

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

RÉPUBLIQUE ALGÉRIENNE DÉMOCRATIQUE ET POPULAIRE

MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEUR ET DE LA RECHERCHE

SCIENTIFIQUE

UNIVERSITÉ 8 MAI 1945 GUELMA

FACULTÉ DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE ET SCIENCES DE LA TERRE ET DE
L'UNIVERS

DÉPARTEMENT D'ÉCOLOGIE ET GÉNIE DE L'ENVIRONNEMENT



Mémoire de Master

Domaine : Science de la Nature et de la Vie

Filière : Microbiologie-Ecologie

Spécialité/Option : Microbiologie de l'environnement: Santé, Eau et Environnement

**Thème : Etude de la qualité bactériologique du poissons (*Carassius carassius*
Linnaeus, 1758) peuplant les eaux du canal Messida (Nord-Est Algérien)**

Présenté par :

- BENKIRATE Fatima zahra.
- MOUMENI Houda.

Devant le jury composé de :

Présidente: Mme BEDIQUI S.

(M.A.A. Université de Guelma)

Examineur: Mr. BOUHLAGHEM H.

(M.A.A. Université de Guelma)

Promotrice: Mme BENHALIMA L.

(M.A.A. Université de Guelma)

Juin 2015

Remerciements

Au terme de ce travail, Tout d'abord, nous remercions le Dieu, notre créateur de nous avoir donné les forces, la volonté et le courage afin d'accomplir ce travail modeste.

Tout d'abord, Nous tenons à remercier les membres de jury pour l'honneur qu'ils nous ont fait en acceptant de siéger à notre soutenance, tout particulièrement :

*Mme **BEDIOUI S.** maître assistante au Département de biologie à l'Université de Guelma pour nous avoir fait l'honneur de présider le jury de ce mémoire.*

*Mr **BOUCHLAGHEM .A** maître assistant au Département de biologie à l'Université de Guelma qui a eu l'amabilité d'examiner ce modeste travail et de participer à notre jury.*

Nous vous remercions de nous avoir honoré en acceptant de juger notre modeste travail. Veuillez trouver ici le témoignage de notre respect le plus profond.

*ce travail ne serait pas aussi riche et n'aurait pas pu avoir le jour sans l'aide et l'encadrement de Mme. **BENHALIMA L.**, on la remercie pour la qualité de son encadrement exceptionnel, pour sa patience, sa rigueur et sa disponibilité durant notre préparation de ce mémoire.*

*Nous souhaitons remercier **HASSIBA** et **WAFIA**; techniciennes du laboratoire de biologie pour nous avoir facilité le travail au cours des manipulations .De là , ils trouvent ici l'expression de nos profond respect.*

Nos remerciements vont également à tous les professeurs et les enseignants qui nous ont beaucoup encouragé et soutenu depuis le début de nos premier cycle d'étude jusqu'à la fin de notre cinquième année universitaire.

A la fin Nos profonds remerciements vont également à toutes les personnes qui nous ont aidés et soutenue de près ou de loin

Benkirat et Moumeni

Dédicace :

Au nom d'ALLAH, le tout puissant, le miséricordieux,

Je dédie ce modeste travail :

- *A mes parents :*
Grâces à leurs tendres encouragements et leurs grands sacrifices, ils ont pu créer le climat affectueux et propice à la poursuite de mes études. Je prie le bon dieu de les bénir.
- *A mon frère **M^{ed} EL AMINE** et ma sœur **IMANE**.*
Ce travail est également le fruit de vos nombreux soutiens que DIEU vous garde en vie le plus longtemps possible est vous accorde sa grâce.
- *A la famille : **HEMAMDA**.*
- *A ma cousine : **KADIDJA**.*
- *A mon binôme : **BENKIRATE FATIMA ZAHRA**.*
- *A tous mes professeurs qui m'ont uivi durant toute ma formation.*
- *A tous mes amies :*
J'espère une fidélité et une amitié qui infinie.
- *A mes collègues de la promotion 2014-2015.*

Et à tous ceux qui ont contribué de près ou de loin pour que ce projet soit possible, je vous dis merci.

Houda.

Sommaire

Liste des abréviations

Liste des tableaux

Liste des figures

Liste des schémas

Introduction

Chapitre I :Les poissons des eaux de surface et dangers abiotiques et biologiques

1. milieu de vie	1
2. Diversité ichtyologique	1
3. Les facteurs déterminant la répartition des poissons	2
3.1. Les facteurs environnementaux	3
3.2. Les Facteurs anthropiques	3
II. Les dangers abiotiques et biologiques	5
1. Dangers abiotiques	5
2. Dangers biologiques	7

Chapitre II : Contamination microbiologique des poissons et risque infectieux

I. Contamination microbiologique	9
II. Les risques infectieux	9
1. Altérations des poissons	9
2. Les maladies infectieuses des poissons	12
2.1. Maladies digestives	12
2.2. Maladies cutanées	13
2.3. Maladies respiratoires	17

Chapitre III : Matériel et Méthodes

I. Matériel	20
II. Méthodes	20
1. Description du site d'étude : le canal Messida	20
1.1. Situation géographique	20
1.2. Caractéristiques du canal Messida	22
1.3. Intérêt écologique du canal Messida	23

2. Présentation de l'espèce étudiée : <i>Carassius carassius</i>	23
2.1. Identification, biologie et morphologie du modèle biologique	23
2.2. Position systématique de <i>Carassius carassius</i>	25
2.3. Intérêt	26
3. Stratégie d'échantillonnage	26
3.1. La pêche du Carassin commun	26
3.2. Fréquence et transport des échantillons	29
4. Méthode d'analyse	29
4.1. Détermination du poids, sexe des poissons et le pH des différentes parties du corps.	29
4.2. Etude bactériologique	30
4.2.1. Méthode de collecte et de préparation de la solution mère des différentes parties de corps du poisson	31
4.2.2. Dénombrement de la flore cultivable hétérotrophe mésophile	32
4.2.3. Dénombrement des entérobactéries	35
4.2.4. Recherche et dénombrement des coliformes totaux (CT) et des coliformes fécaux (CF)	37
4.2.5. Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux (SF)	41
4.2.6. Recherche et dénombrement des bactéries anaérobies sulfite-réductrices (ASR)	44
4.2.7. Dénombrement de <i>Staphylococcus aureus</i>	47
4.2.8. Dénombrement des Bactéries Antibiorésistantes	49
4.2.8.1. Dénombrement de la flore cultivable hétérotrophe mésophile antibiorésistantes	49
4.2.8.2. Dénombrement des entérobactéries antibiorésistantes	51

Chapitre VI : Résultats et Discussion

I- Résultats	52
1. Détermination du poids, sexe des poissons et le pH des différentes parties du corps	52
2. Résultats de l'analyse bactériologique	53
2.1. Résultats de dénombrement de la flore cultivable hétérotrophe mésophile	53
2.2. Résultats de dénombrement des entérobactéries	55

2.3.Résultats de dénombrement des coliformes totaux (CT)	57
2.4.Résultats de dénombrement des coliformes fécaux (CF)	59
2.5.Résultats de dénombrement des streptocoques fécaux (SF)	62
2.6.Résultats de dénombrement des bactéries anaérobies sulfito-réductrices (ASR).	64
2.7.Résultats de Dénombrement de <i>Staphylococcus aureus</i>	65
2.8.Résultats de dénombrement des Bactéries antibiorésistantes	67
2.8.1. Résultats de dénombrement de la flore cultivablehétérotrophe mésophile antibiorésistantes	67
2.8.2. Résultats de dénombrement des entérobactéries antibiorésistantes	71
II.Discussion	74

Conclusion

Références bibliographiques

Annexes

Résumé

Liste des abréviations

Amp : Ampicilline

ASR : Anaérobie Sulfito-Réductrice

BCPL : Bouillon lactosé au pourpre de bromocrésol

°C : Degré Celsius

CF : Coliforme Fécaux

CT : Coliformes Totaux

E : Erythromycine

FAO : Food and agriculture Organization of the United nation

HAP : Hydrocarbure aromatique polycyclique

NPP : Nombre le Plus Probable

OMS : Organisation Mondiale de la Santé

PCA : Plat Count Agar

pH : Potentiel Hydrogène

PNEK : Parc National d'EL Kala

S/C : simple concentration

SF : Streptocoque Fécaux

TNO : Territoires du nord-ouest

U.V : Ultra violet

VF : Viande- Foie

Liste des tableaux

N° de tableau	Titre	N° de Page
01	Liste des maladies d'origine bactérienne rencontrées ou pouvant apparaître chez les poissons.	16
02	les principaux caractères du canal Messida.	22
03	Aspects culturels des Entérobactéries sur le milieu Hektoen.	35
04	détermination du sexe et du poids du carassin <i>Carassius carassius</i> .	52
05	Valeurs de pH des parties de corps du <i>Carassius carassius</i> .	52
06	Nombre de la flore cultivable hétérotrophe mésophile au niveau des différentes parties de corps du carassin <i>Carassius carassius</i> peuplant les eaux du canal Messida.	53
07	Nombre des entérobactéries au niveau des différentes parties de corps du carassin <i>Carassius carassius</i> peuplant les eaux du canal Messida.	55
08	Nombre des coliformes totaux au niveau des différentes parties de corps du carassin <i>Carassius carassius</i> peuplant les eaux du canal Messida.	57
09	Nombre des coliformes fécaux au niveau des différentes parties de corps du carassin <i>Carassius carassius</i> peuplant les eaux du canal Messida.	59
10	Nombre des Streptocoques fécaux au niveau des différentes parties de corps du carassin <i>Carassius carassius</i> peuplant les eaux du canal Messida.	62
11	Nombre des <i>Staphylococcus aureus</i> au niveau des différentes parties de corps du carassin <i>Carassius carassius</i> peuplant les eaux du canal Messida.	65
12	Pourcentage de la flore cultivable hétérotrophe mésophile résistantes à l'ampicilline et à l'érythromycine au niveau des différentes parties de corps du carassin <i>Carassius carassius</i> peuplant les eaux du canal Messida.	67
13	Pourcentage des entérobactéries résistantes à l'ampicilline et à l'érythromycine au niveau des différentes parties de corps du carassin <i>Carassius carassius</i> peuplant les eaux du canal Messida.	71

Liste des figures

N° de figure	Titre	N° de Page
01	Carte de la situation du canal Messida.	21
02	Morphologie générale du Carassin commun <i>Carassius carassius</i> .	25
03	Localisation des trois points de prélèvement.	27
04	Vue générale des points de prélèvement.	28
05	Détermination du Poids des Poissons par la balance de Précision.	30
06	(a) prélèvement et (b) préparation de la solution mère de Mucus.	31
07	(a) Prélèvement des branchies, (b) de la chair et (c) préparation de leur solutions mères.	32
08	Répartition de la flore cultivable hétérotrophe mésophile au niveau des différentes parties de corps du carassin <i>Carassius carassius</i> peuplant les eaux du canal Messida.	54
09	Répartition des entérobactéries au niveau des différentes parties de corps du carassin <i>Carassius carassius</i> peuplant les eaux du canal Messida.	56
10	Répartition des coliformes totaux au niveau des différentes parties de corps du carassin <i>Carassius carassius</i> peuplant les eaux du canal Messida.	58
11	Répartition des coliformes fécaux au niveau des différentes parties de corps du carassin <i>Carassius carassius</i> peuplant les eaux du canal Messida.	60
12	Test indole positif sur eau peptonée exempte d'indole incubée à 44°C confirme la présence d' <i>Escherichia coli</i> .	61
13	Répartition des Streptocoque fécaux au niveau des différentes parties de corps du carassin <i>Carassius carassius</i> peuplant les eaux du canal Messida.	63
14	Confirmation de la présence des Streptocoques fécaux par la formation d'un dépôt violet dans le milieu Eva-Litsky.	64
15	Présence de colonie noire dans le milieu viande-foie ensemencé par la dilution 10^{-1} des branchies du <i>Carassius carassius</i> pêchés au niveau du point de prélèvement S2.	64
16	Confirmation de la présence des <i>Staphylococcus aureus</i> par le test staphylocoagulase.	65
17	Répartition des <i>Staphylococcus aureus</i> au niveau des branchies et de mucus du carassin <i>Carassius carassius</i> peuplant les eaux du canal Messida durant le mois de Février.	66
18	Répartition des <i>Staphylococcus aureus</i> au niveau de la chair du carassin <i>Carassius carassius</i> peuplant les eaux du canal Messida durant le mois de Février.	66
19	Pourcentage de la flore cultivable hétérotrophe mésophile résistante à l'ampicilline au niveau des différentes parties de corps du carassin <i>Carassius carassius</i> peuplant les eaux du canal Messida.	69
20	Pourcentage de la flore cultivable hétérotrophe mésophile résistante à l'Erythromycine au niveau des différentes parties de corps du carassin	70

Suite de la liste des figures :

	<i>Carassius carassius</i> peuplant les eaux du canal Messida	
21	Pourcentage des entérobactéries résistantes à l'Ampicilline au niveau des différentes parties de corps du carassin <i>Carassius carassius</i> peuplant les eaux du canal Messida.	72
22	Pourcentage des entérobactéries résistantes à l'Erythromycine au niveau des différentes parties de corps du carassin <i>Carassius carassius</i> peuplant les eaux du canal Messida.	73

Liste des schémas

N° de schéma	Titre	N° de Page
01	Technique de dénombrement de la flore cultivable hétérotrophe mésophile.	34
02	Technique de dénombrement des entérobactéries.	36
03	Technique de dénombrement des coliformes totaux et des coliformes fécaux.	40
04	Technique de dénombrement des Streptocoque fécaux.	43
05	Recherche et dénombrement des bactéries anaérobies sulfito-réductrices.	46
06	Recherche et dénombrement de <i>Staphylococcus aureus</i> .	48
07	Technique de dénombrement la flore cultivable hétérotrophe mésophile antibiorésistante.	50
08	Technique de dénombrement des entérobactéries antibiorésistantes.	51

Introduction

L'eau de surface a des rôles alimentaires et socio-économiques très importants : elle renferme des poissons qui sont des sources de protéines animales, les plus importantes dans l'alimentation de plusieurs populations dans le monde (Lalèyé, 1995).

Malheureusement, l'introduction et l'accumulation des polluants dans l'environnement aquatique constituent une détérioration des conditions de vie pour tous les organismes vivants y compris les poissons. Les eaux de surface reçoivent plusieurs polluants telle que les matières organiques provenant des activités agricoles ou industrielles, et les microorganismes pathogènes (virus, bactéries ou parasites) provenant des matières fécales de l'homme et de l'animale.

Le niveau de contamination des poissons au moment de la capture dépend de l'environnement et de la qualité bactériologique de l'eau dans laquelle ils sont pêchés. Beaucoup de facteurs influent sur la microflore des poissons, les plus importants sont la température, la teneur en sel, la proximité des régions de pêche avec des habitations humaines, la quantité et l'origine de la nourriture consommée par les poissons, ainsi que la méthode de pêche [1].

Généralement, la pollution bactériologique des eaux est la principale cause de la contamination des poissons et leur consommation, expose le consommateur à un risque de toxinfektion (Panisset, 2003). Selon plusieurs études, les risques de contamination varient selon la partie du poisson consommée. Ils sont plus élevés pour celui qui consomme la tête que pour un autre qui se limite à la chair [2].

En Algérie, les eaux continentales sont soumises à des perturbations anthropiques importantes induisant d'une part la fragmentation des milieux et l'isolement des populations, et d'autre part, des modifications profondes des communautés de poissons se traduisant par une perte de diversité et/ou des déséquilibres démographiques (Lounaci, 2012).

Dans la présente étude, on se propose d'étudier la qualité bactériologique des poissons (carassins communs) du canal Messida qui se situe dans le Park National d'El Kala (Nord-Est Algérien). Le canal Messida reliant le lac Tonga à la Méditerranées est considéré comme un milieu de vie de plusieurs espèces ichtyologiques (espèce introduite, espèce otochtone), il constitue un corridor biologique permettant à plusieurs espèces de poissons de se déplacer de la mer vers le lac

et vice versa. De ce fait, le canal est considéré comme une zone de pêche importante pour les habitats de la région malgré il est conforté à plusieurs sources de pollutions.

Dans le but d'évaluer la qualité des poissons peuplant les eaux du canal Messida, nous avons effectué une analyse bactériologique quantitative des branchies, mucus et la chair d'un poisson très fréquent dans le site d'étude : le carassin commun *Carassius carassius*, en raison de leur capacité de résistance, leur abondance et leur consommation dans la région d'étude.

Donc les objectifs du présent travail sont:

- ✓ La recherche et le dénombrement des germes indicateurs d'une pollution fécale : les coliformes totaux, les coliformes fécaux, les streptocoques fécaux, et les anaérobies sulfite-réducteur.
- ✓ La recherche et le dénombrement des germes indicateurs de la qualité hygiénique : *Staphylococcus aureus*.
- ✓ Le dénombrement des bactéries antibiorésistantes.
- ✓ L'évaluation des risques sanitaires (Humains et environnementaux).

Nous avons organisé notre démarche en quatre chapitres :

- Le premier et le second est purement théorique rassemble d'une part des généralités sur les poissons des eaux de surface et les dangers abiotiques et biotiques, et d'autre part l'altération et les maladies infectieuses des poissons.
- Le troisième est un chapitre expérimentale consacré aux méthodes utilisées pour l'analyse bactériologique des différentes parties de corps du carassin commun.
- En fin, le dernière chapitre mentionne les différents résultats obtenus au cours de notre étude sous forme des tableaux et des graphes, avec une discussion et une conclusion clôturant le mémoire.

I. Les poissons des eaux de surface :

1. milieu de vie :

Les eaux de surface proviennent surtout des pluies, et elles sont constituées d'un mélange d'eau de ruissellement et d'eau souterraine. Elles comprennent les eaux des grands cours d'eau, des étangs et des lacs, ainsi que des petits ruisseaux des hauts pays alimentés par des sources et qui recueillent les eaux de ruissellement des bassins versants [3].

Ces eaux constituent un milieu de vie pour plusieurs organismes vivants comme : Les insectes, les invertébrés et vertébrés parmi lesquels les poissons qui sont des organismes très importants pouvant être des indicateurs écologiques de la qualité de leur écosystèmes aquatiques.

Ils ont besoin d'un milieu de vie qui leur permettant de se nourrir et de se reproduire, donc la qualité de l'eau joue un rôle important dans l'adaptation et la diversité de ces organismes[4].

Il existe trois catégories de poissons selon les types d'eau :

- Les espèces intolérantes qui dominent les eaux fraîches, claires et bien oxygénées,
- Les espèces tolérantes qui s'adaptent avec les eaux chaudes, troubles et moins oxygénées,
- Et les espèces intermédiaires qui ont un seuil de tolérance intermédiaire par rapport aux deux autres groupes (Ovidio et Philippart, 2008).

Actuellement une diversité extraordinaire de poissons dans le monde est connue avec plus de 26.000 espèces. On les trouve dans différents types d'environnements tels que les lacs, les lagunes, les ruisseaux, les rivières, et les fleuves (Mbega, 2013).

Depuis longtemps, les poissons des eaux douces constituent un élément socio-économique très important dans plusieurs pays et un axe de recherche dans plusieurs études scientifiques (Poillebauer et Alliod, 2010).

2. Diversité ichthyologique :

Les poissons d'eau douce représentaient 38 pour cent de la production aquacole mondiale en termes de quantité, et 34 pour cent en termes de valeurs en 2003. d'après la FAO, plus de 120 espèces de poissons d'eau douce sont élevées depuis 1950 (FAO, 2008). Alors que beaucoup de pays ont tendance à se concentrer sur les espèces indigènes,

quelque espèces telles que la carpe (*Cyprinus carpio*), le silure (*Aminurus nebulosus*), et le tilapia (*Oreochromis* spp.) ont été à l'origine de la création de secteurs aquacoles que l'on peut qualifier de globaux (Junnig et al., 2011).

L'ichtyofaune des eaux continentales d'Algérie est composée de 67 espèces réparties en 27 familles (6 espèces autochtones et 20 introduites) (Lounaci, 2012). Les Cyprinidés dominent avec 22 espèces (33 %), suivis par les Cichlidés avec 8 espèces (10 %) et les Mugilidés avec 7 espèces. La majorité des espèces signalées sont recensées entre 1842 et 1989. *Aphanius saourensis*, est la dernière à avoir été signalée en 2006 par Blanco et al., (2006). Toutefois, la taxonomie de l'ichtyofaune Algérienne reste à ce jour incomplète. Selon Azeroual et al (2000). la diversité décroît d'Ouest en Est où le Maroc est la région de l'Afrique du Nord la plus diversifiée avec 11 espèces, suivi par l'Algérie avec 4 espèces et la Tunisie avec 2 espèces (Chaibi, 2014).

Concernant les espèces introduites on peut distinguer trois grandes étapes d'introduction : la première étape (1858-1924) au cours de laquelle l'Algérie a connu essentiellement l'introduction de la carpe commune (*Cyprinus carpio carpio*), le poisson rouge (*Carassius auratus*), la tanche (*Tinca tinca*) et la gambusie (*Gambusia holbrooki*) (Playfair et Letourneux, 1871 ; Pellegrin, 1921 ; Seurat, 1930).

La deuxième étape (1935-1961) est surtout marquée par de nombreuses introductions de la truite arc-en-ciel (*Oncorhynchus mykiss*) et de la truite *macrostigma* (*Salmo trutta macrostigma*) au nord du pays et de *Oreochromis macrochir* et *Tilapia zillii* au Sud (Zouakh et Bouhadad, 2002).

La troisième étape (1985-2002) a été caractérisée d'une part par l'introduction de la carpe herbivore (*Ctenopharyngodon idella*), la carpe argentée (*Hypophthalmichthys molitrix*), la carpe marbrée (*Aristichthys nobilis*), le sandre (*Sander lucioperca*), le silure glane (*Silurus glanis*), le brochet (*Esox lucius*) et, d'autre part, par l'introduction de *Pseudorasbora parva* (Perdices et Doadrio, 1992 ; Chalabi, 2000 ; Zouakh et Bouhadad, 2002).

La répartition des poissons est fortement influencé par la qualité et la morphologie des cours d'eau , c'est pour cela elles sont considérées comme des excellents indicateurs a longterm de l'intégrité de l'écosystème entier (poillabauer et alliod, 2010).

3. Les facteurs déterminant la répartition des poissons :

La répartition des poissons ne s'établit pas de manière aléatoire. Elle dépend étroitement des préférences écologiques des espèces. Les conditions environnementales locales telles que la température, la vitesse d'écoulement des eaux et la profondeur, déterminent la répartition des espèces. Ces conditions locales dépendent elles-mêmes de facteurs de contrôle plus globaux comme le climat, la géologie ou la structure du réseau hydrographique. Il en résulte une structuration des peuplements marquée à la fois par des modifications de l'amont vers l'aval et des différenciations régionales (Jérôme et *al.*, 2009).

La diversité des milieux aquatiques offre donc une grande diversité d'habitats ce qui favorise la biodiversité de ces milieux. La qualité de l'eau est un des facteurs les plus importants pour conserver une bonne diversité et une bonne santé des poissons.

3.1. Les facteurs environnementaux :

Les principaux facteurs environnementaux de la biosphère que sont la température, la salinité, la lumière, l'oxygène, l'hydrodynamisme, le substrat, les nutriments et les polluants contrôlent l'écophysiologie des poissons et déterminent leur distribution spatiotemporelle (Bruslé et Quignard, 2004).

Une grande stabilité des habitats d'eau liée à l'hauteur d'eau constitue un facteur important qui conditionnent la richesse spécifique des cours d'eau (Bruslé et Quignard, 2004).

Par contre sous l'effet de phénomènes naturelles ou de perturbations anthropiques le nombre des habitats disponibles étant plus faible à cause de la diminution de l'espace vitale.

3.2. Les Facteurs anthropiques :

L'homme influe sur la répartition des animaux dans le milieu en déversant y des polluants organiques (composés chimiques d'origine anthropiques proviennent des diverses activités humaines : urbaines, industrielles et agricoles) et des polluants microbiologiques (des bactéries, des virus, des parasites et des champignons proviennent principalement des eaux usées et des activités d'agriculture) qui sont capable d'introduire des effets biologiques néfastes pour la flore et la faune aquatique (Tronczynski et *al.*, 199)[5].

***Pollution organique :**

- Le déversement d'eaux chargées en matières organiques dans une rivière provoque une perturbation sérieuse du milieu avec l'apparition de quatre zones successives dans le sens du courant :
 - **en amont du rejet :** une zone où l'eau claire, douce et bien oxygénée montre une population normale de poissons et d'insectes aquatiques (phrygane, éphémère) exigeants en dioxygène ;
 - **au niveau du rejet :** une zone où l'eau est trouble et colorée avec une population tolérante de poissons et la présence de larves de chironomes ;
 - **en aval du rejet :** une zone où l'eau est toxique, malodorante et contient des boues flottantes. On y trouve des larves d'insectes peu exigeantes en dioxygène, comme l'éristale, mais plus aucun poisson ;
 - **plus en aval :** une zone de restauration, avec un retour progressif à la qualité normale de l'eau et du peuplement animal initial.
- Finalement, une pollution organique a des effets sur les eaux courantes car elle provoque un **changement complet du peuplement de la rivière en poissons et en organismes invertébrés**. Ces changements sont liés à la diminution en dioxygène due à la décomposition des matières organiques par des êtres vivants [6].

***La pollution microbiologique :**

Les eaux de surface véhiculent de nombreux microorganismes comme des bactéries, des virus, des protozoaires, et des algues (Pierre et *al* ; 1999).

Toute modification provoquée par un contaminant sur la biologie d'un animal, que ce soit au niveau moléculaire, cellulaire ou physiologique, peut altérer sa santé ou sa reproduction.

Par conséquent, si l'exposition à ces contaminants est suffisamment importante (par la dose ou la durée d'exposition), elle peut conduire à diminuer l'abondance de l'espèce localement, voire mener à la disparition de la population (Bouchard, 2008).

L'attaque des poissons par des microorganismes pathogènes peut affecter la peau, les branchies et même le tube digestif, et le système nerveux.

Donc la pollution microbiologique est l'une des principales causes de l'apparition de maladies et des problèmes sanitaires voire même de la disparition de plusieurs espèces (Pierre et *al.*; 1999).

II. Les dangers abiotiques et biologiques :

1. Dangers abiotiques :

• la température :

L'activité métabolique des organismes aquatiques est également accélérée lorsque la température de l'eau s'accroît (Villers *al.*, 2005).

La température de l'eau influe sur beaucoup d'autres paramètres. C'est en premier lieu le cas pour l'oxygène dissous indispensable à la vie aquatique : Plus la température de l'eau s'élève, plus la quantité d'oxygène dissous diminue. Une température trop élevée des eaux d'une rivière peut donc aboutir à des situations dramatiques de manque d'oxygène dissoute pouvant entraîner : la disparition de certaines espèces, la réduction de l'auto-épuration, l'accumulation de dépôts nauséabonds (odeurs), la croissance accélérée des végétaux [7].

• pH :

Le pH d'une eau naturelle peut varier de 4 à 10 en fonction de la nature acide ou basique des terrains traversés. Des pH faibles (eaux acides) augmentent notamment le risque de présence de métaux sous une forme ionique plus toxique. Des pH élevés augmentent les concentrations d'ammoniac, toxique pour les poissons (Villers *al.*, 2005).

Dans les deux cas les effets des valeurs extrêmes de pH sont multiples et se traduisent surtout par des lésions de l'épithélium branchiale et des modifications de l'hémoglobine du sang (Bruslé et Quignard, 2004).

• L'oxygène :

Le taux de l'oxygène est un paramètre essentiel pour la fonction respiratoire et apparaît comme un facteur vital pour tous les poissons (Bruslé et Quignard, 2004).

Son manque peut provoquer la mort de nombreux poissons par asphyxie. Il est la cause d'infirmités, de malformations, de troubles de la croissance et surtout d'affaiblissement, favorisant le développement des bactéries [8].

Par contre , leur excès peut être dû à une végétation aquatique trop importante. Il peut provoquer la maladie gazeuse : des petites bulles de gaz gonflent et crèvent sur la peau. Les poissons sont affaiblis et peuvent mourir de ces lésions [8].

- **Lumière et nutriments :**

Des concentrations de nitrates et de phosphates trop importantes induisent le phénomène d'eutrophisation (étouffement de la vie aquatique). Ces substances sont normalement générées par la minéralisation de la matière organique. Toutefois , présentes en trop grande quantité suite à des rejets intempestifs, elles favorisent la prolifération d'algues et de microorganismes photosynthétiques qui réduisent la pénétration de la lumière dans les couches d'eaux profondes. Si ces algues et microorganismes photosynthétiques produisent de l'oxygène le jour , ils en consomment la nuit, et ces variations en concentration d'oxygène peuvent être fatales aux poissons. Par ailleurs, la décomposition des algues mortes induit également une consommation d'oxygène. Lorsque l'eau est trop peu oxygénée, les conditions d'anaérobiose risquent également de se traduire par une accumulation de composés ammoniacés et de nitrites susceptibles d'intoxiquer la faune et la flore (Villers *al.*, 2005).

Remarque : Les nitrates sont impliqués plus dans les perturbations des milieux aquatiques marins que celles des eaux douces dont le phosphore est le principal limitant.

Habituellement, sans apport artificiel, les taux des nitrates et nitrites dans les eaux de surface ne dépassent pas respectivement 10mg/litre et 1mg/litre (Bouhaous et bengharez, 2012).

- **Métaux lourds**

La plupart des métaux lourds sont présents naturellement dans les roches et les sols. L'altération naturelle des roches et des sols peut entraîner la libération de métaux lourds dans les lacs et les rivières (TNO, 2004).

Ils précipitent sous forme de sulfures insolubles ou d'hydroxydes dans les conditions anaérobies qui prévalent dans les eaux-vannes brutes et subissent une baisse de concentration supplémentaire dans les conditions alcalines des bassins alimentés par des rejets, car la solubilité des métaux diminue lorsque le pH augmente. Bien que les poissons absorbent rapidement les métaux présents dans l'eau à travers leurs branchies et ceux

associés aux aliments dans leurs viscères, ils sont capables de réguler les concentrations de métaux lourds inorganiques dans leurs tissus musculaires [9].

Mais des concentration élevées de certains métaux (fer, plomb, cuivre, zinc, etc..), entraînent chez les poissons, une augmentation de la sécrétion de mucus et une destruction de l'épithélium branchial. Il en résulte des difficultés respiratoires allant jusqu'à l'arrêt de la respiration (mort). L'empoisonnement par le plomb provoque en outre de l'anémie [9].

- **Chlore à l'état libre :**

Le chlore à l'état libre est une substance très toxique. Une concentration de 0,1mg par litre est le plus souvent déjà mortel. Le chlore attaque les branchies qui s'éclaircissent et qui sont détruites (mort par asphyxie) [9].

- **Phénol et dérivés du phénol :**

Ces composés organiques sont des poisons pour le système nerveux. De plus ils endommagent l'épithélium branchial, l'intestin et le tégument. Par l'intermédiaire de la circulation sanguine, le foie, la musculature et les ovaires sont également atteints. L'empoisonnement par le phénol est d'une importance faible pour l'aquariophile et il est, le plus souvent, incurable [9].

2. Dangers biologiques :

Lorsqu'ils sont présents en excès dans les eaux usées, les boues, les excréta ou les engrais d'origine humaine, les nutriments (principalement de l'azote et du phosphore) peuvent contaminer les eaux de surface et provoquer une eutrophisation. À son tour, l'eutrophisation des sources d'eau douce peut créer des conditions environnementales favorables au développement de cyanobactéries produisant des toxines. Les toxines libérées par ces cyanobactéries sont susceptibles de provoquer des gastro-entérites, des lésions hépatiques, des troubles du système nerveux central et des irritations cutanées. L'exposition chronique à des toxines cyanobactériennes a été associée à des cancers du foie chez l'animal et peut provoquer des effets similaires chez l'homme (OMS, 2013).

Dans les lacs et les réservoirs, certaines cyanobactéries d'eau douce forment des colonies de cellules (par exemple *Microcystis aeruginosa*), parfois organisées en filaments (comme celles de *Planktothrix agardhii* ou de *P. rubescens*) (Jacquet et al., 2011).

Les poissons et les végétaux accumulent passivement à leur surface des contaminants microbiens. Ils concentrent dans leurs viscères les bactéries, les virus et les protozoaires présents dans l'eau. Dans le cadre de l'aquaculture alimentée par des rejets fécaux humains et animaux (Bétails et oiseaux), ils peuvent concentrer des microorganismes pathogènes pour l'homme car certains d'entre eux sont également présents dans l'eau. Il est rare que des agents pathogènes (à l'exclusion des trématodes) pénètrent dans la chair comestible des poissons (muscles). Cependant, si les poissons sont stressés (par exemple en raison du surpeuplement, de la mauvaise qualité de l'eau ou d'autres conditions), les bactéries et les virus (il n'existe pas de données concernant les protozoaires) sont parfois en mesure de pénétrer dans la chair comestible (OMS, 2013).

Actuellement, le sujet le plus discuté est la présence des bactéries antibiorésistantes dans les milieux de vie des poissons et qui peuvent être transférés par plusieurs mécanismes et être présents chez les poissons. L'émergence et la propagation de la résistance aux antibiotiques sont le résultat d'une pression sélective exercée par les agents antimicrobiens et de la transmission de micro-organismes résistants. L'exposition à un antimicrobien favorise la survie des souches bactériennes résistants présentes dans une population. La réduction de la pression sélective des antibiotiques est importante pour prévenir l'émergence d'une résistance microbienne et préserver le plus longtemps possible l'efficacité des médicaments disponibles (Sylvie, 2009).

I. Contamination microbiologique :

Les microorganismes se rencontrent sur toutes les surfaces externes (peau et branchies) et dans les intestins du poisson vivant ou fraîchement capturé. La charge microbienne, très variable, est de l'ordre de 10^2 à 10^7 germes/cm² de peau, et de 10^3 à 10^9 germes/gramme de branchies ou d'intestins (Huss , 1988).

Cette grande variabilité reflète l'effet de l'environnement. Ainsi, des charges microbiennes réduites (de 10 à 100 germes/cm² de peau) se rencontrent dans les poissons provenant d'eaux froides et propres, alors que des charges élevées sont souvent associées à des poissons capturées dans les zones polluées ou des eaux chaudes tropicales. De même, la charge microbienne des intestins du poisson reflète l'environnement et l'alimentation, des conditions de quasi-stérilité se rencontrant dans le poisson à jeun. Toutefois, des travaux récents semblent indiquer, chez au moins une espèce de poisson (*Gadus morhua*), qu'une flore intestinale spécifique formée de bactéries à Gram négatif du type *Vibrio* à une concentration d'environ 10^7 /g se rencontrent dans tous les poissons, quelle que soit la zone de pêche, la saison ou la nature des aliments contenus dans l'estomac (Huss , 1988).

II. Les risques infectieux :

Dans des circonstances idéales (conditions appropriées de l'eau, un régime comprenant une variété de nourritures, conditions vides, et un environnement manquant d'autre effort) les maladies affectent rarement des poissons. Habituellement les poissons tomberont seulement malades quand quelque chose dans l'environnement n'a pas raison, ou quand le nouveau poisson est ajouté au réservoir. Les poissons sains généralement ont les systèmes immunitaires forts et sont capables de résister à la plupart des microorganismes pathogènes, mais quand l'effort affaiblit les poissons, le poisson devient plus susceptible d'être altéré ou même d'être malade [10].

1. Altérations des poissons :

1.1. Erosion :

✓ Description :

C'est une lésion de la peau ou des muqueuses caractérisée par la destruction généralement lente et progressive des tissus superficiels suite à une lésion pathologique ou traumatique avec un risque éventuel de surinfection.

L'érosion peut être profonde s'il y a destruction de la couche basale des épithéliums de revêtement.

Le terme érosion est également utilisé lorsqu'il y a nécrose de la partie distale des nageoires (Girard et Pierre, 2007).

✓ Causes principales :

- Bactérioses (Vibriose, Flavobacteriose...)
- Parasites externes : (Hirudinées, des Copépodes...)
- Carences nutritionnelles ou vitaminiques (Vitamine B,C,...)
- Facteurs environnementaux défavorables (Température, Oxygène, pH,...)
- Pollutions chimiques : HAP brut (Hydrocarbure aromatique polycyclique) , Cd (cadmium)...
- Brûlures (U.V. solaires), et engins de capture (Girard et Pierre, 2007).

✓ Symptômes :

Elle touche la couche superficielle du tégument qui devient endommagée ou manquante, laissant apparaître le tissu sous-cutané sous-jacent (Girard et Pierre, 2007).

1.2. Nécrose :

✓ Description :

C'est la mortification de cellules ou d'un tissu organique se produisant du vivant de l'animal par suppression de l'irrigation sanguine, La nécrose, à la différence de l'ulcère, est une lésion irréversible (Girard et Pierre, 2007).

✓ Causes :

Les causes principales sont :

- Bactérioses (Flavobactériose, Vibriose, Pseudomonose) et viroses.
- Parasites externes : (Hirudinées, des Copépodes...)
- Pollutions chimiques : HAP brut (Hydrocarbure aromatique polycyclique) , cadmium, chrome, mercure, effluents de pâte à papier, ...
- Pathologies nutritionnelles (carences, toxicité du plomb) et carences vitaminiques (vitamine C)
- Brûlures (UV), traumatismes, et cannibalisme (Girard et Pierre, 2007).

✓ Symptômes :

Elle touche plusieurs parties d'un poisson comme :

- La peau : les premiers stades commencent par des lésions pâles, blanc-grisâtres, qui tendent à devenir noires par la suite, puis la peau se racornit et se dessèche, restant séparée des zones irriguées par un sillon qui la délimite de façon précise.
- Le stade final évolue vers une perte de substance, c'est-à-dire une ulcération, de la zone atteinte.
- La nageoire : elle apparaît déchirée, en lambeaux et ne subsiste, finalement, que sous la forme d'un moignon de couleur blanchâtre (Girard et Pierre, 2007).

1.3. Hémorragie :

✓ Description :

C'est une effusion ou extravasation de sang hors des vaisseaux sanguins (appareil circulatoire) consécutive à un traumatisme ou à une lésion de ceux-ci, engendrée par diverses causes (Girard et Pierre, 2007).

✓ Causes principales :

- Maladies infectieuses : septicémies virales et bactériennes
- Traumatismes, irritations
- Carence en vitamine A (Girard et Pierre, 2007).

✓ Symptômes :

Elle symptôme par des hémorragies qui sont divisées en plusieurs catégories :

- le purpura, qui se caractérise par l'éruption sous la peau de taches rouge apparaissant spontanément et de formes et de tailles variables,
- l'érythème, qui est une congestion cutanée qui confère une couleur rouge à la peau, les pétéchie, qui se présentent sous forme de petites taches superficielles lenticulaires rouges ou rouge-violacé de quelques millimètres de diamètre voire moins,
- les ecchymoses, qui forment des taches violacées, aux contours irréguliers et imprécis, de 1 à 2 cm de diamètre,

- les hématomes, le sang provient de la rupture d'un vaisseau et s'accumule dans les tissus, formant une poche plus ou moins grande,
- les hémorragies franches, qui entraînent des pertes importantes de sang, soit à l'extérieur du corps, soit dans les activités corporelles.
- Hémorragies de pétéchies : L'une des conséquences des hémorragies est l'anémie, qui est une diminution de la quantité totale d'hémoglobine fonctionnelle circulante (Girard et Pierre, 2007).

2. Les maladies infectieuses des poissons :

2.1. Les maladies digestives :

2.1.1. Ligulose :

✓ Description :

C'est une sorte de ténia blanc, long de 20 à 40 mm. Il infeste la cavité abdominale des poissons par l'intermédiaire d'un crustacé planctonique et d'un oiseau aquatique. Ce parasite provoque de nombreuses mortalités [11].

✓ Cause :

La cause principale est le plérocercóide , appelé *Ligula* sp., se retrouve dans la cavité abdominale des catostomes et des cyprinidés. Ces larves de couleur blanche sont longues de 20 à 30 centimètres, mais atteignent parfois jusqu'à 75 cm et représentent même jusqu'à 50% du poids du poisson. Le ver adulte pond ses oeufs dans les fèces de ces oiseaux aquatiques (Beaulieu et *al* ; 1990).

✓ Symptômes :

Le plérocercóide cause beaucoup de dommage chez les petits poissons, entraînant un retard de croissance, la compression des organes abdominaux et l'oblitération ou l'atrophie des gonades provoquant même une castration parasitaire. De l'extérieur, le ventre des poissons infestés est gonflé dans la région du coeur, la peau devient fine avec des enflures irrégulières et parfois, la cavité abdominale éclate sous la pression, provoquant la mort du poisson (Beaulieu et *al* ; 1990).

2.1.2. Gangrène des poissons :

✓ Description :

C'est une affection qui correspond à une mort cellulaire (nécrose) pouvant atteindre une partie du corps comme le plus souvent un membre ou un organe [12].

✓ Cause :

La bactérie responsable de cette maladie est de type *Edwardsiella tarda* provenant à la famille des entérobactéries [13].

✓ Symptômes :

Parmi les symptômes caractérisant cette maladie sont :

- Hémorragie de pétéchies.
- Présence dans le muscle de gangrène (petites à grandes) pleine de gaz nausée a bond [13].

2.1.3. Les atteintes cutanées :

a. La furonculose :

✓ Description :

C'est une hémorragie qui touche les nageoires dorsale et adipeuse, la partie terminale de l'intestin , la peau , la bouche, l'anus, peut atteindre le foie , les reins et la rate [14].

✓ Cause :

Un bâtonnet à Gram négatif nommé *Aeromonas salmonicida* est en cause.

Des poissons porteurs (sains et malades) sont la source de contamination la plus fréquente. La bactérie peut cependant résister quelques semaines dans un environnement humide. La transmission de cette maladie semble être plus facile entre un poisson porteur et un poisson naïf, malgré que la transmission par voie mécanique (p.ex. équipement contaminé) soit une possibilité (Ulhand, 2004).

✓ Symptômes :

C'est une maladie qui peut montrer une mortalité très importante avec ou sans signes cliniques. Les signes les plus souvent notés sont des hémorragies cutanées au niveau des nageoires pectorales et pelviennes, ainsi que sur le tissu branchial.

Les poissons qui ont survécu à une épidémie peuvent développer des furoncles intramusculaires contenant un liquide épais et sanguinolent (tissu et sang nécrotique, et des bactéries).

Ce type de lésion est indicatif d'une infection chronique qui origine probablement d'une infection initiale survenue lors de la saison estivale précédente (Ulhand, 2004).

b. La maladie de la selle/la maladie de l'eau froide :

✓ Description :

Ce sont des ulcérations cutanées constatées autour de la nageoire dorsale (Ulhand, 2004).

✓ Cause :

Flavobacterium columnare / *Flavobacterium psychrophilum*, sont des bactéries à Gram négatif en forme de bâtonnet filamenteux, qui causent les maladies cutanées chez les poissons. Comme pour la maladie bactérienne des branchies, ces bactéries sont omniprésentes dans l'environnement aquatique, et les poissons qui en sont affectés sont également une source d'infection importante pour d'autres poissons. Les dommages à l'épiderme (manipulations brusques), les extrêmes de températures (températures basses (<4°C) dans le cas de *Flavobacterium psychrophilum* et les températures élevées (>18°C) dans le cas de *Flavobacterium columnare* sont les principaux facteurs de risque pour ces maladies cutanées (Ulhand, 2004).

✓ Symptômes :

Les signes clinique peuvent commencer par de légères érosions des nageoires (dorsale et caudale le plus souvent) dans les cas sévères, une érosion complète de la nageoire impliquée est possible avec nécrose de la peau et du tissu musculaire environnant (Ulhand, 2004).

c. Gyrodactylose :

✓ Description :

C'est une maladie qui touche la peau des poissons et affectant aussi (les nageoires : taches sanguinolentes punctiformes, nécrose) et susceptible de comporter un syndrome araxique et un syndrome dyspnéique (Euzéby, 2008).

Elles peuvent causer de graves dégâts, et sont précurseurs d'infections bactériennes secondaires (Alexander, 2005).

✓ Cause :

La cause principale est les *Monogènes*, qui sont des métazoaires parasites de petite taille (quelques dizaines de micromètres à plusieurs millimètres), ayant un cycle biologique direct, c'est à dire sans hôte intermédiaire (SILAN *et al.*, 1999). de la famille des *Gyrodactylidae*, des genres *Gyrodactylus*.

La famille des *Gyrodactylidae* sont des vers ectoparasites dont la longueur varie entre 0.3 et 1.00mm (Uhland *et al.*, 2000). Ce sont des vers qui peuvent se reproduire extrêmement vite quand le milieu est favorable et ils se répandent sur les branchies et la peau de leur hôte (Alexander, 2005) à l'aide de petits crochets situés dans la région caudale et d'un organe de fixation situé près de la tête (Uhland *et al.*, 2000).

✓ Symptômes :

La fixation du parasite et ses activités d'alimentation irritent la peau et les branchies du poissons et prédisposent ces organes aux infections secondaires. lors d'infections sévères, Le poisson révèle alors une peau surchargée de matériel cuticulaire (Alexander, 2005). La production de mucus dans les régions atteintes s'accroît, ce qui donne un aspect luisant et bleuâtre aux lésion. on note également des lésion épithéliales hyperplasique, des ulcères cutanés , une nécrose du bout des nageoires et des difficultés respiratoires (Uhland *et al.*, 2000). Ils se transmettent par contact direct seulement aux poissons de la même espèce en raison de leur grande spécificité (Alexander, 2005).

En Inde, de fortes infections cutanées entraînent chez les Cyprinidés une perturbation des couleurs , la perte des écailles, l'érosion de la peau et une production excessive de mucus (Uhland *et al.*, 2000).

d. Autres maladies cutanées :

Tableau 01 : Liste des maladies d'origine bactérienne rencontrées ou pouvant apparaître chez les poissons [15].

Nom de la Maladies	Agent causal	Principaux symptômes
Bactériose septicémique	<i>Aeromonas hydrophila</i> , De la famille des <i>Vibrionaceae</i>	<ul style="list-style-type: none"> • Anorexie. • Nage littorale. • Nécrose profonde évoluant en lésions ouvertes. • Exophtalmie. • Dégénérescence des nageoires. • Intestin vide d'aliment.
Maladie causée par <i>Edwardsiella ictaluri</i>	<i>Edwardsiella ictaluri</i> famille des <i>Enterobacteriaceae</i>	<ul style="list-style-type: none"> • Sévère hémorragie de la peau. • Forte rougeur des mâchoires. • Ballonnement. • Lésions très ouvertes au milieu de la tête.
Vibriose	<i>Vibrio anguillarum</i> , famille des <i>Vibrionaceae</i>	<ul style="list-style-type: none"> • Symptômes semblables à ceux d'<i>Aeromonas hydrophila</i>. Taux de mortalité 70 à 80 % dans forme sévère.
Septicémie causée par les streptocoques	<i>Streptococcus sp.</i> , famille des <i>Streptococcaceae</i>	<ul style="list-style-type: none"> • Hémorragie operculaire. • Inflammation tout au long de la dorsale. • Saignement anal. • Hydropisie (poisson ballonné avec des écailles dressées). • Augmentation (10 fois) de la bile.

Suite de tableau 01 :

Maladie des écaillés érigées	<i>Pseudomonas punctata</i>	<ul style="list-style-type: none"> • Surface rugueuse du corps. • écaillés érigées et les sacs des écaillés remplis de sang. • difficulté de respiration et de garder l'équilibre. • ventre gonflé et mouvement lent. • mortalité élevée.
Stigmatose	<i>Aeromonas punctata</i>	<ul style="list-style-type: none"> • Taches rondes et rouges sur la peau et les muscles près de l'anus des poissons. • perte d'écaillés. • pourriture de la peau et des muscles atteignant même les os. • physiquement faibles et mouvements lents. • alimentation très réduite. • meurent finalement par épuisement.

2.1.4. Les maladies respiratoires :

a. Hyperplasie des branchies :

✓ Description :

C'est une atteinte des branchies par une bactérie : *Flavobacterium branchiophila*. Des facteurs prédisposant comme des stress ou une mauvaise qualité de l'eau ont été évoqués pour expliquer le développement de l'infection mais, la maladie a pu être reproduite chez des poissons élevés dans de bonnes conditions (Barbier, 2013).

✓ Cause :

Flavobacterium branchiophilum est la bactérie la plus souvent impliquée dans le syndrome "maladie des branchies" ou "bacterial gill disease"(Barbier, 2013) , C'est une bactéries non mobile à Gram négatif. Cette bactérie est un habitant normal de l'environnement aquatique (Uhland et al., 2000).

✓ Symptômes :

La multiplication des bactéries sur les tissu branchial entraine l'hyperplasie des cellules épithéliales et la fusion subséquente des filaments branchiaux. Le tissu branchial affecté est enflé, et sa surface rose pâle est luisante. Les lésion diminuent la capacité des branchies à extraire l'oxygène du milieu aquatique environnant. Les poissons se tiendront souvent à la surface de l'eau où la teneur en oxygène est plus élevée (Uhland et *al.*, 2000).

b. Trypanoplasma

✓ Description:

c'est une maladie qui affecte les branchies des poissons entraînant ainsi des difficultés respiratoires ou une respiration rapide [16].

✓ Cause :

causée par un protozoaire *Cryptobia branchialis* de 1/50 ème de millimètre. Ce parasite est présent dans le sang [16].

✓ Symptômes:

Les symptômes de cette maladie sont plus ou moins nombreux. la maladie est constatée par la coloration foncée du poisson atteint, une augmentation de mucus , la viscosité de la peau, perte d'écailles, la difficulté respiratoires ou une respiration rapide, la diminution de l'appétit et la perte de poids. Les infections bactériennes secondaires à un stade avancé peuvent en général provoquer des correctifs de la peau (pâle ou rouge) et aussi la pourriture des nageoires [16].

c. Ergasilus :

✓ Description :

C'est une érosion de l'épithélium sur les branchies des poissons. Il en résulte alors une infestation massive se traduisant par une détresse respiratoire et des troubles métaboliques graves (Alexander, 2005).

✓ Cause :

Ergasilus sp. ressemble à un Cyclops, mais ses antennes se sont modifiées en crochets pour lui permettre de se fixer sur un poisson. Le mâle mesure environ un (1) mm et la femelle un et demi (1,5) à deux et demi (2,5) mm. Seules les femelles sont parasites. La femelle s'attache alors à un hôte et produit ses oeufs tous les trois ou douze jours, dépendant de l'espèce et de la température. Les larves vivent à l'état libre. Seules les femelles hibernent sur le poisson (Beaulieu et *al.*,1990).

✓ Symptômes :

Les symptômes de cette maladie apparaissent par la fixation de copépodes ectoparasites sur les branchies et même, dans les cas d'infestation massive, sur la peau et les nageoires. Ils provoquent des adhésions entre les filaments et entravent bientôt la respiration du poisson.

On constate une perte de sang importante et des infections secondaires, telles que la pourriture des branchies (Beaulieu et *al.*,1990).

Ce parasite causant aussi des plaies, le poisson peut subir une sur-infection bactérienne ou mycosique, et entraîne un retard dans la croissance et la maturité sexuelle (Beaulieu et *al.*,1990).

Les analyses bactériologiques ont été réalisées au niveau de laboratoire de microbiologie de Département de Biologie à l'Université de Guelma.

I. Matériel :

L'ensemble des milieux de cultures, réactifs, instruments et appareillages seront cités au fur et à mesure de leurs utilisations.

II. Méthodes :

1. Description du site d'étude : le canal Messida

1.1.Situation géographique :

Le canal Messida est un Oued artificiel creusé par les français pendant l'époque coloniale afin d'assécher le lac Tonga. Il présente une altitude égale à 0 et de ce fait il coule dans les deux sens suivant le niveau d'eau du lac. Ainsi, en hiver l'écoulement se fait du lac vers la Méditerranée et en été, il coule dans le sens inverse (Zeraoula, 2011).

Le canal Messida reliant le lac Tonga (site RAMSAR) à la mer Méditerranée est localisé dans le Parc National d'EI-Kala (PNEK) à l'extrême Nord-Est de l'Algérie (Fig.1).

Il est limité par :

- *le lac Tonga au Sud ;
- *la mer Méditerranée au Nord ;
- *les plaines de la commune de Souarekh à l'Ouest ;
- *et les pinèdes qui fixent la plus grande partie de la dune de la plage Messida à l'Est.

Ses coordonnées géographiques sont comprises entre 36° 53' 60 N et 8° 31' 0 E, à environ 22 km de la frontière Algéro-Tunisienne à l'Est et à l'Ouest d'environ 11 km de la ville d'El Kala.

L'Oued est alimenté par les eaux du lac qui est considéré comme le distributeur principal de l'Oued, ainsi que par deux autres distributeurs secondaires : la nappe dunaire de Maloul et la nappe dunaire de la pinède Tonga voisine surtout dans la période sèche où ces deux nappes dégagent les eaux vers l'Oued (Zeraoula, 2011).

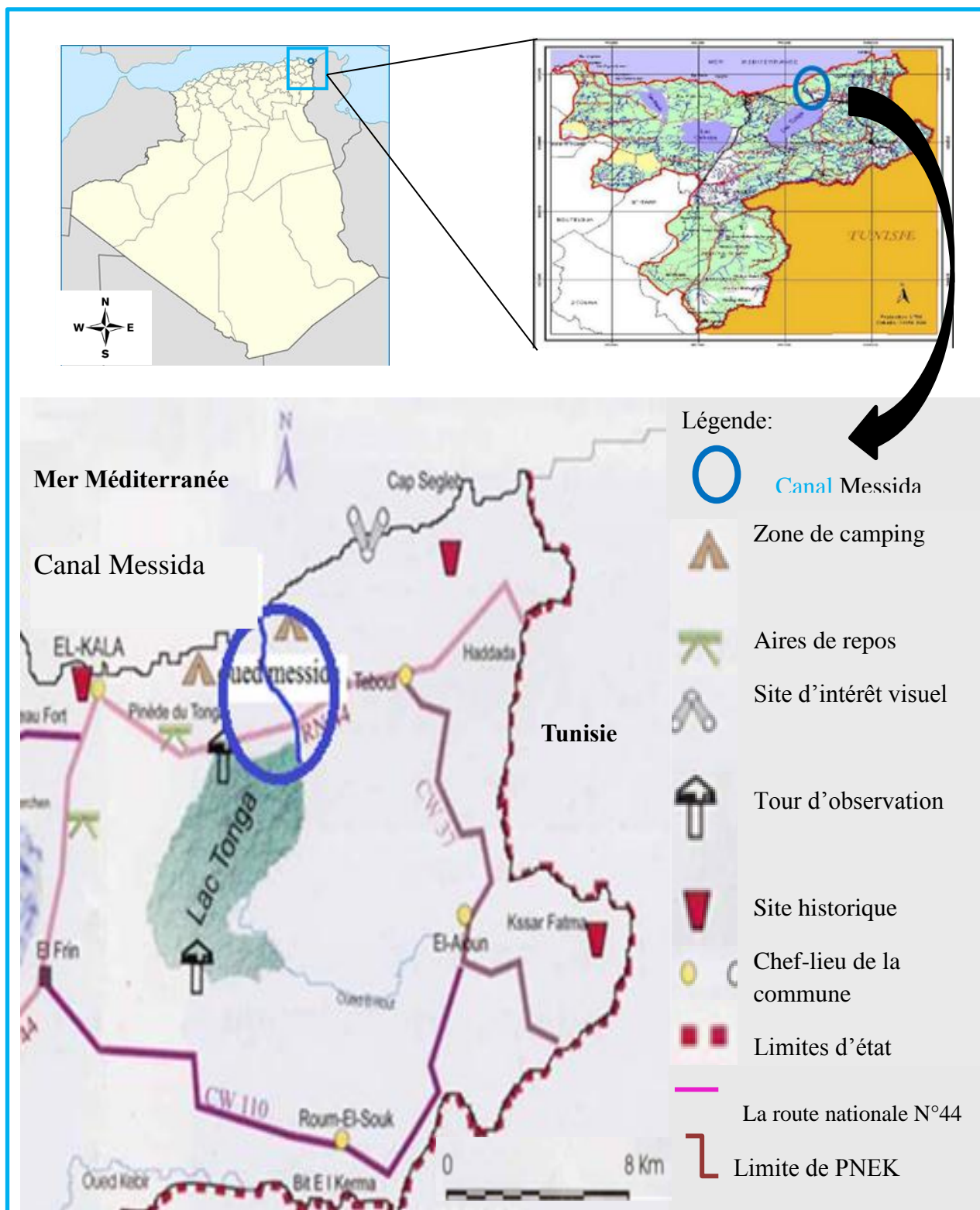


Figure 01 : Carte de la situation du canal Messida (Parc National d'El Kala .Wilaya d'El Tarf) (Benyacoub *et al.*, 1998).

1.2. Caractéristiques du canal Messida :

Les caractéristiques du canal Messida sont résumées dans le tableau suivant :

Tableau 02: les principaux caractères du canal Messida

(Bazine et Bourenane,2011).

Cours d'eau	Oued Messida
Type	Canal
Largeur moyenne (m)	>3
Profondeur moyenne (m)	1-2.5
Vitesse du courant	Modérée
Type du terrain (lit du cours d'eau)	<ul style="list-style-type: none"> • A dominance : de sable • Peu de : gravier, grosses pièces, boue
Conditions du fond	<ul style="list-style-type: none"> • Branches • Feuilles • Peu de déchets • Matière organique en décomposition
Structure des bords	Naturelle
Exposition	Ouvert
Végétation aquatique	<ul style="list-style-type: none"> • Sur les bords : abondante • Au milieu : modérée
Environnement aux alentours	<ul style="list-style-type: none"> • Auberge • Agriculture • Pâturage • Quelques habitations

1.3. Intérêt écologique du canal Messida :

Le canal Messida est un cours d'eau qui joue un rôle biologique très important :

- Il relie le lac Tonga avec la mer Méditerranée (Bazine et Bourenane, 2011).
- Il assure le niveau d'eau du lac Tonga de sorte que l'écoulement des eaux vers la mer soit fort lorsqu'il y a un surplus d'eau du lac (Bazine et Bourenane, 2011).
- Les eaux de l'oued sont utilisées pour l'irrigation au niveau de la pépinière de Tonga.
- Une richesse faunistique et floristique est remarquée dans notre site d'étude, nous avons noté la présence du Nénuphar blanc *Nymphaea alba*, Iris des marais *Iris pseudacorus*, Le Jonc piquant *Juncus acutus*, Mille feuilles *Myriophyllum spicatum* et autres végétations aquatiques, pour la faune nous avons remarqué la présence de la poule d'eau *Gallinula chloropus*, la poule sultane *Porphyrio porphyrio*, foulque *Fulca atra*, et le Héron garde -bœuf *Bubulcus ibis* (Benhalima *et al.*, 2013).
- Ce canal constitue un corridor biologique permette aux civelles d'anguilles et autre espèces de se déplacé de la mer vers le lac Tonga et vice versa.

2. Présentation de l'espèce étudiée : *Carassius carassius*.

2.1. Identification, biologie et morphologie du modèle biologique :

Le Carassin commun (*Carassius carassius*) est le Proche cousin du petit poisson rouge (*Carassius auratus*), le carassin de nos rivières (*Carassius carassius*) ressemble à s'y méprendre à une petite carpe qui aurait perdu ses barbillons. Il apprécie les eaux dormantes et calmes bien pourvue en végétations[17]. Il fréquente les zones littorales des lacs, les étangs peu profonds et les marécages et il supporte des eaux saumâtres de salinité maximum de 10mg.l⁻¹ (Bruslé et Quignard, 2013) .

Le carassin commun est omnivore, il consomme des plantes aquatiques et des petits organismes benthiques, en particulier des larves de chironomes. Les juvéniles <10cm, qui sont les plus vulnérables à la prédation, consomment une plus faible quantité de proies invertébrées en présence d'un prédateur, la perche *Perca fluviatilis*, qu'en son absence (Bruslé et Quignard, 2013).

Le carassin commun est originaire d'Asie, il a été domestiqué de longue date et progressivement introduit en Europe orientale puis dans presque toute l'Europe, centrale et

occidentale. Il est actuellement présent de la Grande-Bretagne à la Russie (Bruslé et Quignard, 2013). Cette espèce existe aussi en Algérie depuis très longtemps, mais ne fait pas partie de sa faune naturelle, il s'agit d'espèces introduites. D'après les données historiques, la première est arrivée en 1860 dans les oueds de la Mitidja dans le but de développer la pêche continentale et s'est par la suite répandue sur tout le territoire, la seconde en 1930 dans un but ornemental (Kara, 2012).

Le carassin atteint la maturité sexuelle entre 2 à 4 ans, les mâles plus tôt que les femelles. Les mâles se reproduisent pour la première fois à trois ans les femelles vers quatre ans dans le centre et l'est de l'Europe, à deux ans dans le sud de l'Europe. La saison de reproduction commence en Mai et dure jusqu'à environ Juin /Juillet en Europe à des températures supérieurs à 18C°. Les femelles pondent individuellement avec plusieurs mâles. Les mâles suivent les femelles matures, puis les femelles pondent 3 à 5 fois durant la saison [18] .

L'aspect général du carassin commun est ovoïdal (Fig.02), trapu et latéralement comprimé. Le dos protubérant lui confère un corps haut. Les spécimens les plus courants ont une taille moyenne de 15 cm pour un poids d'environ 250g mais ils peuvent atteindre plus de 50 cm et un poids de 4kg [18] .

La tête, petite et conique, ne dispose pas de barbillon. Les nageoires pectorales et ventrales ainsi que l'anale sont légèrement arrondies et ont une couleur rougeâtre. La nageoire dorsale se caractérise par une ligne convexe en fin caudale est faiblement échancrée, et compte 20 rayons mous. De grosses écailles recouvrent le corps et 31 à 36 écailles parcourent la ligne latérale. Globalement, il est de couleur verdâtre, sombre sur le dos, avec des reflets dorés sur les flancs, et plus clair sur le ventre. Une tache noire à la base de la nageoire caudale caractérise les juvéniles de cette espèce. Cette tache disparaît avec l'âge[18] .

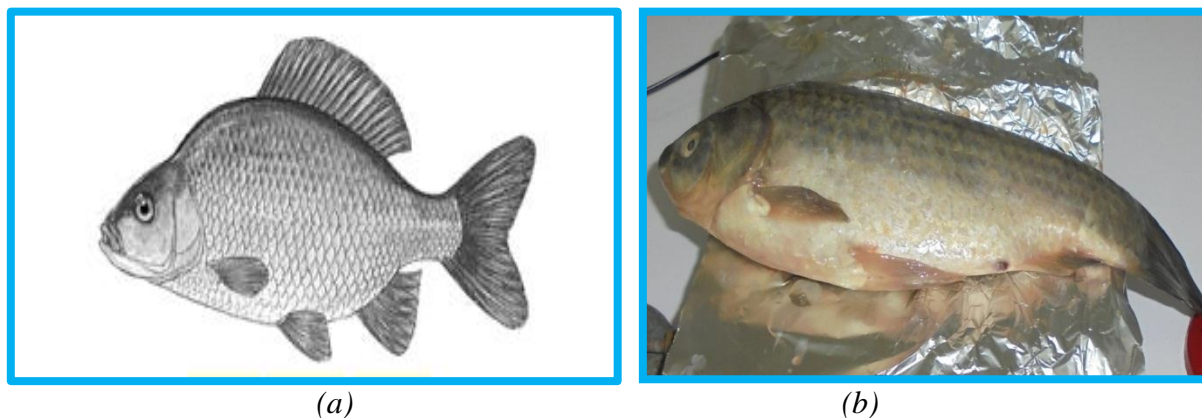


Figure 02: Morphologie générale du Carassin commun *Carassius carassius* (source :
(a) Bruslé et Quignard, 2013 ; (b) photos prise par Benkirate et Moumeni, 2015)

2.2. Position systématique de *Carassius carassius* :

La position systématique de cette espèce de poissons est définie à partir de différents travaux notamment ceux de Linnaeus en 1758 (Nepveu, 2002).

- ✓ Nom latin : *Carassius carassius*
- ✓ Nom commun : en français : Carassin, Cyprin ; en anglais : Crucian, Carp ;

Classification :

Règne :	<i>Animalia</i>
Embranchement :	<i>Chordata</i>
Sous-embr :	<i>Vertebrata</i>
Super-classe :	<i>Osteichthyes</i>
Classe :	<i>Actinopterygii</i>
Sous-classe :	<i>Neopterygii</i>
Infra-classe :	<i>Teleostei</i>
Super-ordre :	<i>Ostariophysi</i>
Ordre :	<i>Cypriniformes</i>
Super-famille :	<i>Cyprinoidea</i>

Famille : *Cyprinidae*

Genre : *Carassius*

Espèce : *carassius*

2.3. Intérêt :

Le carassin, comme les autres espèces de Cyprinidés, constitue une espèce-proie pour les carnassiers, en particulier pour le brochet *Esox lucius* (Nepveu, 2002).

Son régime herbivore peut entraîner une augmentation de la turbidité en cas d'effectifs abondants et en réduisant la végétation (Nepveu, 2002). Et dans son habitat typique, il entre en compétition avec la carpe, la tanche, le rotengle, et, depuis quelques années en France la forme gynogénétique du carassin argenté (*Carassius auratus gibelio*) (Persat, 2001). De plus, on note de fortes capacités d'hybridation, en particulier avec la carpe *Cyprinus carpio* et le rotengle *Scardinius erythrophthalmus* (Nepveu, 2002).

Même si les exemples de menace des espèces exotiques sur la faune et la flore locale sont nombreux dans le monde, les risques que poseraient ces espèces pour le patrimoine biologique national n'ont jamais été mesurés (Kara, 2012).

3. Stratégie d'échantillonnage :

3.1. La pêche de Carassin commun :

Trois espèces de poisson sont recensées dans le canal Messida durant notre période d'étude : l'anguille *Anguilla anguilla*, le Carassin *Carassius carassius* et la Gambusie *Gambusia affinis*. Seul le Carassin fait l'objet de notre étude à raison de sa présence abondante et sa consommation dans la région d'étude.

Les poissons sont capturés par un système de nasse au niveau de trois points d'échantillonnages (Fig. 3 et 4) :

- Premier point d'échantillonnage (S1): l'exutoire du lac Tonga (environ 100 m) avec une profondeur maximale d'eau de 1,20 m (36°53'1.70''N, 8°31'47.03''E).

- Deuxième point d'échantillonnage (S2): au centre du canal, sa profondeur maximale d'eau est d'un mètre (36°53'51.63''N, 8°31'8.61''E).

➤ troisième point d'échantillonnage (S3) : l'embouchure de la Méditerranée (environ 100 m de la mer), sa profondeur maximale d'eau est d'un mètre ($36^{\circ}54'26.91''N$, $8^{\circ}31'6.79''E$).

Ces points présentent des caractéristiques biotiques et environnementales assez similaires (Benhalima *et al.*, 2013), une accessibilité facile et un impact anthropique remarquable (pêche artisanale, fréquentation touristique, rejets des déchets...).



Figure 03 : Localisation des trois points de prélèvement (Google Earth, 2015).



Premier point de prélèvement (S1)



Deuxième point de prélèvement (S2)



Troisième point de prélèvement (S3)

Figure 04 : Vue générale des points de prélèvement (photos prises par Benhalima, 2014)

Remarque :

La nasse utilisée est un piège destiné généralement à la capture des poissons, classé dans la catégorie « pêche aux engins ». Elle a une hauteur de 0,65 m, un diamètre de 0,70 m et des mailles avec un diamètre de 27 mm. Son principe est relativement simple : Attirer généralement par un appât positionné à l'intérieur de la nasse, le poisson guidé par l'entonnoir, pénètre dans la nasse par le goulot plus ou moins étroit. Et une fois à l'intérieur, il lui est bien plus difficile de s'en échapper [19]. Les nasses doivent être couchées. Chaque engin est lesté par une grosse pierre qui la fixe au fond (Kadari, 1984).

3.2. Fréquence et transport des échantillons :

Un échantillonnage mensuel est réalisé dans les 3 points de prélèvement durant la période s'étalant de février à Mars 2015.

L'étude bactériologique a nécessité l'utilisation de 2 à 3 individus (selon la taille) par point de prélèvement; les poissons destinés à cette étude sont recueillis dans des sacs propres et étiquetés (date et heure, point de prélèvement, espèce) puis entreposés dans une glacière désinfecté et maintenue à une température comprise entre 4°C à 6°C.

Les analyses bactériologiques ont été débutées dans un délai maximal de 24 heures, après le recueil de l'échantillon (Rodier *et al.*, 2009).

4. Méthode d'analyse:

4.1. Détermination du poids, sexe des poissons et le pH des différentes parties du corps :

- les individus ont été pesés à l'aide d'une balance de précision (Modèle : SCOUT™ Pro, 200g ; précision 0,01g) (Fig. 05).
- La distinction des sexes est relativement aisée notamment durant la période de gamétogénèse avancée ; en effet, elle est basée sur la couleur des gonades qui est blanchâtre chez les mâles et rose saumon à orange chez les femelles. Pour ce faire, les poissons sont nettoyées, ouvertes et sexées d'après l'observation macroscopique de la coloration des gonades.

- Afin de déterminer le pH de chaque partie du corps à étudier, nous avons homogénéisé chaque échantillon dans l'eau distillée stérile (v : v) puis nous avons mesuré le pH à l'aide d'un pH-mètre (Modèle : HI 2211 pH/ORP Meter) (Harnisz et Tucholski, 2010).



Figure 05:Détermination du Poids des Poissons par la balance de Précision (*photos prise par Moumeni, 2015*).

4.2. Etude bactériologique :

Dans la présente étude nous avons dénombré différents groupes bactériens à partir de différentes parties du corps du carassin commun peuplant les eaux du canal Messida. Les parties étudiées sont : le mucus, les branchies et la chair.

Dès l'arrivée au laboratoire, les poissons sont placés dans une zone stérile sur un plateau métallique stérilisé préalablement à l'autoclave (120°C pendant 20 min) afin de prélever les différentes parties du corps de carassin commun.

• *Choix des parties du corps :*

La localisation des bactéries d'un poisson au niveau des branchies et la peau est expliquée par le contact direct avec l'eau lors de la respiration et le déplacement, donc l'étude de ces parties nous donne une idée sur la qualité de l'eau dans laquelle le poisson a été pêché selon Bourgeois (1988). L'étude de la qualité de la chair nous permet d'envisager le risque sanitaire lié à la consommation de ces poissons.

4.2.1 Méthode de collecte et de préparation de la solution mère des différentes parties du corps du poisson :

➤ *Le mucus :*

- A l'aide d'un écouvillon stérile, prélever le mucus dorsal du poisson sur une surface totale de 50cm² (Scherer *et al.*,2006 ; Harnisz et Tucholski,2010) ; le mucus ventrale n'a pas été prélevé puisque ce dernier peut être se contaminé par les sécrétions intestinales et génitales (Ozaktas *et al.*,2012).
- Immerger l'écouvillon dans 5ml d'eau distillée stérile(Fig. 06).
- Mélanger pendant 10minutes (Hwang *et al.*,2011).
- La suspension obtenue est une solution mère



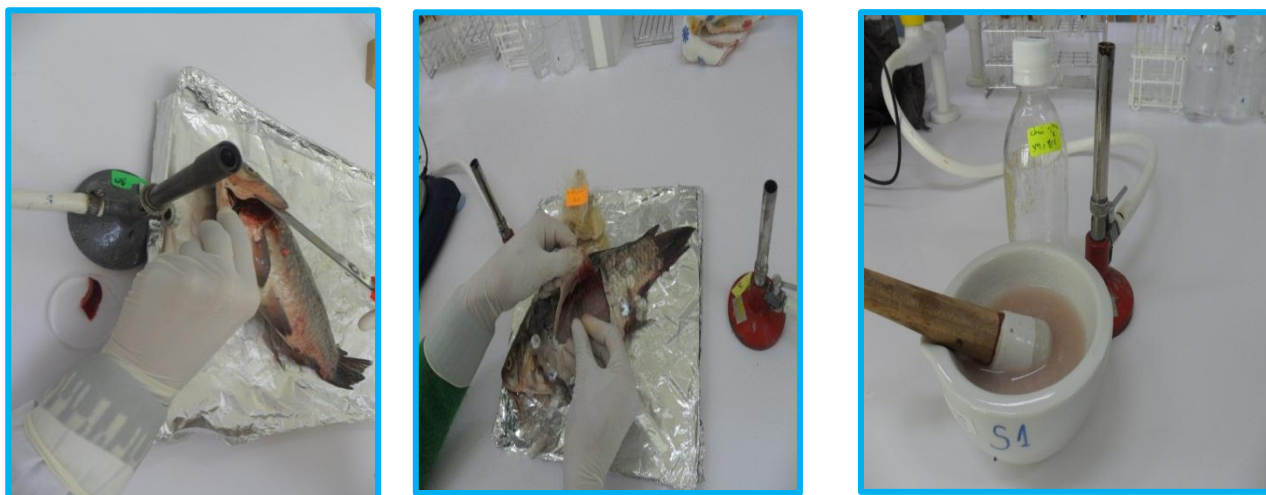
(a)

(b)

Figure 06 : (a) prélèvement et (b) préparation de la solution mère de Mucus (photos prise par Benkirat, 2015)

➤ *Les branchies et la chair :*

- Couper à l'aide d'un scalpel stérile et en zone stérile les parties à étudier.
- Peser 10g de chaque partie (branchie et chair), puis la déposée dans 90ml d'eau physiologique à 0,85%, broyer et mélanger pendant 2 minutes afin d'obtenir une solution mère(Fig. 07) (Sandayigaya *et al.*,1990) .



(a)

(b)

(c)

Figure 07 : (a) Prélèvement des branchies, (b) de la chair et (c) préparation de leur solutions mères (photos prises par Moumeni, 2015).

Remarques :

- La pesée des différentes parties du corps du poisson est effectuée en boîte de pétri à l'aide d'une balance de précision (Modèle : SCOUT™ Pro, 200g ; précision 0,01g) placée dans une zone stérile (Harnisz et Tucholski, 2010).
- Les branchies et la chair sont broyées à l'aide d'un mortier et d'un pilon en porcelaine préalablement stérilisés à 170°C pendant 2 heures au four Pasteur (Koussémon *et al.*, 2008).
- Pour le muscle couper des tranches dorsale, ventrale et de la queue pour obtenir 10g (Harnisz et Tucholski, 2010).

4.2.2. Dénombrement de la flore cultivable hétérotrophe mésophile: (Schéma 01)

La flore aérobie mésophile (aussi appelée flore totale) représente l'ensemble des microorganismes se développant en présence d'oxygène à une température optimale de 30°C (multiplication active de 10°C à 45°C) [20]. Cette flore indique le degré de contamination bactérienne globale (Roberts, 1980).

Un nombre élevé de flore aérobie mésophile représente un risque de présence de germes pathogènes, à des niveaux pouvant être dangereux [20].

• Mode opératoire :

- A partir de l'échantillon mère nous réalisons une série de dilution décimale en rapportant 1 ml de chaque échantillon dans 9 ml d'eau physiologique stérile jusqu'à la dilution 10^{-6} . Cette série de dilution sera utilisée pour toutes les recherches ultérieures.
- Dans des boîtes de Pétri vides, on met 1 ml d'un échantillon non dilué et de diverses dilutions décimales de cet échantillon (10^{-1} , 10^{-2} , 10^{-6}).
- Compléter ensuite chacune des boîtes avec environ 20 ml de gélose PCA (Plat Count Agar) fondue et refroidie à 45°C .
- Faire ensuite des mouvements circulaires et de va-et-vient en forme de « 8 » pour permettre à l'inoculum de se mélanger à la gélose sur une surface horizontale.
- Laisser solidifier les boîtes sur paille.
- Incuber à 37°C pendant 24 h à 72 h (Labres et *al.*, 2006).

• Lecture :

Les germes cultivables se présentent sous forme de colonies poussant en masse (Labres et *al.*, 2006).

• dénombrement :

- Les boîtes contenant entre 30 et 300 colonies sont dénombrées avec précision.
- Calculer la valeur du nombre N de microorganismes revivifiables à $37 \pm 2^{\circ}\text{C}$, en tant que moyenne pondérée, à l'aide de l'équation suivante :

$$N = \frac{\sum c}{1.1 \times d}$$

Où :

Σc : est la somme des colonies dénombrées sur deux boîtes de dilutions successives retenues.

d : est le taux de dilution correspondant à la première dilution.

- Arrondir les résultats calculés à deux chiffres significatifs après la virgule.
- Le résultat final de microorganismes revivifiables dénombrés à 37°C , et est noté par un nombre compris entre 1,0 et 9,9 multiplié par 10^x où x est la puissance appropriée de 10 (Rodier, 1996).

- les résultats sont exprimés par germes/cm² de mucus, et par germes/g de muscle et /ou de branchie.

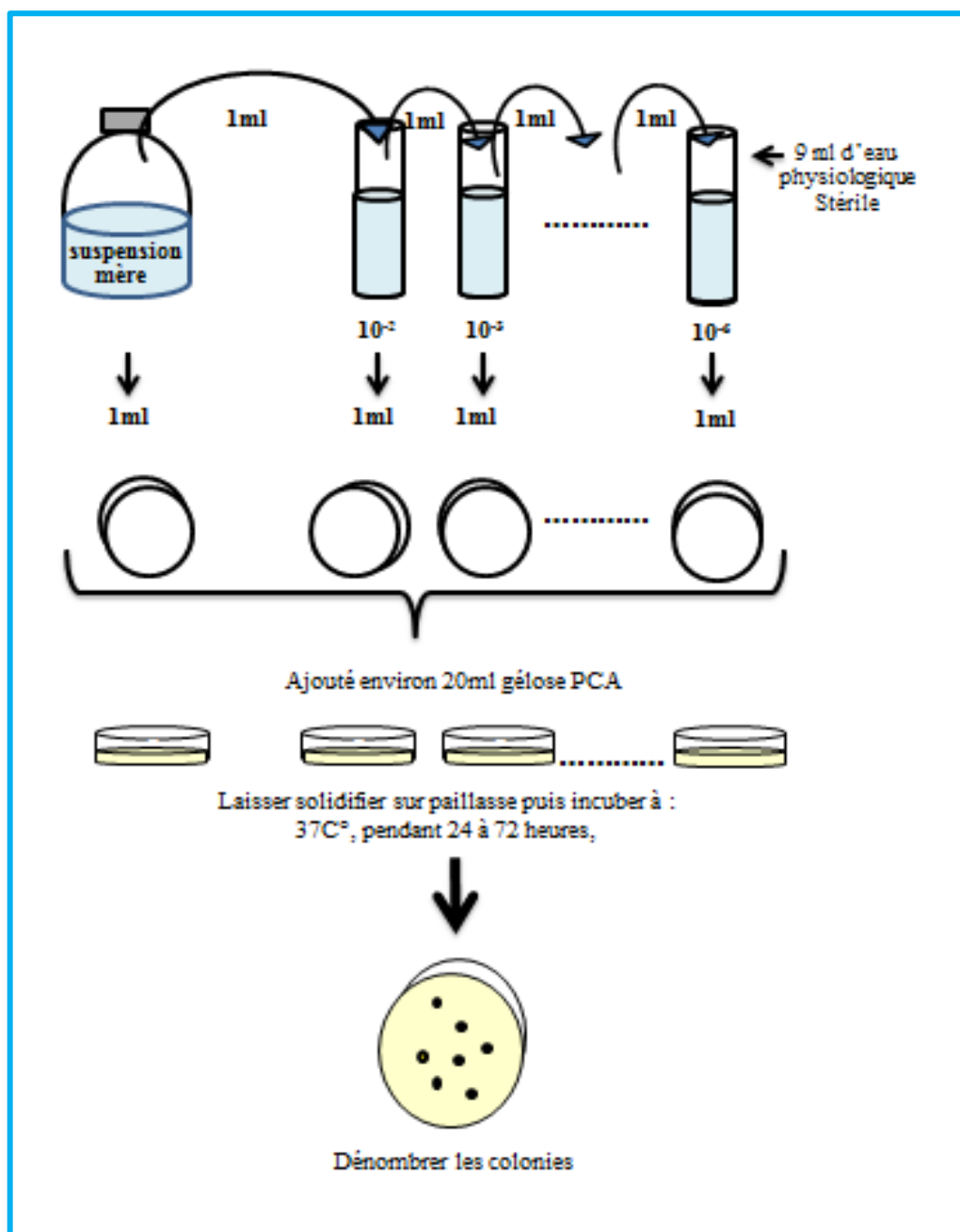


Schéma 01: Technique de dénombrement de flore cultivable hétérotrophe mésophile (Labres *et al.*, 2006).

4.2.3. Dénombrement des entérobactéries : (Schéma 02)

Les entérobactéries sont des bacilles Gram négatif dont la plupart sont mobiles grâce à des flagelles disposés de manière péritriche. Ce groupe bactérien est composé d'une vingtaine de genres et de plusieurs dizaines d'espèces (Gueye, 2007) (Les espèces qui composent cette famille sont en effet soit parasites (*Shigella*, *Yersinia pestis*), soit commensales (*Escherichia coli*, *Proteus mirabilis*, *Klebsiella* sp.), soit encore saprophytes (*Serratia* sp., *Enterobacter* sp.). Celles-ci sont souvent opportunistes et responsables d'infections nosocomiales[21].

Les entérobactéries sont très répandues dans la nature en raison de la contamination de l'environnement par l'intermédiaire des matières fécales animales et humaines et des eaux d'égout (Oudrhiri, 2011). Ce sont des contaminants alimentaires très fréquents (contamination fécale directe et indirecte) et c'est pour cette raison que nous nous intéresserons particulièrement à ces bactéries. Celles-ci sont capables de développements abondants dans un produit alimentaire et donc de dégradations importantes (Oudrhiri, 2011).

- **Mode opératoire :**

Le dénombrement des entérobactéries a été effectué selon le même protocole de la flore cultivable mais en utilisant la gélose Hektoen (Labres et al., 2006).

- **Lecture :**

L'aspect des colonies des entérobactéries sur le milieu de culture Hektoen est représenté dans le tableau suivant :

Tableau 03: Aspects cultureux des Entérobactéries sur le milieu Hektoen.

(Rodier, 2005).

Milieu de culture	Microorganismes	Colonies
Hektoen	- <i>Escherichia coli</i> , <i>Citrobacter</i> , <i>Klebsiella</i> , <i>Enterobacter</i> , <i>Serratia</i> , <i>Arizona</i> . - <i>Citrobacter freundii</i> , <i>Proteus vulgaris</i> . - <i>Proteus mirabilis</i> , <i>Salmonella</i> . - <i>Shigella</i> , <i>Providentia</i> , <i>Proteus morgani</i> , <i>Proteus rettgeri</i> , <i>Salmonella</i> à H ₂ S négatif.	-jaunes saumon. - jaunes saumon à centre noir -bleues ou vertes à centre noir - blanchâtres ou vertes

• Dénombrement :

Le dénombrement et l'expression des résultats sont réalisés de la même manière que la flore cultivable hétérotrophe (voir méthode 4.1.2)

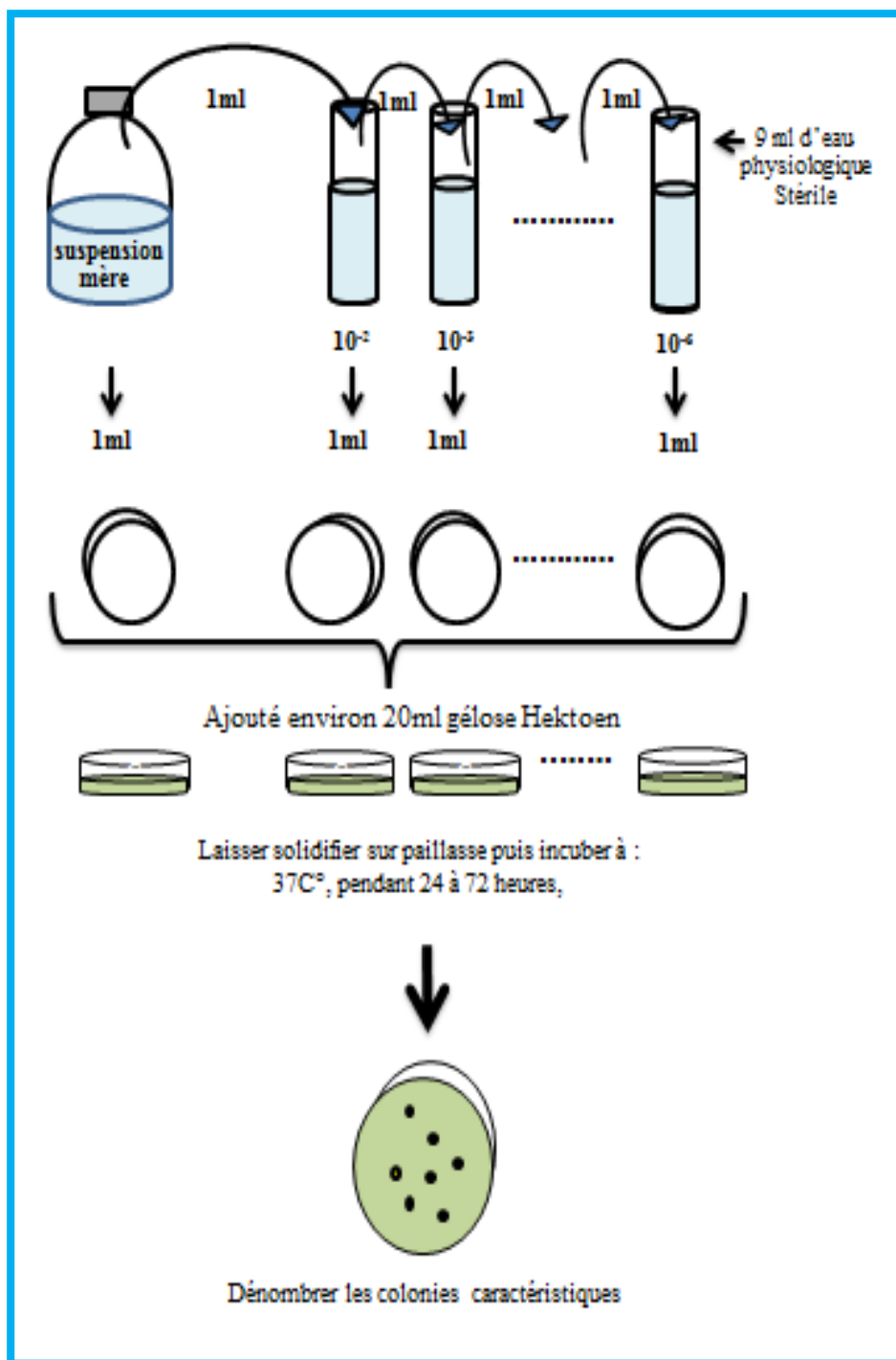


Schéma 02: Technique de dénombrement des entérobactéries (Labres et *al.*, 2006).

4.2.4. Recherche et dénombrement des coliformes totaux(CT) et des coliformes fécaux (CF) :(Schéma 03)

Les coliformes font partie des entérobactéries, ce sont des bacilles à Gram négatif, non sporulés, oxydase«-», aérobies ou anaérobies facultatifs, ils fermentent le lactose avec production d'acide et de gaz en 48 heures à une température de 35 à 37°C (Dellarras, 2003).

Les coliformes fécaux ou thermotolérants ont les mêmes propriétés que les coliformes mais à une température de 44°C. L'espèce la plus importante de ce groupe est *Escherichia coli* qui a la particularité de produire de l'indole à partir du tryptophane présent dans le milieu à $42 \pm 2^\circ\text{C}$ (Labres et Mouffok, 2008).

Le dénombrement des coliformes totaux à 37°C est d'un intérêt moindre pour déceler une contamination fécale sûre et le dénombrement des coliformes thermotolérants ou fécaux à 44°C est un signe de l'existence quasi certaine de la contamination fécale [22].

• Mode opératoire :

La recherche et le dénombrement des coliformes ont été réalisées selon la technique du NPP (Nombre le Plus Probable), c'est une technique réalisée en milieu liquide, elle fait appel à deux tests consécutifs à savoir (Dellarras et Trebaol, 2008).

❖ Le test de présomption : réservé à la recherche des coliformes totaux.

❖ Le test de confirmation : encore appelé test de Mac Kenzie est réservé à la recherche d'*Escherichia coli* avec confirmation de la présence des coliformes totaux et les coliformes thermotolérants.

❖ Test présomptif :

Technique :

- Préparer une série de tubes contenant le milieu BCPL (bouillon lactosé au pourpre de bromocrésol) simple concentration qui est un milieu liquide avec cloche de Durham (Dellarras et Trebaol, 2008).
- A partir des dilutions décimales (jusqu'à 10^{-6}) de la solution mère analyser de chaque point porter aseptiquement 1 ml, dans chacun des 2 tubes de BCPL à partir de la même dilution.

- Incuber à 37°C pendant 24 h à 48 h (Dellarras et Trebaol, 2008).

Lecture :

Sont considérés comme positifs les tubes présentant à la fois :

- Un dégagement gazeux (supérieur au 1/10 de la hauteur de la cloche).
- Un trouble microbien accompagné d'un virage du milieu au jaune (ce qui signifie la fermentation du lactose présent dans le milieu) (Dellarras et Trebaol, 2008).

Dénombrement :

- Nous notons le nombre de tubes positifs dans chaque série, puis nous reportons à la table de Mac Grady (Annexe II) pour déterminer le nombre de coliformes les résultats sont exprimés par germes/cm² de mucus, et par germes/g de muscle et branchie.

❖ Test confirmatif :

Le test de confirmation ou test de Mac Kenzie est basé sur la recherche de Coliformes thermotolérants parmi lesquels on redoute surtout la présence d'*Escherichia coli* (Dellarras et Trebaol, 2008).

Technique :

- Les tubes de BCPL trouvés positifs lors du dénombrement des coliformes totaux feront l'objet d'un repiquage à l'aide d'un öse bouclé dans un tube contenant le milieu Schubert muni d'une cloche de Durham ou un tube d'eau peptonée exempte d'indole.
- Chasser le gaz présent éventuellement dans les Cloches de Durham et bien mélanger le milieu et l'inoculum.
- L'incubation se fait cette fois-ci à 44°C pendant 24h à 48h (Dellarras et Trebaol, 2008).

Lecture :

Sont considérés comme positifs, les tubes présentant :

- Un dégagement gazeux, et un trouble dans le tube de l'eau peptonée exempte d'indole.

- Un anneau rouge en surface, témoin de la production d'indole par *Escherichia coli* après adjonction de 2 à 3 gouttes du réactif de Kovacks dans le tube de l'eau peptonée exempte d'indole.
- La lecture finale s'effectue également selon les prescriptions de la table de Mac Grady pour déterminer le NPP d'*E. Coli* sont exprimés par germes/cm² de mucus, et par germes/g de muscle et /ou de branchie.

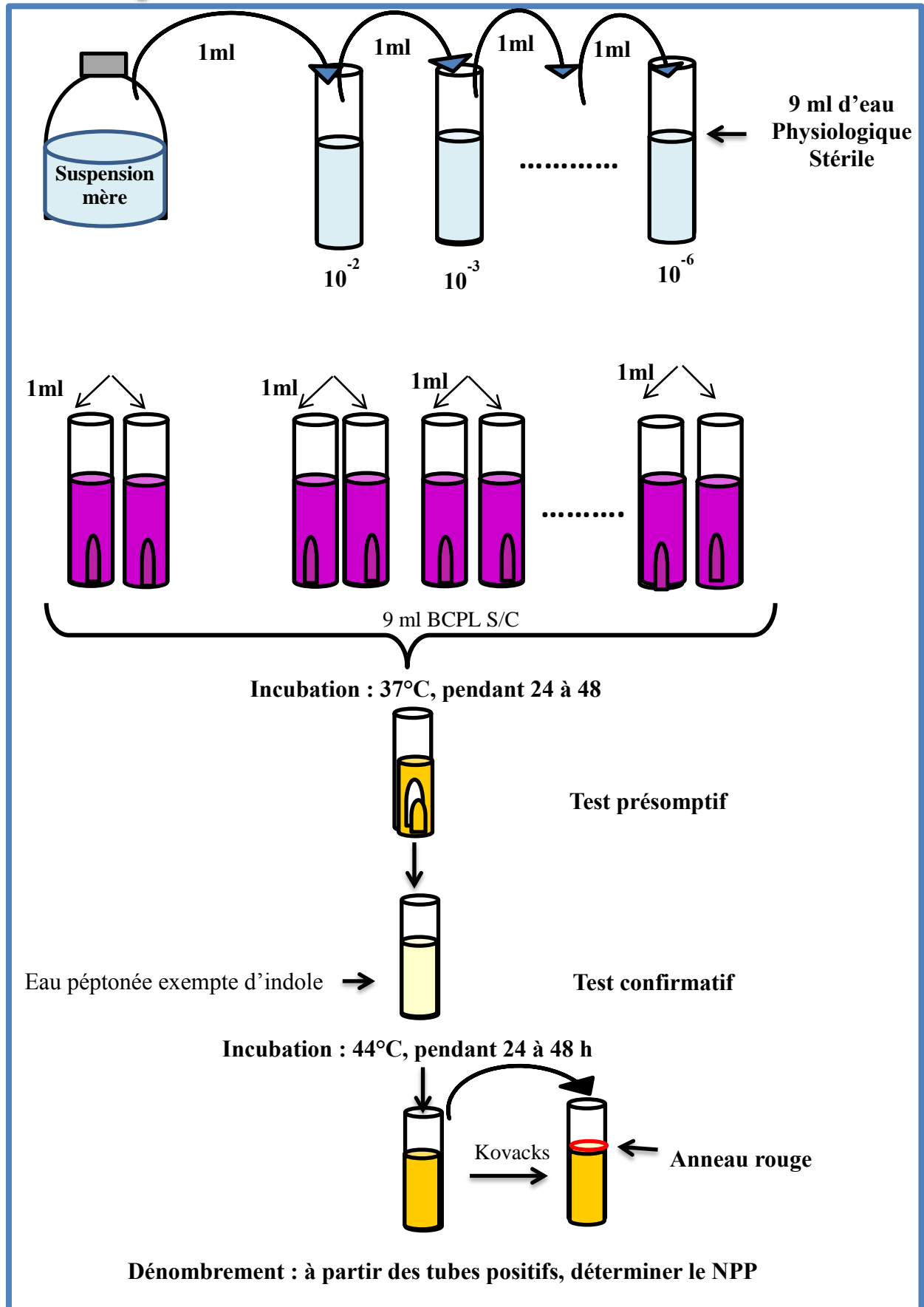


Schéma 03: Technique de dénombrement des CT et CF (Dellarras et Trebaol, 2008).

4.2.5. Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux (SF) (Norme NF EN ISO 9308-3, mars 1999): (Schéma 04)

Les streptocoques se caractérisent par leur morphologie (coques en chaînettes), Gram positif, et un métabolisme anaérobie (Degremont, 2005). La recherche et le dénombrement des streptocoques fécaux sont réalisés selon la technique de colimétrie en milieu liquide.

Les milieux utilisés sont :

- Le milieu de ROTHE (pour le test présomptif) qui contient comme agent sélectif l'azide de sodium (inhibiteur de la flore secondaire Gram négatif).
- Le milieu d'Eva-Litsky (pour le test confirmatif) qui renferme en plus de l'azide de sodium une faible concentration de cristal violet qui freine le développement des bactéries Gram positif (Degremont, 2005).

- **Mode opératoire :**

❖ Test présomptif :

Technique :

- Préparer une série de tubes contenant le milieu ROTHE simple concentration.
- A partir des dilutions décimales (jusqu'à 10^{-6}) de la solution mère à analyser porter aseptiquement 1ml, dans chaque'un des 2 tubes de ROTHE à partir de la même dilution.
- Incuber à 37°C pendant 24 h à 48 h (Larpen, 1997).

Lecture :

- Les tubes présentant un trouble microbien lors de la période d'incubation seront susceptibles de contenir des streptocoques fécaux ; doivent subir un test confirmatif (Larpen, 1997).

❖ Test confirmatif :

Technique :

- Les tubes de ROTHE trouvés positifs dans le test de présomption feront l'objet d'un repiquage à l'aide d'un öse bouclé dans des tubes contenant le milieu Eva-Litsky.
- L'incubation se fait à 44°C, pendant 24 h à 48 h (Larpent, 1997).

Lecture :

Sont considérés comme positifs, les tubes présentant :

- Un trouble microbien, qui confirme la présence de streptocoques fécaux, parfois la culture s'agglomère au fond du tube en fixant le colorant et en formant une pastille violette (blanchâtre) au fond des tubes (Larpent, 1997).
- La lecture finale s'effectue également selon les prescriptions de la table du NPP (Annexe II).
- les résultats sont exprimés par germes/cm² de mucus, et par germes/g de muscle et /ou de branchie.

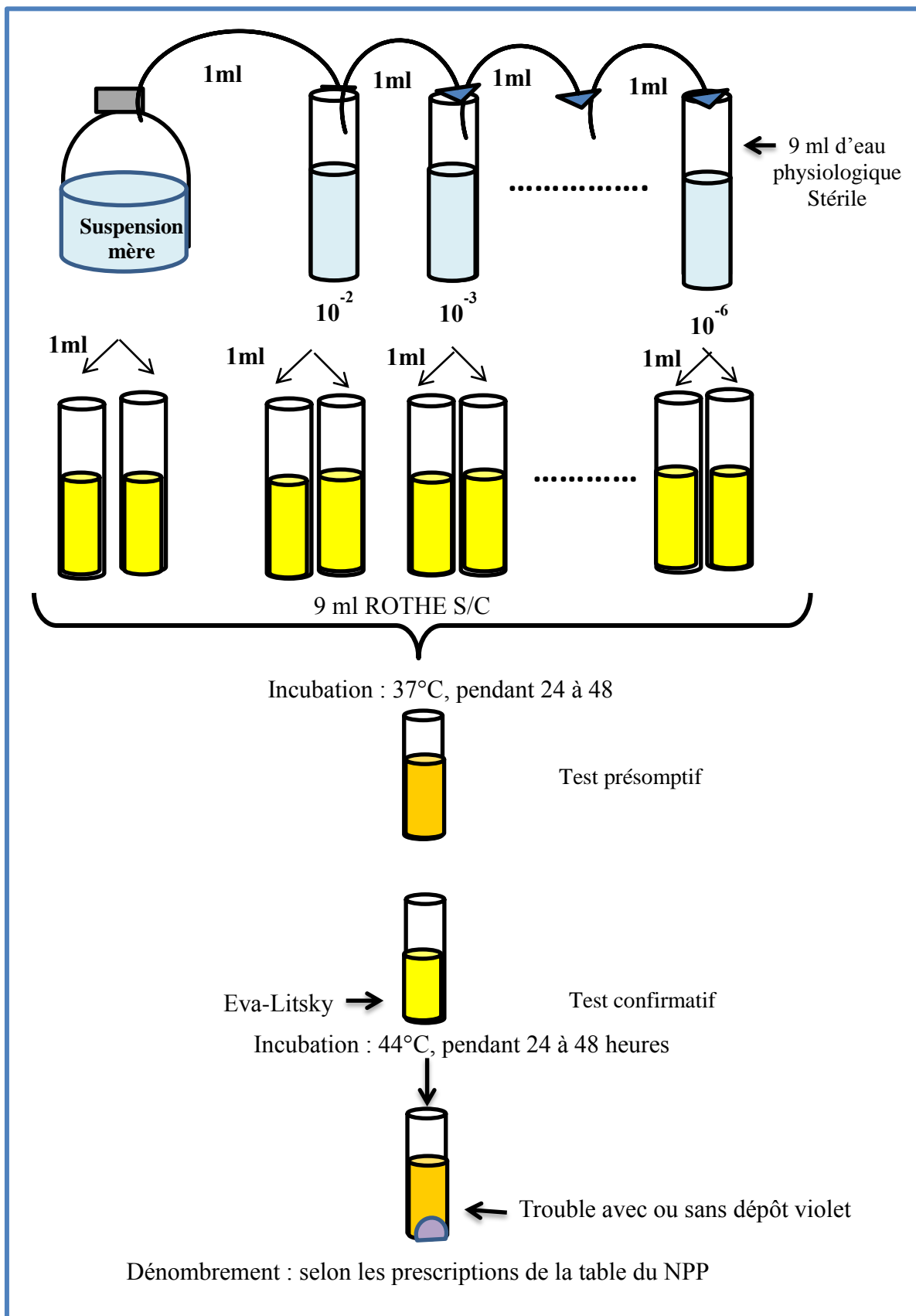


Schéma 04: Technique de dénombrement des Streptocoque fécaux (Larpent, 1997).

4.2.6. Recherche et dénombrement des bactéries anaérobies sulfito-réductrices (ASR) :(Schéma 05)

Les bactéries anaérobies sulfito-réductrices (ASR) se présentent sous forme de bacilles à Gram positif, se développant en 24 à 48 heures sur une gélose Viande-Foie en donnant des colonies typiques réduisant le sulfite de sodium (Na_2SO_3) qui se trouve dans le milieu, en sulfure qui en présence de fer (Fe^{+2}) qui donne FeS (sulfure de Fer) de couleur noir. Les spores des ASR constituent généralement des indices de contamination ancienne (Labres et Mouffok., 2008).

- **Mode opératoire :**

Technique :

A partir des solutions mères à analyser :

- Transférer environ 25 ml dans un tube stérile, qui sera par la suite soumis à un chauffage de l'ordre à 80°C pendant 10 minutes, dans le but de détruire toutes les formes végétatives de bactéries anaérobies sulfito-réductrices éventuellement présentes.
- Après chauffage, refroidir immédiatement le flacon destiné à l'analyse, sous l'eau de robinet (Dellarras et Trebaol, 2008).
- Répartir ensuite le contenu de ce tube, dans 5 tubes différents et stériles, à raison de 5 ml par tube.
- Ajouter environ 20 ml de gélose Viande- Foie, fondues puis refroidie à $45\pm 1^\circ\text{C}$, additionnée d'une ampoule d'Alun de fer (4 gouttes) et d'une ampoule de sulfite de sodium (0,5 ml) (Dellarras et Trebaol, 2008).
- Mélanger doucement le milieu et l'inoculum en évitant d'introduire des bulles d'air et de l'oxygène.
- Laisser solidifier sur paillasse pendant 30 minutes environ, puis incuber à 37°C , pendant 24 à 48 heures (Dellarras et Trebaol, 2008).

- **Lecture et dénombrement:**

- Considérer comme résultant d'une spore de bactérie anaérobie sulfito-réductrice toute colonie entourée d'un halo noir.
- La première lecture doit absolument être faite à 16 heures car très souvent les spores des bactéries anaérobies sulfito-réductrices sont envahissantes auquel cas on se trouvera en face d'un tube complètement noir.
- La deuxième lecture se fera à 24 heures et la troisième et dernière à 48 heures.
- Dénombrer toute colonie noire de 0.5 mm de diamètre, ayant poussé en masse et rapporter le nombre total des colonies dans les 5 tubes à 25 ml de la solution mère (Dellarras et Trebaol, 2008).
- les résultats sont exprimés par UFC/cm² de mucus, et par UFC/g de muscle et/ou de branchie.

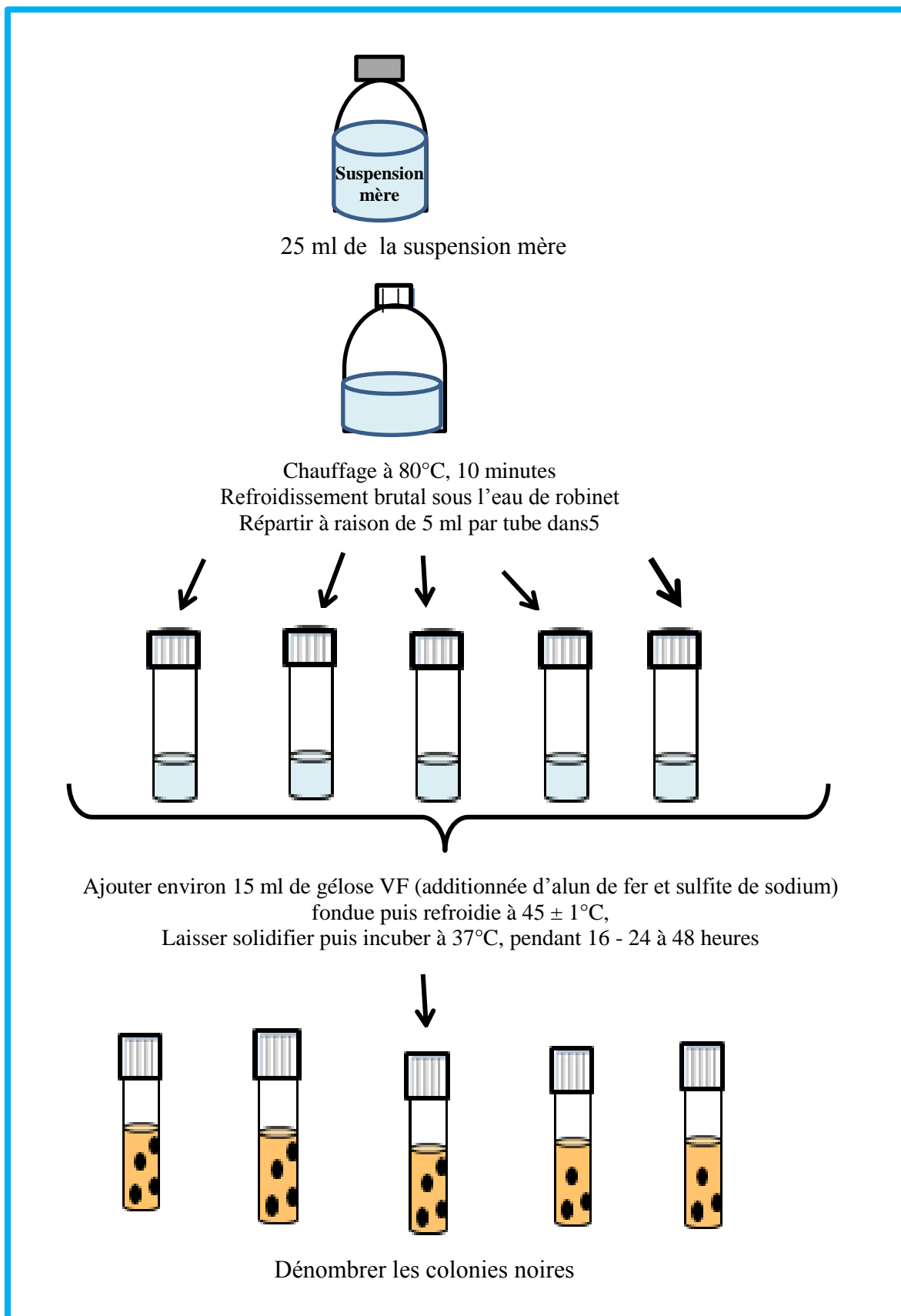


Schéma 05 : Recherche et dénombrement des bactéries anaérobies sulfito-réductrices (Dellarras et Trebaol, 2008).

4.2.7. Dénombrement de *Staphylococcus aureus* :(Schéma 06)

Appartenant au genre des *Staphylococcus*, le staphylocoque doré est une bactérie Gram positif qui se présente comme une coque, associée par groupes en amas (grappe de raisin) ou en chaînes [23]. *S. aureus* a un potentiel de pathogénicité très important et elle est responsable aussi bien d'infections communautaires que nosocomiales[24].

• Mode opératoire :

- A partir de l'échantillon mère nous réalisons une série de dilution décimale en reportant 1 ml de chaque échantillon dans 9 ml d'eau physiologique stérile jusqu'à la dilution 10^{-6} .
- Dans des boîtes de Pétri vides, on met 1 ml d'un échantillon non dilué et de diverses dilutions décimales de cet échantillon ($10^{-1}, 10^{-2}, \dots, 10^{-6}$).
- Compléter ensuite chacune des boîtes avec environ 20ml de la gélose Chapman fondue et refroidie à 45°C.
- Faire ensuite des mouvements circulaires et de va-et-vient en forme de « 8 » pour permettre à l'inoculum de se mélanger à la gélose sur une surface horizontale.
- Laisser solidifier les boîtes sur pailleasse.
- Incuber à 37°C pendant 24 h à 72 h (Labres et al., 2006).

• Lecture :

Les colonies de *S. aureus* sont lisses, rondes, bombées, brillantes, opaques, de 1 mm de diamètre. Elles se pigmentent habituellement en jaune doré, et parfois en jaune citron entourées d'une auréole jaune [25].

Afin de confirmer la présence de *S. aureus*, les colonies suspectées sontensemencées dans un bouillon cœur-cerveille, puis incubées 20 à 24 H à 37°C, cette culture sert ensuite à la recherche de la coagulase, l'enzyme spécifique de cette espèce (Lachica et al., 1971).

• Dénombrement :

- Dénombrer les colonies jaunes entourées d'un halo jaune.
- Le dénombrement et l'expression des résultats sont réalisés de la même manière que la flore cultivable hétérotrophe (voir méthode 4.2.2).

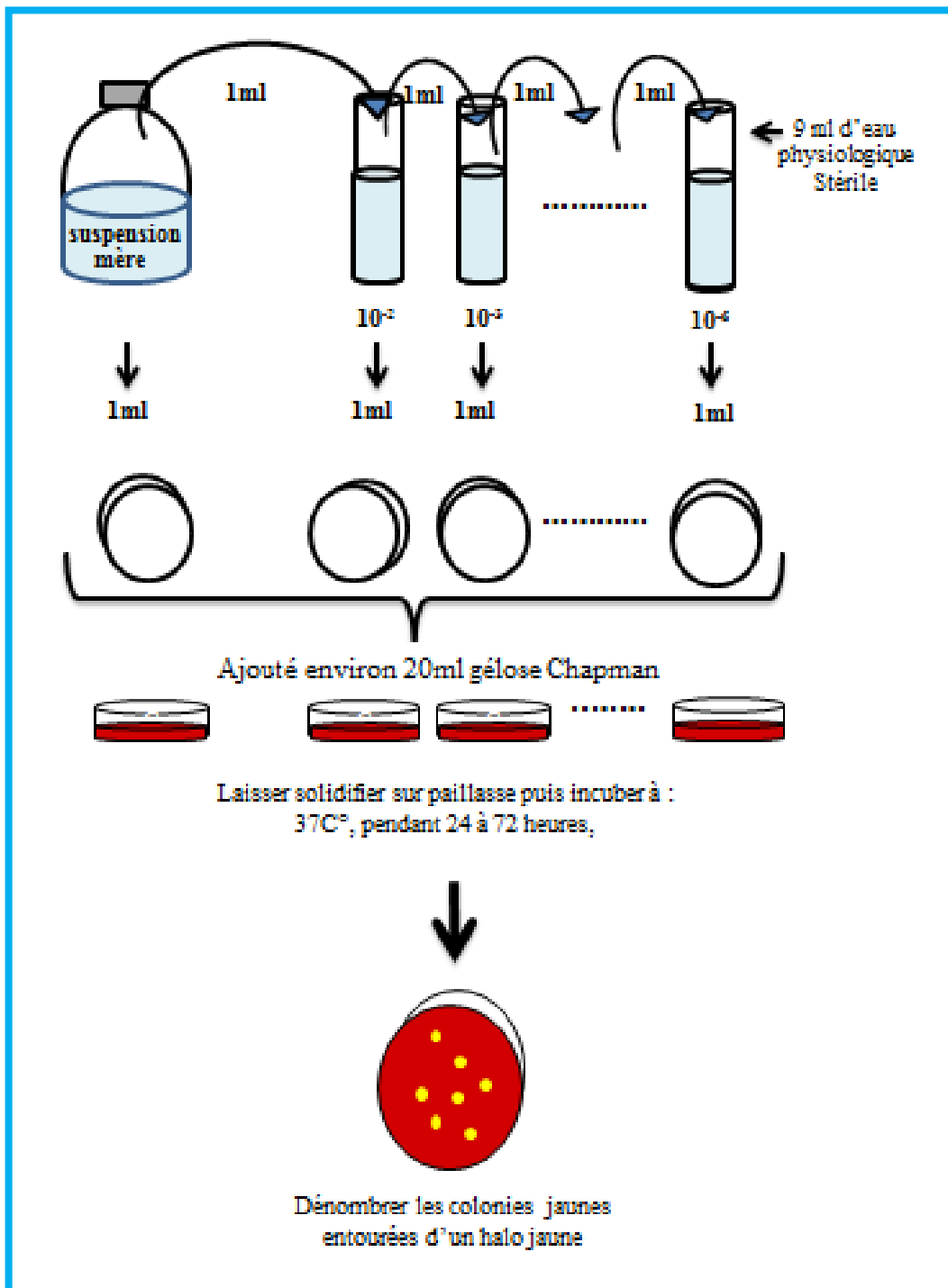


Schéma 06 : Recherche et dénombrement de *Staphylococcus aureus*

(Labres et *al.*, 2006).

4.2.8. Dénombrement des Bactéries Antibiorésistantes :(Schéma 07)

4.2.8.1.. Dénombrement de la flore cultivable hétérotrophe mésophile antibiorésistantes:

- **Mode opératoire :**

- Deux antibiotiques sont testés : l'ampicilline (Amp)et l'érythromycine (E) à raison de leur utilisation massive en médecine humaine et en médecine vétérinaire en Algérie.
- Préparer le milieu de culture PCA avec les différentes concentrations des antibiotiques suivantes: 20µg/ml Amp, et 15 µg/ml E(Ozaktas et *al.*, 2012).
- Ensemencer le milieu PCA additionnés d'antibiotique par incorporation de 1 ml de la solution mère et de ces dilutions de chaque prélèvement (branchie, chair et mucus)
- Incuber les milieux de culture ensemencés pendant 24-48H à 28°C.
- Dénombrer les colonies obtenues afin de déterminer le nombre des bactéries totales antibio-résistantes (germes/g de branchie et/ou de chair ou germes/cm² de mucus).

Remarque :il faut toujours ensemencer un témoin (milieu sans ATB).

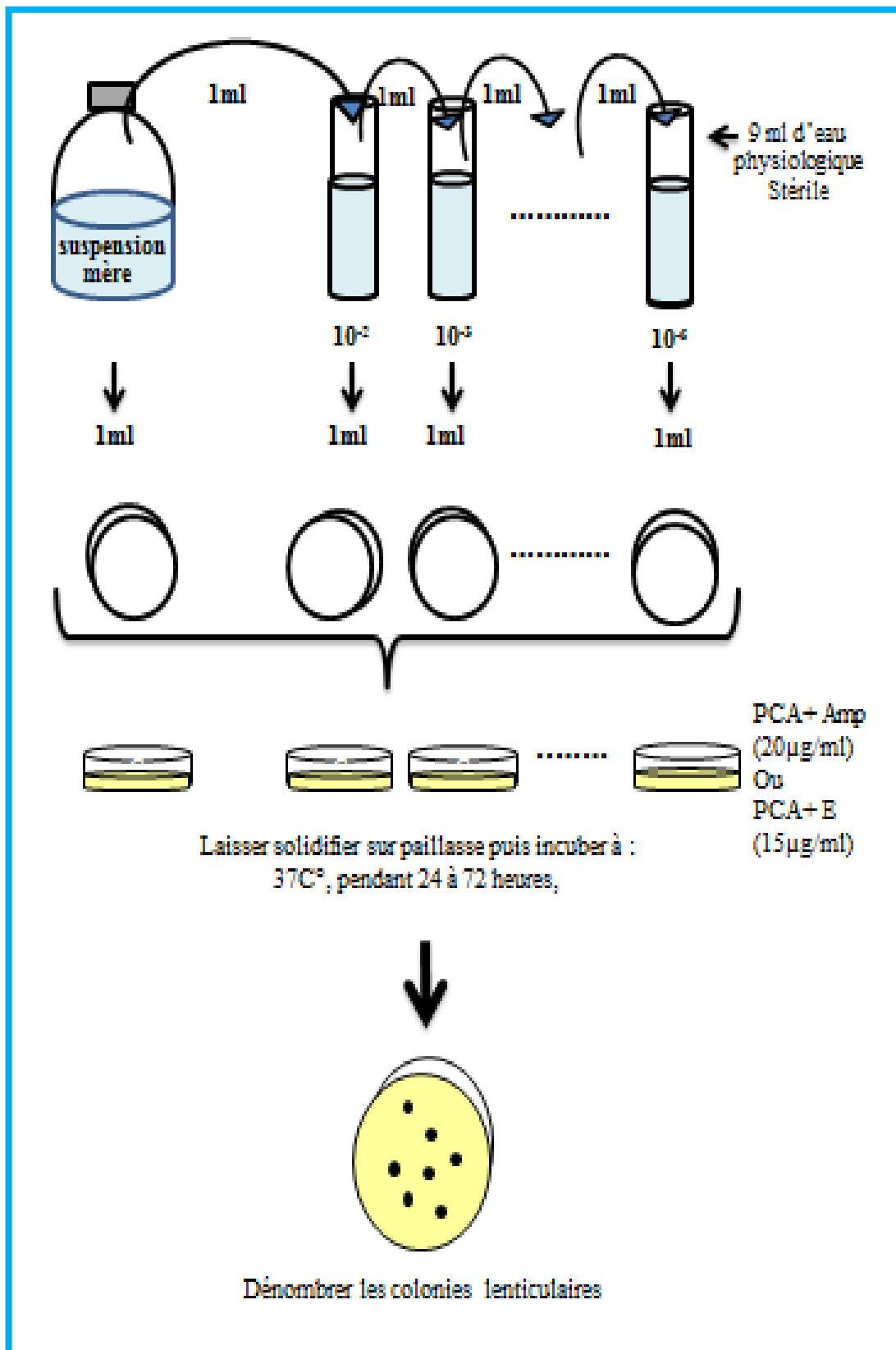


Schéma 07: Technique de dénombrement de la flore cultivable hétérotrophe mésophile antibiotiorésistantes (Ozaktas et *al.*, 2012).

4.2.8.2. Dénombrement des entérobactéries antibiorésistantes : (Schéma 08).

Le dénombrement des entérobactéries antibiorésistantes a été effectué selon le même protocole de la flore cultivable antibiorésistantes (voir méthode 4.2.8.1) mais en utilisant la gélose Hektoen. .

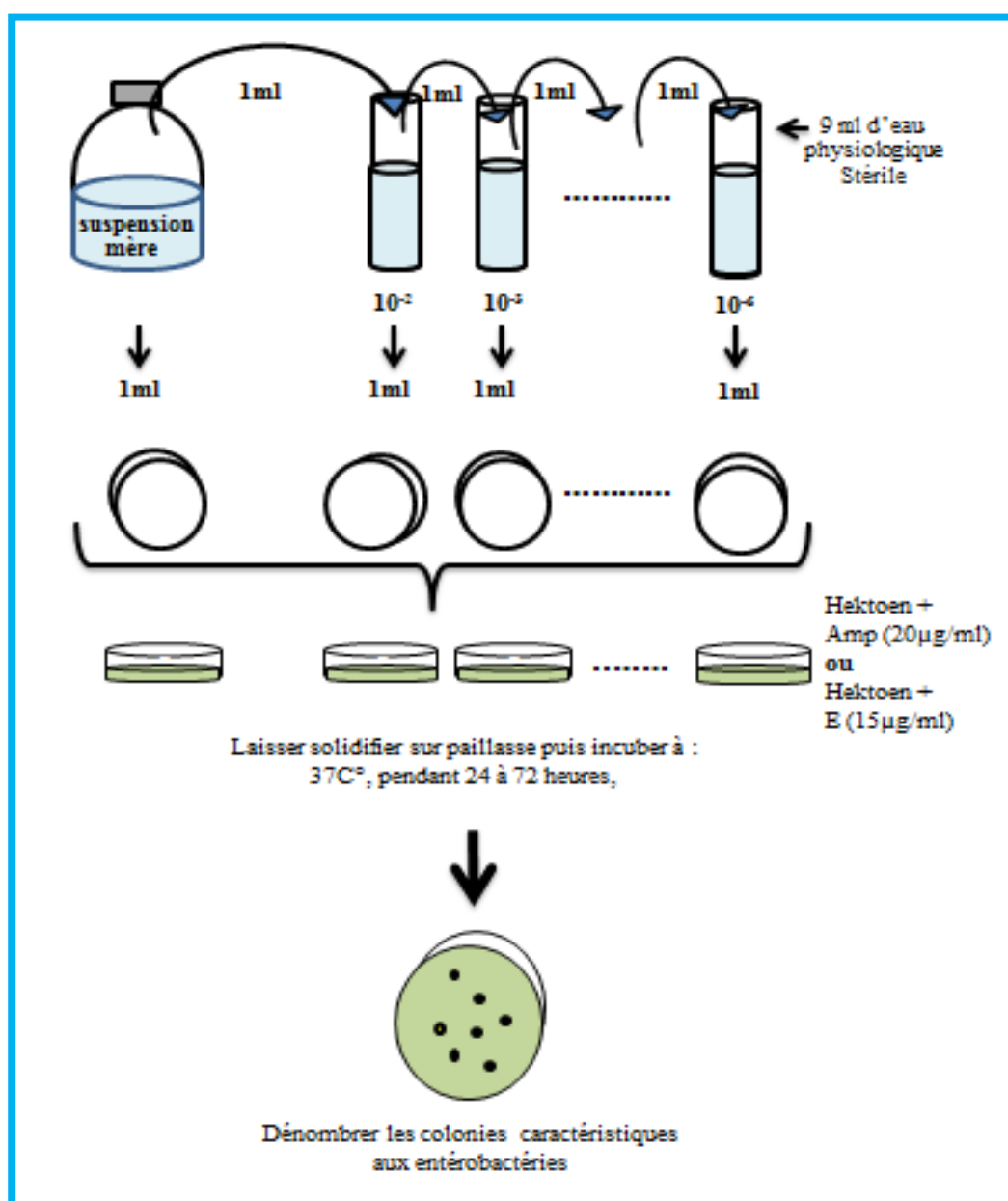


Schéma 08: Technique de dénombrement des entérobactéries antibiorésistantes (Ozaktas et al., 2012).

I. Résultats :

1. Détermination du poids, sexe des poissons et le pH des différentes parties du corps :

Les résultats de détermination du sexe et de poids des poissons pêchés au niveau des trois points de prélèvement (S1, S2, et S3) durant notre période d'étude (Février : P1 et Mars: P2) sont représentés dans le tableau suivant :

Tableau 04: détermination du sexe et du poids du carassin *Carassius carassius* étudié.

Période de prélèvement	Point de prélèvement	Poids (moy±SD)	Sexe
P1 : 22/02/2015	S1	300.5±52.04	Femelles
	S2	290.95±134.84	Femelles
	S3	309.65±102.74	Mâles
P2 : 10/03/2015	S1	362.25±159.87	Femelles
	S2	396.4±166.31	Mâles
	S3	289.35±153.08	Femelles

Les valeurs de pH (moyenne ± ecartype) des différentes parties du corps des poissons étudiés sont représentées dans le tableau suivant :

Tableau 05: Valeurs de pH des différentes parties de corps du *Carassius carassius*.

Période de prélèvement	Point de prélèvement	pH		
		Branchie	Mucus	Chair
P1 :22/02/2015	S1	8.08±0.02	8.00±52,04	7.99±0,01
	S2	8.08±0.03	7.99±134,84	7.9±0,14
	S3	8.19±0.01	7.89±102,74	8.00±0.14
P2 :10/03/2015	S1	7.20±0.02	7.15±0,07	7.46±0.04
	S2	7.36±0.04	7.28±0,02	7.00±0.13
	S3	7.36±0.02	7.33±0,04	7.32±0.02

2. Résultats de l'analyse bactériologique :

2.1. Résultats de dénombrement de la flore cultivable hétérotrophe mésophile :

Les résultats de dénombrement de la flore totale (à 37°C) au niveau des branchies, mucus et la chair des poissons pêchés au niveau des trois points de prélèvement (S1, S2, et S3) durant notre période d'étude (Février : P1 et Mars: P2) sont représentés dans le tableau suivant :

Tableau 06: Nombre de la flore cultivable hétérotrophe mésophile au niveau des différentes parties de corps du carassin *Carassius carassius* peuplant les eaux du canal Messida.

Partie étudiée	S1		S2		S3	
	P1	P2	P1	P2	P1	P2
Branchie (germes/g)	17.45×10 ⁶	17.36×10 ⁶	45.54×10 ⁶	19.18×10 ⁶	45.54×10 ⁶	28.45×10 ⁶
mucus (germes/cm ²)	7.45×10 ⁶	5.40×10 ⁶	19.18×10 ⁶	3.72×10 ⁶	35.27×10 ⁶	11.09×10 ⁶
chair (germes/g)	0.61×10 ⁶	0.36×10 ⁶	2.22×10 ⁶	0.85×10 ⁶	1.98×10 ⁶	1.23×10 ⁶

L'examen comparatif de la totalité des résultats de dénombrement de la flore totale montre qu'en générale les valeurs maximales de cette flore ont été notées sur les parties qui sont en contact direct avec l'eau : les branchies avec un nombre de 45.54×10⁶germes/g au niveau des points S2 et S3durant le mois de Février et le mucus avec un nombre de 35.27×10⁶germes/cm² au niveau du point S3 durant la même période de prélèvement(Fig.08). Pour la chair, une valeur maximale (moins que les précédentes) a été enregistrée dans la S2 pendant le mois de Février (2.22×10⁶germes/g).

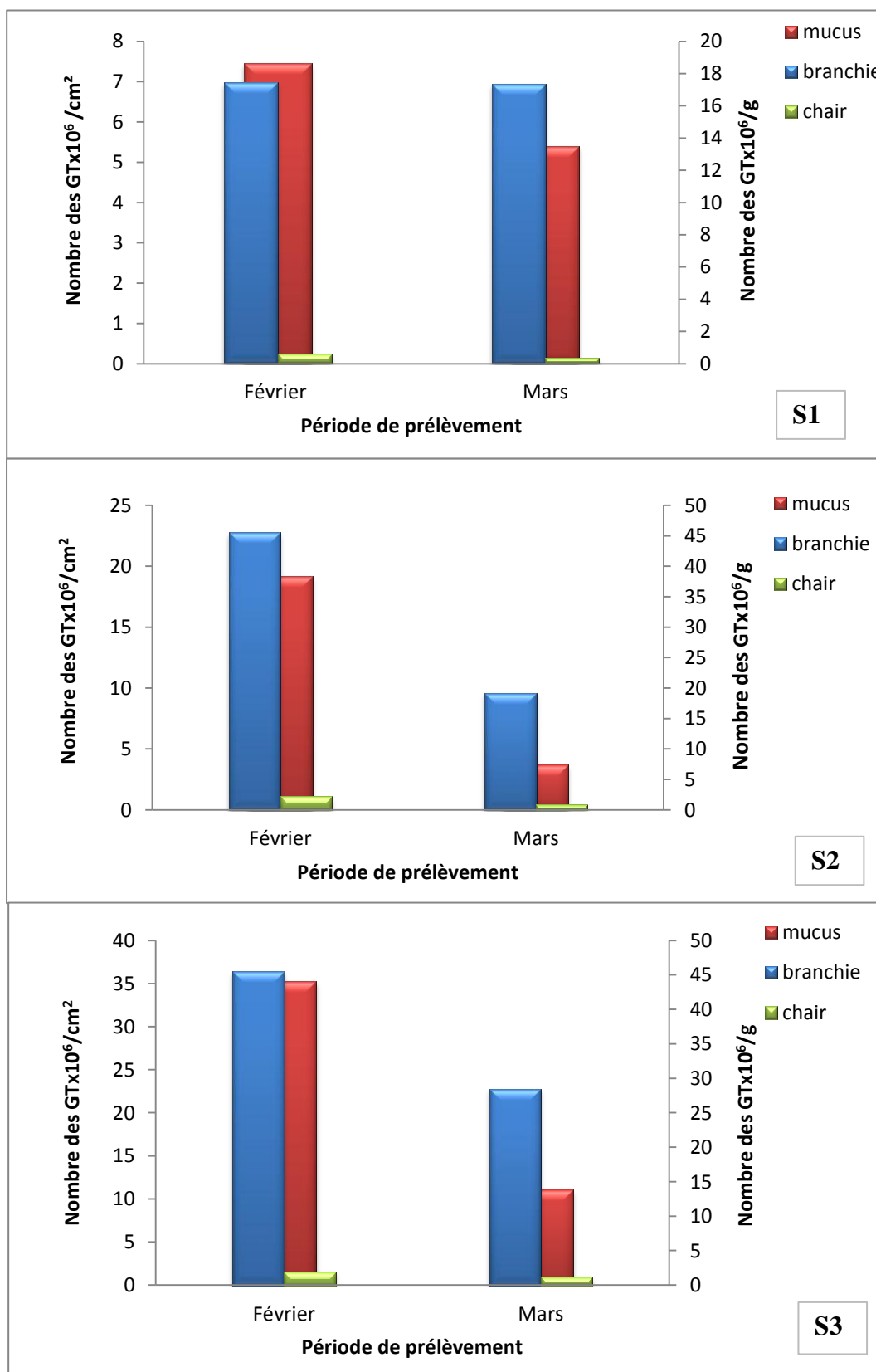


Figure 8: Répartition de la flore cultivable hétérotrophe mésophile au niveau des différentes parties de corps du carassin *Carassius carassius* peuplant les eaux du canal Messida.

2.2. Résultats de dénombrement des entérobactéries :

Les résultats de dénombrement des entérobactéries sont représentés dans le tableau suivant :

Tableau 07: Nombre des entérobactéries au niveau des différentes parties de corps du carassin *Carassius carassius* peuplant les eaux du canal Messida.

Partie étudiée	S1		S2		S3	
	P1	P2	P1	P2	P1	P2
Branchie (germes/g)	8.72x10 ⁶	5.63x10 ⁶	21.90x10 ⁶	5.00x10 ⁶	9.54x10 ⁶	7.45x10 ⁶
mucus (germes/cm ²)	2.07x10 ⁶	1.06x10 ⁶	3.72x10 ⁶	2.25x10 ⁶	1.43x10 ⁶	1.47x.10 ⁶
chair (germes/g)	0.02x10 ⁶	0.03x10 ⁶	1.81x10 ⁶	1.78x10 ⁶	0.29x10 ⁶	0.19x10 ⁶

Les résultats obtenus montrent que les teneurs en entérobactéries durant la période d'étude varient entre les 3 parties de corps des poissons étudiés. Une valeur maximale a été enregistrée au niveau des branchies des poissons pêchés du point de prélèvement S2 (21.90 x10⁶germes/g). Les valeurs minimales ont été enregistrées au niveau de la chair dans les trois points de prélèvements (Fig.09).

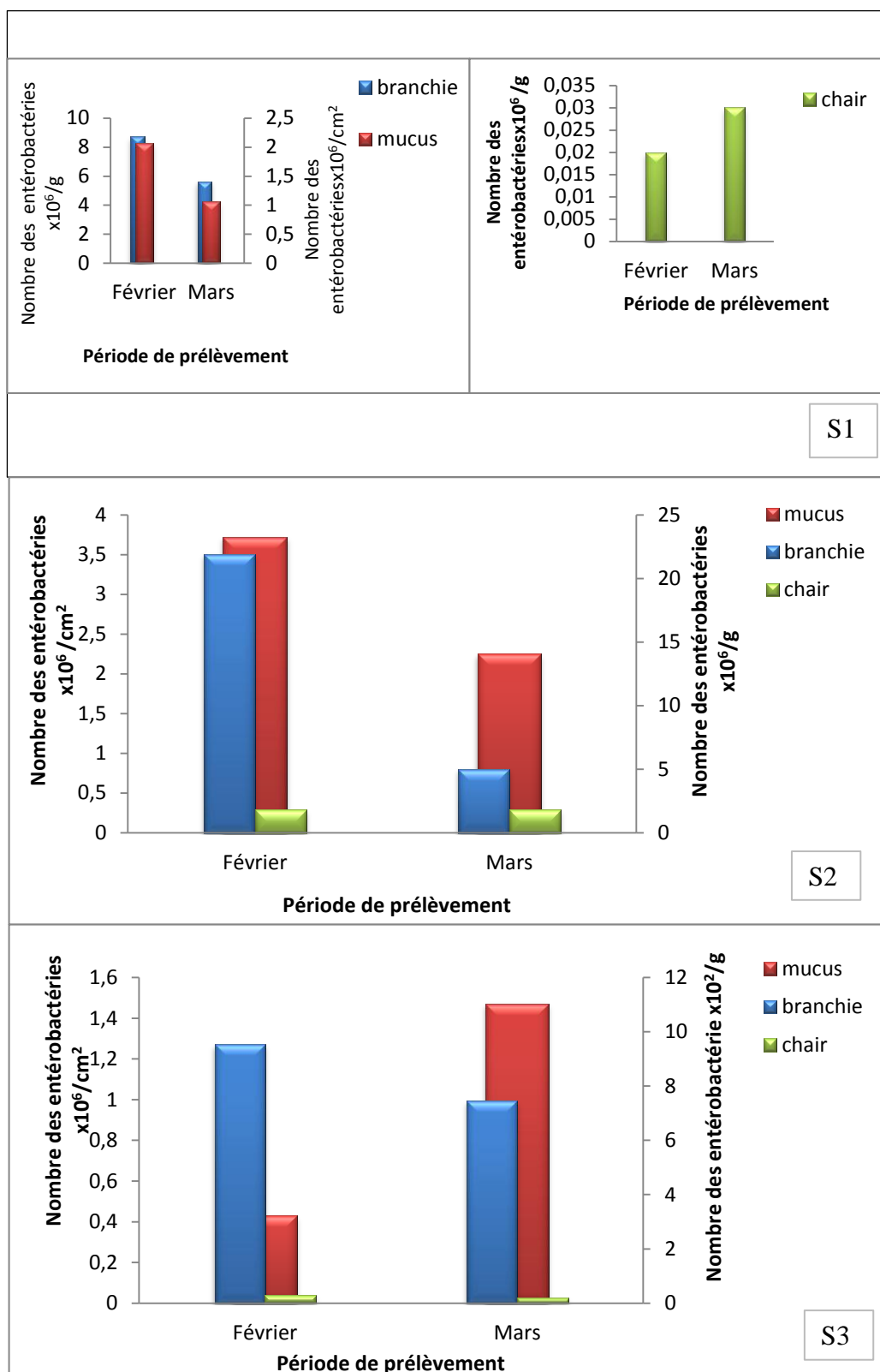


Figure 9: Répartition des entérobactéries au niveau des différentes parties de corps du carassin *carassius carassius* peuplant les eaux du canal Messida.

2.3. Résultats de dénombrement des coliformes totaux (CT) :

Les résultats de dénombrement des coliformes totaux au niveau des branchies, mucus et la chair des poissons pêchés du canal Messida sont résumés dans le tableau suivant :

Tableau 08: Nombre des coliformes totaux au niveau des différentes parties de corps du carassin *Carassius carassius* peuplant les eaux du canal Messida.

Partie étudiée	S1		S2		S3	
	P1	P2	P1	P2	P1	P2
Branchie (CT/g)	70×10^3	20×10^3	70×10^3	25×10^3	1.3×10^3	0.6×10^3
Mucus (CT/cm ²)	2×10^3	2×10^3	6×10^3	2.00×10^3	3×10^3	0.13×10^3
Chair (CT/g)	0.20×10^3	0.13×10^3	0.70×10^3	0.2×10^3	0.2×10^3	0.02×10^3

Les valeurs de dénombrement des coliformes totaux sont représentées dans les figures ci-dessous (Fig.10). Les branchies sont les parties les plus chargées, leurs valeurs maximales (70×10^3 et 25×10^3 CT/g) ont été notées dans la S1 et la S2 durant le mois de février et Mars. La chair qui est la moins chargée a une valeur maximale de 0.7×10^3 CT/g (au niveau de la S2 pendant le mois de Février).

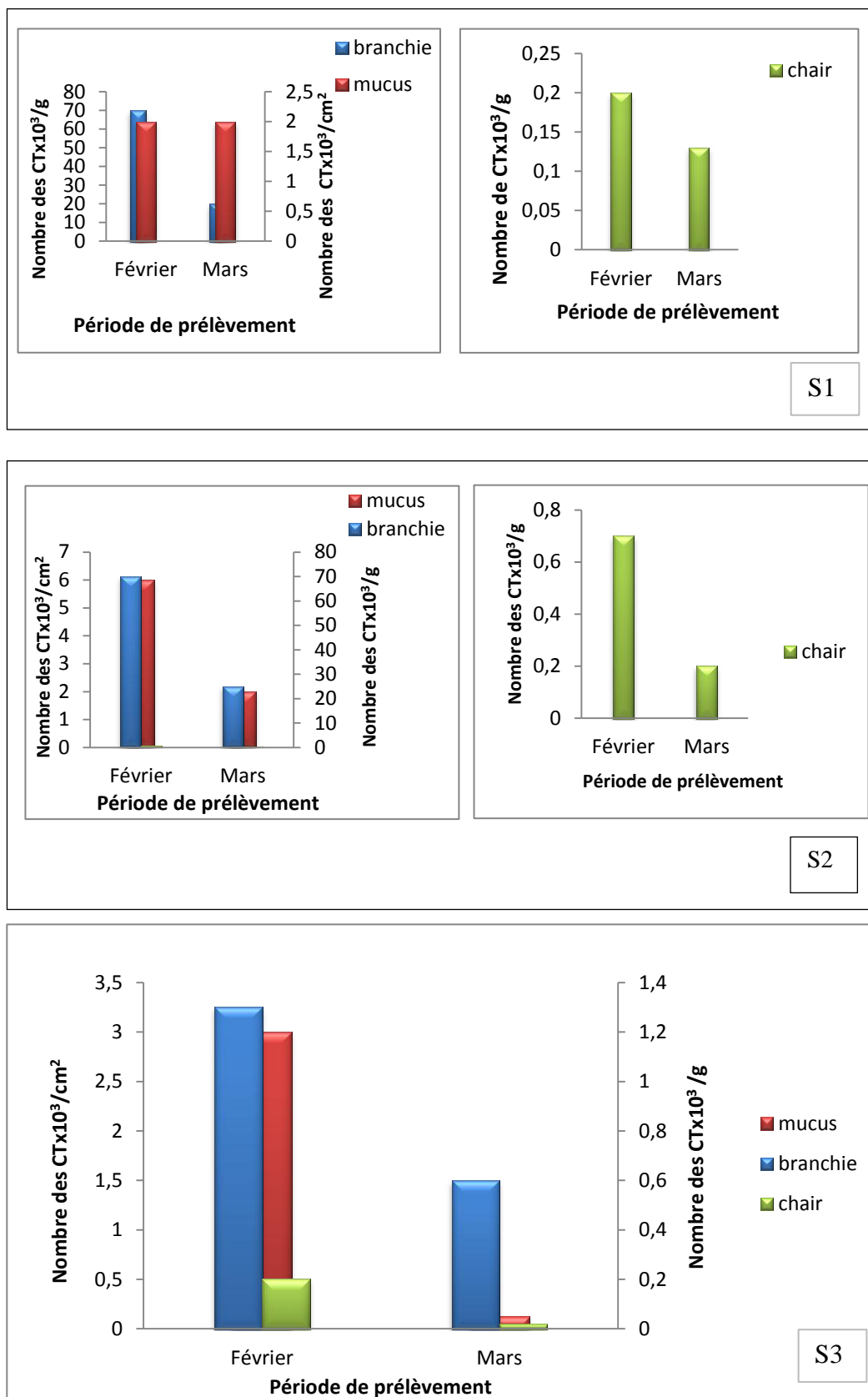


Figure 10: Répartition des coliformes totaux au niveau des différentes parties de corps du carassin *Carassius carassius* peuplant les eaux du canal Messida.

2.4. Résultats de dénombrement des coliformes fécaux (CF):

Les résultats de dénombrement des coliformes fécaux sont représentés dans le tableau suivant :

Tableau 09: Nombre des coliformes fécaux au niveau des différentes parties de corps du carassin *Carassius carassius* peuplant les eaux du canal Messida.

Partie étudiée	S1		S2		S3	
	P1	P2	P1	P2	P1	P2
Branchie CF/g	3×10^2	3×10^2	6×10^2	0.2×10^2	0.2×10^2	0.13×10^2
Mucus CF/cm ²	1.3×10^2	2×10^2	6×10^2	5×10^2	1.3×10^2	0.3×10^2
Chair CF/g	0.13×10^2	0.12×10^2	0.2×10^2	0.13×10^2	0.05×10^2	0.02×10^2

Les résultats obtenus montrent que la valeur maximale des coliformes fécaux a été enregistré au niveau des branchies et le mucus des poissons de la S2 (6×10^2 CF/g et 6×10^2 CF/cm² respectivement). Par contre les valeurs minimales (fig.11) ont été enregistrées, généralement, au niveau du point S3 pour toute les parties étudiées.

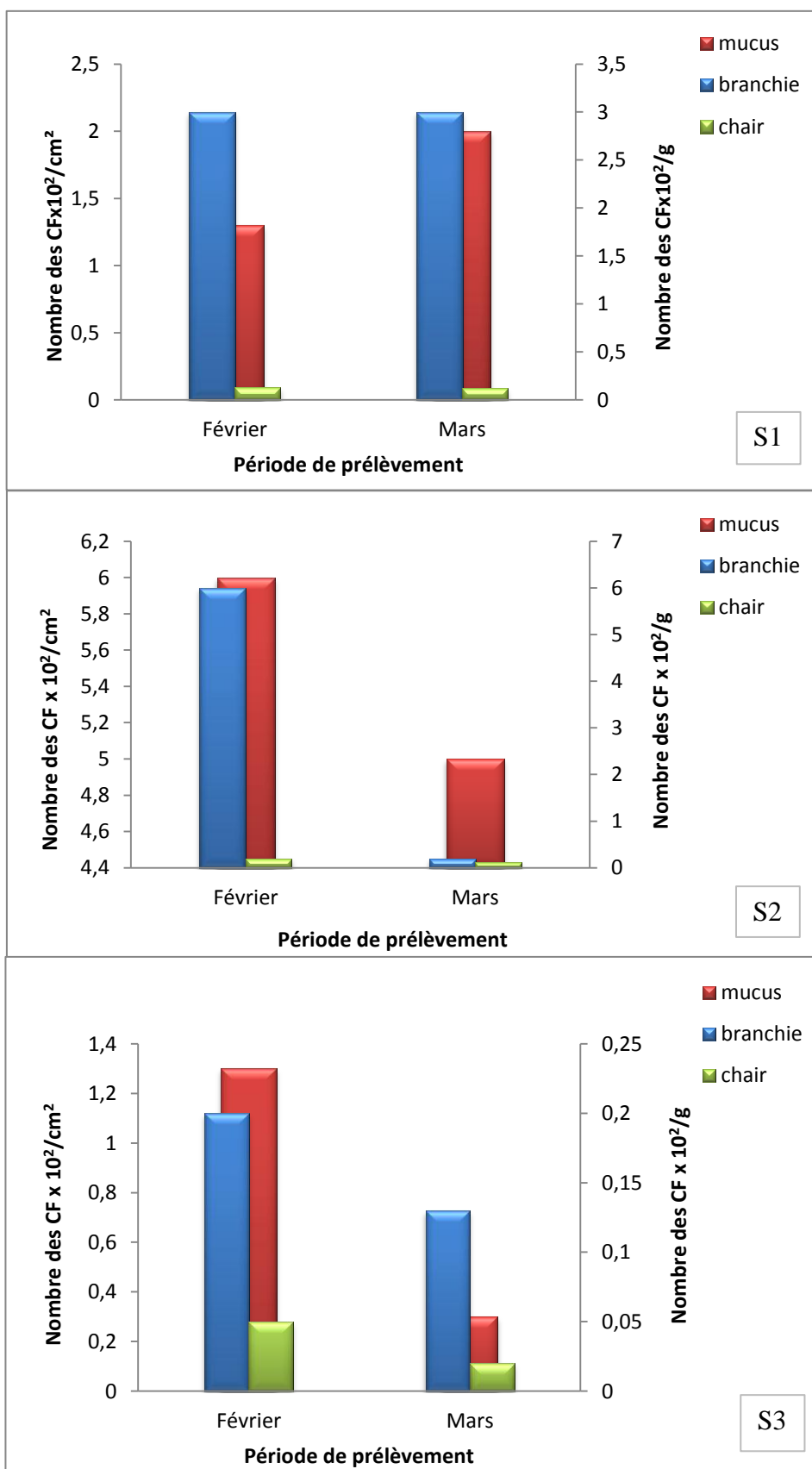


Figure 11: Répartition des coliformes fécaux au niveau des différentes parties de corps du carassin *Carassius carassius* peuplant les eaux du canal Messida.

❖ **Résultat de dénombrement *d'Escherichia coli* :**

Après confirmation (par l'ajout de Kovacs aux tubes contenant des coliformes thermotolérants), les résultats de la présence *d'Escherichia coli* pour les trois parties étudiées (branchie, mucus, chair) ont été positifs au niveau de tous les tubes indiquant la présence des CF: Présence d'anneau rouge (Fig.12), et de ce fait les résultats de dénombrement *d'E.coli* sont les mêmes représentés dans le tableau n° 9 .



Test présomptif



Test confirmatif

Figure 12 : Test indole positif sur eau peptonée exempte d'indole incubée à 44°C confirme la présence *d'Escherichia coli*.

2.5 . Résultats de dénombrement des streptocoques fécaux (SF)

Les résultats de dénombrement des streptocoques fécaux à partir des poissons pêchés sont représentés dans le tableau suivant :

Tableau 10: Nombre des Streptocoques fécaux au niveau des différentes parties de corps du carassin *Carassius carassius* peuplant les eaux du canal Messida.

Partie étudiée	S1		S2		S3	
	P1	P2	P1	P2	P1	P2
Branchie SF/g	25×10^3	2×10^3	20×10^3	6×10^3	20×10^3	5×10^3
Mucus SF/cm ²	2×10^3	1.3×10^3	1.3×10^3	0.25×10^3	2×10^3	0.13×10^3
Chair SF/g	0.13×10^3	0.2×10^3	0.5×10^3	0.2×10^3	0.5×10^3	0.03×10^3

A partir des résultats de dénombrement des SF au niveau des trois parties du corps des poissons, nous pouvons dire que les branchies sont les plus contaminées par ce groupe bactérien avec une valeur maximale de 25×10^3 SF/g au niveau de la S1 pendant le mois de Février. Par contre la valeur minimale (0.03×10^3 SF/g) a été enregistrée durant le mois de Mars au niveau de la chair. Des niveaux de contamination par les SF non négligeables ont été aussi enregistrés au niveau du mucus et de la chair durant toute la période d'étude (Fig.13).

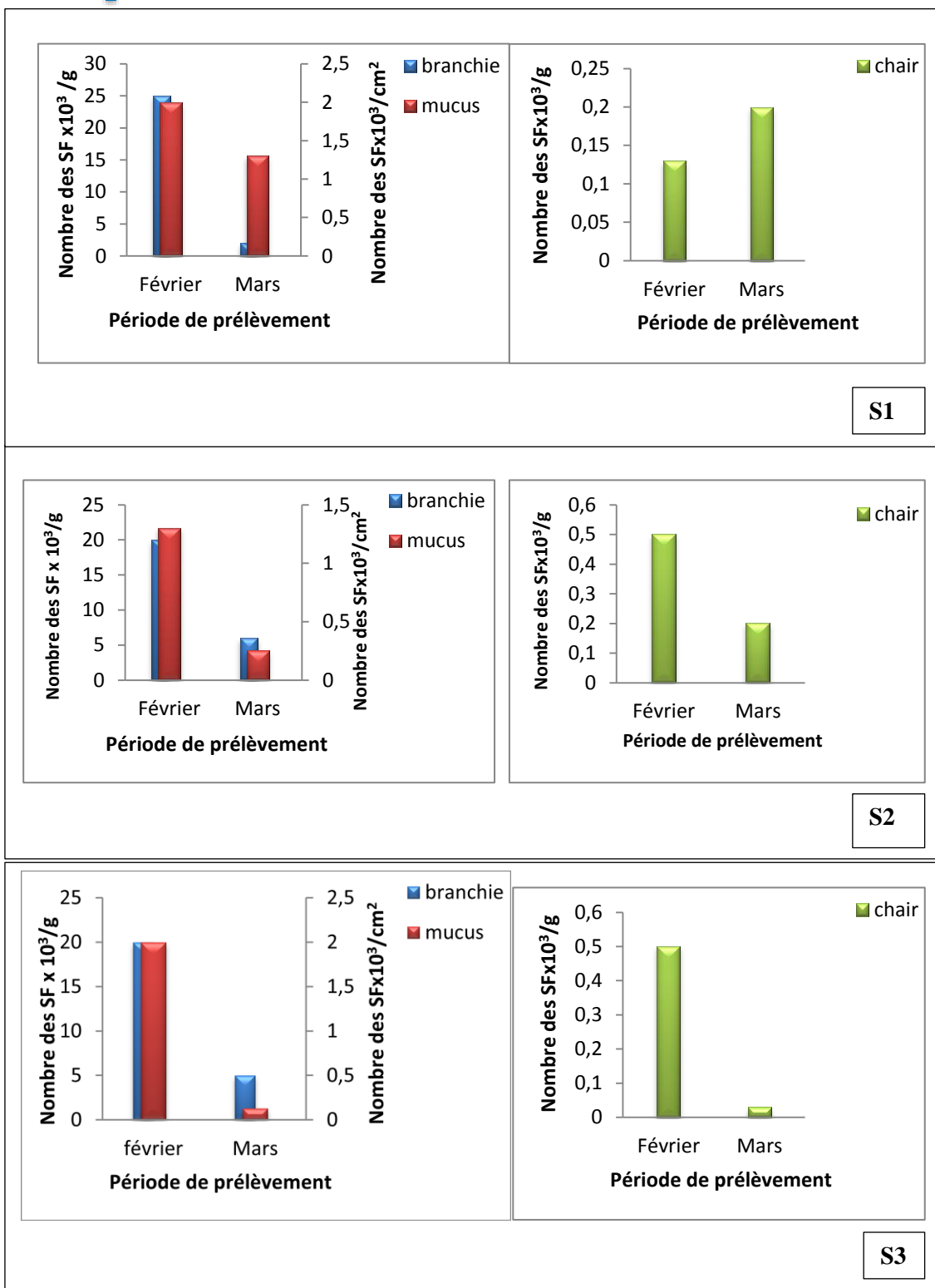


Figure 13: Répartition des Streptocoque fécaux au niveau des différentes parties de corps du carassin *Carassius carassius* peuplant les eaux du canal Messida.

- ❖ Les résultats des tests présomptif et confirmatif de la présence des streptocoques fécaux sont représentés par la figure n°14.

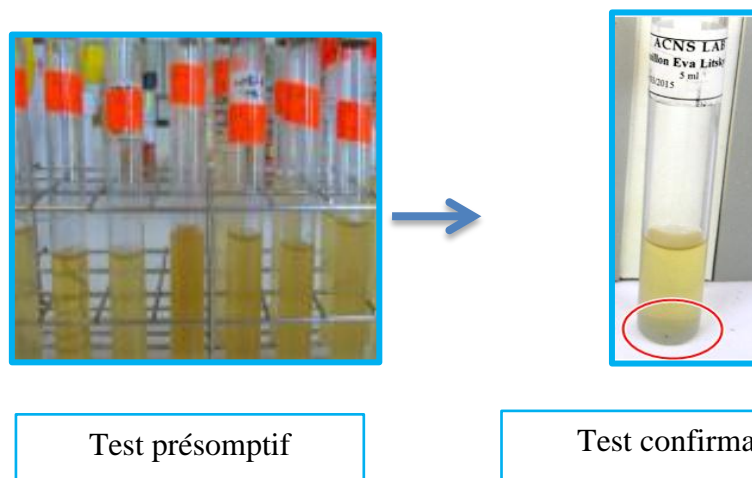


Figure 14 : Confirmation de la présence des Streptocoques fécaux par la formation d'un dépôt violet dans le milieu Eva-Litsky.

2.6. Résultats de dénombrement des bactéries anaérobies sulfito-réductrices (ASR)

La détection des spores des bactéries anaérobies sulfito-réductrices est un indice de pollution ancienne à cause de la résistance de leurs spores contrairement aux formes végétatives.

Nos résultats montrent l'absence des colonies noires dans tous les prélèvements effectués à l'exception de branchies des poissons pêchés de la S2 où nous avons détecté 1UFC/g d'ASR durant le mois de Février (Fig.15).



Figure15 : Présence de colonie noire dans le milieu viande-foie ensemencé par la dilution 10^{-1} des branchies du *Carassius carassius* pêchés au niveau du point de prélèvement S2.

2.7. Résultats de dénombrement de *Staphylococcus aureus* :

Après la réalisation du test Staphylocoagulase (Fig.16), nous avons confirmé la présence de l'espèce *Staphylococcus aureus* dans toutes les parties étudiées pendant le mois de Février, les résultats obtenus sont représentés dans le tableau suivant :

Tableau 11: Nombre des *Staphylococcus aureus* au niveau des différentes parties de corps du carassin *Carassius carassius* peuplant les eaux du canal Messida.

	S1	S2	S3
Partie étudiée			
Branchie (germes/g)	$0.29.10^4$	$3.74.10^4$	$2.54.10^4$
Mucus (germes/cm ²)	$0.14.10^4$	$0.38.10^4$	$0.21.10^4$
Chair (germes/g)	$0.06.10^4$	$0.20.10^4$	$0.03.10^4$

D'après nos résultats, le nombre de *Staphylococcus aureus* est distribué de la façon suivante : les valeurs maximales ont été enregistrées dans les branchies, 3.74×10^4 et 2.54×10^4 germes/g au niveau du point S2 et S3 respectivement (Fig.17). Des valeurs plus faibles mais très importantes ont été enregistrées au niveau de la chair principalement les poissons du point S2 (0.20×10^4 germes/g) (Fig.18).



Figure 16 : Confirmation de la présence de *Staphylococcus aureus* par le test staphylocoagulase.

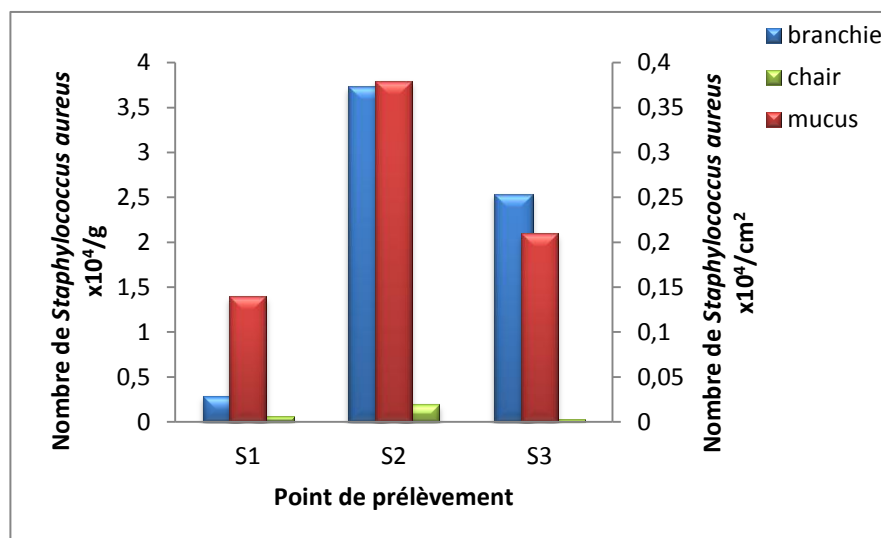


Figure 17: Répartition des *Staphylococcus aureus* au niveau des branchies et le mucus du carassin *Carassius carassius* peuplant les eaux du canal Messida durant le mois de Février.

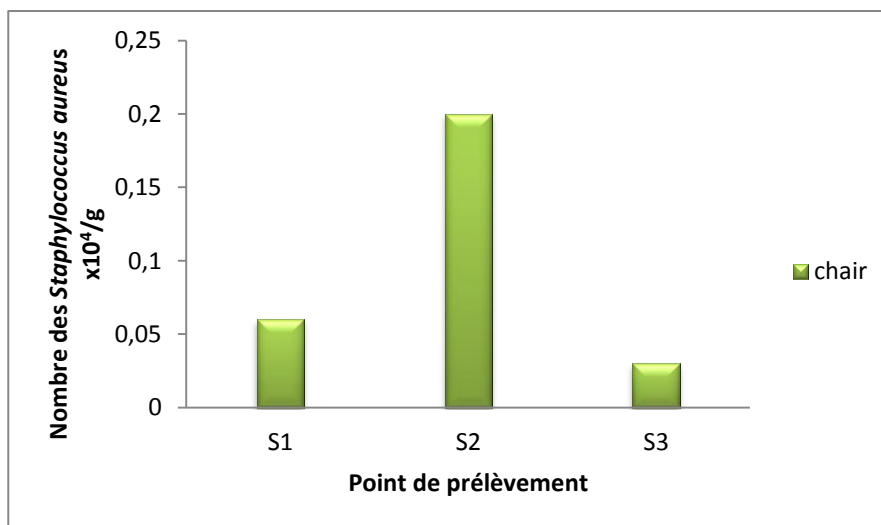


Figure 18: Répartition des *Staphylococcus aureus* au niveau de la chair du carassin *Carassius carassius* peuplant les eaux du canal Messida durant le mois de Février.

2.8. Résultats de dénombrement des Bactéries antibiorésistantes :

2.8.1. Résultats de dénombrement de la flore cultivable antibiorésistantes :

Les résultats de dénombrement de la flore cultivable hétérotrophe mésophile (% des survivantes) résistante à l'Ampicilline (20µg/ml) et à l'Erythromycine (15µg/ml) sont représentés dans le tableau n° 12.

Tableau 12: Pourcentage de la flore cultivable hétérotrophe mésophile résistantes à l'ampicilline et à l'érythromycine au niveau des différentes parties de corps du carassin *Carassius carassius* peuplant les eaux du canal Messida.

Période de prélèvement	Point de prélèvement	Partie étudiée	Amp (20µg/ml)	E (15µg/ml)
P1 : 22/02/2015	S1	Branchie	74.26	63.93
		Mucus	73.82	53.82
		Chair	63.93	51.57
	S2	Branchie	76.41	74.47
		Mucus	67.36	55.99
		Chair	63.63	55.99
	S3	Branchie	72.72	55.86
		Mucus	71.44	54.32
		Chair	66.16	55.50
P2 : 10/03/2015	S1	Branchie	68.60	66.16
		Mucus	74.07	55.37
		Chair	63	47.23
	S2	Branchie	74.60	55.97
		Mucus	77.95	59.13
		Chair	70.58	49.41
	S3	Branchie	73.81	55.92
		Mucus	74.12	50
		Chair	70.73	42.27

Les résultats de dénombrement de la flore cultivable antibiorésistante montrent des différences non négligeables; le pourcentage maximum de résistante de cette flore à l'Ampicilline est de 77.95% (au niveau du mucus) (Fig.19), alors que le minimum est de 63% (au niveau de la chair). Par contre le pourcentage maximum de résistante à l'Erythromycine est de 74.47% (au niveau du mucus) et le minimum est de 42.27% (au niveau de la chair) (Fig.20).

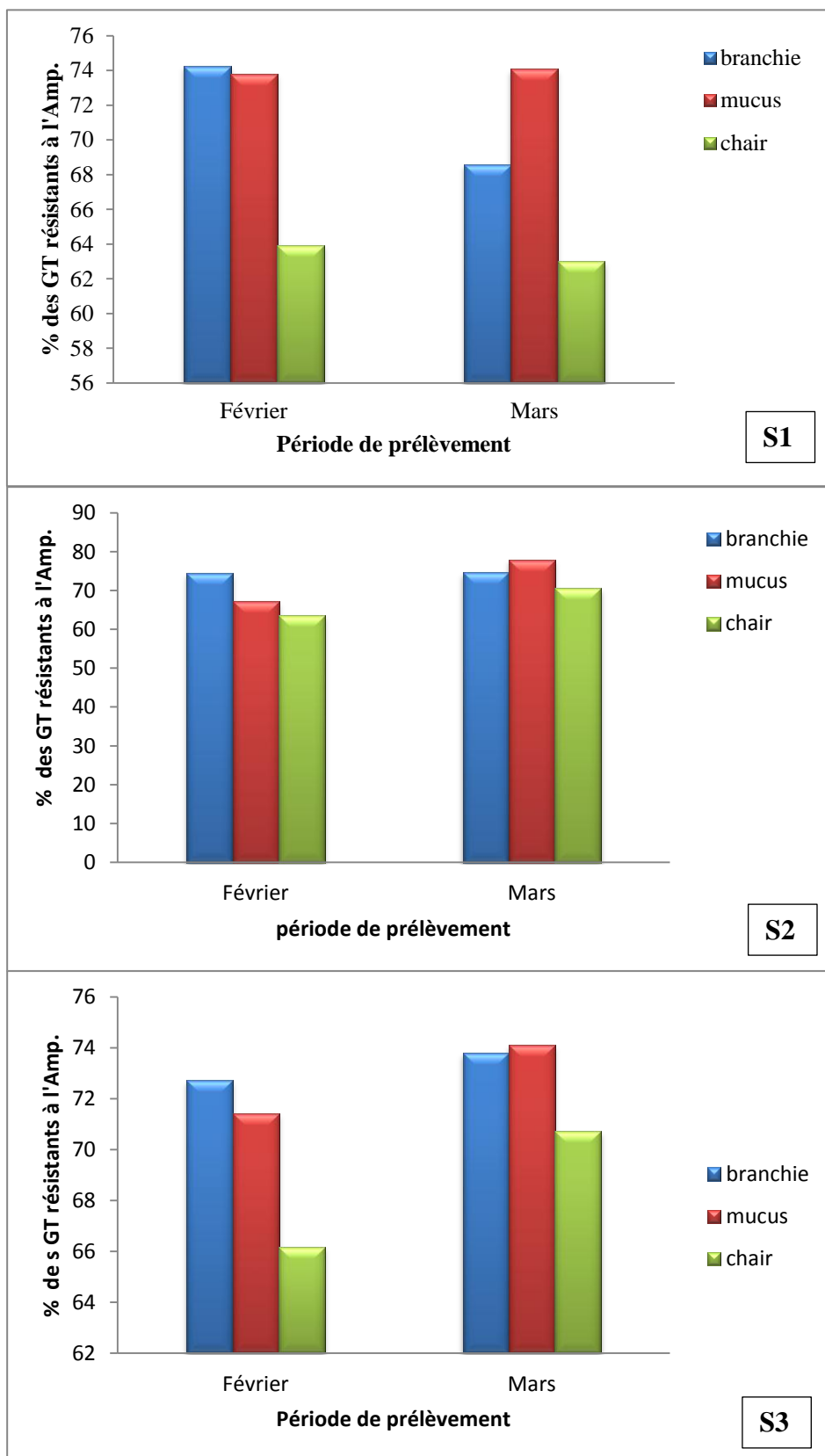


Figure 19: Pourcentage de la flore cultivable hétérotrophe mésophile résistante à l'ampicilline au niveau des différentes parties de corps du carassin *Carassius carassius* peuplant les eaux du canal Messida.

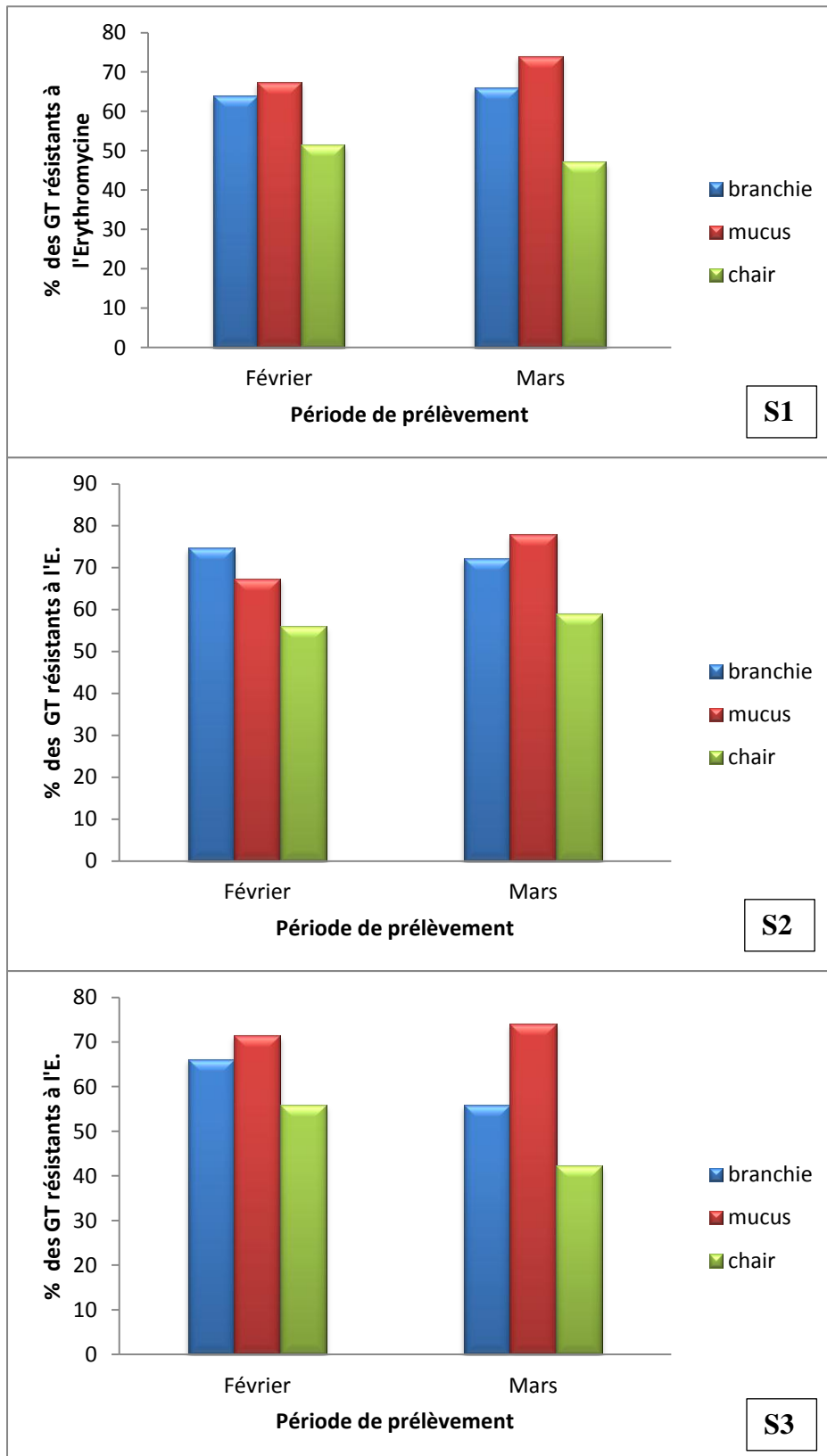


Figure 20: Pourcentage de la flore cultivable hétérotrophe mésophile résistante à l'érythromycine au niveau des différentes parties de corps du carassin *Carassius carassius* peuplant les eaux du canal Messida.

2.8.2. Résultats de dénombrement des entérobactéries antibiorésistantes

Période de prélèvement	Point de prélèvement	Partie étudiée	Amp (20µg/ml)	E (15µg/ml)
P1 : 22/02/2015	S1	Branchie	74.16	68.69
		Mucus	70.04	60.38
		Chair	63.11	59
	S2	Branchie	80	66.87
		Mucus	80.64	64.41
		Chair	79	61.87
	S3	Branchie	85	64.90
		Mucus	63.11	59.43
		Chair	73	55.66
P2 : 10/03/2015	S1	Branchie	80.60	67.49
		Mucus	75.47	54.71
		Chair	70	51
	S2	Branchie	75	68.96
		Mucus	79.20	62.1
		Chair	73	62
	S3	Branchie	79.06	55.97
		Mucus	70	67.34
		Chair	70	68.42

Les résultats de dénombrement des entérobactéries antibiorésistantes montrent des pourcentages élevés, le pourcentage maximum de résistante de ces bactéries à l'ampicilline est de 85% (Fig. 21) et à l'érythromycine est de 68.96% au niveau des branchies (Fig.22).

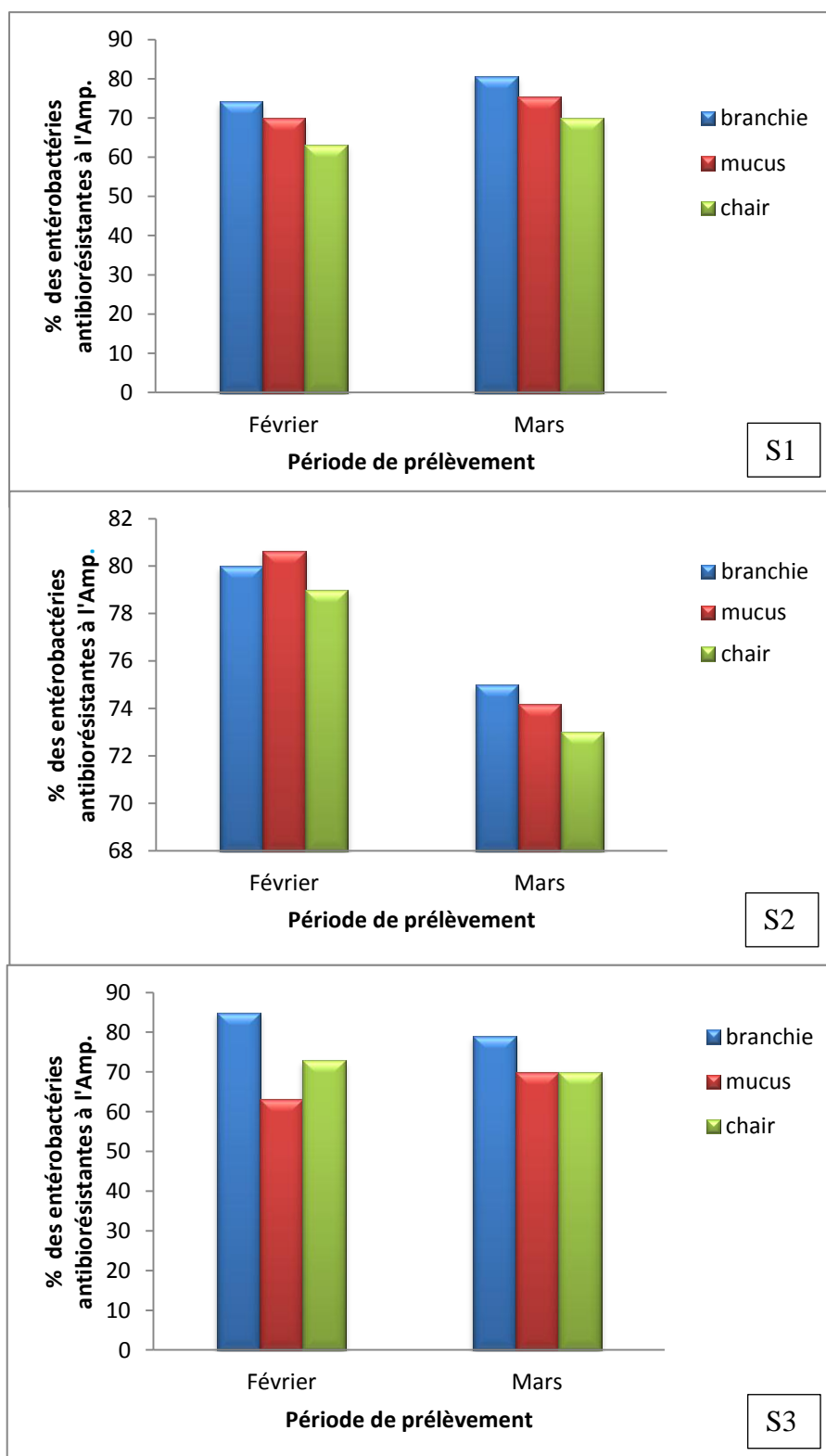


Figure 21: Pourcentage des entérobactéries résistantes à l’Ampicilline au niveau des différentes parties de corps du carassin *Carassius carassius* peuplant les eaux du canal Messida.

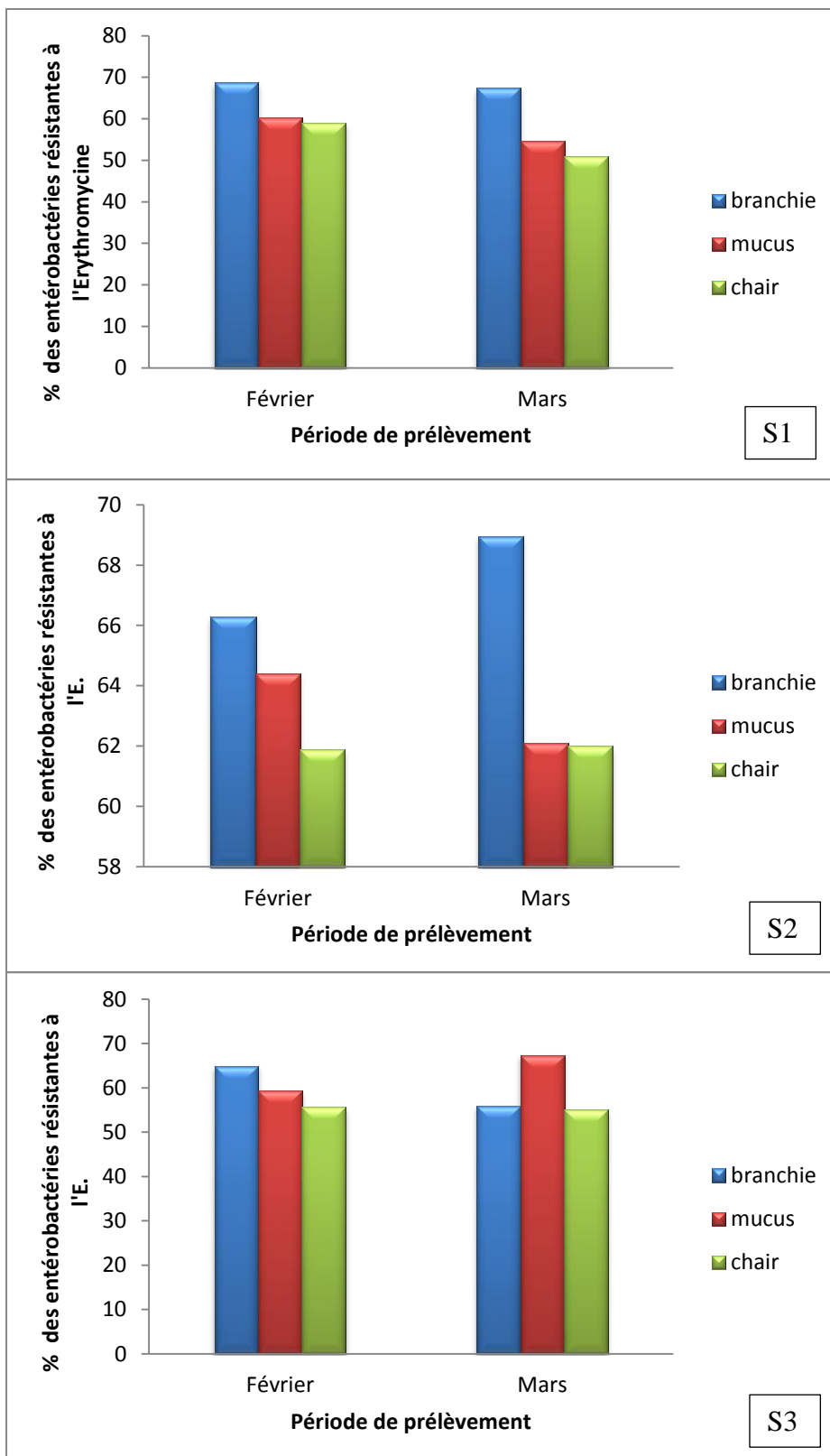


Figure 22: Pourcentage des entérobactéries résistantes à l'Erythromycine au niveau des différentes parties de corps du carassin *Carassius carassius* peuplant les eaux du canal Messida.

II. Discussion :

La détermination de la qualité bactériologique des poissons pêchés (*Carassius carassius*) dans le canal Messida nécessite premièrement une connaissance de la qualité des eaux de ce canal (milieu de vie de ces poissons) ; d'après les travaux de Benhalima *et al.* (2013) et Adjroude et Nahal (2014), les eaux du canal Messida présentent un certain degré de contamination : forte contamination fécale, présence des germes pathogènes, et présence des bactéries antibiorésistantes, ces résultats nous mèneraient à penser que les poissons de ce canal peuvent être également contaminés.

Dans ce travail nous avons évalué la charge bactériologique de plusieurs groupes : flore totale cultivable, germes de contamination fécale, des pathogène et des bactéries antibiorésistantes au niveau de trois parties de corps de *Carassius carassius* pêchés directement du canal Messida, les résultats obtenus montrent que les trois parties sont contaminés par les différents groupes bactériens dénombrés avec des degrés plus au moins importants :

La flore totale hétérotrophe cultivable :

Le dénombrement de la flore totale cultivable dans un produit alimentaire reflètent la qualité microbiologique générale du produit et permet d'en suivre l'évolution, elle constitue de ce fait un indice de la qualité sanitaire (Anihouvi *et al.*, 2009). Les résultats de dénombrement de la flore totale cultivable dans nos échantillons montrent que les trois parties du carassin commun (branchie, mucus et chair) sont très contaminées durant la période d'étude (la charge la plus faible est 360000 germes/g). Ces résultats peuvent nous donner une indication sur l'état de contamination élevée des poissons étudiés ; cette contamination peut être expliquée par la forte contamination du milieu de vie du carassin commun (les eaux du canal Messida).

Le dénombrement de la flore totale cultivable reste une méthode d'appréciation de la qualité bactériologique des poissons étudiés, mais leur nombres très élevés montrent qu'il y'a un plus grand risque de trouver des bactéries pathogènes (sandayigaya *et al.*, 1990).

Les germes tests d'une contamination fécale :

Les résultats de dénombrement des entérobactéries au niveau des 3 parties du poisson montrent que les valeurs maximales ont été enregistrées dans les branchies (Tableau 07) au niveau des trois point de prélèvement

Le nombre des entérobactéries considérable peut signifier une contamination fécale environnementale (Ghafir et Daube, 2007).

Les résultats de dénombrements des CT au niveau des trois parties du carassin (branchie, mucus, chair), font apparaître des contaminations importantes par ce groupe bactérien avec des teneurs maximales atteignent 70000 CT/g de branchie, 2000 CT/cm² de mucus et 200 CT/g de la chair. Les coliformes totaux sont d'origine intestinale d'où leurs présences dans les produits de la pêche sont considérées comme une contamination d'origine fécale (Diouf, 2001). Les valeurs maximales ont été enregistrées au niveau des points S1 et S2 qui reçoivent des rejets d'origine fécales : S1 près d'une écurie et la S2 est près d'une zone de pâturage de plusieurs bovins et ovins.

Les coliformes thermotolérants dénombrés dans l'ensemble des échantillons prélevés dans les trois points montrent qu'il existe des valeurs dépassant largement les valeurs guides fixées à 100 germes/g de poisson selon les critères microbiologiques de la consommation des poissons frais (Jouve, 1996).

Le nombre des coliformes fécaux est un indice complémentaire confirmatif de la présence d'*Escherichia coli*, l'espèce la plus importante des CF (Laberes *et al.*, 2008). Étant l'espèce bactérienne anaérobie facultative prédominante dans l'intestin et les matières fécales, la présence d'*E. coli* dans les aliments et l'eau est considéré comme une indication de contamination fécale et, dès lors, l'indication d'une possible présence de microorganismes pathogènes d'origine fécale (Ghafir et Doube, 2007).

E. coli a été détecté pendant les 2 mois d'études avec des valeurs comprise entre 5×10^2 et 0.13×10^2 germes/g au niveau des branchies, 6×10^2 et 0.3×10^2 germes/cm² au niveau du mucus, 0.2×10^2 et 0.02×10^2 germes/g au niveau de la chair ; en se référant aux normes de salubrité des poissons (max : 10 UFC/g) (Jouve, 1996), les teneurs d'*E. coli* peuvent constituer un problème sanitaire sérieux.

Pour les Streptocoques fécaux, leur présence de façon continue au niveau de toutes les parties du corps de carassin commun pêchés dans tout le long du canal Messida à des taux souvent dépassant le seuil toléré (100SF/g) (Huss, 1988), ce qui peut témoigner une pollution fécale d'origine animale puisque les SF sont parmi les flores intestinales dominantes chez les animaux herbivores domestiques (Rodier *et al.*, 2009).

La détection d'une seule colonie d'ASR au niveau des branchies de la S2 durant le mois de février peut être expliquée soit par l'absence réelle et/ou la faible contamination par ce groupe bactérien (d'origine tellurique et indicateur de putréfaction) soit par une contamination exogène au cours des manipulations.

Les bactéries pathogènes :

En ce qui concerne les germes pathogènes, nous avons pu isoler et dénombrer *Staphylococcus aureus* au niveau de tous le corps du carassin commun, cette détection indique une contamination postérieure à la capture due à des mauvaises mesures d'hygiène mais il faut signaler que la présence de *S.aureus* au niveau de la chair à des valeurs élevées (dépassant les normes >1000 germes/g) (Jouve, 1996), indique des possibilités d'intoxication alimentaire car *S.aureus* peut sécréter une toxine (Huss, 1988).

- ❖ D'une façon générale, et en comparant les trois parties du corps du carassin étudiés, nos résultats montrent que les branchies et le mucus sont les plus contaminés, ceci est expliqué par le fait que les branchies retiennent toutes les particules que contient l'eau dont les bactéries au cours de la respiration du poissons, donc une eau fortement contaminé entraîne en conséquence une présence importante de bactéries dans les branchies (Dieng *et al.*, 2013). En ce qui concerne le mucus, sa forte contamination est due à la colonisation des bactéries de l'environnement de vie, à la surface de la peau du poisson et largement au niveau des alvéoles des écailles (Huss, 1999). Certains auteurs expliquent ce fait par des différences dans les propriétés de la surface du poisson. Les peaux des poissons ont des textures très différentes, les poissons qui ont un tégument très fragile sont caractérisés par une altération à des vitesses très variables, par contre les poissons qui ont une couche épaisse de mucus comprennent plusieurs substances antibactériennes au niveau de la surface tels que des anticorps et des enzymes bactériolytiques ce qui conduit à une faible adhésion bactérienne (Murray et Fletcher, 1976 ; Hielmand *et al.*, 1983).

La chair du *Carassius carassius* peuplant les eaux du canal Messida est malheureusement d'une mauvaise qualité bactériologique, et normalement la chair d'un poisson sain, vivant ou fraîchement pêché est stérile, car le système immunitaire du poisson empêche les bactéries de se multiplier dans sa chair. A la mort du poisson, le système immunitaire défend et les bactéries peuvent proliférer librement (Huss, , 1999). Du fait que

seul un nombre limité d'organismes envahit réellement la chair et que le développement microbien se situe essentiellement à la surface, l'altération s'avère probablement, pour une grande part, être une conséquence de la diffusion des enzymes bactériennes dans la chair et des nutriments à l'extérieur. (Huss, 1999). Donc il est rare que des agents pathogènes pénètrent dans la chair comestible des poissons (muscles). Cependant, si les poissons sont stressés par exemple en raison du surpeuplement, de la mauvaise qualité de l'eau (Hus, 1999), ou aussi le manque d'hygiène au cours du transport ou au cours des manipulations, les bactéries sont parfois en mesure de pénétrer dans la chair comestible, elles envahissent la chair en se déplaçant entre les fibres musculaires (Murry et Shewan, 1979).

Les bactéries antibiorésistantes :

Les antibiotiques sont des substances d'origine biologique qui, à basse concentration, peuvent inhiber la croissance des micro-organismes (Favet, 2014). Ils sont utilisés pour traiter les maladies infectieuses des humains et des animaux. En effet, ces substances ont la propriété d'empêcher la multiplication, voire, de détruire les bactéries. Toutefois, certaines bactéries sont capables d'échapper à l'action de certains antibiotiques, ce phénomène, est appelé antibiorésistance, il est actuellement de plus en plus préoccupant en médecine humaine et en médecine vétérinaire (Puyt, 2010).

Toutefois, dans cette étude, nous avons dénombré la flore totale cultivable et les entérobactéries résistantes à deux antibiotiques très utilisés en médecine humaine et vétérinaire : l'ampicilline et l'érythromycine .

Les résultats obtenus montrent une résistance importante aux deux antibiotiques au niveau de toutes les parties de corps étudiées : $63 \pm 3,19$ % de la flore cultivable ont résistées à l'ampicilline (20 $\mu\text{g/ml}$) et $50 \pm 4,32$ % de la même flore ont résistée à l'érythromycine (15 $\mu\text{g/ml}$). Cependant $75 \pm 5,29$ % des entérobactéries ont résistées à l'ampicilline (20 $\mu\text{g/ml}$) et $57 \pm 5,68$ % du même groupe bactérien ont résistés à l'érythromycine (15 $\mu\text{g/ml}$). Ces résultats se concordent avec ceux retrouvé par Ozaktas *et al.* (2012).

Le pourcentage des entérobactéries antibiorésistantes est plus élevé que la flore totale cultivable antibiorésistantes ceci peut être expliqué par les conditions de culture de chaque groupe bactérien et par la présence des bactéries résistantes naturellement à l'Amp et à l'E.

La résistance aux β -lactamines (l'Ampicilline) est expliquée par la production des β -lactamases qui est trouvée par exemple chez de nombreuses entérobactéries (*Klebsiella*, *Escherichia*, *Salmonella*, *Serratia*, *Citrobacter*, *Proteus* et *Edwardsiella*) (Zogheib et Dupont, 2005).

La résistance aux macrolides (l'Erythromycine) : est le plus souvent plasmidique, ce qui entraîne une dissémination rapide. Il existe aussi de rares cas de production d'enzymes inactivant les macrolides (chez les entérobactéries par exemple), mais le mode de résistance le plus courant est une modification de la cible bactérienne (méthylation du site de fixation de l'antibiotique au ribosome) (Bambeke *et al.*, 2000).

En conclusion nous pouvons dire que les carassins communs peuplant notre site d'étude, seraient impropres à la consommation directe, du fait que les taux de contamination mesurés sont nettement supérieurs aux valeurs guides de la consommation des poissons frais (Jouve, 1996) et de la présence des bactéries antibiorésistantes ce qui ont pour conséquence d'affaiblir l'efficacité de l'antibiotique dans le traitement des infections dues à la bactérie résistante chez le poisson[26].

Conclusion et perspectives :

Notre travail portant sur l'étude de la qualité bactériologique des Carassins communs *Carassius carassius* peuplant les eaux du canal Messida a permis de ressortir que :

- ✓ toutes les parties de corps du carassin étudiées (branchie, mucus et chair) sont contaminées par plusieurs germes indicateurs d'une contamination d'origine fécale (Présence de coliformes totaux, coliformes fécaux, *Escherichia coli*, et Streptocoques fécaux).
- ✓ la contamination, en germes pathogènes : *Staphylococcus aureus* est noté en Février ; les prélèvements des carassins analysés recèlent la présence des teneurs très inquiétantes.
- ✓ les carassins communs peuplant le site d'étude, seraient impropres à la consommation directe, du fait que les taux de contamination mesurés sont nettement supérieurs aux valeurs guides de la consommation des poissons frais.
- ✓ les pourcentages des entérobactéries et de la flore cultivable résistantes aux antibiotiques (Ampicilline et Erythromycine) dans les branchies, mucus et la chair du *Carassius carassius* sont très élevés.
- ✓ la forte contamination bactériologique du carassin commun est due probablement à la forte contamination des eaux du site d'étude qui est confronté à plusieurs sources de pollution (eaux usées charriées par les eaux du lac Tonga, matières fécales des animaux, activités agricoles...).

En perspectives, il serait intéressant :

- De poursuivre ce genre d'étude pour mieux suivre l'évolution de la contamination des poissons des eaux de surface et de l'étaler à d'autres zones du littoral algérien.
- De connaître les mécanismes et étudier le ou les moyens de propagation des bactéries antibiorésistantes afin de mettre en place les moyens de lutte contre ces bactéries.
- De surveiller périodiquement la qualité bactériologique des eaux de la zone d'étude et réaliser des traitements préalables des rejets avant qu'ils atteignent les écosystèmes aquatiques.

- **Adjroude N., M. Nahal .(2014).** La Recherche des bactéries antibiorésistantes dans les eaux de surface : cas de l'oued Messida (Nord-Est Algérien). Mémoire de Master. Université 8 Mai 1945 Guelma. P :87.
- **Alexandre A.F.(2005).** Parasites et parasitoses des poissons d'ornement d'eau douce : Aide au diagnostic et propositions de traitement. Thèse de doctorat vétérinaire en médecine. Faculté de Médecine de Créteil. p :28.
- **Anihouvi V.B., E. Sakyi-Dawson., G.S. Ayernor., JD. Hounhouigan .(2009).** Biochemical changes and aroma développement during the spontaneous fermentation of cassava fish into lanhouin and their influence on product acceptability. *Aquatic Food Product Technology*, **18**.P : 370-384.
- **Azeroual..A.,J.Crivellia,,A.Yahyaoui,,M.Dakk.(2000)..**L'ichtyofaune des eaux continentales du Maroc. *Cybium*. P: 17-22
- **Bambeke.V.F , J. Verhaegen, D. Tyteca, R. Auckenthaler, P.M. Tulkens .(2000).** Erythromycine et neomacrolides actuels, usages cliniques et perspectives. *Louvain edical*. **1**,P :05.
- **Barbier P. (2013).** Diversité génomique des espèces bactériennes du genre *Flavobacterium*. Thèse de Doctorat de l'Université d'Evry Val d'Essonne, P :24.
- **Bazine N., A. Bournane .(2011).** Evaluation de la qualité bactériologique des eaux d'Oued Messida. Mémoire de Master. Université 8 Mai 1945 de Guelma. P : 15- 20.
- **Beaulieu M. ,J.Frechett, S.Gonthier, M.Roy , Y.Turgeon . (1990).** principales maladies des poissons au Québec. 2^e Trimestre. Bibliothèque nationale du Québec. P :31-40.
- **Benhalima L., Z.Bousslama, M.Bensouilah .(2013).** Suivi de la qualité physico-chimique et bactériologique d'un écosystème lotique (oued Messida -nord-est algérien) : pollution, et aptitude à la biologie. The 4th International Congress Water, Waste et Environment (EDE4) Agadir, Morocco. P :6
- **Benyacoub S., M.Louanchi, R.Baba Ahmed et al .(1998).** Plan directeur de gestion du Parc National d'El Kala et du complexe des zones humides. Projet GEF (Global Environment Facility) - Banque Mondiale. P : 220.

- **Blanco J., L.Hrbekt, Ldoadrio .(2006).** A news pecies of the genus *Aphanius* (Nardo,1832)(Actinopterygii, Cyprin-odontidae) from Algeria. *Zootaxa*. P: 39-53.
- **Bouchard B.(2008).** Étude écotoxicologique de l'impact des rejets urbains sur un mollusque d'eau douce du Québec (*Elliptio complanta*) : Effets sur le système immunitaire et endocrinien. These de doctorats. Lyon ,P :17.
- **Bouhaous M., ZBengharez. (2012).** Contamination des eaux souterraines par les nitrates. Analyse microbiologie, source de contamination et évaluation sanitaire. Edition universitaire européennes. P : 5-14.
- **Borges A., C.A.Conte-Junior, R.M. Franco, E.T. Mársico, M.Q. Freitas .(2014).** Qualité Index Methode (QIM) for the hybrid tambacu (*Colossoma macropomum* x *Piaractus mesopotamicus*) and thecorrelation among its quality parameters.*LWT-Food Science and Technology*,**56**. P :432-439.
- **Bourgeois C.M., J.F.MESCLE, J ZUCCA. (1988).** Aspect microbiologique de la sécurité alimentaire. :Sciences tech. Agro alimentaire Paris Tech & Doc. Lavoisier. P: 419
- **Bruslé J., J.Guignard .(2004).** Les poissons et leur environnement Ecophysiologie et comportements asaptitifs. Éditions Tec & Doc. Paris . P :4-77.
- **Bruslé J., J.P.Quignard. (2013).** Biologie des poissons d'eau douce européens (2e éd). Éditions tec et doc / Lavoisier P : 216-220.
- **Chaibi R. (2014).** Connaissance de l'ichtyofaune des eaux continentales des la région des Aurès et du Sahara septentrional avec sa mise en valeur .thèse de doctorat. P : 5-7.
- **Chalabi A. (2000).** Aquaculture en Algérie et son contexte maghrébin. Rapport de synthèse. Ministère de la Pêche et de l'Agriculture. Algérie. P :50.
- **Degremont. (2005).** **Memento technique de l'eau. Dixième édition Tec et Doc. P :144-173.**
- **Dellarras C., B.Trebaol .(2008).** Surveillance Sanitaire Et Microbiologique Des Eaux :Réglementation – Prélèvements – Analyses. Paris : Édition TEC & DOC ,2008. P : 32-40.
- **Dellarras C .(2003).** Microbiologie de l'environnement avec législation. Travaux pratiques commentés. gaëtan morin éditeur,Paris. P : 223-230.

- **Dieng M., P.Ndiaye, K.Niang, N.C.K.Toure, M.Sakho. (2013).** La pêche artisanale au Sénégal : qualité de la matière première destinée aux entreprises exportatrices. *Afrique Science* **09** (2) :84.
- **Direction des polluants et de l'assainissement des territoires du nord-ouest du Canada(T.N.-O).(2004).** Feuilles d'information sur les contaminants dans les territoires du nord-ouest les métaux lourds. canada.
- **Diouf S .(2011).**Analyse microbiologiques et chimiques des produits de la pêche. Rapport de stage .Centre national de formation des techniques des pêches maritimes (CNFTPM).P :10.
- **Euzéby J. (2008).** Grand dictionnaire illustré de parasitologie médicale et vétérinaire. Lavoisier. P :332.
- **Favet J. (2014).** Antibiotiques et résistance bactérienne : offensives et contre-offensives Séminaire de bactériologie. Université des seniors-Genève. P :1.
- **Food and Agriculture Organization of the United Nations(FAO). (2008).** Fish Stat Plus – Logiciel universel pour les séries chronologiques de données statistiques sur les pêches. Rome.
- **Jacquet S., I. Domaizon¹, S. Masquelier, C. Lepère, L. Guillou, A. Chambouvet, D.Debroas, T. Sime-Ngando. (2011).** virus, bactéries et protistes pathogènes du phytoplancton le rôle insoupçonné des parasites dans le fonctionnement des écosystèmes aquatiques. *Le Courrier de l'Environnement de l'INRA.* **3.60.** Paris.P :39.
- **Jérôme B., G.Guillaume , C.Pichon., E.Tales. (2009).** Le peuplement de poissons du bassin de la Seine. Cemagref, Hydrosystèmes et bioprocédés. P :16.
- **Jouve J.L. (1996).** La qualité microbiologique des aliments. Maîtrise et critères. CNERNA-CNRS. Polytechnica éditions.
- **Junning C., L. PingSun, H. Nathanael. (2011).** Évaluation de l'avantage comparatif pour l'aquaculture Cadre d'évaluation et application à certaines espèces 528 dans les pays en voie de développement. Rome. P :37.

- **Harnisz M., S.Tucholski . (2010).** Microbial quality of common carp and pikeperch fingerlings cultured in a pond fed with treated wastewater. *Ecological Engineering*, **36**: 466–470.
- **Hielmland K., M.Christie, J.Raa (1983).** Skin mucous protease from rainbow trout (*Salmo gairdneri*, Richardson). 1. Biological significance. *J. Fish Biol.* **23**, 13-22.
- **Huss.H.H. (1988).** Le poisson frais : Qualité et altérations de la qualité, manuel de formation préparé pour le programme de perfectionnement FAO/DANIDA sur la technologie du poisson et le contrôle de qualité. Rome :FAO. Print book. P :43-74
- **Huss.H.H. (1999).** La qualité et son évolution dans le poisson frais. Rome : FAO. Print book. P :51-53.
- **Hwang C.C., H.F. Kung., C.S Lin., D.F. Hwang., Y.H. Tsai .(2011).** Bacteriological quality and histamine-forming bacteria associated with fish meats and environments in HACCP and non-HACCP fish processing factories. *Food Control*, **22**:1657- 1662.
- **International Union for Conservation of Nature(UICN)(2006).** Red list of threatened species. www.iucnredlist.org.
- **GhafirY., G.Daube . (2007).** le point sur les méthodes de surveillance de la contamination microbienne des denrées alimentaires d'origine animale. Formation continue - articles De synthèse. *Ann. Méd. Vét.* **151**. P :80-81.
- **Girard P., E Pierre. (2007).** Manuel d'identification des principales lésions anatomomorphologiques et des principaux parasites externes des anguilles. Cemagref /Association « Santé Poissons sauvage ». *Etude Cemagref* n°110. P: 3-26.
- **Gueye O. (2007).** Utilisation des méthodes biométriques dans l'identification de quelques bacilles à Gram négatif. Thèse de pharm.n°36. P :5-6.
- **Kadari G. (1984).** Les techniques de pêche utilisées en Algérie.9,Boulevard khemisti. Alger. P :91-92.
- **Kara M.H.(2012).** Fresh water fish diversity in Algeria with emphasis on alien species. *Eur J Wildl Res* .**58**:243–253.

- **Koussémon M., S.G. Traoré, R. Koffi-Nevry, S.K. Ouffoue, A. Kamenan.(2008).** Etude de la qualité microbiologique d'une espèce tropicale de crabe: *Callinectes amnicola*. *Tropicultura*, **26**, 3 : 169-172.
- **Labres E., D.Azizi , B.Boudjellab. (2006).** Cours d'Hygiène et de Microbiologie des Eaux : Microbiologie des eaux et des boissons, Institut Pasteur d'Algérie. P : 35-40.
- **Labres E., F.Mouffok. (2008).** Le cours national d'hygiène et de microbiologie des eaux de boisson. Manuel des travaux pratique des eaux. Institut Pasteur d'Algérie. P : 53-60.
- **Lachica R.V.F., G. Genigeorgis, P.D. Hoeprieh. (1971).** Metachromatic Agar Diffusion Methods for Detecting Staphylococcal Nuclease Activity.*App. Microbiol.* **21**, 4, 585-587
- **Lalèyé P. (1995).** Ecologie comparée de deux espèces de chrysichtys, poissons siluriformes (Claroteidæ) du complexe lagunaire lac Nokoué lagune de Porto-Novo au Bénin. Mémoire de thèse, Belgique, P :152 .
- **Larpent J. (1997).** Microbiologie des eaux d'alimentaire : Technique de labo.Edition Tec et Doc. P : 294-300.
- **Lounaci D . (2012).** Les poissons d'eau douce d'Algérie : inventaire et répartition. 3ème Congrès Franco-Maghrebain de Zoologie et d'Ichthyologie -. Marrakech – Maroc.
- **Mbega J. (2013).** systématique des poissons africains. Ecole d'été .P : 05.
- **Murray C.K., T.C. Fletcher. (1976).** The immunohistochemical location of lysozyme in plaice (*Pleuronectes platessa* L.) tissues. *J. Fish Biol.* **9** : 329-334.
- **Murray C.K., J.M. Shewan. (1979).** The microbial spoilage of fish with special reference to the role of psychrotrophs. In: Russell, A.D. and R. Fuller (eds.) *Cold tolerant microbes in spoilage and the environment*, Academic Press .P: 117-136.
- **Nepveu C.(2002).** Carassin commun.. les espèces animales et végétales susceptibles de proliférer dans les milieux aquatiques et subaquatiques fiches espèces animales .P :27-29.
- **Organisation mondiale de la santé (OMS). (2013).** Chapitre3Évaluation du risque sanitaire. l'utilisation sans risque des eaux usées, des excréta et des eaux ménagères.volum3 .P : 39.

- **Ovidio M., J.C. Philippart.(2008).** Les phénomènes de mobilité chez les poissons de nos cours d'eau. *Le Pêcheur Belge*.1.P :20-23.
- **Oudrhiri S.M.(2011).** Evaluation bactériologique des eaux et des aliments desservies en milieu hospitalier a fes et tests de sensibilité sur les germes isoles. Projet de fin d'études master de biotechnologie microbienne. Université sidi mohamed ben abdellah,P :15
- **Ozaktas T., B.Taskin., A.G. Gozen. (2012).** High level multiple antibiotic resistance among fish surface associated bacterial populations in non-aquaculture fresh water environment. *Water Research* (46): 6382 – 6390.
- **Paniset J.C., E.Dewailly., D.L.Hélène.(2003).** Contamination alimentaire. Environnement et santé publique. P :372.
- **Pellegrin J. (1921).** Les poissons des eaux douces de l'Afrique du Nord française (Maroc, Algérie, Tunisie, Sahara). *Mém. Soc. Sci. Nat. Maroc*, 1: 1-217.
- **Perdices A., I. Doadrio. (1992).** Presence of the Asiaticcyprinid *Peudorasbora parva* (Schlegel 1842) in North Africa .*Misc. Zool.*, P: 236-239.
- **Persat H. (2001).** Le carassin commun. *In Atlas des poissons d'eau douce de France*, vol. 47, p.154-155.
- **Pierre.S.,N.Castignolles,,F.Petit,,I.George,,C.B.janvresse,,A.Ficht. (1999).**contaminations bactérienne et virale. ifremer.France .P :4.
- **Playfair L., M.Letourneux. (1871).** Memoir on the hydrographical system and the freshwater fish of Algeria. *Ann .Mag. Nat. Hist (Ser . 4).* P: 373-394.
- **Poillabauer C., Alliod.R. (2010).** Atelier sur les indicateurs environnementaux en eau douce.ERBIO,Etude et recherche biologiques. Nouvelle-calédonie. P :3.
- **Puyt J.D. (2010).** comment se développe antibiorésistance en élevage. Journée ASFC. Département de Biologie et pharmacologie partement de Biologie et pharmacologie ONIRIS. P :2.
- **Roberts T.A. (1980).**The effects of slaughter practices on the bacteriology of the red meat carcasses. *Roy. Soc. Health.J.*, . 100, 3-9.
- **Rodier J. (1996).** L'analyse de l'eau ; Eaux Naturelles, Eaux Résiduelles, Eaux de Mer. 8ème édition. Dunod. P : 135- 160.

- **Rodier J. (2005).** L'analyse de l'eau. Eaux naturelles. Résiduaires. Eau de mer. 8^{ème} édition. Dunod. P : 138- 145.
- **Rodier J., B.Legure, N.Merlet. (2009).** L'analyse de l'eau ; Eaux Naturelles, Eaux Résiduaires, Eaux de Mer. 9^{ème} édition. Dunod. Paris, P : 700-755.
- **Sandayigaya E., J.Debevere, H.Deelstra. (1990).** Appréciation et amélioration de la qualité bactériologique du poisson commercialisé au Burundi. Cas de *Stolothrissatanganicae* et *Liciolatesstappersii*. *Tropicultura*, **8**, 2 : 64-68.
- **Scherer R., P.R.Augusti, V.C.Bochi, C.Steffens, L.L.M.Fries, A.P.Daniel, E.H.Kubota, J.R. Neto, T.Emanuelli. (2006).** Chemical and microbiological quality of grass carp (*Ctenopharyngodon idella*) slaughtered by different methods. *Food Chemistry* **99**:136–142.
- **Seuratl G. (1930).** Les connaissances actuelles sur les poissons culicivores. Bull. Stn. Aquic. Pêche Castiglione. P: 55-73.
- **Silan P., M.Langlais, G.Latu. (1999).** dynamique des populations de monogenes, ectoparasites de téléostéens : Stratégies démographiques et implications mathématiques. *Écologie*, t. **30** (4),P :32
- **Sylvie C. (2009).**La résistance aux antibiotiques : un enjeu de santé publique important. *Le parrainage des antimicrobiens :vision 2010.* **42**.P :7.
- **Tronczynski J., C. Munscy, K.Moisan. (1999).** Les contaminants organiques qui laissent des traces :sources, transport et devenir.ifremer.France. P :4.
- **Uhland F.C. (2004).** Maladies communes dans les piscicultures du Québec et interventions vétérinaires. *Le médecin vétérinaire du Québec.***34**.n°4. P :268-271.
- **Uhland F.C., D.Martineau, I.Mikaelian, S.Laurent. (2000).**Maladies des poissons d'eau douce du Québec :guide de diagnostic.2^e trimestre. Les presses de l'Université de Montréal. Print book , P :371-372.
- **Villers j., M Squilbin, C.Yourassowsky. (2005).** Qualité physico-chimique et chimique des eaux de surface: cadre général. Institut bruxellois pour la gestion de l'environnement / observatoire des données de l'environnement. P : 17.

- **Zeraoula A. (2011).** Microbiologie de l'eau d'une zone humide l'otique exoréique cas d'Oued Messida. Mémoire de Magister en Biologie-Ecologie. Université 8 Mai 1945 de Guelma. P : 20-25.
- **Zogheib E., H. Dupont. (2005).** Entérobactéries multirésistantes. Unité de réanimation polyvalente, département d'anesthésie-réanimation, CHU Nord, place Victor Pauchet, 80054 Amiens cedex, France. P : 153-165.
- **Zouak. D.E., R..Bouhadad. (2002).** Potentialités aquacoles des eaux continentales algériennes. Commémoration de la Journée mondiale de l'alimentation, Alger, oct. 2002, Ministère de l'Aménagement du Territoire et de l'Environnement, P: 32-45.

Les sites web :

1. http://www.mareyeurs.org/site_GBPH/dangers_biologiques.html. consulter le (02.05.2015)
2. <http://www.business-et-finances.com/poissons-de-kinsuka-attention-a-la-contamination/>. consulter le (02.05.2015).
3. <http://www.aquaportail.com/definition-6139-eau-de-surface.html>. consulter le (15.03.2015)
4. vivants.<http://www.derlv.fr/images/consiel/fichier/poissons%20d%5%C%27aquarium%20sain.pdf> consulter le (06.05.2015)
5. www.parc-marin-irpose.fr. consulter le (6.05.2015).
6. <http://www.assistancescolaire.com/eleve/5e/svt/reviser-une-notion/la-repartition-des-etres-vivants-le-long-d-un-cours-d-eau-5srm02>. consulter le (02.02.2015).
7. <http://www.cpepesc.org/Les-principaux-parametres.html>. consulter le (12.05.2015).
8. <http://www.achigan.net/article/-118-les+maladies+des+poissons.html>. consulter le (27.02.2015).
9. <http://aquabulle.forumperso.com/t102-les-facteurs-abiotiques-et-biotiques-defavorables-pour-nos-poissons>. consulter le (5.05.201)
10. <http://fr.mongabay.com/fish/10.html>. Consulter le (19.04.2015).
11. <http://www.latruiteetlescarnassiers.com/t1689-les-maladies-de-nos-poissons>. Consulter le (25.03.2015).
12. <http://sante-medecine.commentcamarche.net/faq/8740-gangrene-definition>. Consulter le (25.03.2015).
13. <http://www.agr.gouv.qc.ca/pac/publication>. Consulter le (20.04.2015).
14. <http://www.aquabase.org/disease/view.php3?id=25&desc=furonculose>. Consulter le (20.04.2015).
15. (<http://www.bf.refer.org/peche/chap6/chap65.html>). Consulter le (08.03.2015).
16. <http://aquasystematique.com/2013/07/04/maladies-des-poissons-d-aquarium/html>. Consulter le (08.03.2015)
17. <http://www.billouttes.be/poisson-blanc/carassin-carassius-carassius.html>. Consulter le (13.02.2015).
18. http://www.fao.org/fishery/culturedspecies/Carassius_carassius/fr. Consulter le (13.02.2015).
19. <http://www.mardesa.fr/nasse>. Consulter le (13.02.2015).

20. http://www.laboabioc.fr/abioc/base_documents/pdfs/germes/Flore%20a%C3%A9robie%20m%C3%A9rosophile.pdf .Consulter le (16.03.2015).
21. <http://www.chups.jussieu.fr/polys/bacterio/bacterio/POLY.Chp.7.html>. Consulter le (16.03.2015).
22. <https://toxikoa.wordpress.com/2011/06/09/bacteriologie-des-eaux/html>. Consulter le (16.03.2015).
23. <http://www.futura-sciences.com/magazines/sante/infos/dico/d/medecine-staphylocoque-dore-7886/html>. Consulter le (20.03.2015).
24. <http://www.microbes-edu.org/etudiant/staph.html>. Consulter le (20.03.2015).
25. <http://www.chups.jussieu.fr/polys/bacterio/bacterio/POLY.Chp.3.5.html>. Consulter le (17.03.2015).
26. <http://alimentation.gouv.fr/antibiotiques>. Consulter le (17.03.2015).

ANNEXES :

Annexe I : Milieux de culture et réactifs :

A. Milieux de culture :

• Gélase PCA (Plate Count Agar) :

Tryptone	5 g /l
Extrait autolytique de levure.....	2,5g /l
Glucose	1,0g /l
Agar agar bactériologique	12 g /l

pH du milieu prêt-à-l'emploi à 25°C = 7,0 ± 0,2.

• Gélase Hektoen :

Protease peptone.....	12g/l
Extrait de levure.....	3g/l
Chlorure de sodium.....	5g/l
Thiosulfate de sodium.....	5g/l
Sels biliaires	9g/l
Citrate de ferrique ammoniacale.....	1.5g/l
Salicine	2g/l
Saccharose.....	12.g/l
Lactose	2g/l
Fuchsine acide.....	0.04g/l
Bleu de brothynol.....	0.06g/l
Agar.....	1.4g/l
Eau distillée.....	1000ml pH =7.5

• **BCPL (gélose lactosé pourpre au bromocrésol) :**

Tryptone	5 g/l
Extrait de viande	3 g/l
Lactose	5 g/l
Pourpre de bromocrésol.....	0.025g/l

pH final = 6 , autoclavage à 120°C pendant 20minutes.

• **Eau péptonée exempte d'indole :**

Peptone exempte d'indole.....	10g/l
Chlorure de sodium.....	5g/l

pH final = 7.2

• **Rothe (Bouillon glucose à l'azide de sodium) :**

➤ Simple concentration :

Tryptone.....	20g/l
Glucose.....	5 g/
Chlorure de sodium.....	5 g/l
Phosphate bi potassique.....	2.7g/l
Acide de sodium.....	0.2g/l
Eau distillée.....	1000ml

pH :6.8, autoclavage 15minutes à 121°C.

• **Eva-Litsky :**

Peptone.....	20g/l
Glucose.....	5 g/l
Chlorure de sodium.....	5 g/l
Phosphate bi potassique.....	2.7g/l
Azosphate de sodium.....	0.3g/l
Ethyle-vliote.....	5 g/l

pH =7 ± 0.2

• **Gélose viande foie :**

➤ **Milieu de base :**

Base viande foie.....	30g/l
Glucose.....	2 g/l
Amidon.....	2 g/l
Agar.....	1 g/l
Eau distillée.....	1000ml

➤ **Au moment de l'emploi :** Ajouter à 20ml de base fondé

Sulfate de sodium à 5%.....	0.5ml
Alun de fer commonacol.....	4 gouttes

• **Milieu Chapman:**

Peptone tryptique de caséine	10g/l
Extrait de viande.....	1g/l
Chlorure de sodium.....	75g/l
Mannitol.....	10g/l
Rouge de phénol.....	0.025g/l
Agar	15g/l

pH final = 7.5

• **Bouillon cœur-cerveille :**

Extrait cœur-cerveille	17,5 g/l
Peptone pancréatique de gélatine	10,0 g /l
Chlorure de sodium.....	5,0 g /l
Phosphate disodique	2,5 g /l
Glucose	2,0 g /l

pH du milieu prêt-à-l'emploi à 25°C = 7,4 ± 0,2

B. Réactifs :

- **Réactifs kovacks** : la mise en évidence de la production d'indole :

Paradiméthylamino-benzaldéhyde.....	5 g/l
Alcool amylique.....	75g/l
HCl pur	25ml

ANNEXE II :

Tableau 01 : Table de Mac Grady (Rodier, 2005).

2 Tubes par dilution	
Nombre caractéristique	Nombre de cellule
000	0.0
001	0.5
010	0.5
011	0.9
020	0.9
100	0.6
101	1.2
110	1.3
111	2.0
120	2.0
121	3.0
200	2.5
201	5.0
210	6.0
211	13.0
212	20.0
220	25.0
221	70.0
222	110.0

Résumé

La présente étude consiste à évaluer la qualité bactériologique du carassin commun *Carassius carassius* peuplant les eaux du canal Messida (situé dans le PNEK-Nord-Est Algérien) par la réalisation d'une analyse quantitative des différents groupes bactériens (la flore cultivable hétérotrophe mésophile, germes tests d'une contamination fécale, *Staphylococcus aureus* et les bactéries antibiorésistantes) au niveau de trois parties : branchie, mucus, et la chair durant deux mois (Février et Mars 2015). Pour cela nous avons pêché des carassins communs à partir de trois stations d'échantillonnage s'étendant le long du canal Messida : de l'exutoire du lac Tonga jusqu'à l'embouchure, les stations ont été choisies en fonction de l'implantation des sources de contamination.

Les résultats de dénombrement de tous les groupes bactériens présents dans les carassins étudiés, font apparaître que dans l'ensemble des sites échantillonnés, la contamination est très forte ; elle varie d'un mois à l'autre et d'une partie de corps à l'autre.

les teneurs en bactéries relevées révèlent l'existence de niveaux de contamination par les coliformes totaux, les coliformes thermotolérants et *Escherichia coli*, dépassant assez souvent les valeurs guides; quant aux streptocoques fécaux, les valeurs relevées au niveau des branchies et mucus et pendant toute la période d'étude sont supérieures aux valeurs guides.

En ce qui concerne les germes pathogènes, nous avons pu isoler et dénombrer *Staphylococcus aureus*, à partir des trois parties, même la chair contient des teneurs importantes en staphylocoque doré ce qui constitue un risque réel pour la santé publique.

Les résultats de dénombrement de la flore totale cultivable et les entérobactéries antibiorésistantes montrent des pourcentages très élevés de résistance à l'ampicilline (20µg/ml) et à l'érythromycine (15µg/ml) au niveau de toutes les parties de corps étudiées.

Cette étude a permis de confirmer que la qualité bactériologique du carassin commun pêché fraîchement du canal Messida est médiocre et il est impropre à la consommation directe.

Mots clés : qualité bactériologique, carassin *Carassius carassius*, contamination fécale, canal Messida.

Abstract:

This study consists to evaluate the bacteriological quality of the crucian carp *Carassius carassius* populating water of the Messida channel (situated in the PNEK-North-East of Algeria) by the realization of a quantitative analysis of the various bacterial groups (Total cultivable bacteria, faecal germs, *Staphylococcus aureus* and antibiotic-resistant bacteria) to the level of three parts: gill, mucus, and flesh during two months (February and March 2015).

For that crucian carps were captured from three sampling stations extended along the Messida channel: discharge systems of the lake Tonga to the mouthpiece, the stations were selected according to the establishment of the sources of contamination.

The results of the enumeration of all the bacterial groups present in the studied crucians, reveal that in the whole of the sampled sites the contamination is very strong; it varies from one month to the next and from one body part to another.

The content of bacteria reveal the existence of levels of contamination by total coliforms, thermotolerant coliforms and *Escherichia coli*, exceeding rather often the values guides; as for the faecal streptococci, the values recorded on the level of the gills and mucus and for all the study period are higher than the values guides.

Regarding to the pathogenic germs, we could isolate and enumerate *Staphylococcus aureus*, from the three parts, the high levels of this bacteria in the flesh constitutes a real risk for the public health.

The results of the enumeration of the antibiotic-resistant cultivable total flora and the antibiotic-resistant enterobacteria show very high percentages of resistance to ampicillin (20µg/ml) and to the erythromycin (15µg/ml) on the level of all the parts of body studied.

This study indicated that the bacteriological quality of the crucian carp coldly fished from Messida channel is poor and it is unsuitable with direct consumption.

Keywords: bacteriological quality, crucian carp *Carassius carassius*, faecal contamination, Messida channel.

ملخص:

إن هذه الدراسة تركز على تقييم الخاصية البكتريولوجية للكرسان العلم *Carassius carassius* ، الذي يعيش في مياه قناة "الميسدا" (الواقعة بالشمال الشرقي الجزائري)، وهذا من خلال انجاز تحليل كمي لمختلف المجموعات البكتيرية، (البكتيريا القابلة للزراعة و العضوية التغذية ، الجراثيم الملوثة ناشرة للعدوى عن طريق الفضلات ، انتان المكورات العنقودية، وبكتيريا المضاد الحيوي المقاوم) على مستوى الأجزاء الثلاثة: الغلاصم، المادة المخاطية، واللحم، لمدة شهرين (فيفري ومارس 2015). لهذا الهدف اصطدنا الكرسان العام من ثلاثة محطات للعينات التي تمتد على طول قناة ميسدا من مخرج بحيرة طونقة الى غاية المصب، حيث عمدنا الى اختيار المحطات طبقا لوضع منابع العدوى.

نتائج الإحصاء المتحصل عليها بالنسبة لكل المجموعات البكتيرية الموجودة في الكرسان العام المدروس، تظهر انتشار جد كبير للعدوى في مجمل مواقع العينات، وهي تختلف من شهر لآخر، ومن جزء لآخر في الجسم.

درجات البكتيريا التي تم تحديدها ، تكشف عن مستويات التلوث، بواسطة les coliformes totaux ، les coliformes thermotolérants ، و *Escherichia coli* ، حيث تفوق في كثير من الأحيان القيم المعتمدة. اما بالنسبة streptocoques fécaux ، فان القيم المتحصل عليها على مستوى الغلاصم، والمواد المخاطية، طيلة مدة الدراسة فهي أكثر من القيم المعتمدة.

فيما يخص الجراثيم الممرضة ، فقد استطعنا إحصاء وعزل الجراثيم *Staphylococcus aureus* انطلاقا من الأجزاء الثلاثة ، بل حتى اللحم يحتوي على مقادير هامة من staphylocoque المذهبة ، وهذا ما يشكل خطرا حقيقيا على الصحة العمومية.

نتائج العدل flore totale cultivable ، entérobactéries المقاومين للمضادات الحيوية تبين نسب مرتفعة جدا لمقاومة الأمبيسلين (20 µg/ml) وكذلك الايريترومسين (15µg/ml) على مستوى كل أجزاء الأجسام التي أجريت عليها الدراسة.

كما تجدر الإشارة بأن دراستنا هذه سمحت لنا بتأكيد واثبات أن نوعية البكتيريا في الكرسان العام المصطاد حيا من قناة ميسدا تعتبر رديئة، وبالتالي فهو غير صالح للأكل المباشر.

الكلمات المفتاحية : النوعية البكتريولوجية ، الكرسان العام ، العدوى عن طريق الفضلات ، قناة ميسدا.