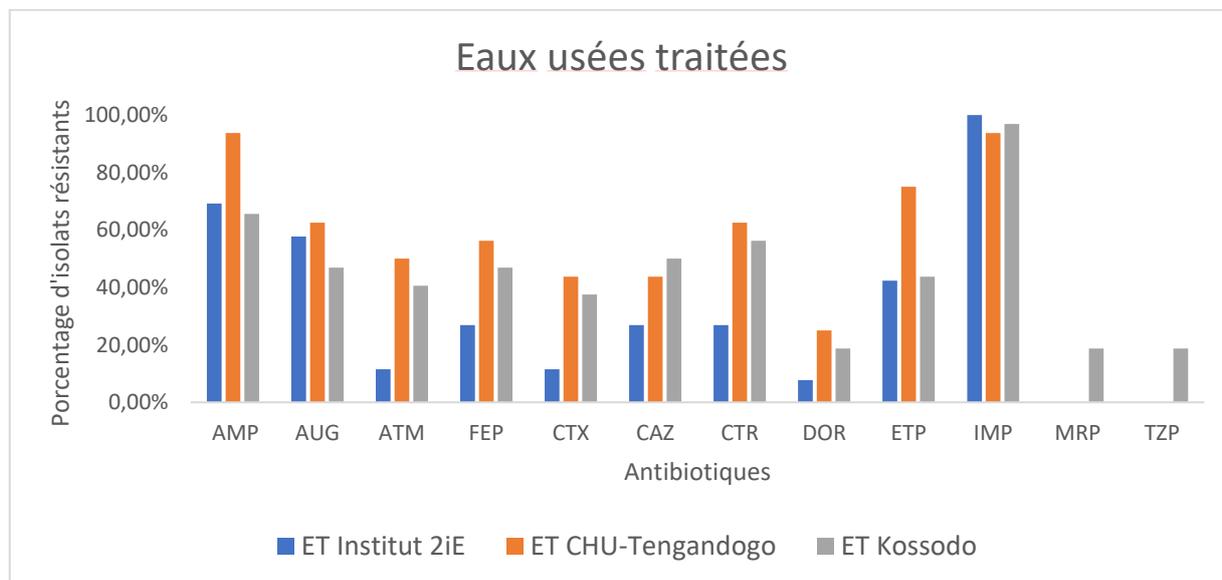


Figure 22: Taux de résistance des bactéries dans les eaux traitées

Au cours des trois mois de recherches, il a été observé que l'ampicilline et l'imipénème présentaient des taux de résistance élevés, avoisinant 100% dans toutes les stations. Ceci peut être dû au fait que les bactéries produisent des enzymes appelées β -lactamases, telles que TEM-1 et TEM-2, qui détruisent l'ampicilline en la dégradant. Ces enzymes peuvent se transférer facilement entre les bactéries, augmentant ainsi la résistance. Des mutations peuvent également empêcher l'ampicilline de fonctionner correctement, la rendant inefficace (Karami et al., 2008).

La méropénème (MRP) et la pipé­racilline/tazobactam (TZP) ont montré des taux de résistance plus faibles au cours des mois étudiés. La méropénème présente un taux de résistance de 20% à la fois pour 2iE et Kossodo, et de 20% également pour le CHU-T de Tengandogo. La pipé­racilline/tazobactam montre un taux de résistance élevé d'environ 60% pour le CHU-T et de 30 à 40% pour 2iE et Kossodo. Ces résultats peuvent s'expliquer par le large spectre d'activité de

ces antibiotiques (Ikenoue et al., 2024). La méropénème, en tant que carbapénème, est moins susceptible à la dégradation par les β -lactamases en raison de sa structure unique. La piperacilline/tazobactam combine une pénicilline à large spectre avec un inhibiteur de β -lactamase, augmentant ainsi son efficacité contre les bactéries produisant des β -lactamases (Islam et al., 2022). Leur faible taux de résistance peut également être attribué à leur utilisation généralement réservée pour traiter des infections sévères, limitant ainsi leur usage et facilitant une surveillance stricte pour prévenir la résistance.

Le CHU-Tengandogo présente des taux élevés de résistance, environ 80%, tandis que Kossodo montre environ 40 à 50% de résistance et 2iE environ 40 à 50%. Ces différences peuvent être attribuées à des facteurs génétiques complexes présents chez les bactéries pathogènes. La résistance à la ceftazidime est souvent liée à la surproduction de pompes à efflux, résultant de mutations dans les gènes régulateurs. Ces pompes expulsent l'antibiotique hors des cellules bactériennes, réduisant ainsi son efficacité. De plus, la résistance peut impliquer une augmentation de l'expression de la β -lactamase AmpC, facilitée par des mutations dans les gènes *ampC*, *ampD* et *dacB*, permettant aux bactéries de dégrader plus efficacement la ceftazidime. Certaines mutations peuvent également entraîner la perte de gènes impliqués dans la synthèse des lipopolysaccharides, contribuant ainsi à la résistance. Ces mécanismes peuvent agir en synergie, rendant la résistance plus complexe et modérée par rapport à d'autres antibiotiques, mais pas totalement inefficace (Xiao et al., 2023).

V.3. Indice MAR par isolat

La figure 24 ci-dessous représente les indices MAR par isolats des différentes stations d'épuration.

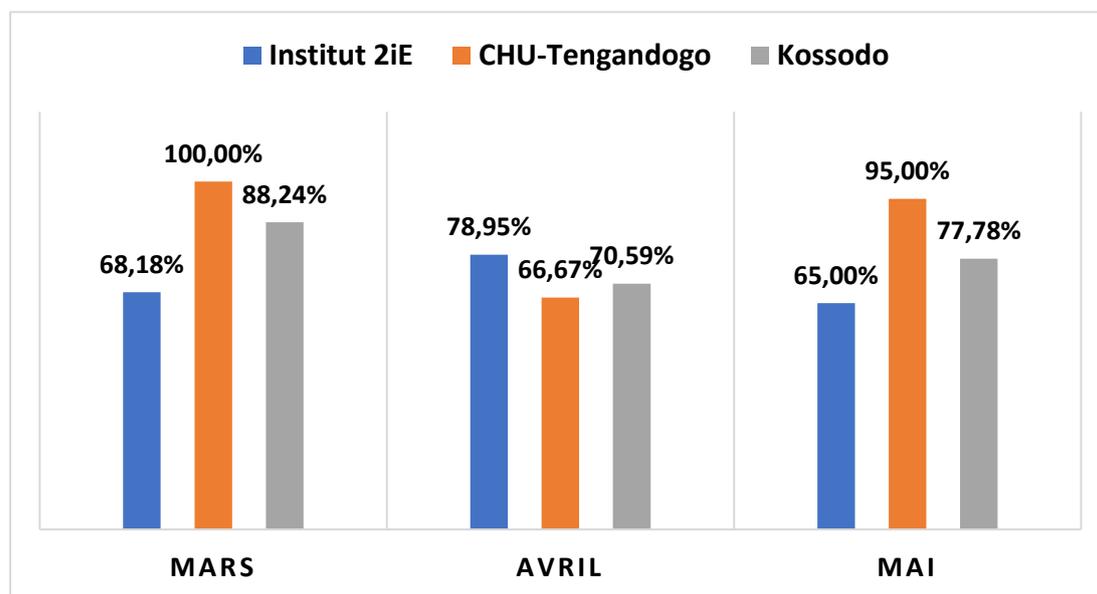


Figure 23: Indice MAR par isolat

La STEP de Tengandogo présente un indice MAR maximal par isolat (100%), indiquant une résistance très élevée parmi les isolats bactériens. En avril, l'indice MAR du CHU-T montre une légère baisse, mais les trois sites montrent des indices MAR élevés, avec 2iE en tête. En avril, on observe une augmentation notable de l'indice MAR à CHU-Tengandogo (95%), ce qui suggère une résurgence de la résistance. Ceci peut être dû au fait que les eaux usées hospitalières rejettent des bactéries pathogènes, porteuses de déterminants de la résistance (A et al., 2020). La station d'épuration de Kossodo suit avec un indice global par isolat presque aussi élevé que celui du CHU-T. Cette situation peut s'expliquer par le fait que, en plus des eaux provenant des brasseries, elle reçoit également les eaux du CHU-Yalgado et des abattoirs. Ces deux sources combinées peuvent favoriser l'émergence de bactéries pathogènes résistantes, car les eaux usées hospitalières contiennent des déterminants de résistance tels que des médicaments expirés ou jetés, ainsi que des traces d'antibiotiques dans les urines des patients après traitement. Les eaux d'abattoirs peuvent également être porteuses de gènes de résistance en raison de l'utilisation intensive

d'antibiotiques dans l'élevage. Le taux élevé d'indice MAR observé dans les isolats au cours des différents mois pourrait également être attribué à une réglementation moins stricte concernant les antibiotiques dans les pays en développement (Da et al., 2023; Ebongue et al., 2015; Tadesse et al., 2017).

V.4. Indice MAR par site

La figure 25 montre les indices MAR pour chaque site pendant les trois mois, comparés à une ligne de référence d'indice MAR de 0,4.

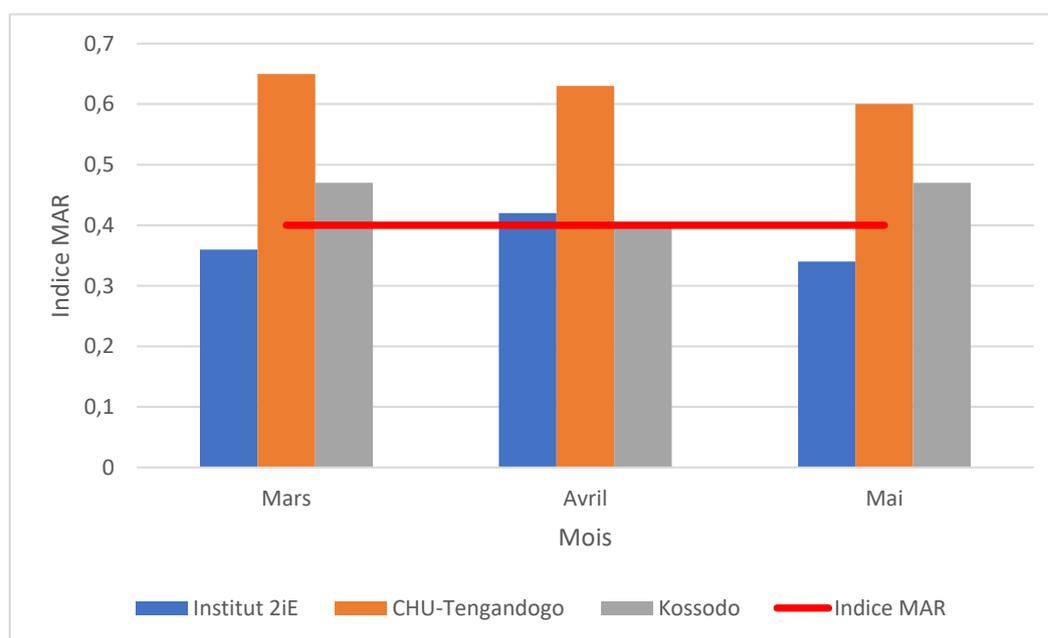


Figure 24: Indice MAR par site

Au cours des trois mois, le CHU-T présente un indice MAR plus élevé que les autres stations, avec des valeurs dépassant 0,6, ce qui peut s'expliquer par une origine de contamination humaine et un risque de contamination très élevé. Cela indique une forte résistance des bactéries à plusieurs antibiotiques. Cette résistance accrue peut être attribuée au fait que les hôpitaux rejettent dans leurs eaux usées des bactéries pathogènes, dont beaucoup peuvent porter des déterminants de résistance. De plus, les traces d'antibiotiques présents dans l'urine, les excréments et les

médicaments périmés ou jetés de manière inappropriée dans les lavabos sont tous dirigés vers les systèmes d'eaux usées (A et al., 2020).

Bien que la station d'épuration de Kossodo reçoit également les eaux usées provenant de l'hôpital de Yalgado et de l'abattoir, elle montre des indices MAR par site bien inférieur à ceux du CHU-T. Ces résultats peuvent être attribués à un effet de dilution par les eaux provenant des brasseries qui ont généralement un pH trop acide ou trop basique en raison des différents processus employés.

La station d'épuration de 2IE montre des indices MAR légèrement inférieurs à 0,4 au cours des mois de Mars et Mai et supérieurs à 0,4 au mois d'avril donc ce qui signifie que l'origine de contamination est humaine et le risque de contamination est faible.

CONCLUSION

Au terme de cette étude, l'analyse des eaux usées de trois stations d'épuration (STEP) - les eaux usées hospitalières de la STEP du CHU-T, la STEP de Kossodo (recevant les eaux d'abattoirs, des brasseries et d'un hôpital et des eaux usées domestiques), et la STEP de l'Institut - a révélé des niveaux préoccupants de bactéries résistantes aux antibiotiques (BRA).

Les résultats de l'indice de multirésistance (MAR) par site et par isolat, ainsi que les taux de résistance et de multirésistance, montrent des variations importantes entre les différents sites : les eaux usées hospitalières présentent un indice MAR plus élevé que celui des deux autres stations, indiquant une forte présence de bactéries multirésistantes. Les bactéries isolées dans cette STEP montrent également un taux élevé de résistance à plusieurs antibiotiques, avec un pourcentage significatif d'isolats présentant une multirésistance particulièrement préoccupante, probablement due à l'usage intensif d'antibiotiques dans les environnements hospitaliers.

La STEP de Kossodo affiche un indice MAR légèrement inférieur à celui des eaux usées hospitalières mais avec un taux de résistance élevé, ce qui reflète les diverses sources d'eaux usées traitées. Elle présente également une présence notable de bactéries multirésistantes, soulignant une pression sélective continue des divers contaminants présents. En revanche, la Step de l'Institut 2iE montre des résultats plus faibles que les deux autres stations (indice MAR, taux de résistance et multirésistance), probablement en raison d'une moindre pression sélective comparée à Kossodo et au CHU-T.

L'identification des familles de bactéries a démontré une prédominance des Enterobacteriaceae dans tous les sites, avec des pourcentages très élevés en mars, avril et mai, ainsi qu'une absence des Hafniaceae en mars et avril, bien qu'elles apparaissent à 5% à Tengandogo en mai, ce qui pourrait être attribué à des conditions environnementales spécifiques. Cette prédominance des Enterobacteriaceae peut s'expliquer par leur présence commune dans les environnements hospitaliers et les eaux usées domestiques, en raison de leur ubiquité dans le tractus intestinal humain et animal, ainsi que de leur capacité à survivre et à proliférer dans divers environnements.

Cette étude met en évidence une présence significative de bactéries multirésistantes dans les eaux usées des trois STEP étudiées, avec des niveaux particulièrement élevés dans les eaux usées hospitalières et celles traitées par la STEP de Kossodo. Les Enterobacteriaceae prédominent largement, suivies par les Morganellaceae, les Yersiniaceae et les Erwiniaceae. La variation des pourcentages de chaque famille bactérienne entre les différents sites souligne l'influence spécifique des sources d'eaux usées sur la dynamique des bactéries résistantes aux antibiotiques. Ces résultats soulignent l'importance de surveiller et de gérer efficacement les bactéries résistantes aux antibiotiques dans les eaux usées pour protéger la santé publique et l'environnement.

RECOMMANDATIONS

À la lumière des résultats obtenus et en vue d'améliorer la gestion des eaux usées et de minimiser l'impact des bactéries antibiorésistantes, nous formulons les recommandations suivantes :

1. Sensibiliser les organismes de santé :

- Informer sur l'importance de surveiller et de gérer de manière adéquate les antibiotiques et les déchets pharmaceutiques.
- Instaurer des programmes de surveillance réguliers afin de mesurer les niveaux de bactéries résistantes et de résidus d'antibiotiques dans les eaux usées.
- Mettre en place un système de collecte et d'élimination sécurisée des déchets pharmaceutiques pour réduire leur entrée dans les eaux usées.

2. Informer la population :

- Sensibiliser sur l'utilisation prudente des antibiotiques et les impacts des bactéries résistantes sur la santé publique et l'environnement.

3. Utiliser un système macrophyte :

- Utiliser une diversité de plantes aquatiques adaptées qui peuvent améliorer l'efficacité de la dégradation biologique et la suppression des bactéries résistantes. Cela peut soutenir une communauté microbienne plus diverse et plus efficace dans l'élimination des BRA. Les différentes espèces de plantes possèdent des capacités variées d'absorption et de dégradation des contaminants, y compris des antibiotiques. Cela peut réduire les concentrations de résidus d'antibiotiques dans les eaux usées, diminuant ainsi la pression sélective et favorisant l'élimination des BRA.

1. Utiliser des post-traitements :

- Recourir à des techniques comme la chloration pour renforcer l'élimination des BRA.

2. Politiques et régulations :

- Établir des normes strictes de décharge pour les effluents traités, spécifiquement en ce qui concerne la présence de bactéries résistantes.
- Développer des politiques nationales pour la gestion des antibiotiques et des déchets pharmaceutiques, incluant des protocoles de surveillance et de réduction.

RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- A, T., T, A., W, D., & Y, A. (2020). Antibiotic Resistance Profile of Bacteria Isolated from Wastewater Systems in Eastern Ethiopia. *Journal of Environmental and Public Health*, 2020. <https://doi.org/10.1155/2020/2796365>
- AGUE, K. (2011). *Résistance aux antimicrobiens*. <https://www.who.int/fr/news-room/fact-sheets/detail/antimicrobial-resistance>
- Al-Gheethi, A. A., Efaq, A. N., Bala, J. D., Norli, I., Abdel-Monem, M. O., & Ab. Kadir, M. O. (2018). Removal of pathogenic bacteria from sewage-treated effluent and biosolids for agricultural purposes. *Applied Water Science*, 8(2), 74. <https://doi.org/10.1007/s13201-018-0698-6>
- Al-Gheethi, E. Ing. A., Noman, E. A., Radin Mohamed, R. M. S., Bala, J. D., & mohd kassim, A. H. (2019). *Qualitative Characterization of Household Greywater in Developing Countries : A Comprehensive Review*. https://doi.org/10.1007/978-3-319-90269-2_1
- Alighardashi, A., Pons, M.-N., & Potier, O. (2008). Présence et devenir des médicaments dans les eaux usées urbaines, une analyse bibliographique. *Revue des sciences de l'eau / Journal of Water Science*, 21(4), 413-426. <https://doi.org/10.7202/019164ar>
- AMR Review. (19/052016). *Home | AMR Review*. <https://amr-review.org/>

- Baran, A., Kwiatkowska, A., & Potocki, L. (2023). Antibiotics and Bacterial Resistance—A Short Story of an Endless Arms Race. *International Journal of Molecular Sciences*, 24(6). <https://doi.org/10.3390/ijms24065777>
- Bengtsson-Palme, J., Kristiansson, E., & Larsson, D. G. J. (2018). Environmental factors influencing the development and spread of antibiotic resistance. *FEMS Microbiology Reviews*, 42(1), fux053. <https://doi.org/10.1093/femsre/fux053>
- Berendonk, T. U., Manaia, C. M., Merlin, C., Fatta-Kassinos, D., Cytryn, E., Walsh, F., Bürgmann, H., Sørum, H., Norström, M., Pons, M.-N., Kreuzinger, N., Huovinen, P., Stefani, S., Schwartz, T., Kisand, V., Baquero, F., & Martinez, J. L. (2015). Tackling antibiotic resistance: The environmental framework. *Nature Reviews. Microbiology*, 13(5), 310-317. <https://doi.org/10.1038/nrmicro3439>
- Christensen, W. B. (1946). Urea Decomposition as a Means of Differentiating Proteus and Paracolon Cultures from Each Other and from Salmonella and Shigella Types. *Journal of Bacteriology*, 52(4), 461-466. <https://doi.org/10.1128/jb.52.4.461-466.1946>
- ClicCours, A. (2020, avril 21). *Cours sur le traitement biologique des eaux usées*. Documents pour tous. <https://www.cliccours.com/cours-sur-le-traitement-biologique-des-eaux-usees/>
- Da, L., Somé, D., Yehouenou, C., Somé, C., Zoungrana, J., Ouédraogo, A.-S., Lienhardt, C., & Poda, A. (2023). État des lieux de la résistance aux antibiotiques en Afrique subsaharienne. *Médecine et Maladies Infectieuses Formation*, 2(1), 3-12. <https://doi.org/10.1016/j.mmifmc.2023.01.003>

- Dembélé, R., Konaté, A., Traoré, O., Kaboré, W. A. D., Soulama, I., Kagambèga, A., Traoré, A. S., Guessenn, N. K., Aidara-Kane, A., Gassama-Sow, A., & Barro, N. (2020). Extended spectrum beta-lactamase and fluoroquinolone resistance genes among *Escherichia coli* and *Salmonella* isolates from children with diarrhea, Burkina Faso. *BMC Pediatrics*, 20. <https://doi.org/10.1186/s12887-020-02342-z>
- Dubois-Brissonnet, F., Dramsi, S., & Guillier, L. (2017). *Dangers microbiologiques alimentaires : Habitats, modes de transmission à l'Homme et expression du pouvoir pathogène*. (p. 7-35).
- Ebongue, C. O., Tsiazok, M. D., Mefo'o, J. P. N., Ngaba, G. P., Beyiha, G., & Adiogo, D. (2015). Evolution de la résistance aux antibiotiques des entérobactéries isolées à l'Hôpital Général de Douala de 2005 à 2012. *The Pan African Medical Journal*, 20, 227. <https://doi.org/10.11604/pamj.2015.20.227.4770>
- F, P., P, P., & A, P. (2015). Antimicrobial resistance : A global multifaceted phenomenon. *Pathogens and Global Health*, 109(7). <https://doi.org/10.1179/2047773215Y.0000000030>
- Faculté de Médecine de Constantine Département de Pharmacie Cours de. (2022). 14. *Enterobacteries* -. <https://www.studocu.com/row/document/universite-de-constantine-3-salah-boubnider/microbiologie/14-enterobacteries/54238432>
- Fernández, L., & Hancock, R. E. W. (2012). Adaptive and mutational resistance : Role of porins and efflux pumps in drug resistance. *Clinical Microbiology Reviews*, 25(4), 661-681. <https://doi.org/10.1128/CMR.00043-12>

Garcia-Armisen, T., Passerat, J., & Anzil, A. (s. d.). *Les bactéries autochtones antibiorésistantes : Occurrence et diversité.*

Giske, C. G., Monnet, D. L., Cars, O., & Carmeli, Y. (2008). Clinical and Economic Impact of Common Multidrug-Resistant Gram-Negative Bacilli. *Antimicrobial Agents and Chemotherapy*, 52(3), 813-821. <https://doi.org/10.1128/AAC.01169-07>

Glassmeyer, S. T., Hinchey, E. K., Boehme, S. E., Daughton, C. G., Ruhoy, I. S., Conerly, O., Daniels, R. L., Lauer, L., McCarthy, M., & Nettesheim, T. G. (2009). Disposal practices for unwanted residential medications in the United States. *Environment international*, 35(3), 566-572.

Goñi-Urriza, M., Pineau, L., Capdepuy, M., Roques, C., Caumette, P., & Quentin, C. (2000). Antimicrobial resistance of mesophilic *Aeromonas* spp. Isolated from two European rivers. *The Journal of Antimicrobial Chemotherapy*, 46(2), 297-301. <https://doi.org/10.1093/jac/46.2.297>

Hawkey, P. M. (1998). The origins and molecular basis of antibiotic resistance. *BMJ: British Medical Journal*, 317(7159), 657-660.

<https://www.antibiotique.eu/leur-fonctionnement.html>. (s. d.). *Le fonctionnement des bactéries.* Les Antibiotiques. Consulté 7 juillet 2024, à l'adresse <http://www.antibiotique.eu/leur-fonctionnement.html>

Ikenoue, C., Matsui, M., Inamine, Y., Yoneoka, D., Sugai, M., Suzuki, S., Matsui, M., Suzuki, S., Takahashi, Y., Kamitaka, N., Takahashi, S., Kanno, N., Ishi, T., Shimada, R., Takahashi,

- H., Ogawa, M., Kikuchi, K., Ueno, H., Tomari, K., ... the Antimicrobial-Resistant Bacteria Research Group of Public Health Institutes (AMR-RG-PHI). (2024). The importance of meropenem resistance, rather than imipenem resistance, in defining carbapenem-resistant Enterobacterales for public health surveillance : An analysis of national population-based surveillance. *BMC Infectious Diseases*, 24(1), 209. <https://doi.org/10.1186/s12879-024-09107-4>
- Inserm. (2018). *Résistance aux antibiotiques · Inserm, La science pour la santé*. Inserm. <https://www.inserm.fr/dossier/resistance-antibiotiques/>
- Iredell, J., Brown, J., & Tagg, K. (2016). Antibiotic resistance in Enterobacteriaceae : Mechanisms and clinical implications. *BMJ (Clinical Research Ed.)*, 352, h6420. <https://doi.org/10.1136/bmj.h6420>
- Islam, K., Sime, F. B., Wallis, S. C., Bauer, M. J., Forde, B. M., Harris, P., Shirin, T., Habib, Z. H., Flora, M. S., & Roberts, J. A. (2022). Pharmacodynamic evaluation of piperacillin/tazobactam versus meropenem against extended-spectrum β -lactamase-producing and non-producing *Escherichia coli* clinical isolates in a hollow-fibre infection model. *Journal of Antimicrobial Chemotherapy*, 77(9), 2448-2455. <https://doi.org/10.1093/jac/dkac186>
- Kaboré, S., Millogo, T., Soubeiga, J. K., Lanou, H., Bicaba, B., & Kouanda, S. (2020). Prevalence and risk factors for overweight and obesity : A cross-sectional countrywide study in Burkina Faso. *BMJ Open*, 10(11), e032953. <https://doi.org/10.1136/bmjopen-2019-032953>

- Karami, N., Hannoun, C., Adlerberth, I., & Wold, A. E. (2008). Colonization dynamics of ampicillin-resistant *Escherichia coli* in the infantile colonic microbiota. *Journal of Antimicrobial Chemotherapy*, 62(4), 703-708. <https://doi.org/10.1093/jac/dkn263>
- Konate, Y., Maiga, A. H., Wethe, J., Basset, D., Casellas, C., & Picot, B. (2010). Sludge accumulation in an anaerobic pond and viability of helminth eggs : A case study in Burkina Faso. *Water Science and Technology: A Journal of the International Association on Water Pollution Research*, 61(4), 919-925. <https://doi.org/10.2166/wst.2010.959>
- Kovacs, N. (1956). Identification of *Pseudomonas pyocyanea* by the Oxidase Reaction. *Nature*, 178(4535), 703-703. <https://doi.org/10.1038/178703a0>
- Kumar, A., & Schweizer, H. P. (2005). Bacterial resistance to antibiotics : Active efflux and reduced uptake. *Advanced Drug Delivery Reviews*, 57(10), 1486-1513. <https://doi.org/10.1016/j.addr.2005.04.004>
- Maamar, B., Messadi, A. A., & Thabet, L. (2019). Profil moléculaire et résistance aux antibiotiques des entérobactéries productrices de carbapénèmases chez le brûlé. *Annals of Burns and Fire Disasters*, 32(3), 203-209.
- Macconkey, A. (1905). Lactose-Fermenting Bacteria in Faeces. *The Journal of Hygiene*, 5(3), 333-379. <https://doi.org/10.1017/s002217240000259x>
- Munir, M., & Xagorarakis, I. (2011). Levels of Antibiotic Resistance Genes in Manure, Biosolids, and Fertilized Soil. *Journal of environmental quality*, 40, 248-255. <https://doi.org/10.2134/jeq2010.0209>

- Njeru, J., Odero, J., Chebore, S., Ndung'u, M., Tanui, E., Wesangula, E., Ndanyi, R., Githii, S., Gunturu, R., Mwangi, W., Mutonga, D., Dahourou, A., & Thaiyah, A. (2023). Development, roll-out and implementation of an antimicrobial resistance training curriculum harmonizes delivery of in-service training to healthcare workers in Kenya. *Frontiers in Microbiology, 14*. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2023.1142622>
- Okoye, C. O., Nyaruaba, R., Ita, R. E., Okon, S. U., Addey, C. I., Ebido, C. C., Opabunmi, A. O., Okeke, E. S., & Chukwudozie, K. I. (2022). Antibiotic resistance in the aquatic environment : Analytical techniques and interactive impact of emerging contaminants. *Environmental Toxicology and Pharmacology, 96*, 103995. <https://doi.org/10.1016/j.etap.2022.103995>
- Opatowski, M. (2020). *Résistance bactérienne aux antibiotiques, apport du système national des données de santé*.
- Pilet-Nayel, M.-L., Moury, B., Caffier, V., Montarry, J., Kerlan, M.-C., Fournet, S., Durel, C.-E., & Delourme, R. (2017). Quantitative Resistance to Plant Pathogens in Pyramiding Strategies for Durable Crop Protection. *Frontiers in Plant Science, 8*, 1838. <https://doi.org/10.3389/fpls.2017.01838>
- Rodier, J., Legube, B., & Merlet, N. (2016). 4 • Bactéries indicatrices de contamination et d'efficacité de traitement. *Technique et ingenierie, 10*, 595-627.
- Savadogo. (2018). (11) *Ouango Maurice Savadogo*. ResearchGate. <https://www.researchgate.net/profile/Ouango-Savadogo>

- Sawadogo, B., Kone, M., Yamma, R., Nonet, S., Walhain, P., Kabore, R., Sanou, T., Nana, T., Ouedraogo, A., & Yonli, A. (2021). Evaluation of the Purification Performance of the Kossodo Wastewater Treatment Plant in Ouagadougou. *Journal of Environmental Protection*, *12*, 1128-1143. <https://doi.org/10.4236/jep.2021.1212066>
- Shankar, P. R. (2014). Antimicrobial Resistance : Global Report on Surveillance. *Australasian Medical Journal*, *7*, 237.
- Shankar, P. R. (2016). Book review : Tackling drug-resistant infections globally. *Archives of Pharmacy Practice*, *7*, 110-111. <https://doi.org/10.4103/2045-080X.186181>
- Sulkin, S., & Willett, J. C. (1940). A triple sugar-ferrous sulfate medium for use in identification of enteric organisms. *Journal of Laboratory and Clinical Medicine*. <https://www.semanticscholar.org/paper/A-triple-sugar-ferrous-sulfate-medium-for-use-in-of-Sulkin-Willett/5846c09e1031c5b94aae8b1445ea79b2cfba3a4e>
- Tadesse, B., Ashley, E., Ongarello, S., Havumaki, J., Wijegoonewardena, M., González, I., & Dittrich, S. (2017). Antimicrobial resistance in Africa : A systematic review. *BMC Infectious Diseases*, *17*, 616. <https://doi.org/10.1186/s12879-017-2713-1>
- Tang, K. W. K., Millar, B. C., & Moore, J. E. (2023). Antimicrobial Resistance (AMR). *British Journal of Biomedical Science*, *80*, 11387. <https://doi.org/10.3389/bjbs.2023.11387>
- Tankeshwar, A. (2012, décembre 29). *Urease Test : Principle, Procedure, Results • Microbe Online*. Microbe Online. <https://microbeonline.com/urease-test-principle-procedure-interpretation-and-urease-positive-organsims/>

- Tankeshwar, A. (2013a, mai 17). *Citrate Utilization Test : Principle, Procedure, Results* • *Microbe Online*. Microbe Online. <https://microbeonline.com/citrate-utilization-test/>
- Tankeshwar, A. (2013b, juillet 16). *Triple Sugar Iron (TSI) Agar : Principle, Results, and Interpretation*. Microbe Online. <https://microbeonline.com/triple-sugar-iron-agar-tsi-principle-procedure-and-interpretation/>
- Tankeshwar, A. (2014, janvier 24). *Methyl Red (MR) Test : Principle, Procedure, and Results* • *Microbe Online*. Microbe Online. <https://microbeonline.com/methyl-red-mr-test-principle-procedure-results/>
- Tankeshwar, A. (2015, octobre 19). *Tests for Bacterial Motility : Procedure, Results* • *Microbe Online*. Microbe Online. <https://microbeonline.com/tests-bacterial-motility-procedure-results/>
- Tchobanoglous, G., Burton, F. L., Metcalf, & Stensel, H. (2002). *Wastewater Engineering : Treatment and Reuse*. <https://www.semanticscholar.org/paper/Wastewater-Engineering%3A-Treatment-and-Reuse-Tchobanoglous-Burton/f4b83189b475ec53a85ff99be51b7c3ac93c846d?sort=relevance&pdf=true>
- Wang, L. K., Wang, M.-H. S., Hung, Y.-T., Shamma, N. K., & Chen, J. P. (Éds.). (2017). *Handbook of Advanced Industrial and Hazardous Wastes Management*. CRC Press. <https://doi.org/10.1201/9781315117423>
- Watkinson, A. J., Murby, E. J., & Costanzo, S. D. (2007). Removal of antibiotics in conventional and advanced wastewater treatment: Implications for environmental discharge and

wastewater recycling. *Water Research*, 41(18), 4164-4176.

<https://doi.org/10.1016/j.watres.2007.04.005>

Wikimémories. (2019). *Caractéristique des eaux usées et qualité microbiologique*.

[https://wikimemoires.net/2019/12/caracteristique-des-eaux-usees-et-qualite-](https://wikimemoires.net/2019/12/caracteristique-des-eaux-usees-et-qualite-microbiologique/)

[microbiologique/](https://wikimemoires.net/2019/12/caracteristique-des-eaux-usees-et-qualite-microbiologique/)

Xiao, S., Fu, Q., Miao, Y., Zhao, M., Lu, S., Xu, J., & Zhao, W. (2023). Clinical efficacy and drug

resistance of ceftazidime-avibactam in the treatment of Carbapenem-resistant gram-

negative bacilli infection. *Frontiers in Microbiology*, 14.

<https://doi.org/10.3389/fmicb.2023.1198926>

Zhang et al. (2007; 195:1194–202). (2008). *The Journal of Infectious Diseases*, 197(9), 1354.

<https://doi.org/10.1086/587876>

ANNEXES

Annexe 1 : Paramètres in situ

	Kossodo					
	Mars		Avril		Mai	
	EB	ET	EB	ET	EB	ET
Ph	7,96	8,09	7,21	8,22	8,25	8,18
Oxygène dissous (mg/l)	4,19	2,56	0,28	1,42	1,39	3,42
Conductivité (mS/cm)	4,89	2,80	3,53	4,45	3,72	4,12
Turbidité (NTU)	4710,00	1360,00	618,00	1050,00	110,00	197,00

	CHU-Tengandogo					
	Mars		Avril		Mai	
	EB	ET	EB	ET	EB	ET
Ph	6,89	9,21	10,45	7,07	7,11	9,61
Oxygène dissous (mg/l)	1,48	8,90	7,39	2,24	/	/
Conductivité (mS/cm)	859,00	395,50	867,00	1100,00	1395,00	639,00
Turbidité (NTU)	26,00	20,80	24,60	18,90	12,86	30,70

	Institut 2iE					
	Mars		Avril		Mai	
	EB	ET	EB	ET	EB	ET
Ph	7,07	7,40	7,16	7,46	7,71	7,10
Oxygène dissous (mg/l)	0,69	1,46	4,33	4,36	8,84	8,46
Conductivité (mS/cm)	1399,00	1402,00	1317,00	1194,00	913,00	1052,00
Turbidité (NTU)	107,00	34,90	141,00	42,30	46,50	81,20

Annexe 2 : paramètres chimiques

	Kossodo					
	Mars		Avril		Mai	
	EB	ET	EB	ET	EB	ET
PO_4^{3-} (mg/L)	706,56	19,33	4,40	1,90	0,00	0,00
NO_3^- (mg/L)	28,00	15,00	58,00	80,00	47,00	23,00
NO_2^- (mg/L)	0,17	0,10	0,73	17,39	0,03	0,01
SO_4^{2-} (mg/L)	0,00	2,50	0,00	12,50	0,00	1,00
NH_4^+ (mg/L)	0,00	0,00	22,00	36,00	23,00	37,00

	CHU-Tengandogo					
	Mars		Avril		Mai	
	EB	ET	EB	ET	EB	ET
PO_4^{3-} (mg/L)	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
NO_3^- (mg/L)	9,50	12,70	7,90	5,10	1,20	11,50
NO_2^- (mg/L)	0,08	3,64	0,08	0,78	0,02	0,02
SO_4^{2-} (mg/L)	17,00	11,00	22,00	19,00	0,00	1,00
NH_4^+ (mg/L)	134,00	1,88	12,00	2,00	137,00	17,00

	Institut 2iE					
	Mars		Avril		Mai	
	EB	ET	EB	ET	EB	ET
PO_4^{3-} (mg/L)	0,00	0,00	7,20	0,00	0,00	0,30
NO_3^- (mg/L)	12,00	6,50	5,80	6,40	5,90	5,10
NO_2^- (mg/L)	0,10	0,06	0,06	0,07	0,09	0,58
SO_4^{2-} (mg/L)	12,00	4,00	1,00	11,00	23,00	7,00
NH_4^+ (mg/L)	49,00	36,00	30,00	28,00	21,00	19,00

Annexe 3 : Paramètres organique

	Kossodo					
	Mars		Avril		Mai	
	EB	ET	EB	ET	EB	ET
MES (mg/L)	2932,50	182,50	45,00	30,00	220,00	340,00
DBO5 (mg/L)	1172,50	152,00	1172,50	174,50	628,50	78,90
DCO (mg/L)	4140,00	1780,00	1490,00	986,00	1054,00	384,00

	CHU-Tengandogo					
	Mars		Avril		Mai	
	EB	ET	EB	ET	EB	ET
MES (mg/L)	38,33	42,92			140,00	35,00
DBO5 (mg/L)	155,45	42,25	141,00	39,40		
DCO (mg/L)	193,20	117,00	282,00	209,00	104,00	97,00

	Institut 2iE					
	Mars		Avril		Mai	
	EB	ET	EB	ET	EB	ET
MES (mg/L)	180,00	297,50				60,00
DBO5 (mg/L)	268,50	70,40	226,00	59,15	205,00	47,90
DCO (mg/L)	432,00	93,80	396,00	312,00	401,00	233,00

Annexes 4 : Paramètres microbiologiques

	Kossodo					
	Mars		Avril		Mai	
	EB	ET	EB	ET	EB	ET
e.coli (UFC/100mL)	1,00E+07	5,15E+04	1,49E+07	1,50E+03	7,80E+07	4,20E+03
CF (UFC/100mL)	2,31E+07	1,73E+05	4,20E+07	2,00E+05	1,02E+08	1,40E+06
CT (UFC/100mL)	1,27E+07	2,12E+05	3,70E+07	2,40E+05	1,05E+08	1,80E+06
SF (UFC/100mL)	2,20E+06	1,10E+04	2,60E+07	9,60E+03	2,98E+06	2,70E+04

	CHU-Tengandogo					
	Mars		Avril		Mai	
	EB	ET	EB	ET	EB	ET
e.coli (UFC/100mL)	1,81E+07	0,00E+00	3,30E+07	1,00E+00	5,60E+06	2,00E+01
CF (UFC/100mL)	3,79E+07	1,00E+03	6,50E+07	7,67E+00	2,13E+07	1,50E+03
CT (UFC/100mL)	8,30E+07	6,30E+03	1,07E+08	5,77E+01	4,50E+07	6,90E+03
SF (UFC/100mL)	4,60E+05	2,00E+01	1,81E+06	7,55E+01	1,27E+06	4,30E+02

	Institut 2iE					
	Mars		Avril		Mai	
	EB	ET	EB	ET	EB	ET
e.coli (UFC/100mL)	2,30E+06	6,00E+03	3,20E+07	9,82E+04	7,18E+06	1,34E+05
CF (UFC/100mL)	3,90E+06	4,30E+04	5,40E+07	6,20E+05	1,21E+07	9,55E+05
CT (UFC/100mL)	1,25E+07	9,82E+04	7,40E+07	7,60E+05	2,60E+07	1,29E+06
SF (UFC/100mL)	6,20E+06	2,00E+03	5,82E+06	3,40E+04	7,91E+06	8,10E+04

Annexe 5 : Pourcentage des familles des bactéries

Familles	Mars		
	Kossodo	Institut 2iE	Tengandogo
Enterobacteriaceae	47,06%	50,00%	83,33%
Morganellaceae	41,18%	13,64%	5,56%
Hafniaceae	0,00%	0,00%	0,00%
Yersiniaceae	5,88%	31,82%	0,00%
Erwiniaceae	5,88%	4,55%	11,11%

Familles	Avril		
	Kossodo	Institut 2iE	Tengandogo
Enterobacteriaceae	75,00%	73,68%	66,67%
Morganellaceae	0,00%	10,53%	0,00%
Hafniaceae	0,00%	0,00%	0,00%
Yersiniaceae	6,25%	0,00%	8,33%
Erwiniaceae	18,75%	15,79%	25,00%

Familles	Mai		
	Kossodo	Institut 2iE	Tengandogo
Enterobacteriaceae	88,89%	85,00%	60,00%
Morganellaceae	0,00%	10,00%	0,00%
Hafniaceae	0,00%	0,00%	5,00%
Yersiniaceae	0,00%	5,00%	25,00%
Erwiniaceae	11,11%	0,00%	10,00%

Annexe 6 : Multirésistances des Bactéries

Multirésistance d'Institut 2iE														
	Nbre d'antibiotiques	0	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
Pourcentage (%)	Mars	0,00 %	13,64 %	18,18 %	4,55%	4,55%	18,18 %	27,27 %	9,09%	4,55%	0,00%	0,00 %	0,00 %	0,00%
	Avril	5,26 %	10,53 %	5,26%	10,53 %	15,79 %	10,53 %	10,53 %	5,26%	15,79 %	5,26%	0,00 %	0,00 %	5,26%
	Mai	0,00 %	5,00%	30,00 %	15,00 %	5,00%	10,00 %	20,00 %	15,00 %	0,00%	0,00%	0,00 %	0,00 %	0,00%

Multirésistance du CHU-Tengandogo														
	Nbre d'antibiotiques	0	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
Pourcentage (%)	Mars	0,00 %	0,00%	0,00%	9,52%	0,00%	9,52%	9,52%	14,29 %	23,81 %	9,52%	0,00 %	9,52 %	14,29 %
	Avril	0,00 %	0,00%	0,00%	7,14%	0,00%	0,00%	14,29 %	14,29 %	42,86 %	14,29 %	7,14 %	0,00 %	0,00%
	Mai	0,00 %	5,00%	0,00%	0,00%	10,00 %	10,00 %	5,00%	15,00 %	15,00 %	35,00 %	5,00 %	0,00 %	0,00%

Multirésistance de Kossodo														
	Nbre d'antibiotiques	0	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
Pourcentage (%)	Mars	0,00 %	5,88%	5,88%	0,00%	5,88%	23,53 %	23,53 %	17,65 %	17,65 %	0,00%	0,00 %	0,00 %	0,00%
	Avril	0,00 %	5,88%	23,53 %	5,88%	0,00%	11,76 %	29,41 %	17,65 %	5,88%	0,00%	0,00 %	0,00 %	0,00%
	Mai	0,00 %	0,00%	22,22 %	5,56%	5,56%	22,22 %	11,11 %	5,56%	11,11 %	5,56%	5,56 %	0,00 %	5,56%

Annexe 7 : Indice Mar par site

	Indice Mar Index site			
	Mars	Avril	Mai	Indice
Institut 2iE	0,36	0,42	0,34	0,4
CHU-Tengandogo	0,65	0,63	0,6	0,4
Kossodo	0,47	0,4	0,47	0,4

Annexe 8 : Pourcentage d'indice MAR par isolat

	Mars	Avril	Mai
Institut 2iE	68,18%	78,95%	65,00%
CHU-Tengandogo	100,00%	66,67%	95,00%
Kossodo	88,24%	70,59%	77,78%

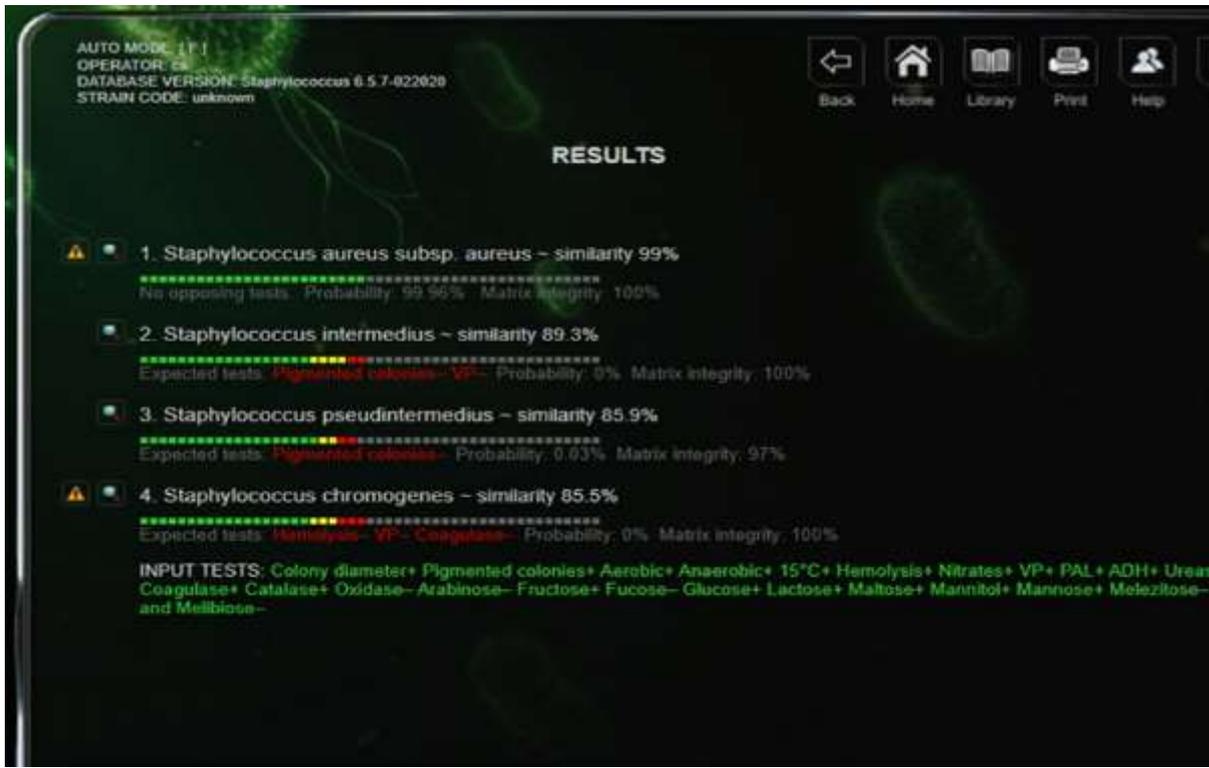
Annexe 9 : Taux de résistance des antibiotiques

Mars	Antibiotiques	AMP	AUG	ATM	FEP	CTX	CAZ	CTR	DOR	ETP	IMP	MRP	TZP
	Institut 2iE	72,73%	50,00%	13,64%	36,36%	13,64%	45,45%	45,45%	9,09%	50,00%	100,00%	0,00%	0,00%
	CHU-Tengandogo	95,24%	52,38%	71,43%	85,71%	66,67%	85,71%	85,71%	28,57%	66,67%	100,00%	19,05%	28,57%
	Kossodo	64,71%	41,18%	52,94%	70,59%	29,41%	64,71%	76,47%	0,00%	70,59%	94,12%	0,00%	0,00%

Avril	Antibiotiques	AMP	AUG	ATM	FEP	CTX	CAZ	CTR	DOR	ETP	IMP	MRP	TZP
	Institut 2iE	78,95%	47,37%	47,37%	47,37%	47,37%	42,11%	57,89%	10,53%	36,84%	78,95%	5,26%	5,26%
	CHU-Tengandogo	92,86%	92,86%	85,71%	85,71%	85,71%	78,57%	92,86%	0,00%	28,57%	100,00%	0,00%	7,14%
	Kossodo	76,47%	23,53%	52,94%	64,71%	41,18%	64,71%	64,71%	0,00%	17,65%	64,71%	0,00%	5,88%

Mai	Antibiotiques	AMP	AUG	ATM	FEP	CTX	CAZ	CTR	DOR	ETP	IMP	MRP	TZP
	Institut 2iE	60,00%	45,00%	35,00%	40,00%	15,00%	20,00%	45,00%	10,00%	35,00%	100,00%	0,00%	0,00%
	CHU-Tengandogo	95,00%	70,00%	80,00%	80,00%	75,00%	60,00%	85,00%	25,00%	75,00%	70,00%	0,00%	0,00%
	Kossodo	50,00%	55,56%	50,00%	44,44%	38,89%	44,44%	50,00%	27,78%	72,22%	83,33%	22,22%	22,22%

Annexe 10 : site d'identification des Bactéries ABIS



Annexe 11 : Points de Prélèvement



Figure 26 : Arrivée eaux usées Kossodo



Figure 25 : Sortie Bassin Maturation Kossodo



Figure 28 : Arrivée eaux usées Tengandogo



Figure 27 : Sortie Bassin Maturation Tengandogo



Figure 30 : Arrivée eaux usées 2IE



Figure 29 : Sortie bassin Maturation 2IE

Annexe 12 : Résultats des tests d'identification et antibiogramme



Figure 33 Antibiogramme



Figure 32 Urea Broth test (gauche : négatif, droite : positif)

Figure 31 : Test de motilité



Figure 35 Simon citrate test



Figure 34 SS Agar test



Figure 37 Test positif d'indole



Figure 36 Test de Methyle red (gauche: positif, droite: négative)