

UNIVERSITE DE YAOUNDE I

CENTRE DE RECHERCHE ET DE
FORMATION DOCTORALE EN SCIENCE
DE LA SANTE ET DE L'ENVIRONNEMENT

FACULTE DES SCIENCES

DEPARTEMENT DE MICROBIOLOGIE



UNIVERSITY OF YAOUNDE I

CENTER OF RESEARCH AND
TRAINING GRADUATE STUDIES IN
LIFE, HEALTH AND ENVIRONMENTAL
STUDY

FACULTY OF SCIENCES

DEPARTMENT OF MICROBIOLOGY

LABORATOIRE DE MICROBIOLOGIE

LABORATORY OF MICROBIOLOGY

**Caractérisation de quelques bactéries résistantes
aux antibiotiques présentes dans les poissons
d'eaux douces commercialisés dans la ville de
Yaoundé**

Mémoire présenté en vue de l'obtention du diplôme de Master en Microbiologie

Option : Microbiologie Alimentaire et Industrielle

Par :

OYONO Victoire Erica Laure

Matricule : 19B2064

Licenciée ès- Sciences

Sous la direction de :

ESSIA NGANG Jean Justin

Professeur, UY1



ANNEE ACADEMIQUE : 2024-2025

UNIVERSITE DE YAOUNDE I

CENTRE DE RECHERCHE ET DE
FORMATION DOCTORALE EN SCIENCE
DE LA SANTE ET DE L'ENVIRONNEMENT

FACULTE DES SCIENCES

DEPARTEMENT DE MICROBIOLOGIE



UNIVERSITY OF YAOUNDE I

CENTER OF RESEARCH AND
TRAINING GRADUATE STUDIES IN
LIFE, HEALTH AND ENVIRONMENTAL
STUDY

FACULTY OF SCIENCES

DEPARTMENT OF MICROBIOLOGY

LABORATOIRE DE MICROBIOLOGIE

LABORATORY OF MICROBIOLOGY

**Caractérisation de quelques bactéries résistantes
aux antibiotiques présentes dans les poissons
d'eaux douces commercialisés dans la ville de
Yaoundé**

Mémoire présenté en vue de l'obtention du diplôme de Master en Microbiologie
Option : Microbiologie Alimentaire et Industrielle

Par :

OYONO Victoire Erica Laure

Matricule : 19B2064

Licenciée ès- Sciences

Sous la direction de :

ESSIA NGANG Jean Justin

Professeur, UY1

ANNEE ACADEMIQUE : 2024-2025

DEDICACE

À

Mes parents, OYONO ESSAMA Gaston et DANG MBALLA Chantal Michèle.

REMERCIEMENT

Je remercie du plus profond de mon cœur le Dieu Tout-Puissant qui m'a donné la grâce, l'intelligence et la force nécessaires pour la rédaction de ce mémoire. Mes remerciements vont à l'endroit de plusieurs personnes, qui de près ou de loin ont participé à la réalisation de ce travail.

Je pense particulièrement :

- ❖ Au **Pr. Jean Justin ESSIA NGANG**, Chef du Département de Microbiologie pour m'avoir donné une chance en acceptant de diriger ce travail.
- ❖ Au **Dr. NKOUDOU ZE Nardis** de m'avoir suivi, guidé et soutenu tout au long de ce travail.
- ❖ À **Monsieur BEBINE Olivier** pour sa patience envers moi dans mon processus d'apprentissage, pour m'avoir tenu la main et guidé mes pas dans mon initiation à la recherche.
- ❖ Au président et aux membres du jury qui ont bien voulu consacrer de leur précieux temps pour apporter des critiques constructives à ce travail.
- ❖ À l'ensemble de la 8ème promotion de Microbiologie option Microbiologie Alimentaire et Industrielle pour la joie et la bonne humeur procurées.
- ❖ À mes parents **OYONO ESSAMA Gaston** et **DANG MBALLA Chantal Michèle** pour le soutien financier, moral, les encouragements et la confiance placée en moi.
- ❖ À mon grand frère chéri **MEKA David Rodrigue** pour son soutien financier et psychologique.
- ❖ À mes mamans **OWONO Jacqueline** et **DANG. Colette**
- ❖ À **MBALLA ONGOLO Karl**
- ❖ À **FOTUE Constant** pour ton soutien moral, les encouragements et ta patience.
- ❖ À mon binôme **TAME Wilfried** pour l'entre-aide et la bonne humeur.
- ❖ À **YAP Liza** pour son aide et sa patience au laboratoire.
- ❖ À tous ceux dont les noms n'ont pas été cités et qui ont participé à ma formation, je vous adresse mes sincères remerciements.

TABLE DES MATIERES

DEDICACE	i
REMERCIEMENTSDEDICACE	i
REMERCIEMENT	ii
LISTE DES ABBREVIATIONS	v
LISTE DES TABLEAUX	vi
LISTE DES FIGURES.....	vii
RESUME	viii
ABSTRACT	ix
INTRODUCTION	1
CHAPITRE I : REVUE DE LA LITTERATURE	3
I.1.1. Description des poissons d'élevage au Cameroun	3
I.1.2. Valeur socio-économique de la pisciculture au Cameroun	6
I.1.3. Problèmes rencontrés dans la pisciculture au Cameroun	7
I.1.4. Risques liés à la flore bactérienne présente dans les produits de pêche	7
I.1.5. Méthodes d'analyse des communautés bactériennes.....	9
I.2. Résistance aux antibiotiques dans la filière piscicole	10
I.3. Résistance bactérienne aux antibiotiques	11
I.3.1. Mécanismes de résistance aux antibiotiques	13
I.4. Méthodes d'analyse d'antibiorésistance	14
I.4.1. Méthodes phénotypiques	14
I.4.2. Méthodes génotypiques	15
CHAPITRE II: MATERIEL ET METHODES	16
II.1. Matériel	15
II.1.1. Matériel biologique	15
II.1.2. Milieux de cultures et réactifs	17
II.2. Méthodes	17
II.2.1. Enquêtes	17
II.2.3. Détermination des fréquences d'entérobactéries résistantes aux antibiotiques	18

II.2.3. Détermination du profil de résistance des isolats.....	20
CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION	22
III.1. RESULTATS	20
III.1.1. Pratiques de pisciculture	20
III.1.2 Flores microbiennes et fréquences d'entérobactéries résistantes dans les échantillons de poisson des différents sites	21
III.1.2. Caractéristiques des isolats	27
III.1.3 Profil de résistance aux antibiotiques	32
III.2. Discussion	35
CONCLUSION, RECOMMANDATIONS ET PERSPECTIVES	36
REFERENCESCONCLUSION, RECOMMANDATIONS ET PERSPECTIVES.....	36
REFERENCES	36
ANNEXESREFERENCES	36
ANNEXES.....	36
ANNEXES.....	36

LISTE DES ABBREVIATIONS

ACIA	: Agence Canadienne d'Inspection des Aliments
CLSI	: Clinical and Laboratory Standards Institute
CMI	: Concentration Minimale Inhibitrice
EUCAST	: European Committee on Antimicrobial Susceptibility Testing
FAO	: Organisation pour l'Alimentation et l'Agriculture
FMAT	: Flore Mésophile Aérobie Totale
GLASS	: Global Antimicrobial Resistance Surveillance System
INS	: Institut National de la Statistique au Cameroun
LMR	: Limite Maximale de Résidus
MINEPIA	: Ministère de l'Elevage des Pêches et Industries Animales
PCR	: Polymerase Chain Reaction
RAM	: Résistance Aux Antimicrobiens
TIAC	: Toxi-Infection Alimentaire Collective
UFC	: Unité Formant Colonie

LISTE DES TABLEAUX

Tableau I : Caractéristiques du tilapia du Nil:	4
Tableau II : Caractéristiques du poisson-chat africain (<i>Clarias gariepinus</i>).....	5
Tableau III : Caractéristiques de la carpe commune	6
Tableau IV : Indications, temps d'attente et LMR des antibiotiques utilisés chez les poissons	11
Tableau V : Description des différents sites d'échantillonnage de poisson.:.....	16
Tableau VI : Caractéristiques des antibiotiques utilisés.	20
Tableau VII : Fréquences des réponses chez les pisciculteurs en fonction des pratiques d'élevage (N=10).....	20
Tableau VIII : Flores microbiennes et fréquences d'entérobactéries résistantes dans les échantillons de poisson de Biyem-Assi.....	21
Tableau IX : Flores microbiennes et fréquences d'entérobactéries résistantes dans les échantillons de poisson de Barrière.....	22
Tableau X : Flores microbiennes et fréquences d'entérobactéries résistantes dans les échantillons de poisson de Damas.....	23
Tableau XI : Flores microbiennes et fréquences d'entérobactéries résistantes dans les échantillons de poisson de Nkoabang.	23
Tableau XII : Flores microbiennes et fréquences d'entérobactéries résistantes dans les échantillons de poisson d'Odza.....	24
Tableau XIII : Charge moyenne (Log UFC/g) de la flore mésophile aérobie totale et d'entérobactéries dans les différents échantillons	26
Tableau XIV : Caractéristiques macroscopiques des colonies sur MacConkey.....	28
Tableau XV : Résultats de la coloration de Gram, de l'état frais et du test à la catalase.....	29
Tableau XVI : Identification des isolats à travers la galerie API 20E.	31
Tableau XVII : Profil de résistance des isolats BO1 BO3 et DO1 vis-à-vis des antibiotiques	34

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : Tilapia du Nil (<i>Oreochromis</i>)	3
Figure 2 : Poisson-chat africain (<i>Clarias gariepinus</i>).....	5
Figure 3 : Carpe commune.	6
Figure 4 : Cibles des antibiotiques et mécanismes de résistance.	13
Figure 5 : Poisson chat africain	15
Figure 5: aspect des colonies sur MacConkey	27
Figure 6 : Antibiogramme de BO1.....	32
Figure 7: Antibiogramme de DO1	33
Figure 8: Antibiogramme de BO3.....	33

RESUME

L'expansion de la pisciculture dans les grandes villes du Cameroun entraîne l'utilisation des antibiotiques (ATB) dans le but de prévenir ou de traiter les infections bactériennes. Cependant son utilisation abusive ou non contrôlée peut contribuer à l'émergence et à la propagation de l'antibiorésistance, un phénomène de santé publique où les bactéries deviennent résistantes aux traitements. Cette étude avait pour objectif d'évaluer la fréquence d'entérobactéries résistantes dans les poissons d'eaux douces élevés et commercialisés dans la ville de Yaoundé. Pour y parvenir, un diagnostic des connaissances et des pratiques des pisciculteurs sur l'utilisation d'ATB a été réalisé. De cette enquête, les échantillons du poisson le plus commercialisé de l'élevage, ont été analysés afin de déterminer les fréquences d'entérobactéries résistantes aux antibiotiques qu'ils contenaient, et de caractériser leur profil de résistance à travers l'évaluation de la sensibilité de ces isolats aux antibiotiques standards. Il ressort de cette étude que la pisciculture dans la ville de Yaoundé se pratique soit dans des étangs naturels, soit dans les bacs en plastique, la Silure (*Clarias gariepinus*) étant le poisson majoritairement élevé dans ces fermes piscicoles. 50 % des pisciculteurs font l'usage d'ATB, notamment de l'Oxytétracycline soit pour prévenir des infections, soit à titre curatif. La fréquence de résistance d'entérobactéries aux antibiotiques est inégalement répartie dans les différents organes du poisson. Elle est respectivement de 2,04% dans les viscères ; contre 1,60% dans les branchies et 1,01% dans le mélange chair-peau. Les isolats obtenus de ces échantillons de poissons, qui s'apparentent aux genres *Salmonella* spp et *Escherichia* spp ont montré une résistance à 89% des antibiotiques testés.

Mots clés : Silure (*Clarias gariepinus*), Entérobactéries, Résistance aux antibiotiques, Pisciculture.

ABSTRACT

The expansion of fish farming in major cities of Cameroon leads to the use of antibiotics (AB) with the aim of preventing or treating bacterial infections. However, its abusive or uncontrolled use can contribute to the emergence and spread of antibiotic resistance, a public health phenomenon where bacteria become resistant to treatments. This study aimed to assess the frequency of resistant enterobacteria in freshwater fish raised and sold in the city of Yaoundé. To achieve this, a survey of fish farmers' knowledge and practices regarding the use of antibiotics was conducted. From this survey, samples of the most commercially farmed fish were analyzed to determine the frequencies of antibiotic-resistant enterobacteria they contained, and to characterize their resistance profile through the evaluation of the sensitivity of these isolates to standard antibiotics. This study shows that fish farming in the city of Yaoundé is carried out either in natural ponds or in plastic tanks, with the catfish (*Clarias gariepinus*) being the fish mostly raised in these fish farms. 50% of fish farmers use antibiotics, notably Oxytetracycline, either to prevent infections or for curative purposes. The frequency of antibiotic resistance in enterobacteria is unevenly distributed across different fish organs. It is 2.04% in the viscera, 1.60% in the gills, and 1.01% in the skin-flesh mixture. Isolates obtained from these fish samples, which belong to the genera *Salmonella* spp. and *Escherichia* spp., showed resistance to 89% of the tested antibiotics.

Keywords: Catfish (*Clarias gariepinus*), Enterobacteria, Antibiotic resistance,

INTRODUCTION

Les aliments d'origine aquatique en général et les poissons en particulier sont essentiels pour une alimentation saine et équilibrée en raison de leurs éléments nutritionnels tels que : les protéines, les vitamines, les minéraux, des acides gras, oméga 3 et des acides aminés essentiels (FAO, 2016). Au Cameroun, le poisson constitue la source de protéines animales la plus accessible (Atangana *et al.*, 2019), avec une consommation moyenne de 10 à 45 kg par habitant et par an (Tambi *et al.*, 2001). Le poisson consommé provient en grande majorité de l'importation estimée à environ 241798 tonnes en 2022 contre 73800 tonnes produites localement la même année (MINEPIA, 2023). Face à cette dépendance du Cameroun à l'importation, le gouvernement, à travers le Plan Intégré d'Import-Substitution Agropastoral et Halieutique (PIISAH), a permis de réduire considérablement ses dépenses passant de plus de 241000 tonnes à une estimation d'environ 112000 tonnes de poissons importés en 2024 (MINEPIA, 2023). Cette politique d'import-substitution concourt à l'expansion de la pisciculture dans les grandes villes du pays où la demande est de plus en plus forte, compte tenu de l'augmentation de leur population.

La croissance de la pisciculture conduit généralement à une augmentation de l'usage d'antibiotiques (ATB) dans le but de booster les rendements et de prévenir ou de traiter des infections bactériennes (Bernardet *et al.*, 2006). Ces antimicrobiens généralement administrés par des bains ou par le biais des aliments médicamenteux peuvent conduire, dans un contexte d'usage non contrôlé et parfois abusif, à l'émergence de résistances aux antimicrobiens (RAM) (Helsens, 2020). Malgré l'existence d'une réglementation imposant des limites d'utilisation d'antibiotiques en pisciculture, plusieurs études s'accordent sur la présence de bactéries résistantes dans ces systèmes (Briet *et al.*, 2018 ; Helsens, 2020). Cette situation est d'autant plus préoccupante que la résistance bactérienne peut être acquise par les humains à travers la manipulation ou la chaîne alimentaire, représentant de fait, un problème de santé publique.

La pisciculture, en pleine expansion au Cameroun, fait face à une utilisation souvent non maîtrisée des antibiotiques, entraînant une préoccupation croissante liée à la résistance bactérienne. Plusieurs études nationales ont déjà mis en évidence ce phénomène. (Djanda *et al.*, 2022) ont signalé à Yaoundé des taux élevés de résistance à l'amoxicilline, la céfixime et la tétracycline chez les bactéries isolées des étangs piscicoles. (Takadong Tsafack *et al.*, 2021) ont également observé, dans le département de la Méfou-et-Afamba, une multirésistance généralisée des isolats avec un indice supérieur à 0,2. À l'échelle continentale, (Moffo *et al.*, 2024) confirment que les bactéries issues des systèmes piscicoles africains présentent une forte

résistance à plusieurs classes d'antibiotiques. Ces travaux démontrent l'ampleur du problème et soulignent l'urgence de renforcer les études locales afin de mieux comprendre et maîtriser la propagation de la résistance dans les fermes piscicoles camerounaises.

Au regard de ce qui précède, l'on est en droit de s'interroger sur les caractéristiques et la prévalence des souches bactériennes résistantes aux ATB qui contaminent les poissons élevés dans les fermes piscicoles de la ville de Yaoundé. De ce questionnement est émise l'hypothèse selon laquelle cette prévalence se situe à plus de 20% de la population d'entérobactéries du poisson. Cette étude a donc pour objectif d'évaluer de la fréquence d'entérobactéries antibiorésistantes dans les poissons élevés dans quelques fermes piscicoles de la ville de Yaoundé. Il s'agira plus spécifiquement de :

- Décrire les connaissances et pratiques des pisciculteurs dans l'utilisation d'ATB
- Évaluer la fréquence des bactéries résistantes à l'Oxytétracycline dans des échantillons de poissons ;
- Évaluer la sensibilité de quelques isolats aux antibiotiques standards.

CHAPITRE I : REVUE DE LA LITTERATURE

I.1. Généralités sur les poissons d’eaux douces

I.1.1. Description des poissons d’élevage au Cameroun

Dans les zones tropicales, les poissons les plus cultivés sont : le tilapia du Nil, le Silure et la carpe commune (Eira Carballo *et al.*, 2008).

I.1.1.1. Le tilapia du Nil

Le groupe des tilapias (*Oreochromis*) est formé par des espèces tropicales de poissons d’eau douce originaires d’Afrique et du Moyen Orient (figure 1). On connaît au moins 77 espèces de tilapia, parmi lesquelles le tilapia du Nil est l’espèce qui se développe le plus rapidement. Les tilapias sont des poissons idéaux pour la polyculture dans des conditions environnementales pauvres et/ou lorsque la gestion de l’étang ne vient pas au premier rang des priorités (Ayoola *et* Idowu, 2020). Le tableau 1 ci-dessous présente les différentes caractéristiques du tilapia du Nil.



Figure 1 : Tilapia du Nil (*Oreochromis*)

Tableau I : Caractéristiques du tilapia du Nil:

Famille	<i>Cichlidae</i>
Traits distinctifs	Corps comprimés littéralement, des écailles cycloïdes, des nageoires caudales avec 7 à 12 lignes verticales sombres bien visibles.
Habitat	Espèce démersale vivant dans les eaux peu profondes entre 14° et 33°C.
Alimentation	Détritus, petits invertébrés et phytoplancton.
Maturité sexuelle	14-20 cm (1-2 ans) dans le milieu sauvage ; plus précoce en captivité (dès l'âge de 5 mois).
Période de frai	Tout au long de l'année si la température est inférieure à 22°C avec des pics induits par une augmentation de la température de l'eau.
Valeur nutritive	Faible en calories, riche en source de protéines, source de vitamines (B3, B6, B12,D), source de sels minéraux (phosphore, sélénium, magnésium, potassium et zinc)

I.1.1.2. Poisson chat africain (Silure)

Le Silure de son nom scientifique *Clarias gariepinus* (figure 2) est une espèce de poisson appréciée en Afrique car possède des valeurs nutritives intéressantes et rentre dans la composition de nombreux plats. Cette espèce de poisson d'eau à tendance carnivore exige un régime alimentaire élevé en protéines (Ayoola *et* Idowu, 2020) Le Silure possède les caractéristiques regroupées dans le tableau II ci-dessous.



Figure 2 : Poisson-chat africain (*Clarias gariepinus*)

Tableau II : Caractéristiques du poisson-chat africain (*Clarias gariepinus*)

Famille	<i>Clariidae</i>
Traits distinctifs	Poisson sans écailles ; peau nue et visqueuse ; grosse tête aplatie.
Habitat	Eaux douces et chaudes avec une prédilection pour une T° allant de 16-30°C.
Alimentation	Alimentation variée allant de petits poissons au phytoplancton de l'étang.
Maturité sexuelle	40-45 cm pour les femelles ; 35-40 cm pour les mâles.
Période de frai	Reproduction saisonnière (beaucoup plus pendant la saison des pluies).
Valeur nutritive	Excellente source de protéines, riche en acides gras polyinsaturés (omégas 3et 6) riche en vitamines (B12 et D) source de sels minéraux (phosphore, calcium, fer, magnésium, potassium et zinc)

I.1.1.3. Carpe commune

La carpe commune de son nom scientifique *Cyprinus carpio* (figure 3) est l'une des espèces de carpes les plus cultivées. C'est un poisson qui ne vit qu'en eau douce, il est robuste et est résistant à la plupart des maladies lorsque les conditions environnementales sont gérées correctement (Hanks,1985).



Figure 3 : Carpe commune.

Tableau III : Caractéristiques de la carpe commune

Famille	<i>Cyprinidés</i>
Traits distinctifs	Poisson à écailles
Habitat	Uniquement en eaux douces
Alimentation	Petites plantes et zooplancton
Maturité sexuelle	22,5cm pour les femelles ; 15,8 cm pour les mâles
Période de frai	Tous les trois mois
Valeur nutritive	Source de protéines, de lipides, riche en vitamines (B12 et D) source de sels minéraux (phosphore, sélénium, magnésium, potassium et zinc)

I.1.2. Valeur socio-économique de la pisciculture au Cameroun

Au Cameroun, le poisson constitue la principale source de protéines pour une bonne partie de la population à cause de son accessibilité avec une consommation moyenne de 10 à 45 kg par habitant et par an (Tambi *et al.*, 2001). Il représente environ 40% de l'apport protéique d'origine animale, 9,5% des besoins totaux pour la couche de la population rurale la moins nantie (Tiogue *et al.*, 2020) et occupe 30% du PIB en étant combiné avec l'élevage et l'agriculture (Djim A *et* Ngana K, 2022). Cependant, la majeure partie du poisson consommé dans le territoire provient de l'importation. Les importations de poissons ont atteint 270.000

tonnes contre 1000 tonnes produits localement le tout pour une demande nationale d'environ 400.000 tonnes en 2013 (MINEPIA, 2015 ; Tomedi, 2015). Face à ce déséquilibre de la balance commerciale, le Gouvernement à encourager l'implantation et l'amélioration de la pisciculture au Cameroun, car il permet de réduire les coûts d'importation, les problèmes de pénuries de poissons et diminuer le taux de chômage pour les jeunes (Djim *et* Ngana, 2022) notamment en créant le Plan Intégré d'Import-Substitution Agropastoral et Halieutique (PIISAH) dont le but est de favoriser la production locale pour remplacer les produits de pêches, d'élevage et d'agriculture importés. C'est ainsi que l'importation de poisson a pu passer d'environ 241000 tonnes en 2022 à environ 11 2000 tonnes en 2024. (MINEPIA, 2023),

I.1.3. Problèmes rencontrés dans la pisciculture au Cameroun

La pisciculture camerounaise fait face à de nombreuses difficultés notamment les contraintes institutionnelles, les contraintes économiques ainsi que les contraintes liées à l'aménagement des étangs :

- ❖ Les contraintes institutionnelles : elles proviennent de la méconnaissance des lois et règles relatives à l'aquaculture, des procédures à suivre pour l'obtention des autorisations pour la création des fermes piscicoles (Tangou, 2009 ; MINEPIA, 2009) ;
- ❖ Les problèmes économiques : les pisciculteurs ne montent pas souvent convenablement leurs projets ce qui fait en sorte que l'accès aux crédits bancaires est difficile (Tangou, 2009) ;
- ❖ Les contraintes liées à l'aménagement des étangs : elles proviennent principalement de l'absence de la main d'œuvre qualifiée ainsi que le caractère pénible des travaux (Tangou, 2009) ;
- ❖ L'absence d'une réelle réglementation concernant l'usage des antibiotiques dans la pisciculture au Cameroun rend leur utilisation pour la prévention et le traitement des infections bactériennes non encadrée (Djim *et* Ngana, 2022).

I.1.4. Risques liés à la flore bactérienne présente dans les produits de pêche

I.1.4.1. Consommation

La consommation des produits piscicoles peut souvent être sujette à différents types de dangers : le danger physique, chimique et biologique. Notons que les plus préoccupants sont

les dangers biologiques car les protozoaires, les bactéries et les virus peuvent provoquer des maladies d'origines alimentaires telles que des gastro-entérites aiguës avec vomissements, les pertes d'appétit, les diarrhées, les nausées ainsi que des crampes abdominales (C. Lupo *et al.*, 2020).

Cependant, si les souches bactériennes responsables d'infections acquièrent des résistances aux antibiotiques, alors il y a un risque d'échec thérapeutique pouvant mener au décès du patient. Bien que les cas des maladies alimentaires provenant des bactéries antibioresistantes n'ont pas encore été répertoriés dans le domaine piscicole il n'en est pas de même pour les produits alimentaires ayant d'autres origines (Arnaud Briet, 2019) par exemple en 2015, aux États-Unis, 192 personnes ont été infectées par *Salmonella sérotype I* en mangeant de la viande de porc. Ces souches étaient multi résistantes, elles avaient acquis des résistances aux pénicillines (ampicilline), aminosides (streptomycine), tétracyclines (tétracycline), sulfamides (sulfisoxazole) (CDC 2015). Suite à ces infections 30 personnes ont été hospitalisées et aucune mort n'a été déclarée.

I.1.4.2. Communautés bactériennes associées aux denrées issues de la filière piscicole

Les communautés bactériennes issues de la filière piscicole sont variées dépendent de plusieurs facteurs dont les principaux sont externes et internes. Elles se composent de la microflore autochtone du poisson généralement constitué des bactéries Gram négatifs présents dans l'environnement d'élevage (*Aeromonas Pseudomonas* et *Vibrio*) et des bactéries provenant de la contamination externe (souvent liée à la manipulation et à la transformation) (Chen *et al.*, 2016). La microflore autochtone est la cause principale de l'altération du poisson frais même à basse température tant dis que la contamination externe peut induire des bactéries pathogènes d'origine fécale (*Salmonella, E coli*) ou environnementale (*Listéria Clostridium*). (Chiarello *et al.*, 2015 ; Larsen *et al.*, 2013 ; Tarnecki *et al.*, 2016). La vitesse de développement de ces bactéries est influencée par la température et leur prolifération est un facteur clé de la dégradation de la qualité et des risques sanitaires liés à la consommation de produits de la pêche. Afin de s'assurer de la qualité de ces produits des analyses microbiologiques s'avèrent nécessaires.

I.1.4.3. Méthode de récupération de suspension bactérienne partir de la matrice

Tout d'abord, il faudra noter que la méthode de prélèvement est fonction du type de

matrice. Ainsi, il existe plusieurs méthodes en partant du principe selon lequel un poisson en bonne santé contient des tissus aseptiques, l'une des méthodes utilisées pourrait être l'écouvillonnage, l'immersion de l'échantillon dans une solution et son rinçage mécanique ou le stomachage.

- L'écouvillonnage qui consiste à prélever un échantillon grâce à un écouvillon (Chen *et al.*, 2010 ; Muziasari *et al.*, 2017)
 - **Avantage** : facile à mettre en œuvre et ne récupère que les cellules bactériennes ;
 - **Inconvénient** : problème de répétabilité lorsque la quantité de matrice à analyser est importante. (Salo *et al.*, 2000).
- L'immersion de l'échantillon dans une solution et son rinçage mécanique qui consiste à tremper l'échantillon à analyser dans de l'eau salée (0,5g d'échantillon par ml) (Nedoluh *et al.*, 2001 ; Wang *et Silva*, 1999)
 - **Avantage** : permet de récupérer la globalité des bactéries présente sur l'échantillon. Elle est utilisée généralement pour l'analyse des carcasses de poulet (Sarlin *et al.*, 1998) ;
 - **Inconvénient** : limitée à cause de sa répétabilité (Hammack *et al.*, 2004).
- Le stomachage qui consiste à prélever les suspensions bactériennes à partir d'un échantillon grâce à un appareil nommé le stomacheur (Chaillou *et al.*, 2015 ; Macé *et al.*, 2012)
 - **Avantage** : permet une bonne récupération de la communauté bactérienne ;
 - **Inconvénient** : peut détruire l'échantillon.

I.1.5. Méthodes d'analyse des communautés bactériennes

I.1.5.1. Méthodes phénotypiques, microbiologiques et biochimiques

Elles désignent un ensemble de techniques classiques utilisées pour identifier et caractériser les bactéries. Elles reposent sur l'observation des caractéristiques physiques et métaboliques des micro-organismes et non sur leur génome. Elles incluent des tests comme la coloration de Gram (permettant de distinguer les bactéries en fonction de leur paroi cellulaire l'observation de la morphologie des colonies et des cellules au microscope) ainsi qu'une série de tests biochimiques (catalase, oxydase, fermentation des sucres) qui révèlent les capacités de

la bactérie (ACIA, 2023 ; Helsen, 2020). Ces méthodes sont simples et économiques, mais leur efficacité est limitée aux bactéries cultivables en laboratoire et elles sont souvent moins précises que les techniques basées sur l'analyse de l'ADN

I.1.5.2. Méthodes moléculaires

La biologie moléculaire a apporté de nouveaux outils qui permettent l'amélioration de la rapidité de détection, identification et la classification des microorganismes en plus d'établir des relations taxonomiques entre les genres et les espèces apparentées (ACIA., 2023), Elle est généralement subdivisée en plusieurs types : la méthode génotypique (basée sur les modèles de séquençages par l'utilisation de la PCR) la méthode basée sur les techniques protéomiques, et celle basée sur le séquençage entier.

I.2. Résistance aux antibiotiques dans la filière piscicole

La résistance des bactéries aux antibiotiques est un enjeu de santé publique majeur dans la mesure où le transfert de résistances de l'animal à l'homme, la diffusion des gènes de résistance dans l'environnement, ainsi que la présence des résidus d'antibiotiques dans les denrées alimentaires sont des menaces car ils peuvent être responsables des échecs thérapeutiques, une augmentation des dépenses médicales, une prolongation des hospitalisations et une hausse de la mortalité (Acar *et Rostel*, 2001 ; Ungemach *et al.*, 2006).

Les bactéries résistantes aux antibiotiques sont susceptibles d'être contenues dans les produits piscicoles notamment le poisson à cause des techniques d'élevage mais aussi de l'environnement. En pisciculture, les antibiotiques sont généralement utilisés à titre curatif ou préventif. (Bernadet *et al.*, 2006). Cependant, leur usage est soumis à une réglementation stricte en Europe : c'est le cas du règlement CE No 853/2004 qui stipule que la décontamination chimique des denrées alimentaires d'origine animale est interdite, et cette interdiction inclut les substances antibiotiques. Néanmoins, seuls quelques antibiotiques tels que : le Florfénicol, la Fluméquine, l'Acide oxolinique, l'Oxytétracycline et l'association sulfadiazine-triméthoprim possèdent une autorisation de mise sur le marché et peuvent être administrés aux poissons ceci sous la prescription d'un vétérinaire. Ces derniers sont administrés par incorporation dans l'alimentation ceci pour tout le lot à traiter sans distinction entre les malades et les sains. Chaque administration doit respecter un certain temps d'attente permettant de garantir que la matière première ne contient pas de résidus de l'antibiotique administré au-dessus d'une limite légale

appelée « Limite Maximale De Résidus » (LMR). Ce temps est fonction de l'antibiotique comme l'indique le tableau IV (Le Bouquin *et al.*, 2018 ; Helsens, 2021).

Tableau IV : Indications, temps d'attente et LMR des antibiotiques utilisés chez les poissons

Antibiotiques	Indication principale : infections à	Temps d'attente	LMR
Florfénicol	<i>Aeromonas salmonicida</i>	135 degrés-jour	1000 µg/kg
	<i>Flavobacterium psychrophilum</i>		
Fluméquine	<i>Aeromonas salmonicida</i>	02 jours	600 µg/kg
	<i>Yersinia ruckerii</i>		
Acide oxolinique	<i>Vibrio anguillarum</i>	06 jours	100 µg/kg
	<i>Aeromonas salmonicida</i>		
	<i>Yersinia ruckerii</i>		
Oxytétracycline	<i>Lactococcus garvieae</i>	300 degrés-jours	100 µg/kg
	<i>Vibrio anguillarum</i>		
	<i>Aeromonas hydrophila</i>		
Triméthoprime- Sulfadiazine	<i>Aeromonas salmonicida</i>	500 degrés-jours	50 µg/kg
	<i>Yersinia ruckerii</i>		
	<i>Vibrio anguillarum</i>		

LMR : Limite Maximale De Résidus

I.3. Résistance bactérienne aux antibiotiques

Un antibiotique (du grec *anti* : contre, et *biôtikos* : qui concerne la vie) est une substance naturelle ou synthétique qui détruit ou bloque la croissance des bactéries. Il agit par une action au niveau d'une ou de plusieurs étapes métaboliques indispensables à la vie de ces dernières (Dioura, 2007). Les antibiotiques peuvent être bactériostatiques ou bactéricides dans certaines circonstances et à certaines concentrations (Browne *et al.*, 2020).

Un antibiotique doit remplir la double exigence d'être à la fois le plus toxique possible pour la bactérie visée et le moins toxique possible pour l'organisme hébergeant la bactérie (Jehl *et al.*, 2006). Cependant il peut arriver que l'action des antibiotiques sur les bactéries deviennent inefficace : c'est l'antibiorésistance. Cette capacité leur permette ainsi d'entrer en compétition avec les autres bactéries et acquérir un avantage évolutif (Drancourt, 2016). Cette compétence

a été mise en évidence pour la première fois par Sir Alexander Fleming et Selman Waksman. En effet, ils ont observé qu'en cultivant des bactéries avec des concentrations non létales d'antibiotiques (pénicilline et streptomycine) elles avaient acquis une résistance à des concentrations thérapeutiques de ces molécules (Fleming, 1945 ; Waksman, 1952).

La résistance aux antibiotiques peut donc avoir plusieurs origines : native ou acquise.

- ❖ **La résistance native** : c'est celle-là qui est commune aux bactéries du même genre ou de la même espèce. Elle peut être due à une imperméabilité structurelle, à l'absence de cible ou à la production constitutive d'une enzyme comme c'est le cas des bactéries à Gram négatif qui sont constitutivement résistantes à la vancomycine, du fait de la structure de leur paroi bactérienne. En réalité, la résistance naturelle détermine les phénotypes sauvages des espèces bactériennes vis à vis des antibiotiques (Bouyahya *et al.*, 2017).
- ❖ **La résistance acquise** : elle correspond au processus par lequel une bactérie initialement sensible à un ou plusieurs antibiotiques devient résistante à ces derniers. Ce phénomène peut être due à une mutation des gènes déjà présents dans la bactérie ou par l'acquisition de certains éléments mobiles par transfert horizontal. Elle ne concerne qu'une proportion variable dans le temps de souches dont le phénotype de résistance aux antibiotiques est différent du phénotype sauvage (Iweriebor *et al.*, 2015). Cette résistance n'est possible qu'à travers certains mécanismes dont les modes d'action sont fonction de la cible de l'antibiotique. (Demore *et al.*, 2012). La figure 4 montre les cibles des antibiotiques ainsi que les mécanismes de résistance.

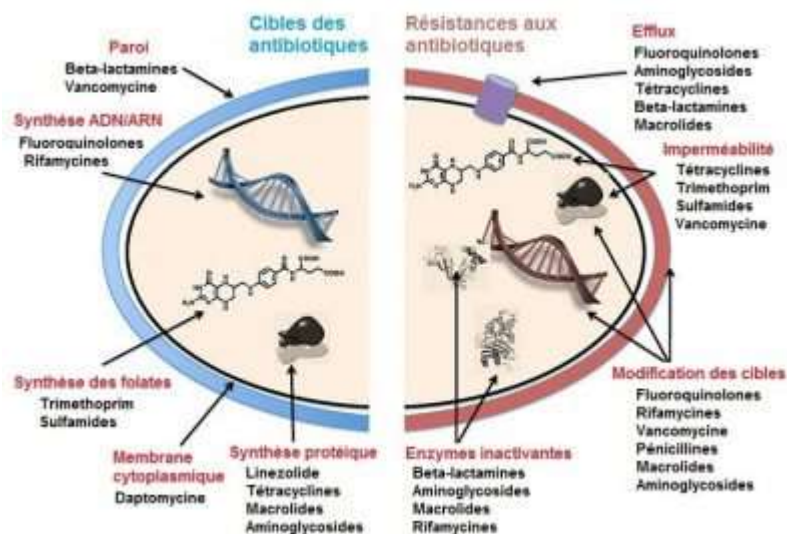


Figure 4 : Cibles des antibiotiques et mécanismes de résistance.

I.3.1. Mécanismes de résistance aux antibiotiques

I.3.1.1. Mécanismes dirigés vers la cible cellulaire

Les mécanismes de résistance dirigés vers les cibles des antibiotiques sont principalement des mécanismes visant à modifier leur structure. Ces modifications peuvent avoir lieu au niveau génétique, dans ce cas le gène codant pour la protéine est muté et le site de fixation de l'antibiotique est modifié. L'antibiotique ne peut donc plus agir sur sa cible. C'est le cas notamment avec les résistances aux quinolones et fluoroquinolones (Pan *et al.*, 2001).

I.3.1.2. Mécanismes dirigés vers l'antibiotique

Les mécanismes de résistance dirigés vers les molécules antibiotiques sont des mécanismes d'inhibition de la molécule via sa dégradation par une enzyme, ou des mécanismes actifs d'épuration de la molécule grâce à des transporteurs membranaires spécifiques ou non qui rejettent les molécules antibiotiques appartenant à une ou plusieurs familles en fonction de leur spécificité. C'est le cas des β -lactamases, qui hydrolysent le cycle β -lactame de ces antibiotiques et confèrent une résistance à certaines familles de β -lactamines (ou toutes) en fonction de leur spectre d'action.

I.3.1.3. Mécanismes de transmission des gènes de résistance

Tous les mécanismes de résistance ayant pour origine des gènes de résistances peuvent

être transmis verticalement d'une génération à une autre ou horizontalement grâce à des mécanismes d'intégration d'ADN extérieur. Cela est possible grâce aux éléments génétiques mobiles qui sont des fragments d'ADN capables de se mouvoir au sein d'un même génome ou d'un génome bactérien à un autre. Les structures connues sont les plasmides, les îlots génomiques et les transposons. Les intégrons ne sont pas des structures mobiles, mais ce sont des systèmes de capture de gènes pouvant cumuler des gènes de résistance (Helsens, 2020).

I.4. Méthodes d'analyse d'antibiorésistance

I.4.1. Méthodes phénotypiques

Les tests phénotypiques sont des tests *in vitro* dont le but est de visualiser la sensibilité d'une souche bactérienne par rapport à un antibiotique. Ils sont basés sur la détermination de la plus petite concentration d'antibiotique inhibant la croissance bactérienne, la concentration minimale inhibitrice ou CMI directe ou indirecte. Sa mesure peut se faire soit par des méthodes de dilution d'antibiotiques en milieu solide ou liquide, soit par diffusion d'antibiotiques sur milieu solide (EUCAST, 2018).

Les antibiogrammes sont une méthode d'analyse de la résistance aux antibiotiques via la diffusion d'antibiotiques par disques. En effet, cette méthode consiste à faire se développer une nappe bactérienne en présence un disque imprégné d'antibiotique à une concentration définie qui va diffuser dans la gélose et inhiber la croissance des colonies à un diamètre plus ou moins grand autour du disque (Biemer, 1973). C'est une technique couramment utilisée en laboratoire car elle permet de tester l'action de plusieurs antibiotiques différents sur une seule suspension bactérienne. Cependant, elle est limitée par les conditions de cultures spécifiques de certaines bactéries (bactéries intracellulaires, bactéries anaérobies) et par le fait que certains antibiotiques diffusent mal dans les milieux gélifiés. Bien que la diffusion sur milieu solide soit appréciée en microbiologie clinique, la méthode de référence pour attester d'un phénotype de résistance est la micro dilution en milieu liquide (ISO, 2007). Le principe est de soumettre une souche bactérienne à une gamme de concentration croissante de l'antibiotique testé. La dernière concentration pour laquelle aucune croissance bactérienne n'est détectée à l'œil nu correspond à la CMI pour l'antibiotique testé (Briet, 2019).

À fin de mieux réaliser et interpréter les résultats obtenus après analyse phénotypique, on fait généralement appel à deux référentiels standardisés : Clinical and Laboratory Standards Institute (CLSI) aux Etats-Unis et le référentiel European Committee on Antimicrobial

Susceptibility Testing (EUCAST) en Europe. Les protocoles ont été développés principalement pour les bactéries pathogènes pour l'homme ou les animaux domestiques. Les conditions expérimentales sont les mêmes pour les deux référentiels : utilisation du milieu Mueller-Hinton ou Mueller-Hinton supplémentée en sang, une température d'incubation de 35°C et un temps d'incubation de 16-20h (CLSI, 2016 ; EUCAST, 2018). Par contre ces deux référentiels ont des critères d'interprétation différents pour déterminer la résistance ou la sensibilité d'une souche bactérienne à un antibiotique donné. C'est en fonction de ces interprétations la résistance antimicrobienne d'une souche clinique, en définissant des valeurs (diamètre de diffusion ou CMI) servant à classer les souches comme Sensibles (S), Intermédiaires (I) ou Résistantes (R) afin de justifier la mise en place d'un protocole thérapeutique.

I.4.2. Méthodes génotypiques

Elles sont utilisées pour compléter les données obtenues via l'analyse des phénotypes en déterminant les caractères génétiques associés aux résistances exprimées et les éléments favorisant la diffusion de ces gènes. En effet, l'utilisation des méthodes moléculaires telles que la PCR classique et la PCR à temps réel permettent d'identifier les marqueurs génétiques de la résistance plutôt que de détecter leur expression ainsi que de détecter des gènes spécifiques dans le génome d'une souche ou dans le résistome d'une communauté bactérienne (Helsens, 2020).

CHAPITRE II: MATERIEL ET METHODES

II.1. Matériel

Un ensemble de matériel a été nécessaire pour la réalisation de ce travail. Ce matériel était divisé en deux : le matériel non biologique (constitué des milieux de culture et autres réactifs) et le matériel biologique (constitué du Silure).






II.1.1. Matériel biologique

Le matériel biologique est constitué essentiellement de poissons-chats africains (*Clarias gariepinus*), utilisés comme matrice d'analyse (figure 5). Les échantillons ont été collectés sur cinq sites d'élevage distincts décrits dans le tableau V. Le choix de ces sites a été effectué sur la base du mode d'élevage, de l'utilisation ou non d'antibiotiques, de la disponibilité des poissons ainsi que des fréquences déclarée d'utilisation des antibiotiques.



Figure 5 : Poisson chat africain

Tableau V : Description des différents sites d'échantillonnage de poisson.:

Sites d'échantillonnage			
Codes et sites de collectes	Description	Photos	Coordonnées
AO Quartier Biyem- Assi	Ferme piscicole sur étang n'utilisant pas d'antibiotiques		3.842491N, 11.485387S
OO Quartier Odza	Ferme piscicole sur étangs n'utilisant pas d'antibiotiques		3.804337N, 11.531231S
DO Quartier Damas	Pisciculture réalisée dans les bacs en plastique avec utilisation d'antibiotiques de façon curative		3.824501N, 11.489356S
BO Quartier Barrière	Pisciculture réalisée dans les bacs plastiques avec utilisation d'antibiotiques toutes les 2 semaines		3,7956534N, 11,4937719S
NO Quartier Nkoabang	Pisciculture réalisée dans les bacs plastiques avec utilisation d'antibiotiques toutes les 2 semaines		3.884951N, 11.617589S

II.1.2. Milieux de cultures et réactifs

Le matériel non biologique utilisé pour cette étude était constitué des milieux de culture et des réactifs ci-après :

- ❖ **La gélose Nutritive** utilisée pour la culture et le dénombrement de la flore bactérienne aérobie mésophile totale ;
- ❖ **Le Bouillon Nutritif** pour le repiquage des souches
- ❖ **La gélose MacConkey** utilisée pour le dénombrement et l'isolement des entérobactéries ;
- ❖ **La gélose Muller-Hinton** utilisée pour la réalisation de l'antibiogramme ;
- ❖ **Les disques imprégnés d'antibiotiques** constitués des antibiotiques tels que la tétracycline, le Chloramphénicol, la Céfoxitine, la Céfotaxime, l'Augmentin (Amoxicilline + Acide clavulanique), la Ciprofloxacine, la Vancomycine, la Lincomycine, l'Acide fusidique
- ❖ **Le Fluconazol** pour limiter la croissance des champignons dans les milieux de culture
- ❖ **L'Oxytétracycline** pour sélectionner uniquement des bactéries résistantes à l'antibiotique

II.2. Méthodes

II.2.1. Enquêtes

Les enquêtes ont été réalisées sur la base d'un questionnaire administré à 10 pisciculteurs repartis sur 05 sites de fermes piscicoles de la ville de Yaoundé. Les éléments constituant la fiche d'enquête ont essentiellement porté sur les connaissances et les attitudes d'utilisation d'antibiotiques dans l'élevage des poissons. Ce diagnostic avait pour principaux buts de déterminer l'espèce de poisson la plus élevée et la plus commercialisée ; l'utilisation ou non d'antibiotiques et les différents antibiotiques utilisés.

Cinq sites d'élevage de poissons ont été choisis sur la base de 03 critères à savoir :

- ❖ Le cadre de l'élevage des poissons ;
- ❖ L'utilisation ou non d'antibiotiques dans l'élevage et,
- ❖ La fréquence d'utilisation d'antibiotiques :

Sur la base de ces informations, des échantillonnages ont été effectués dans 05 sites choisis par rapport aux résultats de l'enquête ainsi que sur la disponibilité des poissons matures. Cet échantillonnage a consisté à prélever 1 kg de poisson fraîchement pêché et à l'introduire dans un sceau propre contenant de l'eau de l'élevage et à acheminer l'ensemble au laboratoire pour analyse.

II.2.3. Détermination des fréquences d'entérobactéries résistantes aux antibiotiques

➤ Dénombrement des flores microbiennes

Une fois au laboratoire, les poissons ont été sacrifiés afin de prélever les organes d'intérêt (chair-peau, branchies et les viscères). 25 g d'échantillons de chaque organe ont été broyés puis mélangés à 225mL d'eau physiologique (NaCl 0,9% m/v) stérile. La solution mère ainsi obtenue a été soumise à une série de dilutions décimales. Un millilitre de chacune des dilutions a été introduit dans une boîte de Pétri ; laquelle a été inondée par 20 mL d'un milieu gélosé en surfusion selon le type de germes recherchés. Ainsi, les géloses en surfusion étaient constituées de :

- ❖ La gélose nutritive pour le dénombrement de la FMAT, supplémentée au Fluconazole à la concentration de 20mg /ml pour inhiber la flore fongique ;
- ❖ Du milieu gélosé MacConkey sans antibiotique pour le dénombrement des entérobactéries totales,
- ❖ La Gélose MacConkey, additionnée d'une solution d'Oxytétracycline ayant une concentration de 25mg/ml afin de sélectionner les entérobactéries résistantes à cet antibiotique. Cette concentration a été obtenue en dissolvant un comprimé commercial de 250 mg dans 10ml d'eau stérile.

Les boîtes de Pétriensemencées de ces différents milieux de cultures ont été incubées pendant 24h à 37° C. (ISO 4833, 2013 ; ISO 6887, 2017).

Après les 24h d'incubation, les colonies présentes dans les différentes boîtes ont été

dénombrées pour déterminer la concentration bactérienne selon la relation suivante :

$$N = \frac{\sum C_i}{V (n_1 + 0,1n_2) \times d} \rightarrow \text{Equation 1}$$

Avec : **N (UFC/g)** : le nombre de germes par gramme de produit ; **ΣC_i** : la somme des colonies comptées sur toutes les boîtes retenues de dilutions successives ; **V**: le volume de dilution utilisé (1 ml) ; **n₁**: le nombre de boîtes de Pétri comptées pour la première dilution ; **n₂** : le nombre de boîtes de Pétri comptées pour la deuxième dilution et **d**: le facteur de dilution à partir duquel le premier comptage a été réalisé c'est-à-dire correspond à **n₁**.

➤ Détermination de la fréquence en entérobactéries résistantes aux antibiotiques

Une fois les concentrations des différentes flores évaluées, les résultats obtenus ont été exprimés en logarithme décimale puis traités à l'aide du logiciel Excel 2016. Les ratios en entérobactéries ont été calculés par rapport à la flore bactérienne totale (FMAT) présente dans les échantillons de poissons d'une part et d'autre part les ratios des entérobactéries résistantes à l'Oxytétracycline ont été calculées par rapport à la flore d'entérobactéries totale selon les relations suivantes 2 et 3 :

$$\diamond \left[\%EN = \frac{EN}{FT} \times 100 \right] \rightarrow \text{Equation 2}$$

$$\diamond \left[\%ER = \frac{ER}{EN} \times 100 \right] \rightarrow \text{Equation 3}$$

Avec : **EN** : entérobactéries totales ; **ER** : entérobactéries résistantes et **FT** : flore bactérienne totale.

➤ Purification et Identification des isolats d'entérobactéries

Les colonies obtenues de la gélose MacConkey supplémentée d'Oxytétracycline et présentant des caractéristiques morphologiques différentes ont été repiquées par la méthode des stries sur une nouvelle gélose MacConkey jusqu'à l'obtention des colonies pures. Les colonies pures ainsi obtenues ont été cultivées dans un bouillon nutritif pendant 24h puis conservées à 4°C au réfrigérateur dans des Cryo tubes contenant 80% de bouillon nutritif et 20% de glycérol pour la suite des travaux. Les différents isolats obtenus ont été caractérisés par une série d'analyses macroscopiques, microscopiques et biochimiques.

À cet effet, les isolats ont été observés macroscopiquement afin de déterminer l'aspect

morphologique des colonies (formes, couleurs, tailles). Quant aux analyses microscopiques une coloration de Gram a été effectuée pour déterminer le type de Gram, la forme et le mode de regroupement des différents isolats. Les analyses biochimiques ont quant à elles portées sur la réalisation du test de la catalase sur tous les isolats d'une part et tests biochimiques de la galerie API 20E (fermentation des sucres, détection des enzymes, production des métabolites, test de production du nitrate) sur quelques isolats choisis sur la base des analyses précédentes.

II.2.3. Détermination du profil de résistance des isolats

Un antibiogramme a été réalisé afin de déterminer la sensibilité des différents isolats vis-à-vis des antibiotiques standards suivant la méthode EUCAST 2018. À cet effet, trois isolats bactériens ont été choisis sur la base de leurs caractéristiques phénotypiques.

Les souches bactériennes ont d'abord été cultivées dans un bouillon nutritif et incubées à 37°C pendant 24h. Après incubation, une série de dilution décimale a été réalisée et chacune de ces dilutions ont été ensemencées en surface dans la gélose nutritive afin de déterminer leurs concentrations.

Par la suite, à partir d'une culture de 24h, 2 dilutions décimales ont été réalisées pour obtenir une concentration de 10^6 UFC/ml. Ces suspensions ont ensuite été ensemencées de manière homogène sur la gélose Mueller- Hinton à l'aide d'un écouvillon stérile. Des disques d'antibiotiques standards ont été déposés à la surface du milieu, puis les boites ont été incubés à 37°C pendant 24h. Les diamètres d'inhibition ont été mesurés à l'aide d'un pied à coulisse ? Puis les résultats interprétés selon les critères de l'EUCAST afin de classer les isolats comme sensible (S), intermédiaire (I) et résistant (R). Pour la réalisation de cet examen un panel de 09 antibiotiques standards présentés dans le tableau VI ci- dessous ont été testés.

Tableau VI : Caractéristiques des antibiotiques utilisés.

Familles	Mode d'action	Antibiotiques	Concentration en molécules bioactives du disque (ug)	Diamètres critiques (mm)	
β -lactamines	Inhibiteurs de la synthèse du peptidoglycane	Cefoxitine	30	S	≥ 19
				R	< 15

Caractérisation de quelques bactéries résistantes aux antibiotiques présentes dans les poissons commercialisés dans la ville de Yaoundé

		Ceftazidine	10	S	≥ 22
				R	< 19
		Augmentin	20/10	S	≥ 19
				R	< 19
Phénicoles	Inhibiteurs de la synthèse des protéines	Chloramphénicol	30	S	≥ 22
				R	< 19
Fluoroquinolones	Inhibiteurs des acides nucléiques	Ciprofloxacine	5	S	≥ 26
				R	< 24
Cyclines	Inhibiteurs de la synthèse des protéines	Tétracycline	30	S	≥ 19
				R	< 17
Glycopeptides	Inhibiteurs de la synthèse du peptidoglycane	Vancomycine	5	S	≥ 16
				R	< 16
Lincosamides		Lincomycine	15	S	≥ 21
				R	< 17
Fusidanines	Inhibiteurs de la synthèse de l'acide folique	Acide fusidique	10	S	≥ 26
				R	< 24

S: Sensible ; R: Résistant.

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

III.1. RESULTATS

III.1.1. Pratiques de pisciculture

Le diagnostic effectué sur les pratiques d'élevage du poisson auprès de dix (10) pisciculteurs rencontrés dans quelques quartiers de la ville de Yaoundé a permis de recueillir les informations consignées dans le tableau VII ci-dessous. Il ressort de ce tableau que trois espèces de poissons sont élevées dans les fermes piscicoles enquêtées à savoir : le Kanga (*Heterotis niloticus*) ; le Tilapia (*Oreochromis niloticus*) et la Silure (*Clarias gariepinus*). De ces trois espèces de poissons rencontrées dans les fermes piscicoles, la Silure est le principal poisson cultivé. 60% des producteurs utilisent des antibiotiques en cas de maladies alors que 40% de ces producteurs utilisent les antibiotiques de façon systématique toutes les deux semaines. L'Oxytétracycline est l'antibiotique le plus utilisé dans les fermes piscicoles.

Tableau VII : Fréquences des réponses chez les pisciculteurs en fonction des pratiques d'élevage (N=10).

Paramètres	Modalités	Fréquences de réponses (%)
Le type de poisson élevé	Kanga	20
	Tilapia	20
	Silure	100
Utilisation d'antibiotiques dans l'élevage du poisson	Oui	50
	Non	50
Fréquences d'utilisation d'antibiotiques	Toutes les deux semaines	40
	Uniquement en cas de maladie	60
	Tous les jours	0

III.1.2 Flores microbiennes et fréquences d'entérobactéries résistantes dans les échantillons de poisson des différents sites

L'analyse des différentes parties du poisson *Silure* a permis de déterminer les différentes flores microbiennes présentes dans ce dernier ainsi que les différentes proportions de bactéries résistantes.

III.1.2.1. Flores bactériennes présentes dans les différentes parties des poissons issus des différents sites

❖ Site de Biyem-Assi

L'analyse effectuée sur les échantillons de poissons prélevés dans le site de Biyem-Assi dont les résultats sont consignés dans le tableau VIII ci-dessous montre que les viscères avec une FMAT de 6,56 log ufc/g ont la plus importante charge microbienne suivies des branchies 6,28 log ufc/g) et du mélange chair peau (5,26 log ufc/g). La même tendance est observée avec les entérobactéries totales et les entérobactéries résistantes aux antibiotiques.

Tableau VIII : Flores microbiennes et fréquences d'entérobactéries résistantes dans les échantillons de poisson de Biyem-Assi.

Parties du poisson	Flores bactériennes	Charge Log UFC/g	Fréquences EN (%)	Fréquences ER (%)
Branchies	FMAT	6,28	6,61	2,04
	Ent Totale	5,10		
	Ent Résistantes	3,41		
Chair-peau	FMAT	5,26	22,50	1,87
	Ent Totale	4,61		
	Ent Résistantes	2,88		
Viscères	FMAT	6,56	3,43	5,26
	Ent Totale	5,09		
	Ent Résistantes	3,82		

FMAT : Flore mésophile aérobie totale ; Ent : Entérobactéries ; ER : fréquences en entérobactéries résistantes ; EN : fréquences en entérobactéries

❖ Site de Barrière

Les résultats de l'analyse des échantillons provenant du site de Barrière consignés dans le tableau IX indiquent que la chair-peau (7,22 ufc/g) est la partie du poisson ayant la plus grande flore bactérienne par rapport aux branchies (6,42 ufc/g) et aux viscères (6,56 ufc/g). Par contre, 6,90% d'entérobactéries sont retrouvées dans les branchies dont 10,50 % sont résistantes à l'Oxytétracycline. Dans la chair-peau on note la présence de 5,49% d'entérobactéries parmi lesquelles 2,30% sont résistantes. La plus faible fréquence des entérobactéries (0,75%) a été observée dans les viscères. Toutefois c'est dans cette partie que la plus forte fréquence d'entérobactéries résistante à l'Oxytétracycline a été observée (50,34%).

Tableau IX : Flores microbiennes et fréquences d'entérobactéries résistantes dans les échantillons de poisson de Barrière.

Parties du poisson	Flores bactériennes	Charge Log UFC/g	Fréquence EN (%)	Fréquences ER (%)
Branchies	FMAT	6,42	6,90	10,50
	Ent Totale	5,26		
	Ent Résistantes	4,28		
Chair-peau	FMAT	7,22	5,49	2,30
	Ent Totale	5,96		
	Ent Résistantes	4,32		
Viscères	FMAT	6,56	0,75	50,34
	Ent Totale	4,43		
	Ent Résistantes	4,13		

FMAT : Flore mésophile aérobie totale ; Ent : Entérobactéries ; ER : fréquences en entérobactéries résistantes ; EN : fréquences en entérobactéries

❖ Site de Damas

L'étude de l'échantillon prélevé au site de Damas consigné dans le tableau X montre que la chair-peau (9,99 ufc/g) est la partie du poisson contenant la plus grande flore bactérienne totale suivie des branchies (5,74 ufc/g) et des viscères (6,07 ufc/g). En revanche, les branchies contiennent 4,67 % d'entérobactéries parmi lesquelles 2,82% sont résistantes à l'Oxytétracycline. Dans la chair-peau on constate 0,02% d'entérobactéries dont 0,14% d'entérobactéries résistantes. Enfin dans les viscères on observe 0,32% d'entérobactéries dans lesquelles 42,48% sont résistante à l'Oxytétracycline utilisé comme agent de sélection.

Tableau X : Flores microbiennes et fréquences d'entérobactéries résistantes dans les échantillons de poisson de Damas.

Parties du poisson	Flores bactériennes	Charge Log UFC/g	Fréquence EN (%)	Fréquence ER (%)
Branchies	FMAT	5,74	4,67	2,82
	Ent Totale	4,41		
	Ent Résistantes	2,86		
Chair-peau	FMAT	9,99	0,02	0,14
	Ent Totale	6,30		
	Ent Résistantes	3,45		
Viscères	FMAT	6,07	0,32	42,48
	Ent Totale	3,57		
	Ent Résistantes	3,20		

FMAT : Flore mésophile aérobie totale ; Ent : Entérobactéries ; ER : fréquences en entérobactéries résistantes ; EN : fréquences en entérobactéries

❖ Site de Nkoabang

Les données obtenues après analyse des échantillons issus de *Nkoabang* figurant dans le tableau XI indiquent que le mélange chair-peau (7,62 log ufc/g) est la partie du poisson ayant la plus grande flore bactérienne par rapport aux branchies (6,28 log ufc/g) et aux viscères (6,58 log ufc/g). Cependant, les branchies reuferment 16,00% d'entérobactéries au sein des quelles 11,19% sont résistantes. Dans la chair-peau l'on observe 0,44% d'entérobactéries dont 4,35% d'entérobactéries résistantes. Quant aux viscères, l'on note 4,60% d'entérobactéries dans lesquelles 17,51% sont résistantes.

Tableau XI : Flores microbiennes et fréquences d'entérobactéries résistantes dans les échantillons de poisson de Nkoabang.

Parties du poisson	Flores bactériennes	Charge Log UFC/g	Fréquence EN (%)	Fréquence ER (%)
Branchies	FMAT	6,28	16,00	11,19
	Ent Totale	5,48		
	Ent Résistantes	4,53		
Chair-peau	FMAT	7,62	0,44	4,35
	Ent Totale	5,26		
	Ent Résistantes	3,90		
Viscères	FMAT	6,58	4,60	17,51
	Ent Totale	5,24		
	Ent Résistantes	4,49		

FMAT : Flore mésophile aérobie totale ; Ent : Entérobactéries. ER : fréquences en entérobactéries résistantes ; EN : fréquences en entérobactéries

❖ **Site de Odza**

Les résultats de l'analyse de l'échantillon prélevés dans le site d'Odza mentionné dans le tableau XII montre que les viscères représentent la partie du poisson ayant la plus grande population bactérienne totale (7,00 log ufc/g) comparées aux branchies (6,67log ufc/g) et à la chair-peau (6,32log ufc/g). Toutefois, les branchies possèdent 61,54% entérobactéries dans lesquelles 0,01% sont résistants. Dans les viscères, l'on remarque 30,00% d'entérobactéries parmi lesquelles 0,52% sont résistantes. La plus faible fréquence des entérobactéries a été noté dans le mélange la chair-peau 4,35% où 0,18% présentent une résistance à l'Oxytétracycline.

Tableau XII : Flores microbiennes et fréquences d'entérobactéries résistantes dans les échantillons de poisson d'Odza.

Parties du poisson	Flores bactériennes	Charge Log UFC/g	Fréquence EN (%)	Fréquence ER (%)
Branchies	FMAT	6,67	61,54	0,01
	Ent Totale	6,46		
	Ent Résistantes	2,24		
Chair-peau	FMAT	6,32	4,35	0,18
	Ent Totale	4,96		
	Ent Résistantes	2,21		
Viscères	FMAT	7,00	30,00	0,52
	Ent Totale	6,48		
	Ent Résistantes	4,19		

FMAT : Flore mésophile aérobie totale ; Ent : Entérobactéries.

❖ **Charge moyenne de la flore mésophile aérobie totale et d'entérobactéries dans les différents sites.**

Le tableau XIII donne un aperçu général de la contamination bactérienne ainsi que les différentes fréquences des entérobactéries résistantes dans les différentes parties du poisson. il est observé que la partie du poisson la plus contaminée est le mélange chair-peau avec une concentration de 7,28 log ufc/g pour la FMAT par rapport aux branchies (5,96 log ufc/g) et aux viscères (6,55 log ufc/g). Bien que la charge moyenne en entérobactéries la plus élevée (5,42 log ufc/g) ait été retrouvée dans le mélange chair peau, la fréquence en entérobactéries totales demeure toutefois plus importante dans les branchies avec 30,26% suivie des viscères (14,96) et de la chair peau (0,032%). Les fréquences en entérobactéries résistantes aux

antibiotiques quant à elles varie peu entre les parties les plus riches en entérobactéries avec 2,04 pour les viscères et 1,60 % pour les branchies.

Tableau XIII : Charge moyenne (Log UFC/g) de la flore mésophile aérobie totale et d'entérobactéries dans les différents échantillons

Parties du poisson	Flores bactériennes	Sites d'études						Ecart-type	%Ent/FMAT	%Ent R/Ent
		Odza	Biyem-Assi	Barrière	Nkoabang	Damas	Moyenne			
Branchies	FMAT	6,67	6,20	6,42	6,28	5,74	6,28	0,34		
	Ent Totale	6,46	5,50	5,26	5,48	4,41	5,34	0,74	30,26	1,60
	Ent Résistantes	2,24	3,41	4,28	4,53	2,86	3,46	0,96		
Chair-peau	FMAT	6,32	5,26	7,22	7,62	9,99	7,28	1,77		
	Ent Totale	4,96	4,61	5,96	5,26	6,30	5,42	0,70	0,032	1,01
	Ent Résistantes	2,21	2,88	4,32	3,90	3,45	3,35	0,83		
Viscères	FMAT	7,00	6,56	6,56	6,58	6,07	6,55	0,33		
	Ent Totale	6,48	5,10	4,43	5,24	3,57	4,96	1,07	14,95	2,04
	Ent Résistantes	4,19	3,82	4,13	4,49	3,20	3,97	0,49		

FMAT : Flore mésophile aérobie totale ; Ent : Entérobactéries ; EntR : Entérobactéries résistantes ; Nd : non déterminé

III.1.2. Caractéristiques des isolats

L'analyse des échantillons issus des différents sites de piscicultures situés dans la ville de Yaoundé a permis d'obtenir des isolats d'entérobactéries. Ces isolats ont été identifiés à travers des méthodes macroscopiques, microbiologiques et biochimiques.

❖ Caractéristiques macroscopiques des isolats d'entérobactéries obtenues

Suite aux différents isolements plusieurs colonies des formes, de couleurs et de tailles différentes ont été observées. Quelques-unes de ces colonies sont illustrées par la figure 5 et décrites dans le tableau XIV . Cette figure et ce tableau montrent des colonies diversifiées, de formes, couleurs et tailles diverses.

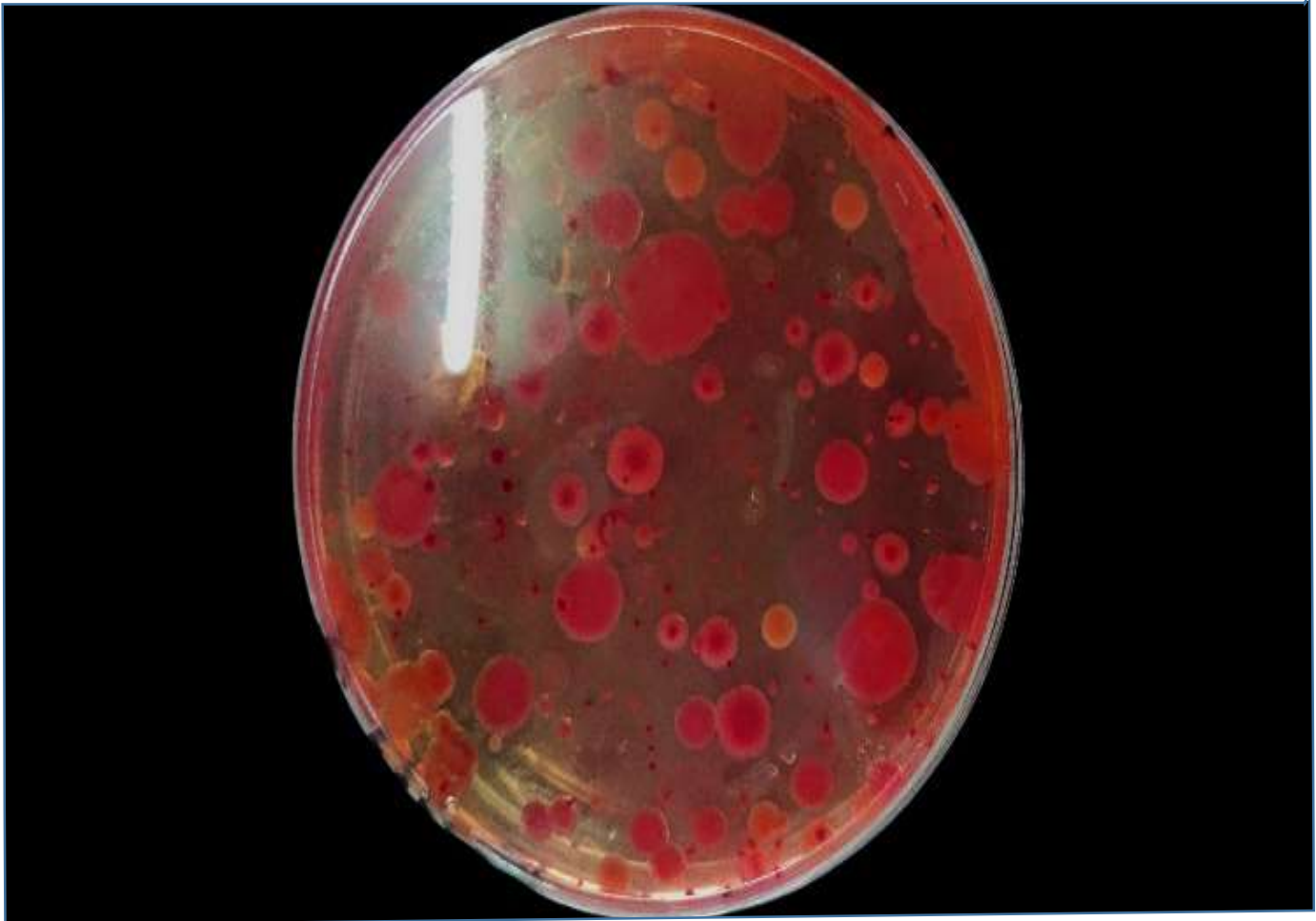


Figure 5 : Aspect des colonies sur MacConkey

Tableau XV : Caractéristiques macroscopiques des colonies sur MacConkey

Souches bactériennes	Couleurs	Formes	Tailles	Morphologie
AO1	Rose foncé	Arrondie	Petite	Plat
AO2	Rose clair	Arrondie	Grande	Bombé
AO3	Rose clair	Arrondie	Grande	Bombé
AO4	Rose clair	Arrondie	Grande	Bombé
AO5	Jaunâtre	Arrondie	Moyenne	Bombé
BO1	Rose clair	Arrondie	Grande	Bombé
BO2	Jaunâtre	Arrondie	Moyenne	Bombé
BO3	Jaunâtre	Arrondie	Moyenne	Bombé
BO4	Rose clair	Arrondie	Grande	Bombé
BO5	Rose foncé	Arrondie	Petite	Plat
DO1	Rose foncé	Arrondie	Petite	Plat
DO2	Jaunâtre	Arrondie	Moyenne	Bombé
DO3	Rose foncé	Arrondie	Petite	Plat
DO4	Jaunâtre	Arrondie	Moyenne	Bombé
NO1	Rose clair	Arrondie	Grande	Bombé
NO2	Rose clair	Arrondie	Grande	Bombé
NO3	Jaunâtre	Arrondie	Moyenne	Bombé
NO4	Rose foncé	Arrondie	Petite	Plat

❖ Caractéristiques microscopiques et biochimiques des isolats d'entérobactéries

La caractérisation des isolats d'entérobactéries s'est réalisée principalement par la coloration de Gram ainsi que les tests biochimiques (galerie API 20E) afin de déterminer le type respiratoire et fermentaire des isolats obtenus. Les résultats obtenus ont été consignés dans le tableau XIV ci-dessous. Ces résultats indiquent que la totalité des isolats testés était des Gram

négatifs ce qui confirme leur appartenance aux groupes des entérobactéries. Tous ces isolats possèdent la capacité de dégrader l'eau oxygénée du fait de la capacité de synthèse de la catalase.

Tableau XVI : Résultats de la coloration de Gram, de l'état frais et du test à la catalase.

Souches bactériennes	Type de Gram	Mobilité	Mode de regroupement	Morphologie
AO1	-	+	Isolé	Bâtonnet
AO2	-	+	Isolé	Bâtonnet
AO3	-	+	Isolé	Bâtonnet
AO4	-	+	Isolé	Bâtonnet
AO5	-	+	Amas	Bâtonnet
BO1	-	+	Isolé	Bâtonnet
BO2	-	+	Amas	Bâtonnet
BO3	-	+	Amas	Bâtonnet
BO4	-	+	Isolé	Bâtonnet
BO5	-	+	Isolé	Bâtonnet
DO1	-	+	Isolé	Bâtonnet
DO2	-	+	Amas	Bâtonnet
DO3	-	+	Isolé	Bâtonnet
DO4	-	+	Amas	Bâtonnet
NO1	-	+	Isolé	Bâtonnet
NO2	-	+	Isolé	Bâtonnet
NO3	-	+	Amas	Bâtonnet
NO4	-	+	Isolé	Bâtonnet

Dans le cadre de cette étude, un total de 18 isolats bactériens a été obtenu. Afin de mener une caractérisation approfondie de manière ciblée, le choix a été fait de concentrer les analyses détaillées sur seulement trois isolats. Cette sélection a été principalement guidée par des critères morphologiques et phénotypiques distincts, observés lors de l'isolement initial sur les milieux de culture. Les trois isolats retenus représentent ainsi la diversité la plus notable parmi l'ensemble de l'échantillonnage, sur la base de la couleur, la forme ou de la taille des

colonies. Cette approche a permis d'éviter la redondance des analyses et de se focaliser sur les souches potentiellement différentes. Les tests de sensibilité aux antibiotiques ont ensuite été effectués sur ces trois isolats sélectionnés (BO1, BO3 et DO1) afin d'évaluer leurs profils de résistance spécifiques, considérés comme un indicateur clé de leur pertinence dans le contexte de notre

❖ Test de la dégradation des sucres et identification des isolats BO1, BO3 et DO1

La caractérisation bactérienne réalisée par la galerie API 20E a permis de mettre en évidence les principaux caractères biochimiques des isolats BO1, BO3 et DO1. Les résultats obtenus sont consignés dans le tableau XV. En effet, ces résultats indiquent que les isolats d'intérêt (BO1 et DO1) fermentent les différents sucres (glucose, mannose, inositol, sorbitol, rhamnose, saccharose, mélibiose, amygdaline et l'arabinose), ne produisent pas le sulfure d'hydrogène, l'acétoïde et l'indole, ne possède pas l'uréase et la tryptophane désaminase. Cependant, ils sont dotés de la β -galactosidase ainsi que d'autres enzymes permettant la décarboxylation des acides aminés (arginine, lysine et l'ornithine) et utilisent le citrate comme source de carbone. Ces caractéristiques sont également valables pour l'isolat BO3 mais à seule différence que ce dernier est négatif pour la gélatine par conséquent ne produit pas d'acides aminés ni de protéines qui sont les produits obtenus après hydrolyse de la gélatine par la gélatinase.

Après analyse, les résultats ont été traités avec le logiciel d'identification microbienne « taxon » de l'UPBM les isolats BO1 et DO1 ont été identifiés comme étant *Escherichia* (77,1%) et l'isolat BO3 comme étant du genre *Salmonella* (94,1%).

Tableau XVII : Identification des isolats à travers la galerie API 20E.

Tests	BO1	BO3	DO1
ONPG	+	+	+
ADH	+	+	+
LDC	+	+	+
ODC	+	+	+
CIT	+	+	+
H2S	-	-	-
UREE	-	-	-
GEL	+	-	+
GLU	+	+	+
MAN	+	+	+
INO	+	+	+
SOR	+	+	+
RHA	+	+	+
SAC	+	+	+
MEL	+	+	+
AMY	+	+	+
ARA	+	+	+
Catalase	+	+	+
Noms	<i>Escherichia</i>	<i>Salmonella</i>	<i>Escherichia</i>
Pourcentage	77 ,1%	94,1%	77 ,1%

ONPG : orthonitrophényl-B-D-galacto-pyranoside; ADH : Arginine ; LDC: Lysine décarboxylase ; ODC : Ornithine ; CIT: Trisodium citrate ; H2S : Thiosulfate de sodium ; URE : Urée ; TDA : Tryptophane ; IND : Indole ; VP : Pyruvate de sodium ; GEL : Gélatine ; GLU: Glucose ; MAN: Mannitol ; INO : Inositol ; SOR : Sorbitol ; RHA : Rhamnose SAC : Sucrose ; MEL : Melibiose ; AMY : Amygdaline ; ARA : L-arabinose.

III.1.3 Profil de résistance aux antibiotiques

Les figures 6, 7 8 qui présentent quelques images de l'étude de la sensibilité des trois isolats précédemment identifiés (B01, B03 et DO1) vis-à-vis de neuf antibiotiques, ainsi que le tableau XVI qui récapitule les diamètres d'inhibition des antibiotiques testés sur ces isolats montre ces derniers sont résistants à huit (08) antibiotiques (la Tétracycline, la Cefoxitine la Ceftazidime, l'Augmentin, la Lincomycine le Chloramphénicol, la Vancomycine et l'acide Fusidique) sur les neuf (09) testés ; confirmant ainsi leur caractère multi résistant Un seul antibiotique appartenant à la famille des fluoroquinolones s'est montrée capable d'inhiber ces isolats à savoir la ciprofloxacin.



Figure 6 : Antibiogramme de B01



Figure 7: Antibiogramme de DO1



Figure 8: Antibiogramme de BO3

Tableau XVIII : Profil de résistance des isolats BO1 BO3 et DO1 vis-à-vis des antibiotiques

Famille	Antibiotiques	Diamètres d'inhibition des isolats (mm)			Diamètre critiques (mm)		Conclusion
		B01	B03	DO1	S ≥	R <	
β-lactamines	Cefoxitine	0	0	0	19	15	Résistante
	Ceftazidine	0	0	0	22	19	Résistante
	Augmentin	0	0	0	19	19	Résistante
Phénicol	Chloramphénicol	0	7 ±	0	22	19	Résistante
			1,41				
Fluoroquinolones	Ciprofloxacine	33 ± 2,83	32,5 ± 0,71	40	26	24	Sensible
Cyclines	Tétracycline	0	0	0	19	17	Résistante
Glycopeptides	Vancomycine	0	0	7 ± 1,41	16	16	Résistante
Lincosamides	Lincomycine	0	0	0	21	17	Résistante
Fusidanines	Acide fusidique	0	0	0	26	24	Résistante

S : sensible ; R : résistant

III.2. Discussion

L'augmentation des maladies alimentaires causées par des microorganismes ainsi que la résistance de ces derniers aux antibiotiques sont des préoccupations majeures dans le domaine de la sécurité alimentaire. Une étude sur les germes présents dans le poisson *Silure* (*Clarias gariepinus*) s'est avérée nécessaire car ce poisson constitue l'une des principales sources de protéines des populations camerounaises, mais aussi le poisson d'eau douce le plus élevé dans les fermes piscicoles de la ville de Yaoundé.

L'analyse des poissons provenant des différents sites piscicoles a révélé que tous les échantillons de poisson contiennent des flores bactériennes résistantes aux antibiotiques parmi lesquelles les Entérobactéries. Ce constat est valable même pour des poissons issus des sites où les antibiotiques ne sont pas utilisés, comme les sites de Biyem-Assi et d'Odza. Cela suggère que la résistance bactérienne ne découle pas uniquement de l'usage d'antibiotiques par les pisciculteurs, mais pourrait aussi résulter des facteurs naturels et/ou externes liés à l'environnement.

En effet, certaines bactéries portent dans leur patrimoine génétique des éléments leur conférant une résistance vis-à-vis de certaines familles d'antibiotiques. C'est le cas des entérobactéries qui possèdent une résistance naturelle à la famille des β lactatamines, (David L *et* Paterson, 2006). En ce qui concerne les facteurs externes, ils peuvent provenir de plusieurs sources notamment le transfert horizontal des gènes entre bactéries (transfert des gènes d'une espèce à une autre par les phénomènes de conjugaison, transduction et transformation) ; des aliments contaminés (les aliments utilisés en pisciculture peuvent contenir des antibiotiques à des doses relativement faibles qui servent de facteurs de croissance) ; les déchets des animaux en liberté tels que les oiseaux les chiens et les chats ; ainsi que les résidus d'antibiotiques excrétés par les poissons eux-mêmes (Milan *et al.*, 2024).

Cette étude a également relevé une prédominance des flores dans poissons élevés en bacs par rapport à ceux élevés dans les étangs, probablement en raison du stress causé par le manque de circulation d'eaux dans ces espaces plus confinés. (Farzana *et al.*, 2018).

En ce qui concerne la répartition des bactéries dans les organes du poisson, elle s'est avérée inégale. Le mélange chair-peau présentait la concentration la plus élevée en FMAT (7,28 log ufc/g) suivi des viscères (6,55 log ufc/g) et des branchies (5,96 log ufc/g). Ce résultat corrobore celui de (Emikpe *et al.*, 2011) qui explique qu'une prédominance des bactéries dans

la chair-peau peut être due aux conditions de l'environnement dans lesquels les poissons ont été capturés. En effet, l'eau des étangs dans laquelle est cultivée les poissons peut être contaminée par les eaux de ruissellement des pluies, les débris de nourritures et les excréments d'oiseaux et d'animaux domestiques. Cette eau en contact permanent avec la chair-peau des poissons est donc susceptible de contaminer la surface de ces derniers. A l'inverse les branchies contenaient le plus grand pourcentage d'Entérobactéries (30,26%), tandis que la chair-peau en avait le moins (0,032%) et les viscères un pourcentage intermédiaire (14,95%). Ces résultats vont dans le même sens que ceux obtenus par (Adingra *et al.*, 2005) qui indiquent cela par le fait que les branchies étant un organe de respiration ; ils constituent donc une sorte de filtre capable de retenir les particules et/ou les microorganismes présents dans l'eau d'élevage aspirés lors de la respiration. Toutefois, c'est dans les viscères (2,04%) qu'on a trouvé le plus d'Entérobactéries résistantes devant les branchies (1,60%) et le mélange chair peau (1,01%). Bien que le tube digestif soit un réservoir naturel pour une flore bactérienne diversifiée, la présence des entérobactéries résistantes montre que le milieu d'élevage à travers le transfert de gènes de résistances dans des bactéries naturelles présentes dans les eaux d'élevage à celles présentes dans l'environnement ainsi que les pratiques d'élevage particulièrement l'utilisation des antibiotiques (l'Oxytétracycline) favorise l'augmentation de ces bactéries dans les viscères (Lara P *et al.*, 2020).

Les isolats obtenus après analyses ont fait l'objet de plusieurs tests afin de pouvoir les identifier. Cette série d'examen macroscopiques, microscopiques et biochimiques nous a permis d'obtenir des colonies de couleurs jaunâtre, rose clair et roses foncées de formes arrondies de contours bombés et lisses. Celles-ci étaient toutes des Gram négatifs avec des cellules en formes en bâtonnet mais avec des modes groupement différents (amas et isolé). La caractérisation biochimique par la galerie API 20 E et le test à la catalase de trois de ces isolats (BO1, BO3 et DO1) dont nous avons recherché le profil de résistance a révélé que les colonies BO1 et DO1 appartiendraient au genre *Escherichia* tandis que BO3 appartiendrait au genre *Salmonella*. Ces résultats révèlent des risques potentiels pour la santé publique car leur présence dans les poissons destinés à l'alimentation humaine peut contribuer à la dissémination de souches résistantes aux antibiotiques. La présence des bactéries du genre *Salmonella* reconnues comme des agents pathogènes responsables des toxi-infections alimentaires (Salmonellose) pourrait provenir des contaminations fécales des eaux, des pratiques d'élevage ou des mauvaises manipulations post-récolte (Fashae & Hendriksen, 2019). La détection du genre *Escherichia* quant à lui suggère le plus souvent une contamination potentielle de l'eau par les

déjections animales ou humaines ou par des aliments souillés des bassins. Ce phénomène résulte d'un manque d'hygiène dans certains systèmes piscicoles, souvent dû à la proximité des zones d'habitation il est à noter que, si certaines espèces sont commensales (*E. coli*), d'autres présentent un caractère pathogène et peuvent être à l'origine des infections gastro intestinales sévères chez l'être humain. (Van *et al.*, 2020)

L'antibiogramme réalisé sur ces isolats a relevé une résistance généralisée à la Tétracycline, la Cefoxitine la Ceftazidine, l'Augmentin, la Lincomycine le Chloramphénicol, la Vancomycine et l'acide Fusidique; et une sensibilité de tous les isolats à la Ciprofloxacine. Des résultats similaires ont été observés en Ouganda, où des isolats d'*E. coli* provenant de poissons d'eau douce montraient une résistance élevée à la tétracycline et à la cefoxitine (Wamal *et al.*, 2018), ainsi qu'au Ghana, où des isolats étaient également résistants à plusieurs antibiotiques et porteurs de gènes de β -lactamases à spectre étendu (Adah *et al.*, 2024). Ces résultats peuvent être justifiés par le fait que les entérobactéries possèdent une résistance naturelle aux antibiotiques de la famille des β -Lactamines (Augmentin, Ceftazidine et la Cefoxidine) à cause de la β lactamase qui est une enzyme permettant d'hydrolyser la liaison chimique du noyau β -lactame de l'antibiotique, le rendant ainsi inefficace car cette coupure empêche l'antibiotique de perturber la synthèse de la paroi bactérienne (David L *et Paterson.*, 2006). Les antibiotiques de la famille des Cyclines et des Phénicol font partie de ceux dont l'usage est autorisé et réglementé : C'est le cas de la Tétracycline et Florfénicol. En effet la résistance observée vis à vis de la tétracycline, peut-être dû au fait qu'elle largement utilisée dans le domaine aquacole et qu'elle appartient à la même famille que l'Oxytétracycline qui a été le principal antibiotique utilisé pour les différentes activités de dénombrement au laboratoire. En ce qui concerne le chloramphénicol cela peut être dû au fait qu'il a le même mécanisme d'action (inhibe la synthèse des protéines bactériennes) et appartient à la même famille que son analogue le Florfénicol principale élément de l'Aquaflor médicament fréquemment utilisé en aquaculture (Bousslama *et al.*, 2016). Les à la Vancomycine, à la Lincomycine et à l'Acide fusidique, sont des résultats attendus puisqu'il s'agit de résistances intrinsèques largement reconnues. La Vancomycine, par exemple, est inefficace contre les bactéries à Gram négatif du fait de l'imperméabilité de leur membrane externe (EUCAST, 2021). De même, les Lincosamides comme la Lincomycine pénètrent mal chez les entérobactéries, qui possèdent en plus des mécanismes naturels d'efflux, même si des gènes comme *linF* ont récemment été décrits (Sundsford *et al.*, 2020). Enfin, l'acide fusidique, surtout actif contre les staphylocoques, n'agit pas sur les entérobactéries en raison d'une faible affinité

pour leur facteur d'élongation G et de pompes d'efflux qui le rejettent, comme cela a également été observé dans des études menées sur des bactéries aquatiques multirésistantes (Pérez-Etayo et al., 2020). Ainsi, les profils de résistance observés ne traduisent pas une acquisition récente de gènes, mais un caractère naturel et stable, régulièrement confirmé dans des contextes environnementaux variés (Mbehang Nguema *et al.*, 2021). Quant à la sensibilité vis à vis de la Ciprofloxacine, cela est dû à son mécanisme d'action qui consiste à inhiber l'action de l'ADN bactérien. Ils se fixent sur les topo-isomérases de type 2 principalement sur l'ADN gyrase pour les Gram – bloquant ainsi son activité (la réplication bactérienne) entraînant ainsi la mort cellulaire de la bactérie (Celia *et Francisco.*, 2024). Bien que les pisciculteurs nient le fait d'utiliser les antibiotiques, ce niveau de résistance indique qu'il existe une source de dissémination d'antibiotiques qui peut être la nourriture, car des études ont montrés les aliments pour poissons sont parfois supplémentés d'antibiotiques afin de prévenir certaines maladies cependant le fait d'ingérer les petites doses de manière continues peut entraîner des résistances de la part des bactéries des poissons ainsi que celle de son environnement (Van *et al.*, 2020).

**CONCLUSION, RECOMMANDATIONS
ET PERSPECTIVES**

Au terme de cette étude dont l'objectif était l'évaluation de la fréquence de des entérobactéries résistantes aux antibiotiques dans différents échantillons de poissons d'eaux douces commercialisés dans la ville de Yaoundé. Il ressort du diagnostic des pratiques d'élevage des poissons que le Silure (*Clarias gariepinus*), est le poisson le plus commercialisé. Sa culture en étangs ou en bacs se fait par des producteurs dont la plupart utilisent des antibiotiques afin de prévenir ou de traiter des maladies d'origine bactérienne.

L'évaluation de la prévalence des entérobactéries résistantes aux antibiotiques dans les parties du poisson indique que celle-ci est plus élevée dans les viscères que dans les autres parties. Cette prévalence étant beaucoup plus importante dans les bacs que dans les étangs.

L'identification et de quelques isolats d'entérobactéries résistantes et la recherche de leurs profils de résistance révèlent que la plus part des isolats s'apparentent aux genres *Salmonella* et *Escherichia coli* et sont résistantes à 89 % des antibiotiques testés. Ces résultats indiquent clairement que les poissons d'eaux douces en général et les Silures en particulier représentent d'importants vecteurs de bactéries notamment des souches présentant des profils de résistance aux antibiotiques généralement utilisés en médecine humaine et vétérinaire. Cette présence d'entérobactéries résistantes dans cet aliment alerte sur ses risques potentiels pour la santé publique car la consommation des poissons contaminés même après cuisson pourrait entraîner la transmission de ces bactéries à l'Homme, favorisant ainsi l'augmentation de la résistance aux antibiotiques dans les populations.

Perspectives

Bien que les causes soient multiples et divergentes il est primordial de sensibiliser tous les acteurs de la filière piscicole c'est-à-dire les autorités sanitaires, les professionnels de la pisciculture, les vendeurs ainsi que les consommateurs. Afin d'apporter encore plus d'informations concernant le sujet les prochaines études devront viser à:

- ❖ Caractériser les gènes de résistantes de ces isolats
- ❖ Étendre cette recherche dans d'autres villes.
- ❖ Étendre l'étude à d'autres types bactériens

REFERENCES

- Abraham, E. P., & Chain, E. (1940).** An enzyme from bacteria able to destroy penicillin. *Reviews of Infectious Diseases*, 10(4), 677–678.
- Acar, J., & Rostel, B. (2001).** Antimicrobial resistance: An overview. *Scientific and Technical Review*, 20(3), 797–810.
- Adingra, A., Gore, T., & Dosso, M. (2010).** Évaluation de la charge bactérienne chez le Tilapia *Oreochromis niloticus* (Linné 1755) vendus sur les marchés d'Abidjan (Côte d'Ivoire). *Agronomie Africaine*, 22(3), 217–225.
- Agence Française de Sécurité Sanitaire des Aliments. (2006).** Usages vétérinaires des antibiotiques, résistance bactérienne et conséquences pour la santé humaine (Rapport, 214 p.). France.
- Atangana, K., Ducarme, C., & Micha, J. (2019).** La pisciculture au Cameroun : Bilan et perspectives. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 13(2), 1140–1161.
- Ayoola, S., & Idowu, A. (2020).** Aquaculture value chain analysis in Nigeria: Constraints and opportunities for upgrading. *Aquaculture Economics & Management*, 24(1), 1–20.
- Bernadet, J., Christian, M., Duchaud, E., & Abdenour, B. (2007).** Bactériose des poissons d'aquaculture. *Bulletin de l'Académie Vétérinaire de France*, 161(1), 53–56.
- Bodering, A., Guelmbaye, N., Bongo, N., & Ngakou, A. (2017).** Utilisation des antibiotiques et profil de résistance des souches de Salmonella spp. et Escherichia coli isolées des exploitations avicoles des villes de N'Djaména et Doba au Tchad. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 11(4), 1664–1669.
- Bomba, O. (2016).** Caractérisation des fermes piscicoles dans la zone forestière du centre : cas du Département du Mfoundi [Mémoire d'ingénieur agronome, Faculté d'Agronomie et des Sciences Agricoles, Université de Dschang, Cameroun]. 47 p.
- Bouyahya, A., Bakri, Y., Et-Touys, A., Talbaoui, A., Khouchlaa, A., Charfi, S., Abrini, J., & Bakkali, N. (2017).** Résistance aux antibiotiques et mécanismes d'action des huiles essentielles contre les bactéries. *Phytothérapie*.

- Briet, A., Helsens, N., Delannoy, S., Debuiche, S., Brisabois, A., Midelet, G., & Granier, S. (2018).** NDM-1-producing *Vibrio parahaemolyticus* isolated from imported seafood. *Journal of Antimicrobial Chemotherapy*, 73(9), 2578–2579.
<https://doi.org/10.1093/jac/dky200>
- Budiati, T., Rusul, G., Wan-Abdullah, W. N., Arip, Y. M., Ahmad, R., & Thong, K. L. (2013).** Prevalence, antibiotic resistance and plasmid profiling of *Salmonella* in catfish (*Clarias gariepinus*) and tilapia (*Tilapia mossambica*) obtained from wet markets and ponds in Malaysia. *Aquaculture*, 372–375, 127–132.
- Celia, R., & Francisco, S. (2025).** L'essor et remise en question des (fluoro)quinolones : bref aperçu. *Pathogènes*, 14(6), 525.
- Chen, B. Y., Pyla, R., Kim, T. J., Silva, J. L., & Jung, Y. S. (2010).** Prevalence and contamination patterns of *Listeria monocytogenes* in catfish processing environment and fresh fillets. *Food Microbiology*, 27, 645–652.
- Chen, M., Cheng, J., Wu, Q., Zhang, J., Chen, Y., Xue, L., Lei, T., Zeng, H., Wu, S., Ye, Q., Bai, J., & Wang, J. (2018).** Occurrence, antibiotic resistance, and population diversity of *Listeria monocytogenes* isolated from fresh aquatic products in China. *Frontiers in Microbiology*, 9, 2215.
- Chiarello, M., Villéger, S., Bouvier, C., Bettarel, Y., & Bouvier, T. (2015).** High diversity of skin-associated bacterial communities of marine fishes is promoted by their high variability among body parts, individuals and species. *FEMS Microbiology Ecology*, 91(7).
- Clinical and Laboratory Standards Institute. (2006).** *Methods for antimicrobial disk susceptibility testing of bacteria isolated from aquatic animals: Approved guideline* (CLSI document M42-A). Wayne, PA: Clinical and Laboratory Standards Institute.
- Clinical and Laboratory Standards Institute. (2006).** *Methods for broth dilution susceptibility testing of bacteria isolated from aquatic animals: Approved guideline* (CLSI document M49-A). Wayne, PA: Clinical and Laboratory Standards Institute.
- Clinical and Laboratory Standards Institute. (2012).** *Performance standards for antimicrobial disk susceptibility tests; approved standard* (11th ed., CLSI document M02-A11). Wayne, PA: CLSI.

- Clinical and Laboratory Standards Institute. (2015).** *Methods for antimicrobial dilution and disk susceptibility testing of infrequently isolated or fastidious bacteria* (CLSI guideline M45). Wayne, PA: CLSI.
- Clinical and Laboratory Standards Institute. (2016).** *Methods for antimicrobial disk susceptibility testing of bacteria isolated from aquatic animals; approved guideline* (CLSI supplement M100S). Wayne, PA: CLSI.
- Clinical and Laboratory Standards Institute. (2016).** *Performance standards for antimicrobial susceptibility testing* (26th ed., CLSI supplement M100-S26). Wayne, PA: CLSI.
- Clinical and Laboratory Standards Institute. (2018).** *Performance standards for antimicrobial susceptibility testing* (CLSI supplement M02). Wayne, PA: CLSI.
- Commission du Codex Alimentarius. (2011).** *Definitions, guidelines for risk analysis of foodborne antimicrobial resistance* (CAC/GL 77-2011). Rome: FAO/WHO.
- Dang, L. T., Nguyen, L., Pham, V. T., & Bui, H. T. (2021).** Usage and knowledge of antibiotics of fish farmers in small-scale freshwater aquaculture in the Red River Delta, Vietnam. *Aquaculture Research*, 52(11), 1–11. <https://doi.org/10.1111/are.15389>
- Demore, B., Grare, M., & Duval, R. (2012).** Résistance des bactéries aux antibiotiques. In *Pharmacie clinique et thérapeutique* (4e éd., pp. 838-844). Paris: Elsevier Masson.
- Djanda Tcheukaba, S., Memegni Panta, E. S., Kekeunou, S., & Bougnom, B. P. (2022).** Antibiotic susceptibility profile of bacterial isolates from some fish-ponds in Yaoundé (Cameroon). *Journal of Research in Environmental and Earth Sciences*, 8(1), 18–22.
- Djim, A., & Ngana, K. (2022).** La production piscicole au Cameroun : déterminant majeur de l'émergence de la résistance aux antimicrobiens. *The Okwelians Review*, 10 p.
- Drancourt, M. (2016).** Antiquité de la résistance aux antibiotiques. *Journal des Anti-Infectieux*, 18(3), 1–5. <https://doi.org/10.1016/j.jda.2016.05.001>
- Effiong, M., & Imoh, I. (2019).** Comparative study of the bacterial load and species diversity in the African catfish (*Clarias gariepinus*) cultured in contrasting aquaculture tanks in Uyo, Nigeria. *Animal Research International*, 16(3), 3443–3449.

- Emikpe, B. O., Adebisi, T., & Adedeji, O. (2011).** Bacterial load on the skin and stomach of *Clarias gariepinus* and *Oreochromis niloticus* from Ibadan, South West Nigeria: Public health implications. *Journal of Microbiology and Biotechnology Research*, 1(1), 52–59.
- European Committee on Antimicrobial Susceptibility Testing (EUCAST). (2017).** EUCAST guidelines for detection of resistance mechanisms and specific resistances of clinical and/or epidemiological importance. <https://www.eucast.org>
- European Committee on Antimicrobial Susceptibility Testing (EUCAST). (2018).** *Breakpoint tables for interpretation of MICs and zone diameters (Version 8.0)*. Retrieved from <http://www.eucast.org>
- European Committee on Antimicrobial Susceptibility Testing (EUCAST). (2021).** *EUCAST intrinsic resistance and exceptional phenotypes tables (Version 3.3)*. <https://www.eucast.org>
- Farzana, E., Sithi, C., Nakul, C., Arifur, R., & Firoz, A. (2018).** Comparative analysis of antibiotic resistance pattern of bacteria isolated from fish of cultured and natural ponds: A study based on Noakhali region of Bangladesh. *Bioresearch Communications*, 4(2),
- Fashae, K., & Hendriksen, R. S. (2019).** Salmonella in the food chain: Contamination and control. *Food Research International*, 123, 41-50. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2019.04.078>
- Fleming, A. (1929).** On the antibacterial action of cultures of a Penicillium, with special reference to their use in the isolation of *B. influenzae*. *British Journal of Experimental*, 10(3), 226–236.
- Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO). (2022).** *La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture 2022: Vers une transformation bleue*. Rome: FAO. <https://doi.org/10.4060/cc0461fr>
- Helsens, N. (2020).** Caractérisation des communautés bactériennes et des profils de résistance aux antibiotiques dans le filet de truite arc-en-ciel [Thèse de doctorat, École Nationale Vétérinaire, Agro-alimentaire et de l'alimentation de Nantes]. 183 p.
- Hishamunda, N., Cai, J., & Leung, P. (2011).** Aquaculture commerciale et croissance économique, réduction de la pauvreté et sécurité alimentaire : cadre d'évaluation. FAO.

- International Organization for Standardization. (2017).** *ISO 6887-1:2017. Microbiologie de la chaîne alimentaire — Préparation des échantillons, de la suspension mère et des dilutions décimales en vue de l'examen microbiologique* (12 p.). ISO.
- International Organization for Standardization. (2021).** *ISO 6888-1:2021. Microbiologie de la chaîne alimentaire — Méthode horizontale pour le dénombrement des staphylocoques à coagulase positive (*Staphylococcus aureus* et autres espèces)* (12 p.). ISO.
- Iweriebor, B., Iwu, C., Obi, L., Nwodo, U., & Okoh, A. (2015).** Multiple antibiotic resistances among Shiga toxin producing *Escherichia coli* O157 in feces of dairy cattle farms in Eastern Cape of South Africa. *BMC Microbiology*, *15*, 213. <https://doi.org/10.1186/s12866-015-0543-4>
- Kenfack, A. A. J., Ducarme, C., & Micha, J.-C. (2019).** La pisciculture au Cameroun : bilan et perspectives. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, *13*(2), 1140–1161. <https://doi.org/10.4314/ijbcs.v13i2.23>
- Kpenavoun, S. C., Gandonou, E., Adegbidi, A., & Abokini, E. (2017).** Mesure et déterminants de l'efficacité technique des pisciculteurs du Bénin. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, *11*(5), 2194–2208. <https://doi.org/10.4314/ijbcs.v11i5.16>
- Lara, P., David, D., & Ana, I. (2020).** The aquatic ecosystem, a good environment for horizontal transfer of antimicrobial resistance and virulence-associated factors among extended spectrum β -lactamases producing *E. coli*. *Microorganisms*, *8*(4), 568. <https://doi.org/10.3390/microorganisms8040568>
- Larsen, A., Tao, Z., Bullard, S. A., & Arias, C. R. (2013).** Diversity of the skin microbiota of fishes: Evidence for host species specificity. *FEMS Microbiology Ecology*, *85*(3), 483–494. <https://doi.org/10.1111/1574-6941.12136>
- Lazard, J. (2009).** La pisciculture des tilapias. *Cahiers Agricultures*, *18*(2), 174–182. <https://doi.org/10.1684/agr.2009.0283>
- Lebel, A., & Pontié, E. (2011).** « Mbalmayo », Le Cameroun aujourd'hui. Paris: Éditions du Jaguar.

- Li, R., Lin, K., Chen, M., Wong, Y., & Chen, S. (2015).** First detection of AmpC β -lactamase blaCMY2 on a conjugative IncA/C plasmid in a *Vibrio parahaemolyticus* isolate of food origin. *Antimicrobial Agents and Chemotherapy*, 59(7), 4106–4111. <https://doi.org/10.1128/AAC.00197-15>
- Lim, Y. J., Kim, H. J., Roh, M., Park, C. I., & Smith, P. (2016).** Epidemiological cut-off values for disc diffusion data generated by standard test protocols from *Edwardsiella tarda* and *Vibrio harveyi*. *Aquaculture International*, 24(4), 1153–1161. <https://doi.org/10.1007/s10499-016-9980-3>
- Linton, M., McClements, J., & Patterson, M. F. (2003).** Changes in the microbiological quality of shellfish, brought about by treatment with high hydrostatic pressure. *International Journal of Food Science & Technology*, 38(6), 713–727. <https://doi.org/10.1046/j.0950-5423.2003.00730.x>
- Lupo, A., Haenni, M., & Madec, J. Y. (2018).** Antimicrobial resistance in *Acinetobacter spp.* and *Pseudomonas spp.* *Microbiology Spectrum*, 6(3), ARBA-0007-2017. <https://doi.org/10.1128/microbiolspec.ARBA-0007-2017>
- Lupoa, C., & Angot, J. L. (2020).** Problèmes de santé publique liés à la consommation de fruits de mer. *Bulletin de l'Académie nationale de médecine*, 204, 1017–1033.
- Manishimwe, R., Buhire, M., Uyisunze, A., Turikumwenayo, J. B., & Tukei, M. (2017).** Characterization of antibiotic resistant *Escherichia coli* in different poultry farming systems in the Eastern Province and Kigali City of Rwanda. *Revue d'Élevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux*, 70(1), 13–19. <https://doi.org/10.19182/remvt.31227>
- Mbehang Nguema, P. P., Onanga, R., Mabika, A., Bivigou, B., Mounioko, F., Mbehang, N., ... & Moury, F. (2021).** High level of intrinsic phenotypic antimicrobial resistance in enterobacteria from terrestrial wildlife in Gabonese national parks. *Frontiers in Microbiology*, 12, 745010. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2021.745010>
- Menga, L., Akouango, P., & Ognika, A. (2023).** Caractéristiques socio-économiques et techniques des élevages piscicoles de la ville de Brazzaville et ses environs (République du Congo). *Journal of Animal & Plant Sciences*, 56(2), 10327–10340.

- Mensah, S. E., Koudandé, O. D., Sanders, P., Laurentie, M., Mensah, G. A., & Abiola, F. A. (2014).** Résidus d'antibiotiques et denrées d'origine animale en Afrique: risques de santé publique. *Revue Scientifique et Technique (OIE)*, 33(3), 1–27. <https://doi.org/10.20506/rst.33.3.2334>
- Milan, M., Slavia, V., Jelena, B., Jelena, P., & Ivan, N. (2024).** Antimicrobial resistance in aquaculture: Risk mitigation within the One Health context. *Foods*, 13(15), 2448. <https://doi.org/10.3390/foods13152448>
- Ministère de l'Élevage, des Pêches et des Industries Animales (MINEPIA). (2019).** *Rapport annuel sur la pêche et l'aquaculture au Cameroun*. Division des Études, de la Planification, de la Coopération et des Statistiques.
- Ministère de l'Élevage, des Pêches et des Industries Animales (MINEPIA). (2023).** *Situation de la production et des importations du sous-secteur élevage, pêches et industries animales*. 28 p.
- Moffo, F., Ndebé, M. M. F., Tangu, M. N., et al. (2024).** Antimicrobial use, residues and resistance in fish production in Africa: Systematic review and meta-analysis. *BMC Veterinary Research*, 20, 307.
- Muziasari, W. I., Managaki, S., Pärnänen, K., Karkman, A., Lyra, C., Tamminen, M., Suzuki, S., & Virta, M. (2014).** Sulphonamide and trimethoprim resistance genes persist in sediments at Baltic Sea aquaculture farms but are not detected in the surrounding environment. *PLoS ONE*, 9(3), e92702
- Muziasari, W. I., Pitkänen, L. K., Sørum, H., Stedtfeld, R. D., Tiedje, J. M., & Virta, M. (2017).** The resistome of farmed fish feces contributes to the enrichment of antibiotic resistance genes in sediments below Baltic Sea fish farms. *Frontiers in Microbiology*, 7, 2137. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2016.02137>
- Nguenga, D., Teugels, G. G., & Ollevier, F. (2000).** Fertilization, hatching, survival and growth rates in reciprocal crosses of two strains of an African catfish *Heterobranchus longifilis* Valenciennes 1840 under controlled hatchery conditions. *Aquaculture Research*, 31(7), 565–573. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2109.2000.00471.x>
- O'Callaghan, C. H., Morris, A. S., Kirby, M., & Shingler, A. H. (1972).** Novel method for detection of β -lactamases by using a chromogenic cephalosporin substrate.

Antimicrobial Agents and Chemotherapy, 1(4), 283–288.

<https://doi.org/10.1128/AAC.1.4.283>

O’Neill, J. (2016). *Tackling drug-resistant infections globally: Final report and recommendations.* Review on Antimicrobial Resistance.

Pan, X. S., Yague, G., & Fisher, L. M. (2001). Quinolone resistance mutations in *Streptococcus pneumoniae* gyrA and parC proteins: Mechanistic insights into quinolone action from enzymatic analysis, intracellular levels, and phenotypes of wild-type and mutant proteins. *Antimicrobial Agents and Chemotherapy*, 45(11), 3140–3147. <https://doi.org/10.1128/AAC.45.11.3140-3147.2001>

Paterson, D. L. (2006). Resistance in gram-negative bacteria: Enterobacteriaceae. *American Journal of Infection Control*, 34(5 Suppl. 1), S20–S28. <https://doi.org/10.1016/j.ajic.2006.05.238>

Pérez-Etayo, L., González, D., Vitas, A. I., & María, A. (2020). Multidrug-resistant bacteria isolated from different aquatic environments. *Scientific Reports*, 10, 68226. <https://doi.org/10.1038/s41598-020-68226-9>

Salo, S., Laine, A., Alanko, T., Sjöberg, A. M., Wirtanen, G., Guðbjörnsdóttir, B., Jessen, B., ... Woivalin, A. (2000). Validation of the microbiological methods Hygicult dipslide, contact plate, and swabbing in surface hygiene control: A Nordic collaborative study. *Journal of AOAC International*, 83(6), 1357–1366. <https://doi.org/10.1093/jaoac/83.6.1357>

Sanders, P., Bousquet-Melou, A., Chauvin, C., & Toutain, P.-L. (2011). Utilisation des antibiotiques en élevage et enjeux de santé publique. *INRA Productions Animales*, 24(3), 199–204. <https://doi.org/10.20870/productions-animales.2011.24.3.3272>

Sarlin, L. L., Barnhart, E. T., Caldwell, D. J., Moore, R. W., Byrd, J. A., Caldwell, D. Y., ... Hargis, B. M. (1998). Evaluation of alternative sampling methods for Salmonella critical control point determination at broiler processing. *Poultry Science*, 77(9), 1253–1257.

Shibata, N., Doi, K., Yamane, T., Yagi, H., Kurokawa, K., Shibayama, H., Kato, K., & Arakawa, Y. (2003). PCR typing of genetic determinants for metallo-beta-lactamases and integrases carried by gram-negative bacteria isolated in Japan, with focus on the

class 3 integron. *Journal of Clinical Microbiology*, 41(12), 5407–5413.
<https://doi.org/10.1128/JCM.41.12.5407-5413.2003>

Sundsford, A., Johansen, B. K., Ørstavik, I., & Simonsen, G. S. (2020). Prevalence and characterization of integrons in blood culture *Enterobacteriaceae* and gastrointestinal *Escherichia coli* in Norway and reporting of a novel class 1 integron-located lincosamide resistance gene (linF). *Journal of Antimicrobial Chemotherapy*, 75(5), 1152–1159. <https://doi.org/10.1093/jac/dkaa018>

Takadong Tsafack, J. J., Kamgain Tchuenchieu, D. A., Tene Mouafo, H., Bengue Baomog, M. A., Bimem Adjele, J. J., Koupestchop Medjo, E., Nouteza, I. L., Ndakoh, B. T., Matchawe, C., Sasanya, J., & Nama Medoua, G. (2021). Microbial Assessment and Antibiotic Susceptibility Profile of Bacterial Fish Isolates in an Aquaculture Production Site in Mefou-Afamba Division of Cameroon. *Journal of Environmental Science and Engineering B*, 10, 20–30.

Tambi, N. (2001). Analysis of household attitudes toward the purchase of livestock products and fish in Cameroon. *Agricultural Economics*, 26(2), 137–147.
<https://doi.org/10.1111/j.1574-0862.2001.tb00060.x>

Tarnecki, A. M., Burgos, F. A., Ray, C. L., & Arias, C. R. (2017). Fish intestinal microbiome: Diversity and symbiosis unravelled by metagenomics. *Journal of Applied Microbiology*, 123(1), 2–17. <https://doi.org/10.1111/jam.13415>

Teugels, G. G., & Guégan, J.-F. (1994). Diversité biologique des poissons d’eaux douces de la Basse-Guinée et de l’Afrique centrale. *Annales du Musée Royal de l’Afrique Centrale, Zoologie*, 275, 67-85.

Tiogué, C. T., Bibou, A., Kenfack, A., & Tchoumboué, J. (2020). Caractéristiques socio-économiques et techniques des élevages piscicoles du Département du Mbam et Inoubou. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 14(3), 983–1000.
<https://doi.org/10.4314/ijbcs.v14i3.13>

Tomedi, E. (2015, mars 31). *État des lieux de la pisciculture au Cameroun*. Conférence à l’Hôtel Hilton, Yaoundé.

Van, T. T. H., Yidana, Z., Smooker, P. M., & Coloe, P. J. (2020). Antibiotic use in food animals worldwide, with a focus on Africa: Pluses and minuses. *Journal of Global Antimicrobial Resistance*, 20, 170–177. <https://doi.org/10.1016/j.jgar.2019.07.031>

Viveen, W. J. A. R., Richter, C. J. J., Van Oordt, P. G. W. J., Janssen, J. A. L., & Huisman, E. A. (1985). *Practical manual for the culture of the African catfish (Clarias gariepinus)*. Wageningen: Department of Fish Culture and Fisheries, Agricultural University of Wageningen.

Wang, W., Baloch, Z., Peng, Y., Hu, J., Xu, S., & Fanning, L. (2017). Genomic characterization of a large plasmid containing a blaNDM-1 gene carried on *Salmonella enterica* serovar Indiana C629 isolate from China. *BMC Infectious Diseases*, 17, 479. <https://doi.org/10.1186/s12879-017-2545-4>

Watts, J. E. M., Schreier, H. J., Lanska, L., & Hale, M. S. (2017). Aquaculture and antibiotic resistance in bacteria: A review. *Pathogens*, 6(1), 15.

ANNEXES

Annexe 1 : fiche d'enquête

I. Informations Générales Sur Les Participants

Lieu de rencontre : -----

Nom et prénom du participant : -----

Date de prise de contact : -----

Sexe : -----

Age : -----

II. Information relative à la production du poisson

1-Comment Avez-Vous Appris Cette Activité ?

2-Depuis Combien De Temps Exercez-Vous Cela ?

3-Espace De Pisciculture : Étang Bacs

4-Quels sont les différents poissons que vous élevez ?

5-Pourquoi ?

6-Utilisez-Vous Des Antibiotiques

7- Lesquels

8- A quelle fréquence l'utilisez-vous ces antibiotiques ?

9-Ces antibiotiques sont-ils efficaces ?

Annexe 2: liste d'antibiotiques

Isolats d'entérobactéries	Familles d'Antibiotiques								
	β-lactamines			Phénicol	Fluoroquinolones	Cyclines	Glycopeptides	Lincosamides	Fusidines
	FOX	CAZ	AMC	C	CIP	TE	VA	L	FA
BO1	-	-	-	-	33 ± 2,83	-	-	-	-
BO3	-	-	-	7,00 ± 1,41	32,5 ± 0,71	-	-	-	-
DO1	-	-	-	-	40,00±0,00	-	7,00 ± 1,41	-	-
Conclusion	R	R	R	R	S	R	R	R	R
	FOX	CAZ	AMC	C	CIP	TE	VA	L	FA
S ≥	19	22	19	22	26	19	16	21	26
R <	15	19	19	19	24	17	16	17	24

R : résistant ; S : sensible ; - : absence du diamètre d'inhibition ; **FOX** : Cefoxitine ; **CAZ** : Ceftazidine ; **AMC** : Augmentin ; **C** : Chloramphénicol ; **CIP** : Ciprofloxacine ; **TE** : Tétracycline ; **VA** : Vancomycine ;

L : Lincomycine ; **FA** : Acide fusidique.