
ECOLE INTER-ETATS DES SCIENCES ET MEDECINE
VETERINAIRES DE DAKAR (EISMV)



ANNEE : 2002

N° 26

CONTRIBUTION A L'ETUDE DE LA CONTAMINATION
INITIALE DU POISSON DES MERS TROPICALES

THESE



Présentée et soutenue publiquement le 31 Juillet 2002 devant
la Faculté de Médecine de Pharmacie et
d'Odontostomatologie de Dakar pour obtenir le grade de

DOCTEUR VETERINAIRE
(DIPLOME D'ETAT)

Par

Mademoiselle Coumba FAYE
Née le 24 Mars 1974 à Dakar (SENEGAL)

JURY

PRESIDENT

M. Abibou SAMB

Professeur à la Faculté de Médecine de
Pharmacie et d'Odontostomatologie de Dakar

DIRECTEUR ET

M. Malang SEYDI

RAPPORTEUR DE THESE

Professeur à l'EISMV de Dakar

MEMBRES

M. Louis Joseph PANGUI

Professeur à l'EISMV de Dakar

M. Justin Ayayi AKAKPO

Professeur à l'EISMV de Dakar

UNIVERSITE CHEIKH ANTA DIOP DE DAKAR (UCAD)

ECOLE INTER-ETATS DES SCIENCES ET MEDECINE
VETERINAIRES DE DAKAR (EISMV)



ANNEE : 2002

N° 26

CONTRIBUTION A L'ETUDE DE LA CONTAMINATION
INITIALE DU POISSON DES MERS TROPICALES

THESE

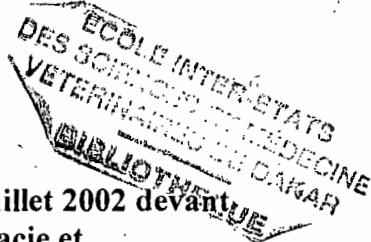
Présentée et soutenue publiquement le 31 Juillet 2002 devant
la Faculté de Médecine de Pharmacie et
d'Odontostomatologie de Dakar pour obtenir le grade de

DOCTEUR VETERINAIRE
(DIPLOME D'ETAT)

Par

Mademoiselle **Coumba FAYE**

Née le 24 Mars 1974 à Dakar (SENEGAL)



JURY

PRESIDENT

M. Abibou SAMB

Professeur à la Faculté de Médecine de
Pharmacie et d'Odontostomatologie de Dakar

**DIRECTEUR ET
RAPPORTEUR DE THESE**

M. Malang SEYDI

Professeur à l'EISMV de Dakar

MEMBRES

M. Louis Joseph PANGUI

Professeur à l'EISMV de Dakar

M. Justin Ayayi AKAKPO

Professeur à l'EISMV de Dakar

**ECOLE INTER-ETATS DES SCIENCES
ET MEDECINE VETERINAIRES DE Dakar**

BP 5077 Dakar (Sénégal)

Tél. (221) 865 10 08 - Télécopie (221) 825 42 83



COMITE DE DIRECTION

LE DIRECTEUR

- **Professeur François Adébayo ABIOLA**

LES COORDONNATEURS

- **Professeur Moussa ASSANE**
Coordonnateur des études
- **Professeur Malang SEYDI**
*Coordonnateur des stages et
de la formation post- universitaire*
- **Professeur Germain Jérôme SAWADOGO**
Coordonnateur Recherche et Développement

Année universitaire 2001-2002

PERSONNEL ENSEIGNANT

- **PERSONNEL ENSEIGNANT EISMV**
- **PERSONNEL VACATAIRE (PREVU)**
- **PERSONNEL EN MISSION (PREVU)**
- **PERSONNEL ENSEIGNANT CPEV (PREVU)**

PERSONNEL ENSEIGNANT (EISMV)

A. DEPARTEMENT DES SCIENCES BIOLOGIQUES ET PRODUCTIONS ANIMALES

CHEF DU DEPARTEMENT : PROFESSEUR CHEIKH LY

SERVICES

1. ANATOMIE - HISTOLOGIE - EMBRYOLOGIE

Charles Kondi AGBA	Professeur (en disponibilité)
Serge N. BAKOU	Assistant
Gualbert Simon NTEME-ELLA	Docteur Vétérinaire Vacataire
Guiguibaza Kossigan DAYO	Moniteur

2. CHIRURGIE - REPRODUCTION

Papa El Hassane DIOP	Professeur
Latyr GUEYE	Docteur Vétérinaire Vacataire
Alain Richi KAMGA WALADJO	Moniteur

3. ECONOMIE RURALE ET GESTION

Cheikh LY	Maître de Conférences Agrégé
Orphé Minimbou MOUNKALA	Moniteur

4. PHYSIQUE ET CHIMIE BIOLOGIQUES ET MEDICALES

Germain Jérôme SAWADOGO	Professeur
Toussaint BENGONE NDONG	Assistant
Géodiba RAGOUNANDEA	Docteur Vétérinaire Vacataire
Anani H. SITTI	Docteur Vétérinaire Vacataire

5. PHYSIOLOGIE - THERAPEUTIQUE - PHARMACODYNAMIE

Moussa ASSANE	Professeur
Rock Allister LAPO	Docteur Vétérinaire Vacataire

6. ZOOTECHNIE - ALIMENTATION

Ayao MISSOHOU	Maître-Assistant
Essodina TALAKI	Docteur Vétérinaire Vacataire

B. DEPARTEMENT DE SANTE PUBLIQUE ET ENVIRONNEMENT

CHEF DE DEPARTEMENT : PROFESSEUR LOUIS JOSEPH PANGUI

SERVICES

1. HYGIENE ET INDUSTRIE DES DENREES ALIMENTAIRES D'ORIGINE ANIMALE (HIDAOA)

Professeur	Malang SEYDI
Isabelle (Mme) PAIN	Assistante
Adoum Doutoum ABDELSALAM	Docteur Vétérinaire Vacataire
Coumba FAYE	Monitrice

2. MICROBIOLOGIE - IMMUNOLOGIE - PATHOLOGIE INFECTIEUSE

Justin Ayayi AKAPKO	Professeur
Rianatou (Mme) ALAMBEDJI	Maître de Conférences Agrégé
Anani Adéniran BANKOLE	Docteur Vétérinaire Vacataire
Jean Paul MIASSIANGOUMOUKA	Moniteur

3. PARASITOLOGIE - MALADIES PARASITAIRES - ZOOLOGIE APPLIQUEE

Louis Joseph PANGUI	Professeur
Oubri Bassa GBATI	Docteur Vétérinaire Vacataire

4. PATHOLOGIE MEDICALE - ANATOMIE PATHOLOGIQUE - CLINIQUE AMBULANTE

Yalacé Yamba KABORET	Maître de Conférences Agrégé
Hervé BICHET	Assistant
Yacouba KANE	Assistant
Abou Marc NABA	Docteur Vétérinaire Vacataire
Marc KPODEKON	Docteur Vétérinaire Vacataire
EL Hadji Mamadou DIOUF	Moniteur

5. PHARMACIE - TOXICOLOGIE

François Adébayo ABIOLA	Professeur
Félix Cyprien BIAOU	Assistant
Patrice FAURE	Assistant
Assiongbon TEKO-AGBO	Attaché de Recherche
Komlan AKODA	Moniteur

C. DEPARTEMENT DE COMMUNICATION

CHEF DE DEPARTEMENT : PROFESSEUR YALACE YAMBA KABORET

SERVICES

1. BIBLIOTHEQUE

Mariam (Mme) DIOUF

Documentaliste

2. SERVICE AUDIO-VISUEL

Bouré SARR

Technicien

D. FERME EXPERIMENTALE

Guéodiba RAGOUNANDEA

Docteur Vétérinaire Vacataire

Anani SITTI

Docteur Vétérinaire Vacataire

PERSONNEL VACATAIRE (PREVU)

1. BIOPHYSIQUE

Sylvie SECK (Mme) GASSAMA

Maître de Conférences Agrégé

Faculté de Médecine et de Pharmacie

UCAD

2. BOTANIQUE

Antoine NONGONIERMA

Professeur

IFAN - UCAD

3. AGRO - PEDOLOGIE

Alioune DIAGNE

Docteur Ingénieur

Département " Sciences des sols"

Ecole Supérieure d'Agronomie

(ENSA - THIES)

4. ZOOTECHNIE

Abdoulaye DIENG

Enseignant à ENSA - THIES

5. HIDAOA

➤ *NORMALISATION ET ASSURANCE QUALITE*

Mame S. MBODJ (Mme) NDIAYE

Chef de la division agro-alimentaire
Institut Sénégalais de Normalisation

➤ *ASSURANCE QUALITE - CONSERVE DES PRODUITS DE LA PECHE*

Abdoulaye NDIAYE

Docteur Vétérinaire

AMERGER

PERSONNEL EN MISSION (PREVU)

1. BIOCHIMIE CLINIQUE - MALADIES METABOLIQUES

Mohamed BENGOUMI

Professeur

I.A.V Hassane II (Rabat) Maroc

2. TOXICOLOGIE CLINIQUE

Abdel Aziz EL HRAIKI

Professeur

I.A.V Hassane II (Rabat) Maroc

3. MALADIES CONTAGIEUSES BOVINES

Jaouad BERAADA

Professeur

I.A.V Hassane II (Rabat) Maroc

PERSONNEL ENSEIGNANT CPEV (PREVU)

1. MATHÉMATIQUES

S. S. THIAM

Maître-Assistant

Faculté des Sciences et Techniques
UCAD

2. PHYSIQUE

I. YOUM

Maître de Conférences

Faculté des Sciences et Techniques
UCAD

T.P

A. FICKOU

Maître-Assistant

Faculté des Sciences et Techniques
UCAD

CHIMIE ORGANIQUE

Abdoulaye SAMB

Professeur

Faculté des Sciences et Techniques
UCAD

CHIMIE PHYSIQUE

Serigne Amadou NDIAYE

Maître de Conférences

Faculté des Sciences et Techniques
UCAD

T.P CHIMIE

Mahy DIAW

Maître de Conférences

Faculté des Sciences et Techniques
UCAD

3. BIOLOGIE VÉGÉTALE PHYSIOLOGIE VÉGÉTALE

K. NOBA

Maître-Assistant

Faculté des Sciences et Techniques
UCAD

4. BIOLOGIE CELLULAIRE

Serge N. BAKOU

Assistant

EISMV- DAKAR

5. EMBRYOLOGIE ET HISTOLOGIE

Bhen Sikina TOGUEBAYE

Professeur

Faculté des Sciences et Techniques

UCAD

6. PHYSIOLOGIE ANIMALE

COMPAREE DES VERTEBRES

Moussa ASSANE

Professeur

EISMV- DAKAR

7. ANATOMIE COMPAREE

DES VERTEBRES

Cheikh T. BA

Maître de Conférences

Faculté des Sciences et Techniques

UCAD

8. BIOLOGIE ANIMALE (T.P)

Serge N. BAKOU

Assistant

EISMV-DAKAR

Jacques N. DIOUF

Maître-Assistant

Faculté des Sciences et Techniques

UCAD

9. GEOLOGIE

➤ *FORMATIONS SEDIMENTAIRES*

R. SARR

Maître de Conférences

Faculté des Sciences et Techniques

UCAD

➤ *HYDROGEOLOGIE*

A. FAYE

Maître de Conférences

Faculté des Sciences et Techniques

UCAD

10. CPEV - SCOLARITE

T.P

Wilfried NDOYI

Moniteur

Je rends grâce à Allah le tout puissant

Prie sur son Prophète Mohamed (P.S.L.)

Et je dédie ce modeste travail ...

DEDICACES

A mon père Fodé FAYE

Ce travail est le résultat d'innombrables sacrifices que vous avez consentis pour notre éducation et notre formation.

Acceptez le comme cadeau en remerciement de votre patience et pour la confiance que vous nous avez toujours accordé.

A ma très brave mère Fatou DIOUF

Pour tous les sacrifices consentis et à travers elle toutes les mères du monde.

A mon oncle paternel Ibrahima FAYE (in memorium)

La mort vous a arraché très tôt de notre affection.

Que le bon Dieu vous accueille dans sont paradis.

A mes grands parents (in memorium)

A ma grand - mère Coumba

Pour la grande affection que vous avez toujours eu pour moi.

Que le bon Dieu vous garde encore parmi nous.

A ma tante Gnilane DIOUF

Ce travail vous est particulièrement dédié.

A ma grande sœur Emilie DIOUF et à son mari Simon DIOUF

A la famille DIONE de MBOUR

Pour tous les bons moments que j'ai passé chez vous

A mes frères et sœurs : Khady, Ousmane

Pour toute mon affection envers vous, je vous offre ce travail.

A mes demi-frères et sœurs

Sitor, Jacque Ndèye Rama, Coumba, Fatou, Anta, Mamadou et Babacar

A mon homonyme la petite Coumba Tine et à ses parents Gueume yalla Thiam et Ousmane.

Merci pour l'estime que vous avez toujours eu à mon égard

A ma meilleure amie Anna FATY

Vous êtes aujourd'hui loin de moi mais sachez que ce travail est aussi le votre

A mes condixiples

Docteur ELH Mamadou DIOUF, Docteur Salimata POUSGA, les Docteurs Alioune Ndiaye, Annabella Evora, Diedhiou, Kallo, Tano, Aubierge, Carolle, Poda, Dominique, Mahmat, Henock, Diop Dieng, Alino, Dayo, Akoda, Alphonse.

A mes promotionnaires et amis de la fac des Sciences et Techniques

Coumba Sy, Ndèye Khady, Siré, Amar, Arame Thioune, Matar, Gassama

A mes camarades du lycée

Ali SENE, Mamadou Dia LY, SECK, Ablaye FAYE, Sérigne S. NDIAYE, Ady TALL

A mes anciens de l' E.I.S.M.V.

Docteurs, Niang, Sylla, BA, Meissa Ndiaye, Dieng, Touré, Ndaw, Fall, Diouf
Matar, Biagui, Diadiou .

**A la promotion Jacques DIOUF (29^{ème}) et à notre professeur
accompagnateur Yamba Yalacé KABORET**

A Joal la terre de mes ancêtres

A ma chère patrie le Sénégal

A l'Afrique.

A NOS MAITRES ET JUGES

- A notre président Monsieur Abibou SAMB,

Professeur à la faculté de Médecine de Pharmacie et d'Odonto Stomatologie de
Dakar :

Vous nous faites un grand honneur en acceptant de présider notre jury de thèse.
Trouvez ici l'expression de nos sincères remerciements et de notre profonde
gratitude.

Hommage respectueux.

- A notre directeur et rapporteur de thèse Monsieur Malang SEYDI,

Professeur à l'E.I.S.M.V. de Dakar :

Vous nous avez confié ce travail et vous l'avez conduit avec compétence et
rigueur.

La confiance que vous nous avez accordé durant notre séjour au service
d'H.I.D.A.O.A nous a beaucoup motivé.

Vos conseil judicieux et vos critiques objectives ont été un guide précieux pour
la réalisation de ce travail.

Très profonde estime et sincère reconnaissance.

- A notre maître et Juge Monsieur Louis Joseph PANGUI,

Professeur à l'E.I.S.M.V de Dakar

Vous nous faites un grand honneur en acceptant de juger ce travail

Vos qualités intellectuelles, votre disponibilité et votre simplicité nous ont
toujours séduit.

Hommages respectueux.

- A notre maître et juge Monsieur Justin Ayayi AKAKPO,

Professeur à l'E.I.S.M.V. de Dakar.

Vous avez généreusement accepté de faire partie de ce jury de thèse.

Votre rigueur scientifique, et votre amour du travail bien fait forgent l'admiration.

Sincères remerciements et profonde gratitude.

REMERCIEMENTS

Nos sincères remerciements

- Au Professeur Malang SEYDI
- Au Personnel du Laboratoire d'H.I.D.A.O.A :
Mme DIEYE (notre maman), Madame MAR, Mme DIA Monsieur KONE,
NALLA, TRAORE, DIEDHIOU et BA.
- A Madame Isabelle DIA pour son soutien et pour avoir contribué à la réalisation de ce document
- A Madame Rianatou BADA ALAMBEDJI et à Monsieur SENE du service de M.I.P.I pour nous avoir aidé dans l'identification de nos souches.
- A Madame Mariam DIOUF bibliothécaire à l'E.I.S.M.V
- Au Docteur DIOUF Elh pour tout le soutien qu'il nous a apporté
- A Madame DIOUF Bator NDAO pour la saisie
- Au Docteur Mamadou BA pour le soutien logistique
- Au Docteur NIAGA
- A tout ceux qui, de près ou de loin, ont contribué à la réalisation de ce travail.

“ Par délibération, la faculté et l'école ont décidé que les opinions émises dans les dissertations qui leurs sont présentées, doivent être considérées comme propres à leurs auteurs et qu'elles n'entendent leur donner aucune approbation ni improbation”.

SOMMAIRE

Pages

INTRODUCTION

PREMIERE PARTIE : SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre I : Caractéristiques des mers tropicales

I.1. Caractéristique physico-chimiques

I.1.1. La température

I.1.2. La salinité

I.1.3. Le PH et le CO₂ dissout

I.1.4. L'oxygène dissout

I.2. Caractéristiques microbiologiques

I.2.1. Le rôle des bactéries dans la production primaire

I.2.2. Nature et distribution des bactéries marines

I.2.2.1. Nature

I.2.2.1.1. Les bactéries du genre *Vibrio*

I.2.2.1.2. Les bactéries du genre *Clostridium*

I.2.2.1.3. La flore

I.2.2.2. Distribution des bactéries marines

I.2.3. La pollution biologique du milieu marin

Chapitre II : Anatomie, Composition chimique et Biologie du poisson.

II.1. Anatomie du poisson

II.1.1. Forme générale du corps

II.1.1.1. L'aplatissement

II.1.1.2. L'allongement

II.1.2. La peau

II.1.3. Le squelette

II.1.4. Nageoires

A- Nageoires paires

a) Nageoires pectorales

b) Nageoires pelviennes

B- Nageoires impaires

a) caudale

b) anale

c) dorsale

II.1.5. Les muscles

II.1.6. Le système cardio-vasculaire

II.1.7. L'intestin

II.1.8. Appareil respiratoire

II.1.9. Les barbillons

II.2. Famille des Mullidés (Fig 3)

II.2.1. Caractères distinctifs de la famille des différentes espèces de la famille
des Mullidés

II.2.2. Morphologie

II.2.3. Biologie de l'espèce

II.3. Composition chimique du poisson

II.3.1. Les lipides

II.3.2. Les protéines

a) Les protéines structurelles

b) Les protéines sarcoplasmiques

c) Les protéines du tissu conjonctif

II.3.3. Les extraits azotés

II.3.4. Les glucides

II.3.5. Les vitamines et sels minéraux

Chapitre III : Eléments de systématique bactérienne

III.1. Systématique des bactéries recherchées

III.1.1. Les *Vibronaceae*

III.1.1.1. Le genre *Vibrio*

III.1.2. Les *Enterobacteriaceae*

III.1.2.1. Le genre *Esherichia*

III.1.3. Les *Pseudomonaceae*

III.1.3.1. Le genre *Pseudomonas*

III.2. Classification des bactéries en fonction de leur température de croissance.

III.2.1. Les mésophiles

III.2.2. Les thermophiles

III.2.3. Les psychophiles

Chapitre IV : Contamination bactérienne du poisson

IV.1. Etapes de la contamination initiale du poisson

IV.1.1. Contamination antérieure à la pêche

IV.1.1.1. Contamination des eaux de pêche

IV.1.1.2 Contamination par les bactéries autochtones

IV.1.2. Contamination postérieur à la pêche

IV.2. Nature des bactéries du poisson

IV.2.1. La flore saprophyte

IV.2.2. La flore pathogène

a) Flore pathogène marine ou autochtone

b) Flore *pathogène* d'origine humaine ou animale

IV.3. Localisation des bactéries du poisson

IV.4. Les voies de pénétration

IV.5. Facteurs influençant la contamination la contamination bactérienne du poisson

IV.5.1. Facteurs intrinsèques

IV.5.2. Facteurs extrinsèque

IV.5.2.1. Influence de la zone de pêche

IV.5.2.2. Influence du mode de capture

Chapitre V : Incidences économiques et sanitaires de la contamination bactériennes du poisson

V.1. Incidence économique

V.1.1. Les bactéries de l'altération

V.1.2. Mécanisme de l'altération bactérienne du poisson

V.2. Incidences sanitaires

V.2.1. Infections et intoxications bactériennes transmises par le poisson

V.2.1.1. Vibrioses

V.2.2. Intoxication à *Clostridium botulinum*

V.2.3. Les Salmonelles

DEUXIEME PARTIE : ETUDE EXPERIMENTALE

Chapitre I : Matériel et méthodes

I.1. Matériel

I.1.1. Matériel animal

a) Justification du choix de la plage de Hann

b) Etat du poisson à l'achat

I.1.2. Matériel technique et de laboratoire

I.2. Méthode

I.2.1. Echantillonnage

I.2.1.1. La protection des échantillons

I.2.1.2. Préparation des échantillons à l'analyse

I.2.2. Les micro-organismes recherchés

I.2.2.1. Protocoles d'analyses microbiologiques

I.2.2.1.1. Préparation des prises d'essai et de solution mère

I.2.2.1.2. Recherche des vibrionaceae

I.2.2.1.3. Dénombrement de la flore d'origine marine

I.2.2.1.4. La recherche des Pseudomonas

Chapitre II : Résultats et discussions

I. Résultats

II. Discussion

II.1. Méthodologie

II.2. La contamination bactérienne du rouget

II.2.1. Appréciation du niveau de contamination du rouget par entérobactéries et les bacille du genre pseudomonas

II.2.1.1. Contamination de la chair par les entérobactéries

II.2.1.2. Contamination du rouget par les bactéries du genre Pseudomonas

II.2.1.3. Contamination des branchies par les entérobactéries

II.2.2. Appréciation du niveau de contamination de la chair par la F.M.A.T.

II.2.3. Appréciation du niveau de contamination de la chair par les deux types de flores (F.M.A.T. et F.A.P.)

II.2.4. Appréciation du niveau global de la contamination du rouget par la flore (F.M.A.T. et F.A.P.)

II.2.5. Appréciation du niveau global de la contamination des échantillons par les vibrions

III. Propositions d'amélioration

CONCLUSION GENERALE

LISTE DES TABLEAUX

Tableau I : composition bactérienne du milieu aquatique

Tableau II : niveau de contamination de l'eau de mer par les entérobactéries

Tableau III : Principaux constituants (pourcentage) du poisson et du muscle de bœuf

Tableau IV : pourcentage d'acides aminés essentiels de différentes protéines

Tableau V : composition actuelle du genre *Vibrio*

Tableau VI : Temps de génération de deux germes psychrotrophes

Tableau VII : Evolution de la flore totale stocké à 0°C sous glace

Tableau VIII : Evolution de la flore totale stocké à 5°C

Tableau IX : Cas de l'épidémie de Maryland (U.S.A)

Tableau X : Cas de l'épidémie de PORT- Allen (Louisiane U.S.A)

Tableau XI : Interprétation du test de l'halophilie

Tableau XII : Contamination du rouget par la FMAT

Tableau XIII : Contamination du rouget par la FAP

Tableau XIV : Contamination du rouget par les bactéries du genre *Pseudomonas*

Tableau XV : Contamination du rouget par les *Enterobacteriaceae*

Tableau XVI : Contamination du rouget par les bactéries du genre *Vibrio*

Tableau XVII : Contamination globale du rouget par les bactéries du genre

Vibrio

LISTES DES FIGURES

Figure 1 : Cycle de vie du milieu marin

Figure 2 : Caractères distinctifs des différentes espèces de la famille des Mullidés

Figure 3 : Mode opératoire du test de l'halophilie

Figure 4 : Dénombrement de la FMAT à 30°C et FAP à 5°C

Figure 5 : Dénombrement des Enterobacteriaceae

Figure 6 : Niveau de contamination de la chair de rouget par lot de 25 échantillons analysés

Figure 7 : Niveau de contamination des branchies de rouget par lot de 25 échantillons analysés

LISTE DES PHOTOS

Photo 1 : Espèce *Pseudupeneus prayensis*

Photo 2 : Echantillons écaillés prêts à l'analyse

Photo 3 : Prélèvement de la chair

Photo 4 : Ecouvillonnage des branchies

Photo 5 et 6 : Revivification des substances mères (chair et branchies)

Photo 7 : Ecouvillon des branchies après incubation

Photo 8 : Colonies isolées sur G.N.S. et T.C.B.S.

Photo 9 : Lecture des colonies sur V.R.B.G. et P.C.A.

LISTE DES SCHEMAS

Schème 1 : Forme générale du corps des poissons

Schème 2 : Le squelette du poisson

Schème 3 : Muscles du poisson

Schème 4 : Le système cardio-vasculaire

Schème 5 : Les intestins

Schème 6 : Les branchies

INTRODUCTION

La pêche revêt pour les pays côtiers africains une importance économique notoire. Le Sénégal se situe dans une zone classée parmi les plus poissonneuses du monde dont le plancton est renouvelé de façon permanente par les courants marins. La pêche a connu depuis quelques années un essor considérable et contribue ainsi à rehausser la balance commerciale.

En effet une bonne partie des prises est exportée, sous forme de produits élaborés vers l'Union Européenne, le Japon et le Canada. Les produits destinés à l'exportation doivent satisfaire à un certain nombre de critères microbiologiques, définis à partir de données inhérentes aux types de bactéries rencontrées dans le poisson des mers tempérées.

Mais, reste à savoir si ces critères sont applicables à nos produits d'autant plus que de nombreux auteurs affirment qu'il existe bien une différence de composition microbienne entre les poissons des mers tempérées (psychrotrophes) et ceux des mers tropicales (à dominante mésophile).

C'est pour contribuer à une meilleure connaissance des flores hébergées par nos poissons, que nous avons choisi de traiter du sujet suivant : Etude de la contamination initiale du poisson des mers tropicales.

Cette étude comprend trois parties :

La première partie correspond à la synthèse bibliographique.

La deuxième partie s'intitule : matériel d'étude et méthodologie utilisée.

Et enfin la troisième partie présente nos résultats qui y sont discutés, ce qui a permis de formuler des recommandations.

**PREMIERE PARTIE : ETUDE
BIBLIOGRAPHIQUE**

CHAPITRE I: CARACTERISTIQUES DES MERS TROPICALES

I.1. CARACTERISTIQUES PHYSICO-CHIMIQUES (18)

I.1.1. La température

Les différences de température jouent un rôle important dans la circulation océanique et la vie des organismes marins.

Les eaux tropicales ont une température moyenne annuelle supérieure à + 20°C, contre des températures comprises entre + 6 et + 20°C pour les eaux tempérées. Ces températures varient avec la saison, avec des écarts annuels faibles de l'ordre de 4,5°C pour les mers tropicales, alors qu'en zone tempérée ils peuvent atteindre 8 à 15° C.

Ces écarts sont de très faibles amplitudes, environ + 0,5°C au cours de la journée (variation de l'ensoleillement).

I.1.2. La salinité

Les eaux tropicales sont caractérisées par une forte salinité : de 35,5 à 36,5 ‰ avec un abaissement allant jusqu'à 34,5 ‰ au niveau de certaines zones en dessous de l'équateur.

Dans les mers tropicales, on a donc en surface des eaux salées mais à température élevée donc légères.

I.1.3. Le pH et le CO₂ dissout

La mesure du pH traduit la concentration en ions hydrogène (H⁺).

Le pH donne une bonne estimation de la quantité de gaz carbonique dissout présent ; le pH est d'autant plus acide que la teneur en CO₂ est élevée.

Normalement, l'eau de mer est alcaline. Cependant, dans les zones océaniques, les eaux de surface ne présentent que des variations très faibles : pH 8 à 8,5.

Toutefois, du fait de l'activité biologique très intense (augmentation du CO_2 provenant de la respiration), le pH nocturne est plus acide que le pH diurne.

I.1.4. L'oxygène dissout

La teneur de l'eau de mer en oxygène est en général de l'ordre de 10 cc/l avec un échange permanent d'oxygène entre l'eau de surface et l'atmosphère. Dans les régions côtières tropicales, on observe des phénomènes localisés importants : la mangrove est une zone à faible teneur en O_2 dissout ; au contraire le faciès corallien se développe toujours dans les zones à forte oxygénation.

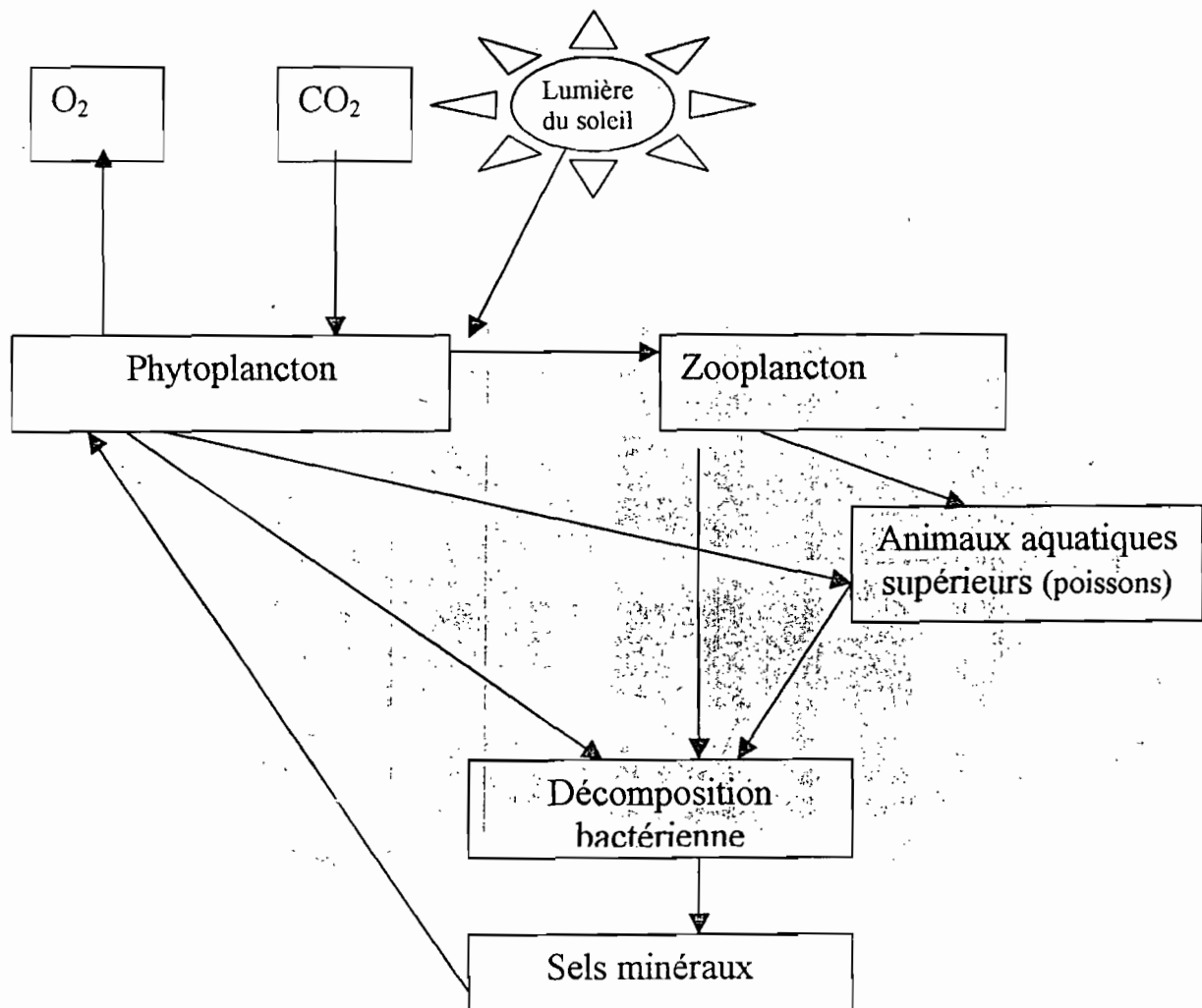
I.2. CARACTERISTIQUES MICROBIOLOGIQUES

I.2.1. Le rôle des bactéries dans la production primaire

Les bactéries jouent un rôle indispensable dans l'écosystème marin.

En effet, ces bactéries autochtones ou indigènes du milieu marin jouent un rôle essentiel dans le cycle des sels nutritifs ; elles assurent la minéralisation des matières organiques en décomposition.

Les composés azotés (nitrates, nitrites, sels ammoniacaux) et phosphorés se retrouvent grâce à elles, remis à la disposition des végétaux chlorophylliens (18, 14).

FIGURE 1 : Cycle de vie du milieu marin

Source : (14)

I.2.2. Nature et distribution des bactéries marines

I.2.2.1 Nature

Les bactéries marines, encore appelées bactéries autochtones ou indigènes, sont des bactéries rencontrées dans le milieu marin, en dehors de toute pollution. Parmi ces bactéries, deux genres présentent une importance en santé publique. Il s'agit des genres *Vibrio* et *Clostridium*. Ces deux genres cohabitent fréquemment avec une flore banale, souvent à l'origine de l'altération du poisson.

1.2.2.1.1. Les bactéries du genre *Vibrio*

Il s'agit essentiellement des vibrions halophiles tels que *Vibrio parahaemolyticus* (*V. parahaemolyticus*) et *Vibrio alginolyticus* (*V. alginolyticus*). Ils sont retrouvés en grand nombre dans l'eau de mer, aussi bien dans les régions tempérées que tropicales. *V. parahaemolyticus* a été isolé de l'eau de mer, dans les sédiments marins, et dans les poissons et fruits de mer en plusieurs régions du monde. Il a été démontré que le nombre d'organismes présents dans le milieu marin était plus élevé dans les eaux chaudes que dans les eaux tempérées (6,16). Selon PILET et coll., *Vibrio parahaemolyticus* est une bactérie saprophyte des eaux de mer côtière.

Quand à *Vibrio cholerae*, plusieurs publications américaines traitent de sa recherche et de sa découverte dans les estuaires, les lagunes, les eaux saumâtres ou douces, même dans les pays où le choléra ne sévit pas car il s'agit le plus souvent de souches non agglutinables. (6).

1.2.2.1.2. Les bactéries du genre *Clostridium*

Selon SEYDI (41) le *Clostridium botulinum* de type E est un hôte normal du tube digestif des poissons, du fait de la fréquence de cette bactérie dans les sables et les boues marine. En effet sur les 7 types de *Clostridium botulinum* recensés (type A à G), c'est le type E que l'on rencontre le plus souvent dans le poisson et les produits de la pêche. C'est le seul type isolé des poissons de mer pêchés au large des côtes scandinaves, de l'Alaska et du Japon et 100% des poissons peuvent être contaminés. Les types A, B, C, D, et F se rencontrent également de façon sporadique dans d'autres parties du monde.

Ainsi, dans les mers chaudes d'Amérique latine et d'Indonésie, le type E est absent alors que le type C prédomine (14, 17, 4).

I.2.2.1.3. La flore

L'eau de mer contient une flore voisine de celle des eaux douces mais cette flore est adaptée aux conditions de salinité (Tableau I)

Elle comprend : la flore halophile, mésophile et psychrotrophe.

Les principaux microorganismes rencontrés appartiennent généralement aux genres *Pseudomonas*, *Flavobacterium*, *Acinetobacter*, *Bacillus*, *Micrococcus*, *Corynebacterium* (12).

Ces constatations rejoignent les travaux réalisés par BRISOU et par BILLON qui montrent que, la flore du milieu aquatique est surtout constituée de bacilles psychrotrophes à Gram négatif, aérobies ou anaérobies facultatifs avec en particulier les genres *Pseudomonas*, *Achromobacter* et *Alcaligenes*. Ceux-ci représentent 95% de la flore totale.

Tableau I : Composition bactérienne du milieu aquatique

CONTAMINATION PRIMAIRE = Bactéries propres aux poissons	GROUPE DE BACTERIES		TAUX CONTAMINATION
	Gram + (2-3%)	Gram- (95%)	
	- <i>Micrococcus</i>	- <i>Pseudomonas</i>	Tube digestif
	- <i>Coryneformes</i>	- <i>Aeromonas</i>	
	- <i>Erysipelothrix</i>	- <i>Flavobacterium</i>	10 ⁶ -10 ⁸ bactéries /ml
	<i>rhusiopathiae</i>	- <i>Moraxella</i>	
	- <i>Clostridium</i>	- <i>Alcaligenes</i>	Branchies
	<i>botulinum type E</i>	- <i>Acinetobacter</i>	
	- <i>Listeria</i>	- <i>Cytoparahaemol</i>	10 ³ -10 ⁶ bactéries /g
		<i>yticusaga</i>	
	Gram- (rares)	- <i>Photobacterium</i>	
	Coliformes et autres	<i>Vibrio</i>	
	Entérobactéries		
	<i>Plesiomonas</i>		

Source : (29)

1.2.2.2. Distribution des bactéries marines

Dans le milieu marin, les bactéries se trouvent aussi bien dans les eaux (ultraplancton), que sur les sédiments du fond.

La couche superficielle du sédiment, très riche en débris de toutes sortes, recèle le maximum de bactéries. Ces bactéries sont rencontrées dans les boues marines à l'état végétatif ou sous forme sporulée (7).

I.2.3. La pollution biologique du milieu marin

Elle concerne surtout la famille des *Enterobacteriaceae* qui renferme des germes commensaux du tube digestif de l'homme et des animaux.

Les zones littorales sont les plus sujettes à cette pollution car elles reçoivent les effluents provenant des diverses activités de l'homme.

Ainsi, les travaux réalisés en 1963 par AUBERT et par LEBOUT, cités par GACHE (11); ont permis de mettre en évidence, dans l'eau de mer, le niveau de contamination par les eaux résiduaires (Tableau II). Les bactéries, témoins de contamination fécale, les plus fréquemment rencontrées sont : les coliformes fécaux, les streptocoques fécaux et *Escherichia coli*.

Tableau II : Niveau de contamination de l'eau de mer par les eaux résiduaires

Bactéries de contamination fécale	Nombre de germes /ml
Coliformes	500.000 à 1.000.000
<i>Escherichia coli</i>	100.000 à 500.000
Streptocoques fécaux	10.000 à 100.000

Source : (30)

CHAPITRE II : ANATOMIE, COMPOSITION CHIMIQUE ET BIOLOGIE DU POISSON

II.1. ANATOMIE DU POISSON

II.1.1. Forme générale du corps (schéma 1)

La forme typique des poissons est la forme fusiforme. Le poisson osseux et le requin ont cette forme caractéristique.

Bien qu'elle soit sujette à de très nombreuses variations (poissons globuleux , hippoformes, en lame de sabre, etc.), la forme subit deux modifications essentielles : l'aplatissement et l'allongement (7).

II.1.1.1. L'aplatissement.

- Corps comprimé dorso-ventralement

L'exemple des raies illustre ce type de modification : l'animal, très large, a une épaisseur réduite et vit couché sur le ventre, la bouche en dessous.

- Corps comprimé latéralement

L'animal a un corps :

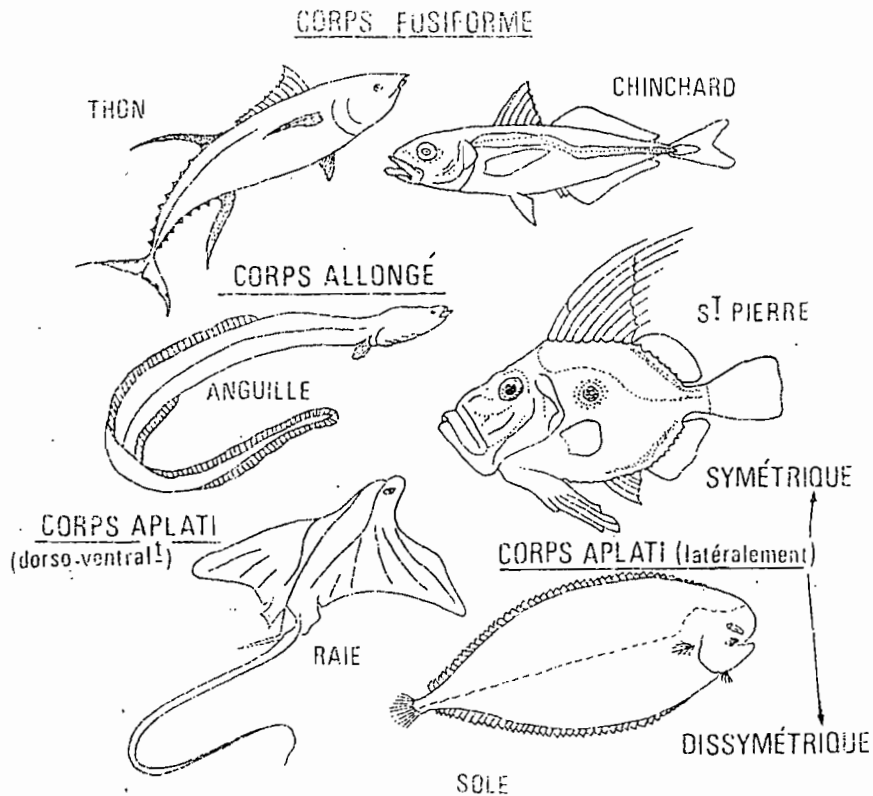
- soit symétrique, à deux faces identiques : poisson «élevé » ou comprimé (ex : dorade).
- soit dissymétrique : Le poisson est couché sur un côté du corps ; ce côté, aveugle et dépigmenté, est le côté droit ou gauche suivant l'espèce (ex : sole)

II.1.1.2. L'allongement.

L'animal prend l'aspect d'un cylindre allongé; le corps est dit «anguilliforme» (congres, anguilles, orphies et lançons).

SCHEMA I

— Forme du corps des Poissons



II.1.2. La peau.

La peau des poissons comprend un épiderme et un derme. Elle est développée en raison inverse des formations qu'elle fait naître (écailles et denticules).

Intacte, la peau constitue une bonne défense contre le milieu extérieur et en particulier contre l'invasion microbienne extérieure.

L'isolement, vis à vis du milieu ambiant, est renforcé par une sécrétion abondante de mucus, par des glandes dermiques spéciales (7).

Le mucus joue un rôle important en inspection sanitaire.

La peau est le siège d'organes sensitifs très variés et, chez certaines espèces, joue un rôle important dans la respiration (7).

II.1.3. Le squelette (Schéma 2)

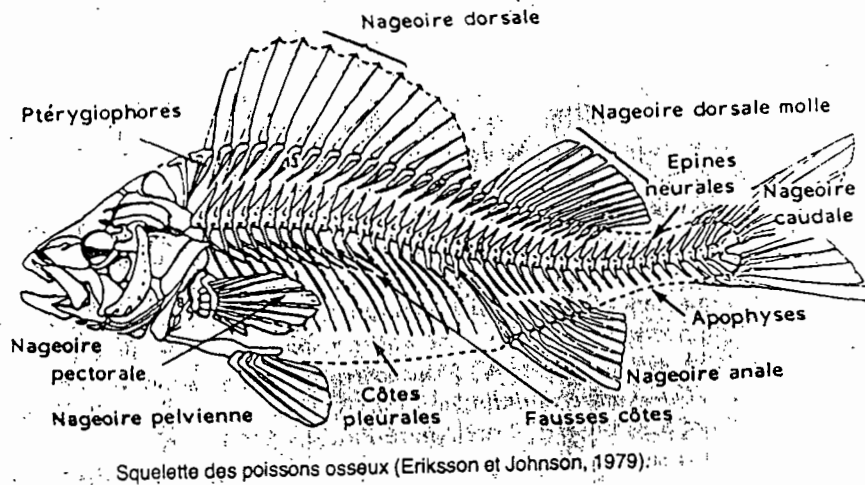
Etant des vertébrés, les poissons possèdent une colonne vertébrale, à savoir l'arête centrale, et un crâne qui recouvre le cerveau. La colonne vertébrale s'étend de la tête jusqu'à la nageoire caudale. Elle est formée, de segments (vertèbres) qui se succèdent le long du dos, pour former les apophyses neurales. Dans le tronc, ils possèdent des processus latéraux qui portent des côtes. Ceux-ci sont des structures cartilagineuses ou osseuses situées dans le tissu conjonctif (myocommata) et entre les segments musculaires (myotomes).

En général, il existe également un nombre correspondant de fausses côtes qui s'étendent plus ou moins horizontalement dans le tissu musculaire (14,7).

En plus de ce squelette interne qui peut être osseux ou cartilagineux, il existe un squelette externe constitué soit de denticules (Sélaciens) soit d'écailles (Téléostéens).

- Les denticules (ou écailles placoïdes) sont, comme de véritables dents, composés d'une pulpe d'ivoire et d'émail. Ce sont des productions dermo-épidermiques, solidaires de la peau, caduques et renouvelables.
- Les écailles (ou écailles cycloïdes) sont, elles, d'origine seulement dermique, sans émail, ni ivoire et non soumises à un remplacement. Elles constituent un bon moyen de protection contre la contamination microbienne d'origine extérieure ; d'où la fragilité particulière des poissons de chalut, traînés, écaillés lors des opérations de capture (7).

SCHEMA 2 :



II.1.4. Nageoires (7)

On distingue deux catégories de nageoires :

- ° les nageoires paires,
- ° Les nageoires impaires.

II.1.4.1 - Nageoires paires.

Elles correspondent aux membres des autres vertébrés.

Les nageoires paires sont, les nageoires pectorales et les nageoires ventrales (dites aussi abdominales ou pelviennes).

- Nageoires pectorales.

Presque toujours bien développées, elles sont insérées juste en arrière de l'opercule ou des fentes branchiales sur les faces latérales du corps et sont réunies au crâne par la ceinture scapulaire.

- Nageoires pelviennes.

Elles correspondent aux membres postérieurs et sont portées par la ceinture pelvienne souvent isolée du reste du squelette. Chez les téléostéens, ces nageoires peuvent faire complètement défaut (téléostéens apodes).

La position du point d'insertion des nageoires pelviennes par rapport à celui des nageoires pectorales est très importante dans la classification des téléostéens :

- Pelviennes insérées nettement en arrière des pectorales : Téléostéens thoraciques.
- Pelviennes insérées nettement en avant des pectorales : Téléostéens jugulaires.

II.1.4.2 - Nageoires impaires.

Ces nageoires sont situées dans le plan du corps et reliées directement à la colonne vertébrale (arête centrale).

Les nageoires impaires sont les nageoires caudale, anale et dorsale.

- Nageoire caudale

Chez les sélaciens, le lobe supérieur qui contient la colonne vertébrale, est plus développé que le lobe inférieur. La nageoire est dite hétérocerque.

Chez les téléostéens, la nageoire présente, extérieurement, deux lobes égaux. Elle est dite homocerque.

- Nageoire anale

Elle est unique ou dédoublée et toujours insérée sur le bord ventral du poisson en arrière de l'anus.

- Nageoire dorsale

Elle est unique, double, ou triple.

Souvent, dans une dorsale unique, on peut reconnaître deux dorsales accolées (la première épineuse, la deuxième molle), séparées seulement par une échancrure plus ou moins marquée.

II.1.5. Les muscles.(schéma 3)

L'anatomie des muscles est très simple chez le poisson.

Fondamentalement, il existe deux faisceaux de muscles, de part et d'autre de la colonne vertébrale. Chaque faisceau est lui même divisé, en une masse supérieure située au dessus du septum axial horizontal, et en une masse ventrale située en dessous de ce septum.

Les cellules musculaires sont disposées longitudinalement et séparées perpendiculairement par des feuillets de tissu conjonctif (les myocommata).

Les segments musculaires qui s'étendent entre les feuillets du tissu conjonctif sont appelés myotomes (14).

Cette anatomie, fait que le muscle du poisson contient beaucoup moins de tissu conjonctif que celui des mammifères.

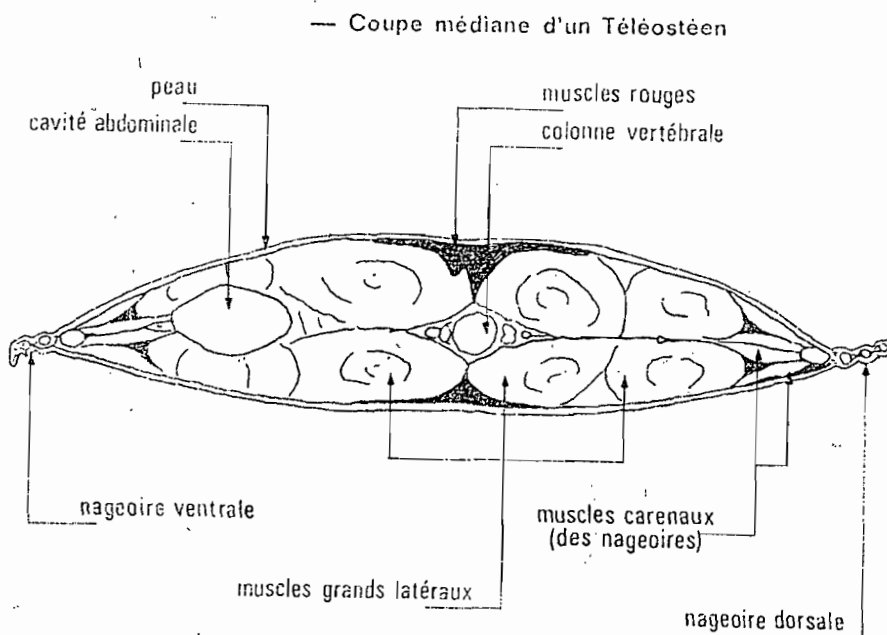
Comme pour les mammifères, le tissu musculaire du poisson est formé de muscles striés (14).

L'unité fonctionnelle de base, est la cellule musculaire.

Les muscles du tronc (ceux qui forment les filets) sont répartis en 3 groupes (14) :

- ° Les muscles rouges, qui sont colorés parce que très fortement irrigués, forment une lame amincie sous-cutanée latérale.
- ° Les muscles des nageoires sont blancs. Ils sont dorsaux et ventraux.
- ° les muscles grands latéraux, qui sont également blancs, forment la plus grande masse du corps. Ils sont symétriques de part et d'autre de la colonne vertébrale (7).

SCHEMA 3



II.1.6. Le système cardio-vasculaire (schéma 4)

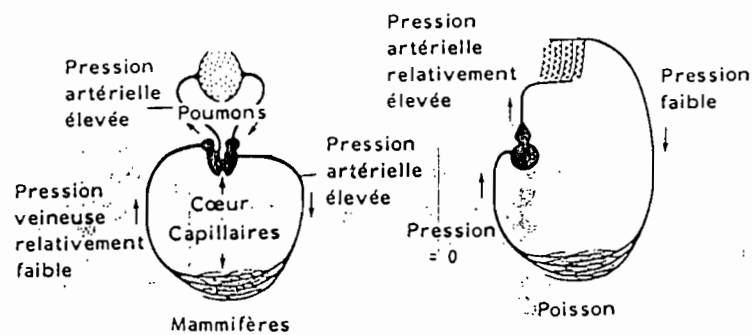
Il est situé ventralement entre le tronc et la tête.

Le cœur du poisson est conçu pour une circulation unique. Chez le poisson osseux, il consiste en deux cavités contiguës qui pompent le sang des veines vers les branchies à travers l'aorte ventrale. Une fois aéré au niveau des branchies, le sang est collecté dans l'aorte dorsale qui se trouve juste en dessous de la colonne vertébrale.

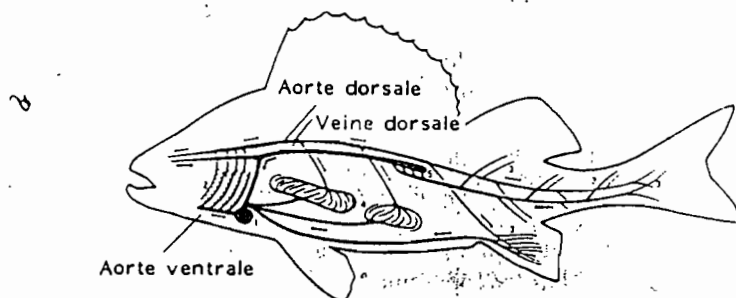
De là, il est véhiculé vers les différents tissus à travers les capillaires. Au retour, le sang passe dans les veines d'un diamètre croissant qui se regroupent en un unique vaisseau sanguin avant d'entrer dans le cœur.

La veine la plus large est la veine dorsale qui est également localisée sous la colonne vertébrale. L'appareil circulatoire est constitué schématiquement, d'un vaisseau replié en S. Il est uniquement veineux et envoie aux branchies le sang désoxygéné qui lui arrive de tout le corps (14,7).

SCHEMA 4 :



Circulation du sang chez le poisson et les mammifères (Eriksson et Johnson, 1978)

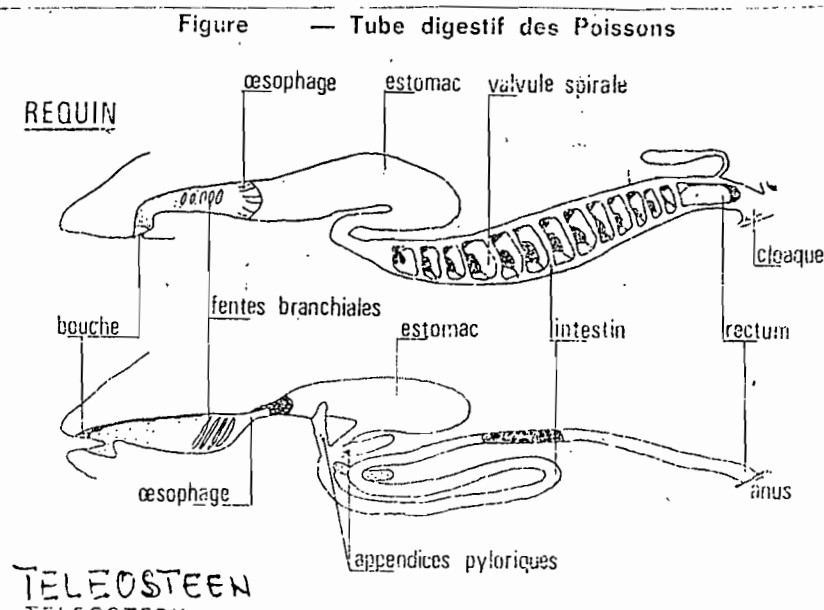


II.1.7. L'intestin (schéma 5)

L'intestin comprend, un intestin antérieur (œsophage et estomac, d'ailleurs inconstant ou transformé : gésier chez le mulot) et un intestin postérieur. L'intestin postérieur s'ouvre à l'extérieur par l'anus situé plus ou moins en arrière ; il est plus ou moins long et replié en fonction du régime. En règle générale, l'intestin d'un herbivore est proportionnellement plus long que celui d'un carnivore (14).

Comme chez les mammifères, l'intestin abrite une abondante flore digestive dont la multiplication post-mortem, est à l'origine de l'altération du poisson. Sur l'intestin, débouchent des annexes comme l'hépatopancréas et la vessie natatoire (7).

SCHEMA 5



II.1.8. Appareil respiratoire (schéma 6)

Il est constitué des branchies et de la cavité branchiale.

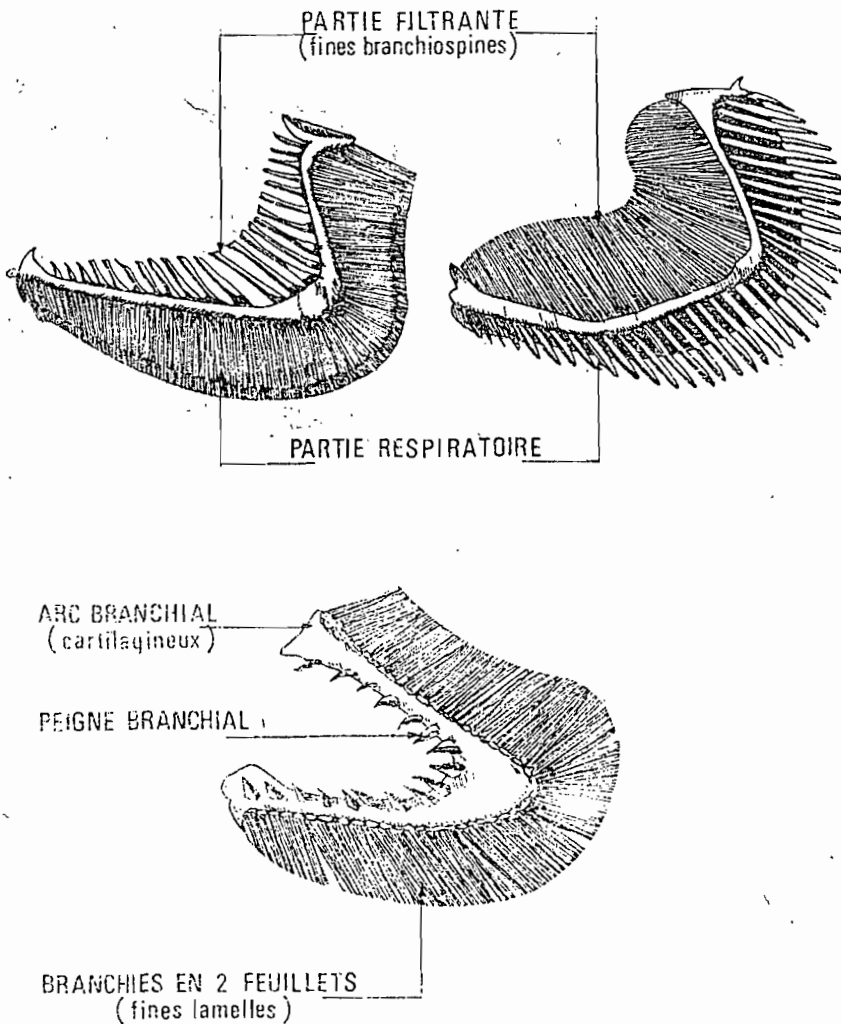
Les poissons respirent dans l'eau grâce à leurs branchies.

Ce sont deux groupes symétriques, sur lesquels s'insèrent, comme les dents d'un peigne, des lamelles ou des filaments branchiaux richement vascularisés. Ces branchies sont le lieu des échanges gazeux.

La cavité branchiale, quant à elle, loge les branchies sur les côtés du pharynx. Elle est ouverte en avant dans la bouche, en arrière à l'extérieur (7).

SCHEMA 6 :

Figure — Structure des branchies



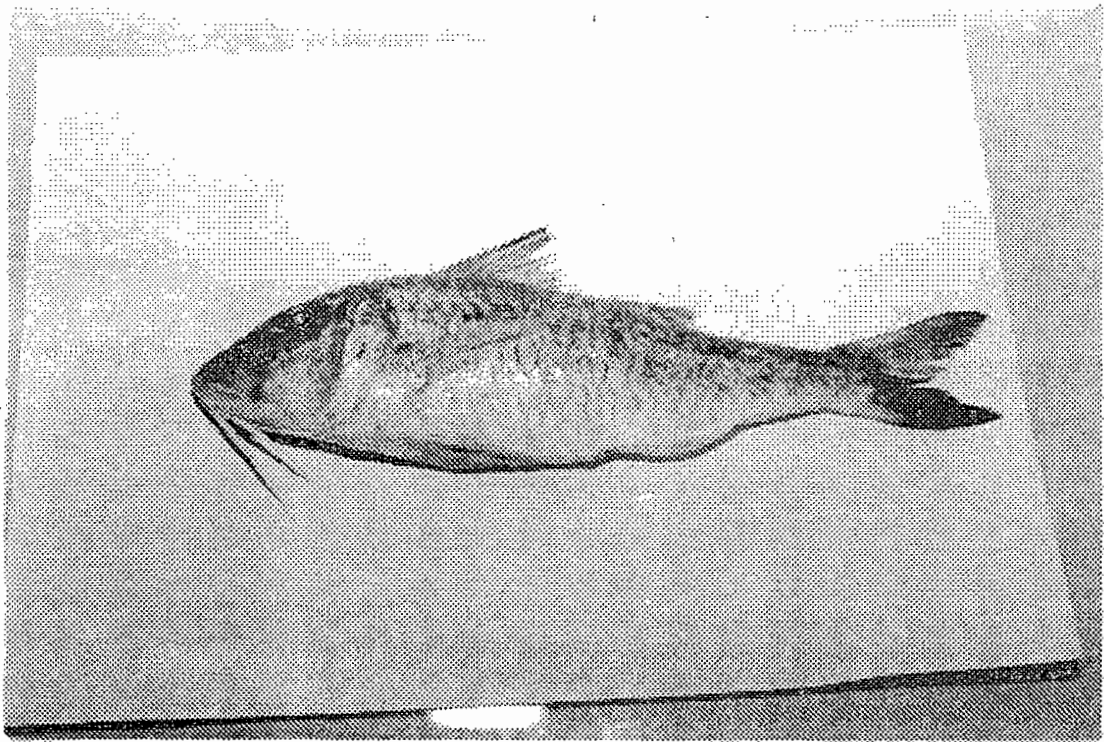


Photo n°1: Espèce *Pseudopeneus prayensis*

II.1.9. Les barbillons.

Les barbillons sont des organes sensoriels et gustatifs, sollicités lors de la recherche des proies (38).

II.2. FAMILLE DES MULLIDES

L'espèce étudiée est le « rouget barbet africain » : *Pseudupeneus prayensis* (38).

Le rouget est un téléostéen thoracique appartenant à la famille des Mullidés (10).

Selon GOUSSET (10), cette famille comporte deux genres :

- Le genre *Mullus* avec 2 espèces :

- *Mullus surmuletus* L. (rouget de roche).
- *Mullus barbatus* L. (rouget de vase).

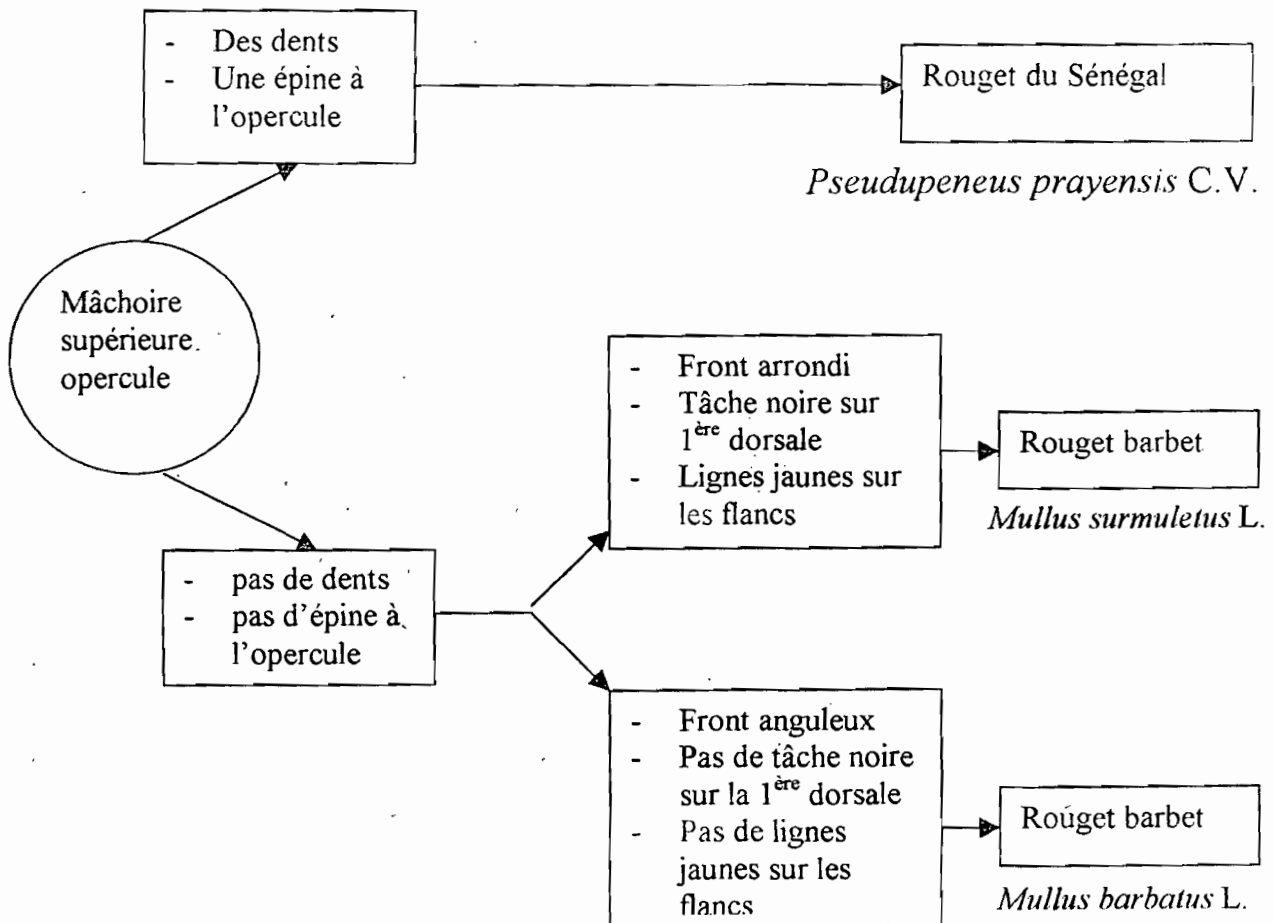
Noms vernaculaires : Rouge d'yport (Fécamp) ; Surmulet (Cherbourg) ; Streglia (Nice) ; Malette (Gravelines et Boulogne) ; Mel rûz (Bretagne) (10).

- Le genre *Pseudupeneus* comprend l'espèce :

- *Pseudupeneus prayensis* (Photo n°1)

Noms vernaculaires : Ngor sikim (Sén.L-O) ; aloué (Togo) (38).

11.2.1. Caractères distinctifs des différentes espèces de la famille des Mullidés (Figure 2)



Selon CUVIER (1829) cité par SERET (38), il n'existe qu'une seule espèce sur les côtes occidentales d'Afrique : *Pseudupeneus prayensis*, alors que les autres espèces, *Mullus barbatus* et *Mullus surmuletus* vivent dans les fonds sableux et rocheux de la Manche, de l'Océan, et de la Méditerranée .

II.2.2. Morphologie

Les rougets barbets sont des perciformes au corps allongé, peu comprimé à profil dorsal nettement convexe, surtout au niveau du front, et à profil ventral presque rectiligne. Ils sont couverts de grandes écailles lisses. La bouche, petite et subterminale, est légèrement protactile ; le menton porte 2 longs barbillons qui peuvent se loger dans une gouttière.

Les deux dorsales et l'anale sont courtes ; la première dorsale, qui comprend 7 à 8 épines, est dépressible dans un sillon. Les pelviennes sont en position thoracique et comptent une épine et 5 rayons mous. L'anale a 2 épines et la caudale est échancrée.

Les rougets sont, en général, brillamment colorés, la teinte dominante étant le rouge, d'où leur nom.

Le rouget barbet africain présente une jolie livrée rose-rouge rayée de fines bandes longitudinales, constituées de points jaunes sur les flancs, et bleus sur les joues (38).

II.2.3. Biologie de l'espèce

- Habitat.

Les rougets sont des espèces benthiques des mers tropicales et tempérées (7,38). Un être est dit benthique si, végétal ou animal, il vit en liaison avec le fond, qu'il vive sur ou dans le fond, qu'il y soit fixé à demeure ou qu'il s'y déplace, ou même, qu'il nage au voisinage immédiat sans jamais s'en écarter beaucoup ; les animaux nageurs de ce type sont dits nectobenthiques.

Ils affectionnent les fonds mous, vaseux et sableux (7).

L'espèce est commune, le long des côtes occidentales de l'Afrique tropicale, du Maroc à l'Angola. Elle est abondante sur les fonds vaseux mauritaniens et sénégalais, entre 25 et 75 m de profondeur.

Les rougets sont solitaires ou en petits groupes (38).

- Reproduction

Comme chez de très nombreux animaux marins, la reproduction est sexuée.

Les larves se développent en se nourrissant au sein du plancton, source de dangers (fluctuation des facteurs ambiants, nourriture insuffisante ou inadéquate, risque des prédateurs). Il s'y ajoute, un péril supplémentaire. les larves descendant à proximité du fond pour se métamorphoser en adultes, y sont massacrées par les divers suspensivores et souvent ne trouvent pas un fond qui leur conviennent (7).

- Respiration.

L'oxygène, dissout dans l'eau, est utilisé par le poisson au moyen de filaments vascularisés ou branchies.

L'eau pénètre par la bouche et sort en arrière au travers des arcs branchiaux qui forment une grille filtrant l'oxygène dissout. En filtrant l'eau, les branchies retiennent toutes les impuretés qui peuvent s'y trouver ; elles constituent de ce fait un foyer de contamination microbienne important chez le rouget (7).

- Nutrition.

Il existe une incroyable diversité dans les modalités de collecte de la nourriture chez les animaux supérieurs marins. Ces animaux sont ainsi subdivisés en microphages et en macrophages en fonction de la taille de l'aliment ingéré.

Le rouget fait partie des microphages qui possèdent trois mécanismes principaux de capture à savoir :

- L'ingestion du sédiment,
- L'utilisation d'organes adhésifs qui collent la proie,
- La filtration.

Le rouget peut se nourrir par la première méthode, c'est à dire qu'il ingère les sédiments marins dans lesquels il tire des éléments nutritifs.

En effet, le rouget est une espèce benthique fouisseur, dit limivore qui étymologiquement signifie dévorer la boue (du latin *limus* = boue et *vorare* = dévorer).

Le tube digestif se charge donc d'extraire, du sédiment avalé, les matières vivantes ou mortes (matière organique) qu'il contient (7).

Selon CUVIER (1829), cité par SERET (38) le rouget se nourrit surtout de vers, crustacés et mollusques. La capture de ses proies lui est facilité par ses barbillons.

II.3. COMPOSITION CHIMIQUE DU POISSON.

La composition chimique de la chair de poisson n'est pas très différente de celle des viandes comestibles de mammifères et d'oiseaux (32).

Cette composition chimique du poisson varie considérablement d'une espèce à l'autre et d'un individu à l'autre selon l'âge, le sexe, l'environnement et la saison.

Les variations dans la composition chimique sont étroitement liées à son alimentation. C'est ainsi qu'en période d'alimentation copieuse, la teneur en protéines du tissu musculaire augmente d'abord légèrement.

Aussitôt après la teneur en lipides croit de façon marquée et rapide.

Toutefois, le poisson passera par des périodes de famine, soit pour des raisons naturelles ou physiologiques (période de frai ou migration), soit à cause de facteurs extérieurs tels que la pénurie d'aliments.

La fraction lipidique, est souvent l'élément qui subit les variations les plus fortes, attestant au sein d'une même espèce une évolution saisonnière caractéristique avec un minimum pendant la période de frai (14).

Tableau 111 : Principaux constituants du poisson et du muscle de bœuf exprimés en pourcentage.

Constituants	Poisson (filet)			Bœuf (muscle)
	Minimum	Intervalle normal	Maximum	
Protéines	6	16-21	28	20
Lipides	0,1	0,2-25	67	3
Hydrate de carbone		<0,5		1
Cendres	0,4	1,2-1,5	1,5	1
Eau	28	66-81	96	75

Source : (14)

II.3.1. Les lipides

Au dessus de 1%, les lipides servent de réserves énergétiques et peuvent donc être classés en tant que dépôts de graisse. Ces dépôts se trouvent surtout dans les tissus sous-cutanés (entrailles), dans le tissu collagène entre les fibres musculaires (muscle blanc ou rouge) et dans la tête. Il faut noter cependant, des différences majeures à cet égard entre les diverses espèces de poisson (14).

La valeur calorique des poissons va dépendre de leur teneur en graisse. On distingue :

- 1) les poissons maigres qui contiennent moins de 1 pour cent de graisse : la morue, la raie, la carpe, le turbot, le merlan, le brochet, la truite, la sole.
- 2) Les poissons demi-gras qui contiennent 7 à 8 pour cent de graisse et qui sont le saumon, le hareng, le maquereau, le congre.
- 3) Les poissons gras qui contiennent plus de 15 pour cent de graisse on peut citer l'anguille, le thon (22).

Comme la plupart des autres vertébrés, les dépôts de graisse de la majorité des espèces de poisson sont des triglycérides.

Contrairement aux lipides des mammifères, ceux des poissons sont formés d'acides gras très insaturés à chaîne longue (de 14 à 22 atomes de carbone).

Ce sont ces glycérides, contenus dans la graisse de poisson, qui donnent l'odeur caractéristique de l'huile de poisson.

La graisse de poisson contient également une importante quantité d'oléine de 50% à 60%. Elle contient également une plus grande proportion de phospholipides que les autres chairs : dans le hareng, par exemple REWALD cité par HUSS en a dosé 1,187 % contre 0,72 % dans la viande de bœuf. Ce contenu en phospholipides fait que la chair de poisson est un aliment particulièrement adapté pour restaurer et exciter les capacités vitales du système nerveux (14,32).

Le principal stérol du muscle du poisson est le cholestérol, qui s'y trouve à des taux en général bien inférieurs à 100 mg/100 g et légèrement au dessus des niveaux rencontrés dans les muscles des mammifères.

11.3.2. Les protéines

Le poisson est une source de protéine de haute valeur biologique aussi importante que la viande.

Les protéines musculaires du poisson peuvent être divisées en trois groupes (14,32).

- Les protéines structurelles

Ce sont l'actine, la myosine et la tropomyosine, qui constituent près de 70 à 80% des protéines totales chez le poisson (40 % chez les mammifères).

Elles sont solubles dans des solutions salines neutres de force ionique relativement élevée (supérieure à 0,5 M) (14).

- Les protéines sarcoplasmiques

La myoalbumine, la globuline et les enzymes constituent cette fraction protéique (25 à 30% des protéines). Elles sont solubles dans des solutions salines neutres ou de force ionique faible (inférieure à 0,15 M). Cette fraction constitue

- Les protéines du tissu conjonctif

Le collagène constitue environ 3% des protéines des téléostéens et 10% de celles des sélaciens (17% chez les mammifères).

Le point isoélectrique des protéines du poisson se situe aux environs de pH 4,5 - 5,5.

A ce pH, les protéines sont électriquement neutres et moins hydrophiliques qu'à l'état ionisé; ce qui signifie que leur capacité de rétention de

l'eau ainsi que leur solubilité sont minimales. Cette solubilité augmente si le pH est plus élevé ou plus faible que le point isoélectrique (14).

Comme pour les protéines du lait, des œufs et de la viande celles du poisson ont une valeur biologique importante étant donné qu'elles renferment tous les acides aminés essentiels (14,32).

II.3.3. Les extraits azotés

Les extraits azotés peuvent être définis comme étant des composés non protéiques, de faible poids moléculaire, solubles dans l'eau et contenant de l'azote. Cette fraction représente 9 à 18 pour cent de l'azote total des téléostéens.

Les constituants majeurs de cette fraction sont les bases volatiles telles que l'ammoniac et l'oxyde de triméthylamine (OTMA), la créatine, les acides aminés libres, les nucléotides et les bases puriques, l'urée dans le cas des poissons cartilagineux (14).

Les muscles du poisson sont, parmi ceux des vertébrés les plus riches en substances azotées extractives. Les fractions les plus importantes de l'azote extractif dans les muscles du poisson sont constituées par l'azote basique (y compris celui de la carnosine).

La fraction azotée non protéique contient également une quantité non négligeable d'acides aminés libres. L'importance relative des différents acides aminés varient selon l'espèce.

La taurine, l'alanine, la glycine et les acides aminés à noyau imidazolé semble dominer chez la plupart des poissons. Parmi ces derniers, l'histidine a fait l'objet de plusieurs études à cause de son pouvoir de décarboxylation en histamine par voie microbienne (14,32).

Cet acide aminé se rencontre à des taux élevés dans les espèces actives à chair rouge : thon, maquereau (Tableau IV).

Tableau IV: Pourcentage d'acides aminés essentiels de différentes protéines.

Acides aminés	Poisson	Lait	Bœuf	Œuf
Lysine	8,8	8,1	9,3	6,8
Tryptophane	1,0	1,6	1,1	1,9
Histidine	2,0	2,6	3,8	2,2
Phénylalanine	-	-	3,9	5,4
Leucine	8,4	10,2	8,2	8,4
Isoleucine	6,0	7,2	5,2	7,1
Thréonine	4,6	4,4	4,2	5,5
Méthionine-cystéine	4,0	4,3	2,9	3,3
Valine	6,0	7,6	5,0	8,1

Source : (14)

II.3.4. Les glucides

Les hydrates de carbone ne se trouvent qu'en quantité négligeable dans la chair de poisson .

HUSS (14), par exemple en a trouvé respectivement dans *l'Argyropelecus hamigymnus* et dans le *Scopelus rissoi* 0,7794 g et 0,8891 g pour 100 g de matière fraîche.

II.3.5. Les vitamines et sels minéraux.

La teneur en vitamines et sels minéraux du poisson dépend étroitement de l'espèce et peut en outre varier selon la saison. Les poissons contiennent une quantité importante de phosphore, de l'ordre de 250 mg par 100 g ; par contre, ils contiennent peu de calcium (14).

La différence la plus importante entre la chair du poisson et celle des mammifères est relatif à l'iode. Cet élément précieux, composant essentiel des hormones thyroïdiennes, est contenu dans la chair des poissons dans des proportions supérieures à celles dosées dans la viande de bœuf (14).

Le poisson est une source appréciable également de fer et de cuivre. Il faudra noter que la teneur en sodium du poisson est relativement faible, ce qui le rend bien adapté aux régimes alimentaires. Si la chair des poissons maigres ne contient pas de vitamines liposolubles, les poissons gras contiennent en grande quantité la vitamine A et la vitamine D (14, 22, 32).

Son contenu en vitamines antirachitiques est particulièrement intéressant étant donné le peu de diffusion de cette vitamine, dont on ne trouve, dans la graisse des animaux à sang chaud, que des traces minimales tout à fait insuffisantes pour assurer l'ossification normale du squelette.

La chair d'un grand nombre de poissons et surtout leur viscères contiennent une thiaminase, enzyme hydrolysant la vitamine B₁ et l'inactivant.

Le foie des poissons concentre les vitamines A et D (32,22).

CHAPITRE III : ELEMENTS DE SYSTEMATIQUE BACTERIENNE

III.1. SYSTEMATIQUE DES BACTERIES RECHERCHEES

III.1.1. Les *Vibrionaceae*

La famille des *Vibrionaceae* a été décrite par Véron en 1965 (31). Cette famille comprend 4 genres : *Vibrio*, *Photobacterium*, *Plesiomonas* et *Aeromonas*.

Cette famille est caractérisée par des bactéries ayant une forme incurvée ou allongée ; de 0,3 à 1,3 μm de diamètre et 1,4 à 5,0 μm de long. (5)

Ce sont des bactéries Gram négatif, mobiles par un flagelle polaire ou immobiles (genre *Enhydrobacter*).

Ils ont un type de métabolisme mixte, respiratoire et fermentatif.

Leur répartition géographique est mondiale. Ils sont initialement aquatiques et rencontrés dans l'eau de mer, l'eau douce ou saumâtre en association avec les animaux aquatiques (5).

III.1.1.1. Le genre *Vibrio*.

Les bactéries, appartenant à ce genre, ont un certain nombre de caractéristiques qui leur est particulier.

Ces vibrios ont un diamètre variant de 0,5 à 0,8 μm et une longueur de 1,4 à 2,6 μm .

Mobiles par un ou plusieurs flagelles polaires, ils sont aérobies facultatifs. Leur température optimale de croissance varie de manière considérable mais ils peuvent tous croître à 20°C et la plupart à 30°C.

Ils sont oxydase positive et réduisent les nitrates (sauf *Vibrio gazogenes* et *Vibrio metchnikovii*).

La plupart des espèces sont sensibles au composé vibriostatique O/129.

Les ions sodium stimulent la croissance de toutes les espèces, ces ions sont nécessaires à la croissance de la plupart d'entre eux. Les *Vibrios* sont de ce fait rencontrés dans l'eau de mer et les estuaires à des salinités différentes (5).

Parmi les espèces pathogènes pour l'homme, nous avons entre autres les espèces suivantes :

- *Vibrio cholerae*, agent du choléra.
- *Vibrio parahaemolyticus*, à l'origine d'intoxication alimentaire par contamination du poisson et des produits de la pêche.
- *Vibrio vulnificus*, à l'origine de septicémies mortelles.

Tableau V: Composition actuelle du genre *Vibrio*

Espèces pathogènes pour l'homme	Espèces non pathogènes pour l'homme
<i>V. alginolyticus</i>	<i>V. aesturianus</i>
<i>V. choreeae</i>	<i>V. anguillarum</i>
<i>V. carchariae</i>	<i>V. campbellii</i>
<i>V. cincinnatiensis</i>	<i>V. costicolla</i>
<i>V. fluvialis</i>	<i>V. diabolicus</i>
<i>V. furnissii</i>	<i>V. diazotrophaemolyticus</i>
<i>V. hollissae</i>	<i>V. fischeri</i>
<i>V. metschnikovii</i>	<i>V. gazogenes</i>
<i>V. mimicus</i>	<i>V. harveyi</i>
<i>V. parahaemolyticus</i>	<i>V. ichthyenteri</i>
<i>V. vulnificus</i>	<i>V. iliopiscarius</i>
	<i>V. logei</i>
	<i>V. marinus</i>
	<i>V. mediterranei</i>
	<i>V. mytili</i>
	<i>V. navarrensis</i>
	<i>V. natriegens</i>
	<i>V. nereis</i>
	<i>V. nigripulchritudo</i>
	<i>V. ordalli</i>
	<i>V. orientalis</i>
	<i>V. pelagius</i>
	<i>V. penaeicida</i>
	<i>V. proteoliticus</i>
	<i>V. salmonicida</i>
	<i>V. scoparahaemolyticus</i>
	<i>V. splendidus</i>
	<i>V. tapetis</i>
	<i>V. trachuri</i>
	<i>V. tubiashii</i>

Source : (23)

III.1.2. Les entérobactéries

Les entérobactéries sont des bacilles à Gram négatif, asporulés. Certains sont toujours immobiles (*Klebsiella*, *Shigella*); d'autres sont mobiles par l'utilisation de leur ciliature péritriche. la présence d'une capsule visible au microscope est fréquente chez les *Klebsiella*.

Les entérobactéries sont aéro-anaérobies facultatifs et se développent facilement sur milieux ordinaires.

Les principaux genres rencontrés chez l'homme sont les suivants

- *Escherichia* ;
- *Leminorella* ;
- *Klebsiella* – *Enterobacter* – *Serratia* – *Hafnia* ;
- *Proteus* – *Morganella* – *Providencia* ;
- *Salmonella* ;
- *Shigella* ;
- *Yersinia*.

III.1.2.1 Le genre *Escherichia*

Ce sont des bactéries de 1,1 à 1,5 μm x 2,0 à 6,0 μm , regroupées par paires ou isolées, capsulées ou microcapsulées. Ils sont Gram négatif, mobile par une ciliature péritriche ou immobile. Le D-glucose et d'autres hydrates de carbone sont catabolisés avec formation d'acide et de gaz.

Le genre *Escherichia* fait partie des coliformes dont les composants se caractérisent par leur aptitude à fermenter le lactose. Ils présentent en plus deux propriétés liées à leur habitat, l'aptitude à se multiplier à 44° C et à le faire en présence de sels biliaires ou d'autres agents tensio-actifs ayant des propriétés analogues à la même température en 24 h au moins.

E.coli est un coliforme fécal qui produit de l'indole à partir du tryptophane à 44° C en 24 h.

Les *E.coli* sont :

- oxydase négative,
- catalase positive,
- rouge de méthyl positif,
- Vosges-Proskauer négatif,
- H₂S, uréase et lipase négatif.

Les espèces d'*Escherichia* réduisent les nitrates et fermentent un certain nombre de sucres.

L'espèce type est *E. coli*.

III.1.3. Les *Pseudomonaceae*

III.1.3.1 Le genre *Pseudomonas*

C'est une bactérie allongée ou légèrement incurvée, mais non hélicoïdale de 0,5 à 1,0 x 1,5 à 5,0 µm. Ils sont Gram négatif mobile par un ou plusieurs flagelles polaires ; rarement immobiles.

Le métabolisme respiratoire est de type aérobie stricte avec de l'oxygène comme accepteur terminal d'électron. Dans certains cas, les nitrates sont utilisés comme accepteur d'électron. La plupart des espèces sont capables de croître à des conditions d'acidité (pH 4,5) et ne nécessitent pas les facteurs de croissance organique.

Les bactéries du genre *Pseudomonas* sont oxydase positive ou négative et possède une catalase.

Certaines espèces peuvent utiliser l'hydrogène (H₂) ou le monoxyde de carbone (CO) comme source d'énergie.

Largement réparties dans la nature, quelques espèces sont pathogènes pour l'homme et les animaux (5).

L'espèce type rencontrée est *Pseudomonas aeruginosa*.

III.2. CLASSIFICATION DES BACTERIES EN FONCTION DE LEUR TEMPERATURE DE CROISSANCE

De nombreux auteurs ROZIER, BOLNOT, CARLIER (37), ROSSET (35) subdivisent les bactéries en trois groupes en fonction de leur température de croissance :

- Le groupe des mésophiles,
- Le groupe des psychrophiles,
- Le groupe des thermophiles.

III.2.1. Les bactéries mésophiles

Le groupe des mésophiles, comprend des bactéries aussi bien pathogènes que d'altération des aliments.

Ces bactéries se développent à des températures modérées, avec un optimum situé entre 30 et 45° C et une température minimale de croissance de l'ordre de 5 à 10 °C. A température optimale et dans un milieu favorable, le temps de génération des germes mésophiles est de moins de ½ heure (16,35,37).

III.2.2. Les thermophiles

Leur température optimale de croissance est habituellement située entre 55 et 75° C, avec une température maximale de croissance de 75-90°C. Ces bactéries ne se développent plus en dessous de 35° C.

Selon ROZIER et coll. (37), il est possible, sans préjuger de l'optimum d'employer les termes thermotrophes, mésotrophes et psychrotrophes ou cryotrophes pour des germes se développant au dessus de 45°C, entre 20 et 45° C et en dessous de 20° C.

Ainsi, dans de nombreux ouvrages, la distinction entre le suffixe « phile » et « trope » n'est pas faite.

Les principaux germes thermophiles, appartiennent aux genres *Clostridium*, *Bacillus*, *Lactobacillus* et *Streptococcus*. Une incubation à 55° C permet de les isoler.

III.2.3. Psychrophiles

Beaucoup d'auteurs ont classé dans le groupe des psychrophiles tout organisme capable de se développer à 0°C, sans tenir compte de la température optimale de croissance.

D'autres auteurs tels que INGRAHAM et STOKE (1959) cités par l'ICMSF (16) ont séparé les organismes thermosensibles des psychrophiles obligatoires (température optimale < 20° C) et des psychrophiles facultatives (température optimale avoisinant 20° C).

MORITA (1975), cité par l'ICMSF (16) parvient à définir une température optimale de croissance pour les psychrophiles située en dessous de 15° C, avec un minimum de 0° C et un maximum de 20° C.

Selon ces mêmes auteurs, les organismes capables de se développer en dessous de 0° C et ayant des températures optimales et maximales supérieures à celles requises pour le développement des psychrophiles sont appelés des psychrotrophes.

Les germes psychrotrophes des altérations sont représentés par les bactéries à Gram négatif, aérobies tels que *Pseudomonas* qui sont souvent d'origine hydrique, mais aussi par des cocci et bâtonnets à Gram positif.

Tableau VI : Temps de génération de deux germes psychrotrophes

Température	<i>Pseudomonas</i> (<i>non fluorescens</i>)	<i>Mycobacterium</i> (ou <i>Brochothrix</i>)
15° C	2 h	2,8 h
10° C	2,8 h	3,4 h
5° C	5,1 h	7,3 h
2° C	7,6 h	12 h

Source : (33)

CHAPITRE IV : CONTAMINATION BACTERIENNE DU POISSON

IV.1. Etapes de la contamination initiale du poisson

La contamination initiale du poisson se fait au cours de 2 étapes :

- contamination antérieure à la pêche, du vivant du poisson. Celle-ci résulte :
 - * Soit d'une contamination des eaux de pêche par des polluants biologiques.
 - * Soit de la présence dans le poisson, des bactéries marines ou autochtones.
- La contamination postérieure à la pêche est celle qui a lieu dans la pirogue ou le bateau, avant la mise à terre.

IV .1.1. Contamination antérieure à la pêche

IV.1.1.1. Contamination des eaux de pêche

Les zones littorales sont soumises à une pollution qui peut être importante.

Les pathogènes apportés par cette voie sont principalement des organismes à transmission fécale (*Enterobacteriaceae*).

Les divers produits de la pêche montrent des sensibilités différentes à la pollution du milieu environnant. Ceci est lié à leur physiologie (33).

IV.1.1.2. Contamination par les bactéries autochtones

Elle est à l'origine de la présence dans le poisson des bactéries marines en dehors de toute contamination fécale. De nombreux auteurs (16,14,33) ont montré que les bactéries marines, sont constituées par différentes flores (halophiles, mésophiles et psychrotrophes) premiers contaminants du poisson de mer.

IV.1.2. Contamination postérieure à la pêche

Un produit non contaminé à l'origine peut avoir été souillé aux divers stades qui précèdent sa mise sur le marché.

La contamination peut déjà avoir lieu à bord du bateau ou des pirogues de pêche, par contact avec du matériel souillé (caisse, glace de mauvaise qualité bactériologique).

Le lavage avec de l'eau contaminée peut parfois expliquer l'apport de pathogènes.

IV.2. Nature des bactéries du poisson

Les travaux de HORSLEY, 1977 montrent que la flore du poisson varie suivant un certain nombre de facteurs, notamment la température, la zone de pêche, la saison, la salinité, la concentration en oxygène et le pH. La flore du poisson se distingue en pathogène et en saprophyte.

IV.2.1. La flore saprophyte

Elle est influencée par un certain nombre de facteurs que sont la température, la salinité, et la teneur en oxygène.

➤ La température

Elle constitue le facteur important qui détermine la composition de la microflore du poisson. Ainsi de nombreux auteurs ont montré que la population bactérienne du poisson des pays tempérés est à dominante psychrotrophe.

Par contre, au niveau de nos mers tropicales, la microflore du poisson est plutôt mésophile (16, 12, 14, 40).

SHEWAN (1977) cité par HUSS (14), a isolé une proportion bien plus élevée de bactéries psychrotrophes dans les poissons d'eaux froides ou tempérées et a observé que seuls 5% de la flore de la mer du Nord pouvait se développer à 37°C, contre environ 55% pour celle des poissons capturés au large des côtes mauritaniennes.

➤ la salinité.

La microflore des poissons marins est à dominante halophile.

Actuellement, dans la plupart des cas, on pourrait admettre que cette flore est à prédominance euryhaline avec des concentrations optimales de croissance situées entre 2 et 3 pour cent de NaCl.

Ainsi lorsqu'on conserve le poisson en utilisant de la glace, on expose la population bactérienne à une discrimination en fonction de la concentration saline. Durant le stockage ce sont les euryhalines qui survivent et croissent (16).

➤ Exigence en oxygène

La nature de la microflore du poisson varie selon sa localisation sur ce dernier.

Ainsi selon l'ICMSF (16) il y aurait une prédominance de bactéries aérobies au niveau de la peau et des branchies.

Mais cela n'est pas toujours vérifiable, d'autant plus que SIMIDU et all., cités par l'ICMSF (16) ont montré que dans certaines situations, on pourrait avoir la présence des bactéries du genre *Vibrio* en nombre important.

Cependant, la population des anaérobies obligatoires est habituellement négligeable sur les surfaces externes.

Dans les intestins, où les conditions d'anaérobiose sont réunies, les bactéries du genre *Clostridium* pourraient se rencontrer en nombre significatif. En réalité, il s'avère que les bactéries anaérobies facultatives prédominent.

Sur le plan nutritionnel et biochimique les bactéries du poisson frais sont décrites comme étant plus protéolytiques que glucolytiques. Ce qui voudrait dire qu'elles croîsseraient plus facilement dans un milieu contenant des protéines, peptides ou des acides aminés comme source majeure de carbone que des polysaccharides ou des sucres simples. Ceci reflète le substrat naturel sur lequel ces bactéries sont présumées croître (16).

IV.2.2. La flore pathogène

La flore pathogène du poisson est constituée d'une part de bactéries appartenant au milieu marin ou autochtones, d'autre part de bactéries d'origine humaine ou animale.

- La flore pathogène marine ou autochtone

Cette flore est la seule que l'on rencontre dans le poisson capturé au niveau des zones non polluées par les déchets humains ou animaux.

Au niveau de cette flore deux bactéries présentent un intérêt en santé publique ; il s'agit de *Vibrio parahaemolyticus* et de *Clostridium botulinum*. Ces bactéries possèdent un métabolisme adapté aux conditions de vie du milieu marin (16).

✓ *Clostridium botulinum*

Ecologie

Clostridium botulinum est un germe tellurique, dont la spore est présente dans les sables et boues marines. Cette bactérie est de ce fait un hôte normal du tube digestif des poissons (41).

Sa présence dans le poisson frais en faible nombre est sans danger. Ce germe devient dangereux quand les conditions de stockage ou de production permettent une germination des spores, leur croissance et la production de toxine.

Il existe sept types de *Clostridium botulinum* (type A à G) mais seul le type E est rencontré dans le poisson et les produits de la pêche.

Cependant l'homme peut être affecté par la toxine botulinique produite par les bactéries du type A, B, E et F alors que celle du type C affecte surtout les oiseaux aquatiques et celle du type D le bétail.

Toxinogénèse

Tous les produits frais de la pêche constituent un milieu très favorable à la croissance et à la production de la toxine par les souches non protéolytiques psychrotrophes (types E, B, F,) ; (16, 14, 17, 16) .

La vitesse de synthèse des toxines augmente avec la température quand celle-ci dépasse 3,3 °C, avec une production maximale à 25-30°C .Toutefois, le taux de production de la toxine botulinique est fortement subordonné à la charge effective en spores.

Selon OHYE et SCOTT, (1957), la toxine produite est très thermolabile. Elle est complètement détruite à pH neutre en cinq minutes entre 60°C et 80°C . Une étude plus complète de LICCIARDELLO et all.(1967), a permis de

conclure que la cuisson du poisson est suffisante pour inactiver toute toxine préformée.

Par contre, HUSS et RYE PETERSEN (1980) ont montré qu'à faible pH ou en milieu salé, cette toxine devient extrêmement stable ; d'où le danger du poisson transformé provenant de produits crus où la toxine a été préformée (14, 17, 4).

✓ *Vibrio parahaemolyticus*

Vibrio. parahaemolyticus est un vibrio halophile dont certaines souches sont pathogènes pour l'homme . Cette bactérie est responsable chez l'homme de gastro-entérites mais également de lésions cutanées des nageurs et pêcheurs (34) ou de septicémies et bactériémies (24).

ECOLOGIE

Cette bactérie est souvent rencontrée dans les estuaires et le long des côtes. Il n'a que rarement été isolé dans les poissons capturés en haute mer. HOBBS (1982) cité par HUSS (14) rapporte qu'il en a trouvé dans toutes les zones côtières où il a mené des enquêtes.

Son développement est favorisé non seulement par la température mais aussi par la présence de matières organiques telles que celles provenant des déchets des unités de traitement du poisson ou des égouts. Les conditions optimales de multiplication de *Vibrio.parahaemolyticus* sont un milieu alcalin contenant 2 à 4 pour cent de NaCl à 37°C. Dans ces conditions le temps de génération est très court (5 à 10 minutes) et la concurrence avec d'autres micro- organismes est bonne

De nombreux facteurs tels que le climat (la température) et les habitudes alimentaires (poisson consommé cru ou insuffisamment cuit au japon par

exemple) influencent la fréquence de *Vibrio parahaemolyticus* dans l'environnement. (4).

Toxinogénèse

La toxine produite par *Vibrio parahaemolyticus* est une hémolysine thermostable (VP- TDH) détectable par le test de Kanagawa.

Il s'agit d'une endotoxine, produite une fois que la bactérie ingérée se trouve dans le tube digestif de l'homme.

Ce facteur TDH a été détecté chez d'autres espèces de vibrio : *V. hollisae* (3, 1), *V. cholerae* (3,1) et *V. mimicus* (3,28).

- la flore pathogène d'origine humaine ou animale

Il s'agit là de bactéries appartenant au grand groupe des *Enterobacteriaceae*.

Ce groupe comprend des bactéries commensales du tube digestif de l'homme et des animaux.

✓ Les salmonelles

Les salmonelles ont une bonne survie dans le milieu marin et peuvent contaminer les produits de la pêche.

Leur présence dans les produits halieutiques et dans le poisson en particulier, est surtout liée à une contamination du milieu aquatique par des déjections animales et humaines.

Le risque d'infection est ainsi élevé dans les contrées chaudes où la pollution est plus importante.

Ce risque est aggravé quand le poisson ou les fruits de mer sont lavés dans de l'eau polluée (6).

Cependant, le réservoir principal dans lequel les salmonelles se multiplient activement est constitué par tous les tubes digestifs de leurs hôtes potentiels (13).

Les salmonelles sont des germes mésophiles capables de se multiplier entre 6 et 46°C. Elles survivent très bien à basse température (réfrigération, congélation), mais sont relativement sensibles à la chaleur. Elles sont détruites par la pasteurisation. Elles sont capables de se multiplier dans une plage de pH allant de 5 à 9 (optimum 7), mais leur survie est assurée même à des pH supérieurs ou inférieurs. Leur développement est limité par une forte teneur en chlorure de sodium et les compétitions consécutives à la croissance d'autres flores.

✓ *Escherichia coli* vérotoxigène (VTEC)

E. coli est le chef de file des coliformes.

Selon de nombreux auteurs GUIRAUD (11), (13), (27), HUSS (14) *E. coli* bactérie commensale du côlon de l'homme et des animaux peut au même titre que les salmonelles, contaminer les produits de la pêche et occasionner des troubles graves chez le consommateur de produits halieutiques.

E. coli est souvent associé aux salmonelles, c'est pourquoi les bactéries coliformes sont considérées comme des témoins de contamination fécale.

IV.3. Localisation des bactéries du poisson

Les micro-organismes se rencontrent initialement sur toutes les surfaces externes en contact direct avec l'eau de mer (16, 9, 12).

Dans le poisson, les bactéries ont une localisation plus ou moins élective.

On les trouve au niveau de la peau, des branchies, mais également des intestins qui se contaminent par le biais de l'alimentation.

Les branchies et la peau se contaminent par contact direct avec une eau de mer polluée, lors de la respiration et des déplacements du poisson dans son eau de mer natale (41, 16).

Selon de nombreux auteurs (16, 41) le muscle du poisson est tout à fait stérile du vivant de l'animal.

La charge microbienne du poisson vivant ou fraîchement capturé, est très variable. Selon FRAZIER (1974) cité par SEYDI (41), elle est de l'ordre de :

- 10^6 à 10^8 germes /ml dans les intestins.
- 10^3 à 10^6 germes / g pour les branchies.

Selon SHEWAN (1962) cité par HUSS (14) la peau contiendrait 10^2 à 10^7 germes /cm².

Cette grande variabilité reflète l'effet de l'environnement. Ainsi des charges microbiennes réduites (de 10 à 100 germes /m² de peau se rencontrent dans les poissons provenant d'eaux froides et propres (LISTON, 1980 ; HUSS et all., 1974) alors que des charges élevées, sont souvent associées à des poissons capturés dans les zones polluées ou dans les eaux chaudes tropicales (SHEWAN, 1977).

De plus, la charge microbienne des intestins du poisson reflète l'environnement et l'alimentation ; Des conditions de quasi-stérilité se rencontrent dans le poisson à jeun (14).

Toutefois, selon LARSEN et all. (1978), des travaux récents semblent indiquer chez au moins une espèce de poisson (*Gadus morhua*), une flore intestinale spécifique formée de bactéries à Gram négatif du type *Vibrio* à une concentration d'environ 10^7 germes/g. Cette flore se rencontre dans tous les poissons, quelle que soit la zone de pêche, la saison ou la nature des aliments contenus dans l'estomac (14).

D'autres travaux, plus récents, effectués par SEYDI et all. (1985) sur les poissons frais des côtes du Sénégal montrent que sur un ensemble de 170 poissons examinés, 13 individus se sont révélés porteurs de *Vibrio parahaemolyticus* soit un taux de contamination de 7,6 %.

Le portage étant plus élevé chez les *Pomadasydae* (carpes branches), les *Clupéidae* (sardinelles) et les *Carangidae* (chinchards), qui sont des poissons pélagiques côtiers, fréquentant les lagunes littorales et les estuaires où vit normalement *Vibrio parahaemolyticus*.

Selon ces mêmes auteurs, ce germe contamine surtout les viscères des poissons, et son isolement est plus fréquent au cours de la période chaude de l'année (Avril à Octobre). Selon WONG et coll. (46), *Vibrio parahaemolyticus*, comme la plupart des vibrios psychrotrophes, survivrait dans les produits réfrigérés et congelés jusqu'à -30°C . Ce qui explique sa sélection et son isolement dans les produits de la mer congelés initialement contaminés (46).

IV.4. Les voies de pénétration

Selon PETIT (33) la contamination des animaux aquatiques est réalisée par leurs déplacements dans l'eau, leur respiration et leur alimentation.

Les voies de pénétration des bactéries dans le poisson sont celles qui correspondent à ces différentes activités à savoir la voie cutanée, la voie branchiale et la voie digestive.

IV.5. Facteurs influençant la contamination bactérienne du poisson

La contamination bactérienne du poisson est sous l'influence de facteurs inhérents à l'espèce ou facteurs intrinsèques mais également de facteurs environnementaux ou extrinsèques.

IV.5.1. Facteurs intrinsèques

La biologie de l'espèce est le principal facteur intrinsèque qui influence la contamination initiale du poisson. De nombreux auteurs (16,9,12) ont montré que les bactéries qui initialement se trouvaient sur les surfaces externes peuvent par le biais de l'alimentation, et de la respiration, se retrouver au niveau des intestins et des branchies. Les animaux benthiques fouisseurs limivores (rouget) qui vivent au contact des fonds vaseux et sableux, seront donc plus contaminés que les espèces pélagiques (38).

IV.5.2. Facteurs extrinsèques

IV.5.2.1. Influence de la zone de pêche

L'influence de la zone de pêche sur la contamination initiale est notoire.

Son effet apparaît à travers des facteurs tels que : la température, la salinité et le degré de pollution. SHEWAN (42) a montré que la flore du poisson capturé en zone tropicale était différente de celle du poisson des mers tempérées et ceci en comparant leur aptitude de stockage sous glace.

D'autres auteurs ont montré que la charge bactérienne était plus élevée chez le poisson provenant de zone polluée avec un risque plus important de rencontrer des bactéries pathogènes pour l'homme.

En haute mer, la microflore est largement dominée par les psychrotrophes (6).

IV.5.2.2. Influence du mode de capture

Dans la pêche au chalut de fond, le poisson est traîné sur les fonds pendant des périodes pouvant atteindre trois à quatre heures. Comme les

sédiments recèlent généralement de grandes quantités de bactéries, cette méthode entraîne une augmentation considérable, parfois de l'ordre du centuple, de la population microbienne du revêtement cutané du poisson.

La pêche pratiquée au moyen de divers engins pélagiques : filets de dérive, sennes à poche, ne présente pas cet inconvénient. Toutefois, lorsqu'un filet de quelque type que ce soit est remonté et étalé sur le pont, les poissons subissent inévitablement une compression, provoquant la libération de matières intestinales responsables d'une contamination croisée.

Les méthodes de pêche commerciale, notamment celles qui utilisent les filets de dérive exposent encore plus les poissons à cette contamination. En effet, les poissons ne sont retirés de l'eau que longtemps après leur mort.

Le phénomène est particulièrement grave dans les régions tropicales, où le poisson peut sérieusement se dégrader avant son extraction de l'eau avec possibilité de dissémination des bactéries viscérales vers la chair (6). Selon GOUSSET, TIXERANG et ROBLOT, le rouget, poisson de l'étude, est capturé soit au chalut (rougettiers), à la ligne ou au tramail, le risque de contamination est de ce fait non négligeable (10).

CHAPITRE V : INCIDENCES ECONOMIQUES ET SANITAIRES DE LA CONTAMINATION BACTERIENNE DU POISSON

V.1. INCIDENCES ECONOMIQUES

L'incidence économique relève de la contamination du poisson frais par les germes d'altération. LISTON (1980) démontre que les micro-organismes sont les principaux responsables de l'altération des produits de la mer.

En effet, selon ce même auteur, un muscle prélevé stérilement, et maintenu à 0°C, se conserve plus de six semaines sans modification organoleptique détectable.

V.1.1. Les bactéries de l'altération

Selon de nombreux auteurs (4, 16) les *Pseudomonas/Alteromonas* sont responsables de l'altération du poisson à basse température. SHEWAN, (1977) cite les bactéries en bâtonnet à Gram négatif *Alteromonas putrefaciens* et certains *Pseudomonas* mais également *Vibrio alginolyticus* et *Aeromonas* comme agents incriminés dans l'altération du poisson réfrigéré.

Des auteurs tels que ADAMS et all. 1964 cité par HUSS (14), ont montré qu'initialement les germes d'altération, c'est à dire capables de produire les odeurs et saveurs caractéristiques des produits altérés, ne constituent qu'une très faible proportion (moins de 10 %) de la contamination initiale.

Mais leur pourcentage augmente pendant le stockage sous glace, car ils possèdent des temps de génération courts aux températures de réfrigération (10 à 20 heures à 0°C) et sont capables d'utiliser de nombreux constituants de la chair, notamment des substances azotées non protéiques. L'OTMA (Oxyde de Tri-Méthyl Amine) agit dans ce cas comme agent sélectif de croissance.

Alteromonas putrefaciens constitue fréquemment la majeure partie de la flore du poisson altéré (14).

V.1.2. Mécanisme de l'altération bactérienne du poisson

Après une phase de latence correspondant à la rigor-mortis, les bactéries vont se développer de façon exceptionnelle, pour atteindre des populations de l'ordre de 10^8 à 10^9 germes /g de muscle ou par cm^2 de peau, après 8 à 10 jours à 0°C (SHEWAN, 1977).

Cette évolution est d'autant plus rapide que la température est plus élevée.

Selon PETIT (33), le poisson s'altère par diffusion des germes dans les tissus les plus fragiles : le sang, le foie, le rein et par autolyse de l'estomac.

Le proverbe dit "le poisson pourrit par la tête". Seulement ce n'est pas le cerveau du poisson qui va pourrir le premier, mais le ventricule, le sinus veineux, en fait tous les éléments proches des branchies et du tube digestif.

Auparavant, on estimait souvent que les bactéries envahissaient le muscle à travers le système vasculaire ou la peau. Cependant, l'examen de coupe histologiques a montré que dans le cas du poisson réfrigéré, seules quelques bactéries envahissaient le muscle et ceci pendant les dernières étapes de l'altération (14,41).

Selon ce même auteur, des observations au microscope de coupes de cabillauds (entiers stockés sous la glace pendant 12 à 14 jours) ont révélé que les filets ne contenaient qu'un nombre très limité de bactéries. Par contre, à des températures plus élevées ($>+8^\circ\text{C}$), les bactéries avaient envahi la chair à travers les fibres de collagène (Tableaux VII et VIII). Dans le cas du poisson réfrigéré, la principale activité microbienne a lieu en surface où les composés de faible poids moléculaire sont dégradés et les enzymes bactériennes passent à la surface du muscle, alors que les substrats tissulaires migrent vers l'extérieur.

Des différences au niveau du tégument et du mucus de diverses espèces pourraient donc constituer un facteur déterminant au cours de l'altération.

Les espèces, ayant un tégument robuste recouvert d'une couche épaisse de mucus et contenant du lysozyme à activité bactéricide, s'altèrent plus lentement que les espèces ayant un tégument fragile.

Le processus d'altération du poisson frais non réfrigéré fait intervenir l'autolyse, c'est à dire que ce sont les enzymes digestives du poisson qui détruisent la barrière pour ensuite permettre la dissémination des germes.

Tableau VII : Evolution de la flore totale de merlu stocké à 0°C sous glace.

Stockage sous glace		
Jours	Peau Log ₁₀ Flore totale /cm ²	Chair Log ₁₀ Flore totale /g
0	4,6	4,34
4	6,3	5,31
7	7,10	6,71
11	7,74	6,97

Tableau VIII : Evolution de la flore totale de merlu stocké à 5°C.

Stockage à 5°C		
Jours	Peau Log ₁₀ Flore totale /cm ²	Chair Log ₁₀ Flore totale /g
0	4,56	4,33
4	5,04	4,78
7	6,29	5,46
11	7,82	7,07

V.2. INCIDENCES SANITAIRES

V.2.1. Infections et intoxications bactériennes transmises par le poisson

Des produits, initialement contaminés et consommés crus ou des produits contaminés après cuisson peuvent être à l'origine de ces intoxications

V.2.1.1. Les vibrioses

Les souches de vibrions qui sont le plus souvent à l'origine de phénomènes pathologiques chez l'homme appartiennent à trois espèces :

- *V. cholerae*,
- *V. parahaemolyticus*,

D'autres sont responsables d'infections banales

✓ Gastro-entérites à *Vibrio parahaemolyticus* (*V. parahaemolyticus*)

Vibrio parahaemolyticus fait l'objet d'une attention croissante depuis sa mise en cause en 1957 dans le déclenchement au Japon, d'intoxications alimentaires consécutives à la consommation de poisson. On le considère actuellement responsable dans ce pays de plus de 50% de la morbidité d'origine alimentaire (16, 14).

Selon SEYDI et coll. (40), *V. parahaemolyticus* a été récemment isolé chez 30 malades au cours de l'épidémie de choléra, survenu au Sénégal en décembre 1978 et janvier 1979 suite à la consommation de poissons ou de fruits de mer (crevettes, langoustes).

Cependant, toutes les souches de *V. parahaemolyticus* ne sont pas pathogènes pour l'homme. Les souches pathogènes produisent une hémolysine qu'on croyait être à l'origine des intoxications alimentaires, mais on pense

aujourd'hui que c'est la production d'entérotoxine qui est plus vraisemblablement à incriminer.

Des travaux récents effectués en 1985 par SEYDI et coll (40) ont montré que contrairement aux souches isolées chez l'homme, celles isolées du poisson, notamment celles trouvées au Sénégal ne sont pas hémolytiques.

Pour ce qui est de la répartition dans le temps, les intoxications à *V. parahaemolyticus* semblent être plus fréquentes par temps chaud et être étroitement liées à l'ingestion de produits de la mer crus.

Dans l'aliment contaminé, les vibrions prolifèrent plus vite que de nombreux autres agents pathogènes, mais ils sont généralement détruits par la congélation. *Vibrio parahaemolyticus* se multiplie très rapidement sur le poisson frais en saison chaude avec un temps de génération de 12 à 15 mn (6)

Les symptômes sont souvent ceux d'une gastro-entérite survenant après 4 à 30 heures d'incubation, suite à l'ingestion de l'aliment contaminé :

- des diarrhées,
- des crampes abdominales,
- parfois une légère fièvre (inférieure à 40°C).

Ces symptômes disparaissent au bout de 3 à 5 jours chez la moitié des patients mais peuvent durer 5 à 7 jours.

Dans les cas les plus graves, la diarrhée est aqueuse avec mucus et traces de sang (6).

Les tableaux IX et X décrivent les symptômes observés lors des épidémies survenus aux USA, dans deux localités différentes, ainsi que la proportion des malades présentant un type de symptôme donné.

Tableau IX: Cas de l'épidémie de l'Etat de Maryland (U.S.A)

Symptômes	Nombre de malades présentant les symptômes
Diarrhée	100 %
Crampes abdominales	26 %
Nausées et vomissements	26 %
Fièvre	23 %

Tableau X : Cas de l'épidémie de PORT- Allen (Louisiane, USA)

Symptômes	Nombre de malades présentant les symptômes
Diarrhée	95 %
Crampes abdominales	91 %
Nausées	72 %
Frissons	55 %
Migraine	48 %
Fièvre	48 %
Vomissement	12 %

✓ Le choléra

Le rôle du poisson dans la transmission du choléra a été abondamment débattu, mais rien ne prouve que le poisson contaminé provoque l'infection chez l'homme. Toutefois, des études épidémiologiques ont permis de rapporter une épidémie de choléra suite à la consommation de poissons crus. D'autres études effectuées par DE ARAOZ et all. ont montré que le *V. cholerae* survit dans les

poissons et les fruits de mer pendant une à deux semaines au minimum dans le réfrigérateur.

L'incubation de la maladie est généralement inférieure à 24 heures, mais peut parfois aller jusqu'à 5 jours. Très peu de germes suffisent pour être malade. *Vibrio cholerae* se multiplie dans l'intestin grêle où il produit une entérotoxine qui provoque une stimulation de la sécrétion des chlorures, accompagnée d'une perte liquidienne intense riche en potassium et en bicarbonate; entraînant un choc hypovolémique.

La dose infectante est de 100 à 1000 *Vibrio. cholerae*.

Les symptômes sont essentiellement : des crampes abdominales, avec une diarrhée aqueuse surabondante, nausées et vomissements occasionnels. Ces symptômes rappellent ceux observés dans le cas d'une intoxication à *V.parahaemolyticus*, mais sont plus graves dans le cas du choléra. La mort survient lorsque le déficit liquidien devient supérieure à 12 % du poids du corps.

V.2.2. Intoxinations à *Clostridium botulinum*

Des 7 types connus de toxines botuliniques, c'est le type E qui intervient le plus fréquemment dans les intoxications provoquées par les poissons et les fruits de mer, car les spores de *Clostridium botulinum* type E sont cosmopolites et largement répandues dans les eaux douces et salées.

Beaucoup de cas de botulisme de type E ont été signalés suite à la consommation de poisson.

Les signes cliniques s'observent après une période d'incubation qui varie de quelques heures à 5 jours.

La période d'invasion est marquée essentiellement par des troubles oculaires, par des troubles sécrétoires (sécheresse de la bouche et du pharynx) et par une gêne de la déglutition. A la période d'état on observe :

- des troubles oculaires qui s'accroissent jusqu'à la paralysie de l'accommodation (mydriase bilatérale) ;
- des troubles bucco-pharyngés qui deviennent constants ; la paralysie du voile du palais est moins fréquente ;
- des signes plus rares peuvent apparaître tels que constipation par diminution des sécrétions digestives, paralysies musculaires, rétention urinaire, tachycardie ;
- des signes généraux tels que faiblesse, fatigue, amaigrissement.

V.2.3. Les salmonelloses

Certains sérovars de salmonelles sont associés aux toxi-infections alimentaires collectives (TIAC).

Tableau XI : Principales différences entre les sérovars responsables de la typhoïde et ceux à l'origine des TIAC.

Espèces	<i>S.typhi</i> , <i>paratyphi</i> A, B ou C et <i>S. Sendaï</i>	Autres sérovars ubiquistes
Répartition	Pays en voie de développement	Mondiale
Hôtes potentiels	l'homme exclusivement	Très nombreux hôtes possibles
A l'origine	de la typhoïde	Des TIAC

**DEUXIEME PARTIE : ETUDE
EXPERIMENTALE**

HAPITRE I : MATERIEL ET METHODES

1. MATERIEL :

Le matériel utilisé est constitué du matériel biologique ou animal, du matériel technique et de laboratoire.

I.1.1. Matériel animal

Le matériel animal qui a servi à la réalisation de ce travail est constitué par du rouget entier (*Pseudupeneus prayensis*) capturé le même jour par des piroguiers débarquant à la plage de Hann. Ces poissons sont communément appelés par les mareyeurs des "pièces du jour".

-Justification du choix de la plage de Hann

La plage de Hann est située au Km 5, Boulevard du centenaire de la commune de Dakar.

Le choix de cette plage comme site de prélèvement se justifie par les raisons suivantes :

+ Sa proximité du laboratoire d'analyses (H.I.D.A.O.A.) de l'E.I.S.M.V

+ L'avantage d'y trouver des mareyeurs bien sensibilisés sur l'importance du stockage sous glace du poisson. En effet, ces derniers fournissent la matière première à certaines sociétés de pêche de la place.

+ L'assurance de pouvoir trouver tous les jours chez le fournisseur l'espèce utilisée dans l'étude.

- Etat du poisson à l'achat

Aussitôt après leur capture, les rougets sont mis dans des boîtes en PVC contenant de la glace de bonne qualité bactériologique. En effet, celle-ci est produite par une usine qui se trouve dans la baie de Hann même.

I.1.2. Matériel technique et de laboratoire

Le matériel de travail est celui communément utilisé dans tous les laboratoires de bactériologie. Ce matériel se résume en :

+ matériel de prélèvement : glacière, 3 générateurs de froid ou carboglaces, thermomètre à infra-rouge.

+ matériel utilisé pour les prises d'essai : hotte à flux laminaire, couteaux, ciseaux, pinces, balances "Sartorius", sachets plastiques stériles, broyeur StomacherND, portoir pour sachets.

+ matériel d'analyses : tubes à essais, boîtes de Pétri, milieux de culture et réactifs.

+ matériel d'incubation : Etuves (30°C, 37°C) et réfrigérateurs

+ matériel de lecture : compteur de colonies.

I.2. METHODE

I.2.1. Echantillonnage

Les échantillons sont achetés le jour même de l'analyse. Leur acheminement de la plage au laboratoire, se fait en taxi pour réduire au minimum le temps séparant la capture du poisson et le début des analyses.

Chaque échantillon est constitué de 5 poissons choisis au hasard..



Photo n°2 : Echantillons écaillés prêts à l'analyse

1.2.1.1. La protection des échantillons

Le transport des échantillons s'effectue sans interruption de la chaîne de froid. Pour se faire, on utilise des flacons de carboglace et une enceinte isotherme (glacière). Cette mesure permet d'éviter la pullulation des germes.

1.2.1.2. Préparation des échantillons à l'analyse (photo n° 2)

◆ Prise de température

Chaque échantillon est disposé dans un plateau en inox préalablement nettoyé et désinfecté. La prise de température est effectuée à l'aide d'un thermomètre à infra-rouge. En effet, c'est le spot lumineux qui pénètre à l'intérieur de la chair ce qui nous permet de lire sur l'écran la température à cœur exprimée en 0°C . Cette température à cœur du poisson frais, stocké sous glace doit être au maximum égale à $7 - 8^{\circ}\text{C}$.

◆ Ecaillage du poisson

L'écaillage du poisson se fait individuellement à l'aide d'un couteau adapté.

Ensuite, on procède au rinçage, puis à l'égouttage.

Ces opérations ont pour but, de diminuer la flore microbienne au niveau de la peau, afin d'éviter toute contamination croisée avec la chair lors des prises d'essai.

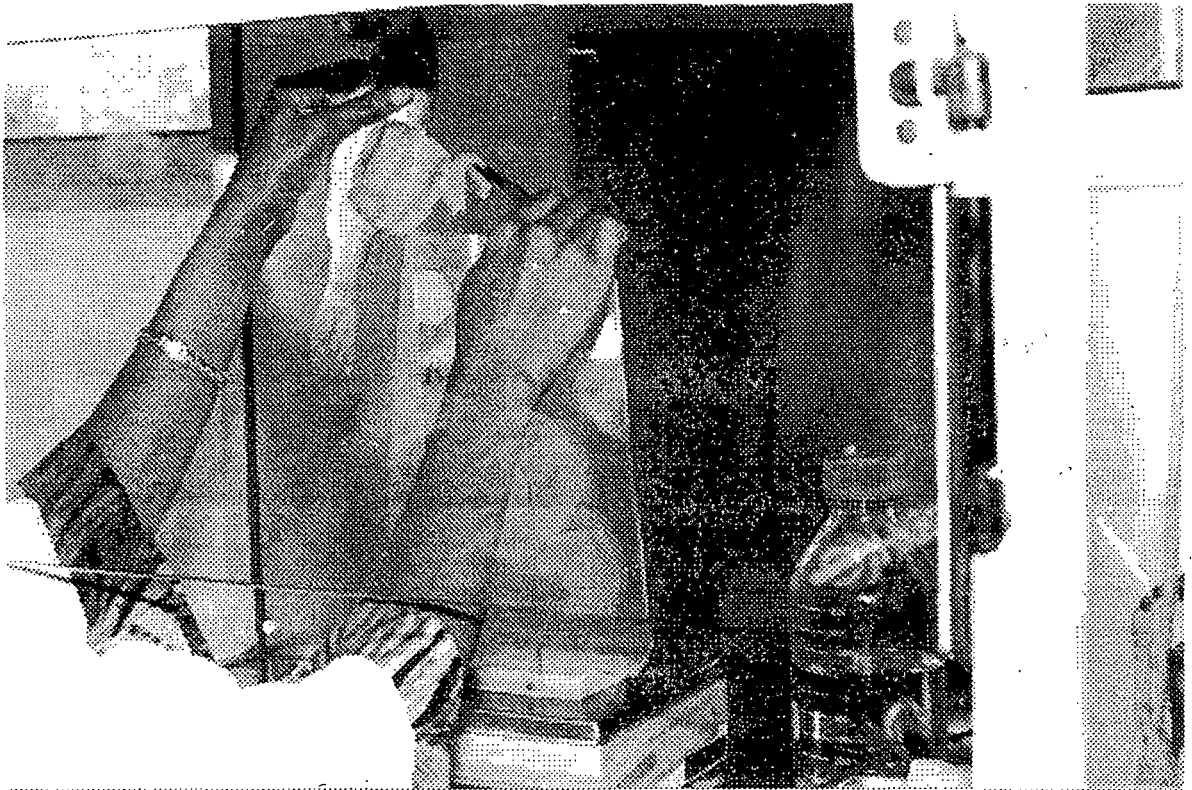


Photo n°3: Prélèvement de la chair

1.2.2. Les micro-organismes recherchés

Pour l'étude de la contamination initiale du poisson, nous avons recherché quatre groupes de bactéries, le plus souvent adaptés aux conditions de vie du milieu aquatique.

Il s'agit :

- *des Vibrios*
- *des Entérobactéries*
- de la Flore Globale constituée : de la Flore Mésophile Aerobie Totale à 30°C ou F.M.A.T. et de la Flore Aérobie psychrotrophe à 5° C ou F.A.P.
- de *Pseudomonas*.

1.2.2.1. Protocole d'analyses microbiologiques

1.2.2.1.1. Préparation des prises d'essai et de la solution mère

La prise d'essai est la quantité de chair ou de branchies prélevée aux fins de l'analyse microbiologique.

Deux types de prélèvements ont été effectués ; au niveau de la chair et au niveau des branchies.

Ces prélèvements se font en commençant par le site le moins contaminé (la chair) vers le site le plus contaminé (les branchies).

◆ Prélèvement de la chair (photo n° 3)

Le prélèvement de la chair est réalisé sous la hotte comme suit :

A l'aide d'un scalpel préalablement stérilisé, on délimite la zone à prélever par incision de la peau. On incise ensuite en profondeur avec un couteau stérile.

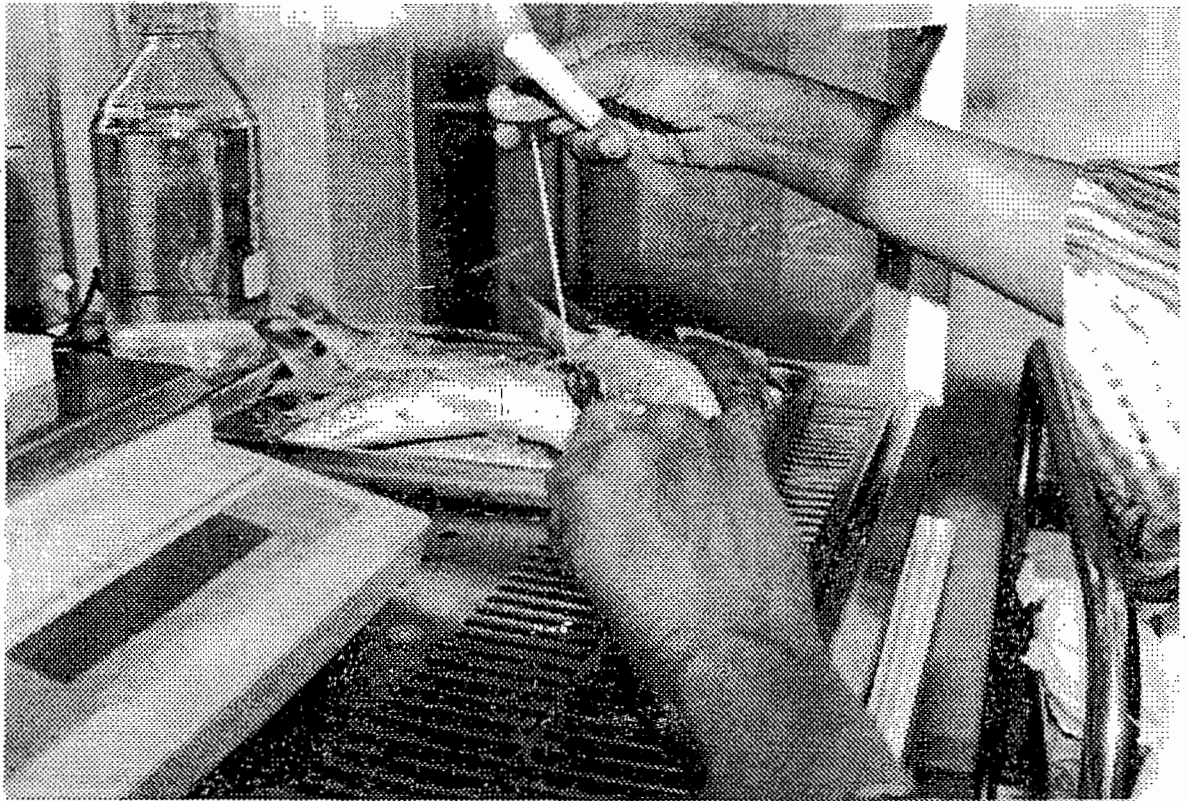


Photo n°4: Ecouvillonnage des branchies

La chair est prélevée en utilisant un couteau et des ciseaux stériles.

Le prélèvement s'effectue en profondeur dans la chair à côté de l'arête centrale.

◆ Prélèvement des branchies (photo n°4)

Le prélèvement au niveau des branchies a été effectué selon deux méthodes :

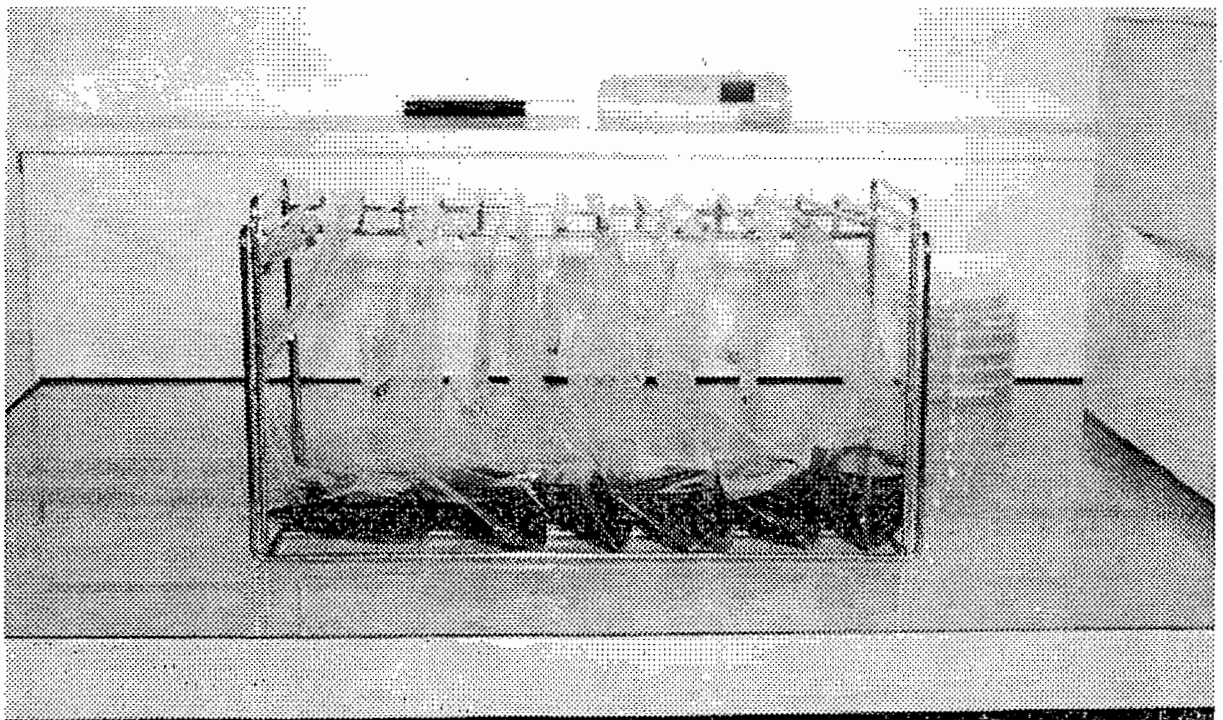
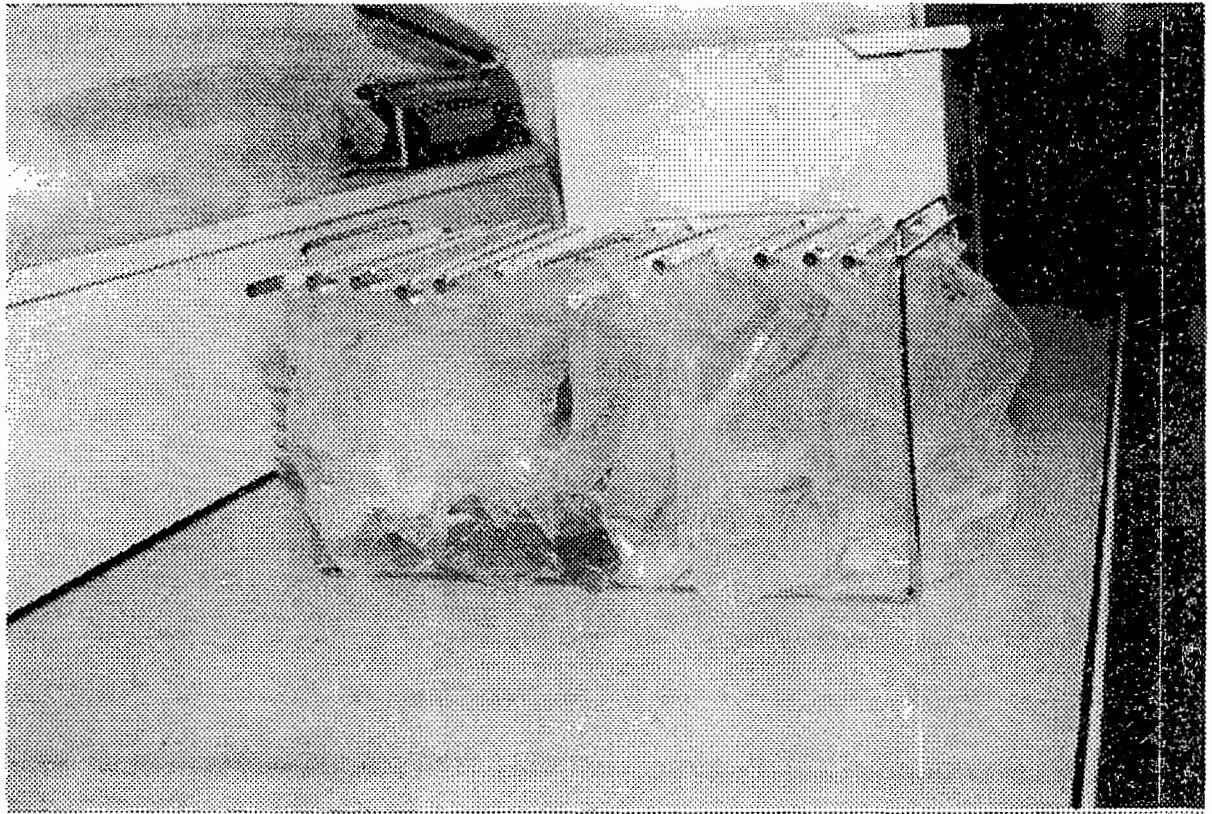
- La première méthode a consisté à faire un écouvillonnage des branchies. Dans ce cas, c'est le mucus recouvrant les branchies qui est récupéré dans des écouvillons contenant 5 ml de BCC (Bouillon Cœur Cervele).

Le tout est homogénéisé par agitation mécanique au vortex.

Cet écouvillonnage branchial est utilisé pour la recherche des *Vibrionaceae*.

- La deuxième méthode consiste à sectionner les branchies au niveau de leur insertion.

Le tout est ensuite récupéré dans un sachet jusqu'à obtenir 10 g de branchies, auquel on ajoute 90 ml d'EPT pour obtenir la suspension mère. Cette suspension mère, servira à rechercher les autres germes (Enterobactéries, Flore Globale et *Pseudomonas*).



**Photos n°5 et 6 : Revivification des suspensions mères
(chair et branchies)**

◆ Préparation de la suspension mère (photo n°5 et 6)

10g de chair sont introduits dans un sachet stérile type StomacherND. On y ajoute 90 ml d'Eau Peptonée Tamponnée (EPT) ou de BCC (Bouillon Cœur Cervele).

On obtient ainsi une suspension mère titrant au 1/10^e. Le contenu du sachet est homogénéisé par broyage pendant 3 mn au stomacherND.

La suspension ainsi obtenue est laissée au repos pendant 30 mn, pour assurer la revivification des bactéries qui ont été stressées par le choc exercé lors du broyage.

On obtient le titre de cette solution mère en établissant le rapport :

$$\frac{\text{Poids de l'aliment}}{\text{Volume total (diluant + aliment)}}$$

Volume total (diluant + aliment)

En effet, pour les aliments liquides, on considère que leur densité est proche de 1, et par conséquent 1 gramme équivaut à un volume de 1 millilitre.

1.2.2.1.2. La recherche des *Vibrios*

Les *Vibrios* sont des germes typiques qui peuvent être isolés du poisson fraîchement capturé et n'ayant subi aucune manipulation. Leur recherche est de ce fait primordiale dans l'étude de la contamination initiale du poisson.

- Etapes de la recherche des *Vibrios*

La recherche des bactéries du genre *Vibrio* se fait en 4 étapes. A chacune de ces étapes va correspondre un milieu de culture bien déterminé.

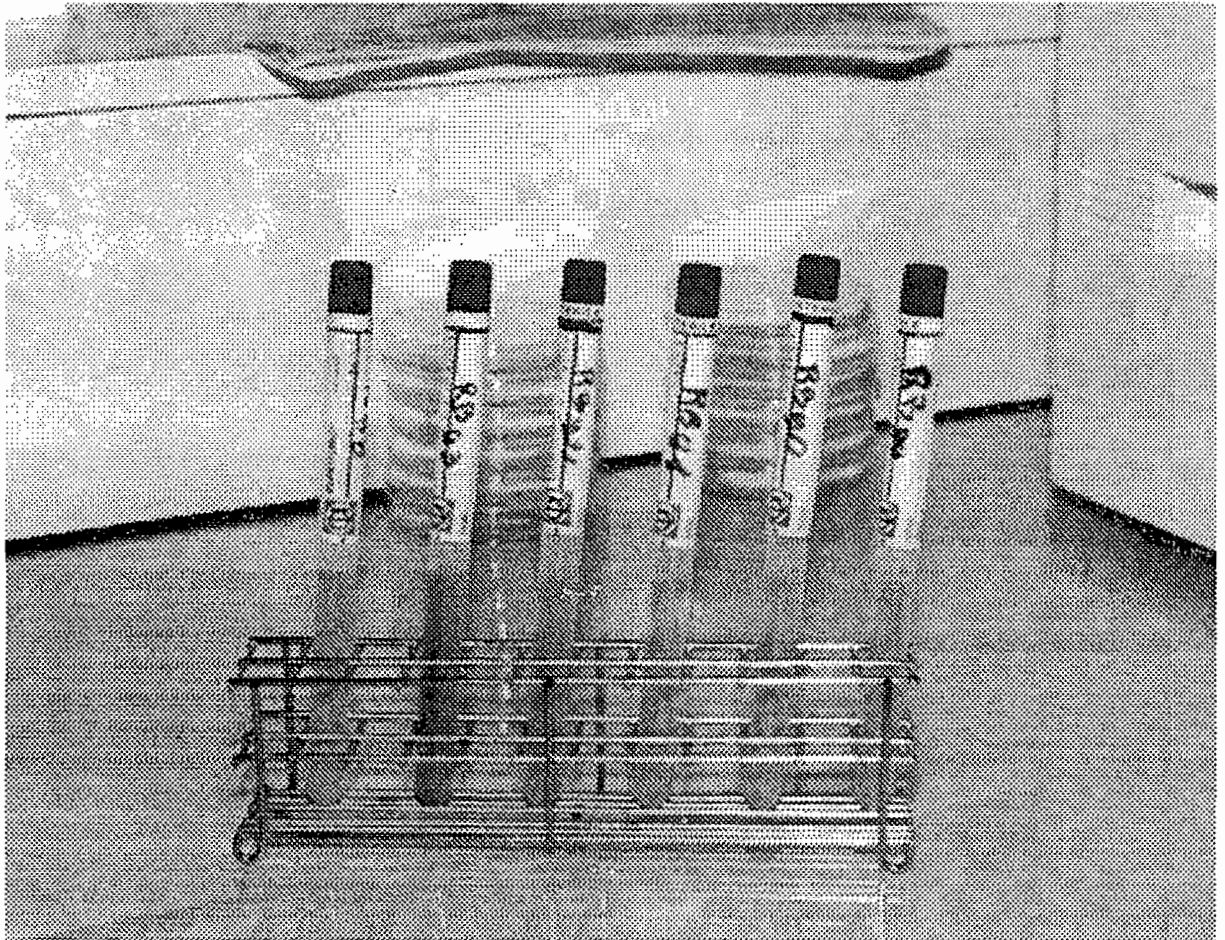


Photo n°7: Ecouillons des branchies après incubation

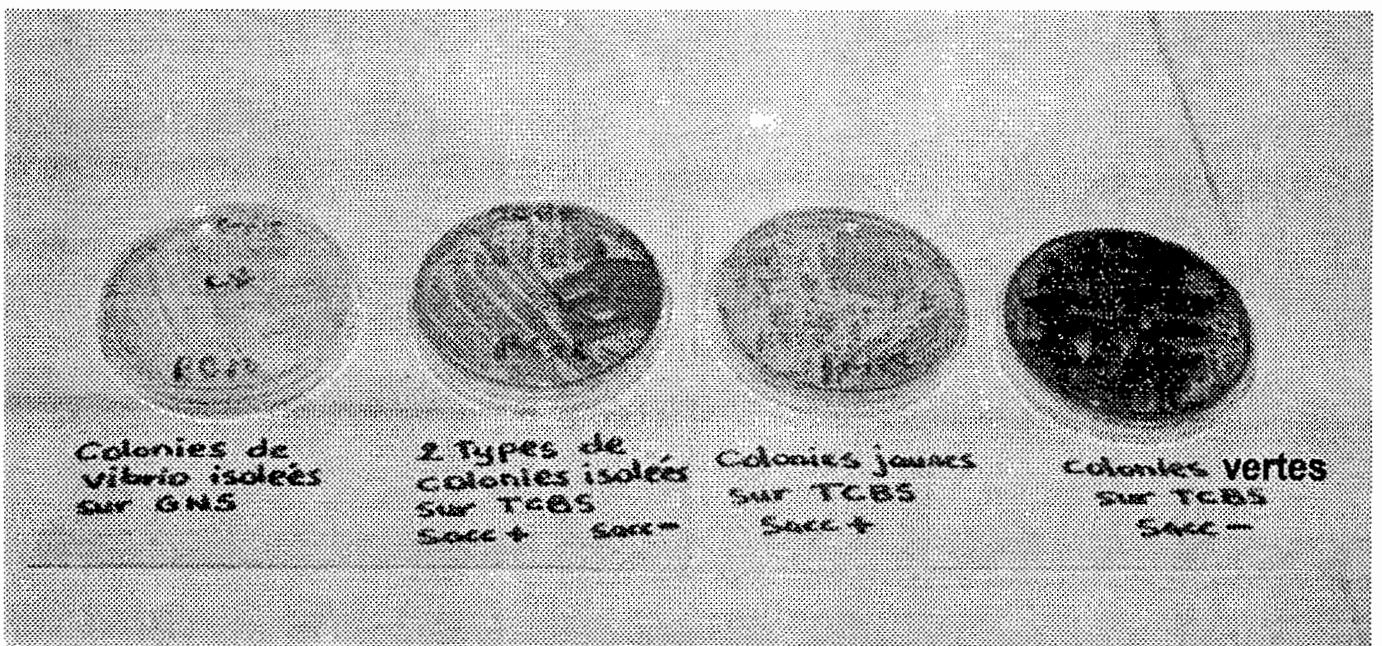


Photo n°8: Colonies isolées sur GNS et TCBS

- **L'Enrichissement (Photo n° 7)**

Le BCC (Bouillon Cœur Cervele) est utilisé comme milieu d'enrichissement à raison de 90 ml que l'on ajoute aux 10 g de chair.

Le BCC est aussi mis dans les écouvillons de 5 ml pour la recherche des Vibrios au niveau des branchies.

Après homogénéisation, les écouvillons et les sachets contenant le BCC sont ensuite incubés à 37°C pendant à 24 h.

- **L'isolement**

L'isolement consiste après homogénéisation de nouveau à réaliser des stries sur TCBS à l'aide d'une pipette Pasteur ou de l'öse préalablement trempée dans la solution d'enrichissement.

En effet les boîtes de TCBS sont coulées au préalable, ce qui fait que les stries se feront en surface.

Les boîtes sont ensuite incubées à 37°C pendant 24 h.

Lecture (photo n°8)

Les boîtes retirées de l'étuve peuvent révéler 2 types de colonies en surface :

- des colonies rondes jaunâtres, saccharose positif : *V. alginolyticus*, *V. cholerae*,
- des colonies rondes vertes, saccharose négatif : *V. parahaemolyticus*

Sur certaines boîtes on peut avoir une coexistence des 2 types de colonies (photo).

- **La purification**

La gélose GNS est utilisée pour la purification des vibrions.

A l'aide d'une pipette pasteur, on prélève une colonie ayant poussé sur TCBS. Avec cette colonie, onensemence les boîtes de GNS en réalisant des stries superficielles. Les boîtes sont ensuite incubées à 37°C pendant 18 à 24 h.

On obtient des colonies blanchâtres qui seront ensuite identifiées (photo 9).

- **L'identification**

L'identification des Vibrions est basée sur l'exploitation des caractères morphologiques et biochimiques de la famille. Plusieurs techniques ont de ce fait été utilisées.

La coloration de Gram

Elle a été réalisée à l'aide d'un Kit Gram comprenant quatre éléments :

- Violet de gentiane phéniqué
- Solution iodo-iodurée (lugol)
- Solution d'alcool-acétone
- Solution de Fushine de Ziehl diluée.

On observe à l'immersion au microscope photonique au grossissement 100, des bactéries colorées en rose : Gram négatif.

L'état frais

L'état frais permet une observation directe des vibrions qui, sur le champ microscopique, disparaissent et réapparaissent.

Ces mouvements rapides attestent de la mobilité des vibrions, grâce à la présence d'un flagelle polaire (bactérie monotriche).

La recherche de l'oxydase O.X.

La recherche de l'oxydase permet de différencier au sein des Gram négatifs, les Vibrios (O.X +) et les Entérobactéries (O.X.-).

Le réactif utilisé est l'oxalate de diméthyl – paraphénylène-diamine.

Des disques imprégnés de cette substance ont été utilisés pour la recherche de l'oxydase.

Mode opératoire

Les colonies isolées sur GNS vont servir à la réalisation de ce test.

Le disque O.X. est déposé à l'aide d'une pince sur une partie de la gélose où les colonies ont poussé.

La présence de l'oxydase se manifeste par une coloration violette.

On est donc en présence de bactéries O.X. positif parmi lesquels les Vibrios.

L'absence de coloration violette ou apparition tardive dans le cas des faux positifs indique que les bactéries sont oxydase négatif : Entérobactéries.

Si la bactérie est O.X. négatif l'identification ne sera plus poursuivie et on dégage une conclusion. Dans le cas contraire, on poursuit l'identification.

Le composé vibriostatique 0/129

Le composé Vibriostatique 0/129 permet de faire un diagnostic différentiel au niveau de la famille des *Vibrionaceae* entre les genres *Aeromonas* et *Vibrio*. Il s'agit d'un test qui permet de rechercher la sensibilité ou la

résistance à l'action vibriostatique de la 2,4 diamino-6,7diisopropylptéridine, encore appelée "composé vibriostatique 0.129"

Le test est réalisé à l'aide de disques imprégnés de cette substance.

Mode opératoire

On ensemence un milieu de Mueller-Hinton (MH) ou du GNS coulé en boîte de Pétri par inondation, comme pour la réalisation d'un antibiogramme (obtention de colonies denses mais pas complètement confluentes).

Après séchage au bout de 15 minutes à l'étuve 37 C° on dépose un disque en appuyant légèrement à l'aide d'une pince pour en assurer l'adhérence avec le milieu.

Après incubation, l'absence de zone d'inhibition autour du disque permet de conclure à une résistance au composé vibriostatique : *Aeromonas*.

Zone d'inhibition autour du disque d'un, diamètre supérieur ou égal à 15 mm, sensibilité au composé : vibrions.

Le test de l'halophilie

Elle permet l'identification des vibrions halophiles (*V. Parahaemolyticus*, *V.alginolyticus*) par rapport à *V.cholerae* non halophile.

Le milieu qui est ici utilisé est de l'E.P.I (Eau Peptonée exempte d'Indole) à différentes concentrations de NaCl.

Mode opératoire

Dans chaque tube, on introduit 5 ml d'EPI à une concentration donnée de NaCl.

Parallèlement une suspension de vibrios est préparée en prélevant sur la gélose GNS une colonies que l'on met dans un tube contenant 5 ml d'eau physiologique stérile. On procède ensuite à une homogénéisation par agitation au vortex.

De cette suspension de vibrions, on prélève à l'aide d'une pipette 2 à 3 ml.

Une goutte de suspension est ensuite introduite au niveau de chaque tube d'EPI.

Lecture : La lecture a lieu après 24 heures d'incubation

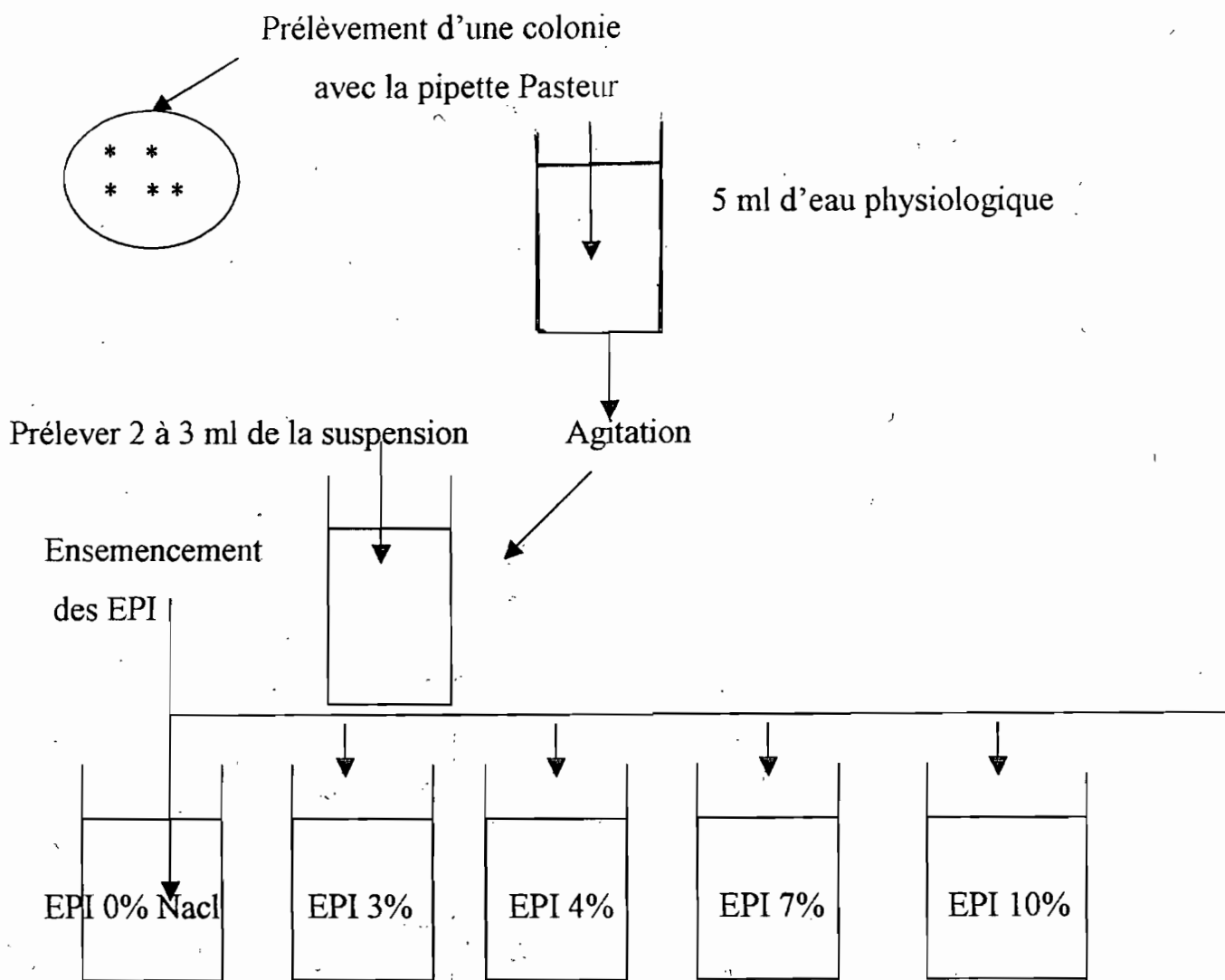
Tableau XI Interprétation du test de l'halophilie

0% NaCl	3% NaCl	7% NaCl	10% NaCl	Vibron correspondant
-	+	+	-	<u>V. parahaemolyticus</u>
-	+	+	+	<u>V. alginolyticus</u>
+	-	-	-	<u>V. cholerae</u>

+ = croissance

- = Pas de croissance

Figure 3 Mode opératoire du test de l'halophilie



La gélose chromagar

Les colonies de vibrions purifiées sur GNS, peuvent être repiquées sur cette gélose en surface. On obtient après 24 heures d'incubation, soit des colonies pourpres : *V. parahaemolyticus*, soit des colonies blanchâtres : *V. alginolyticus*.

I.2.2.1.3. Dénombrement de la flore d'origine marine

Deux types de flores ont été dénombrées, en fonction de la température d'incubation .

La Flore Mésophile Aérobie Totale (FMAT) à 30°C et la Flore Aérobie Psychrotrophe à 5 °C (FAP).

Milieu de culture

La gélose standard pour dénombrement ou Plate Count Agar (PCA) est utilisée pour le dénombrement des deux flores.

Elle est utilisée en double couche en raison de sa faible sélectivité, pour éviter l'envahissement de la surface de la boîte par des germes contaminants comme *Proteus*. La composition des différents milieux de culture est donnée en annexe.

Mode opératoire

Les dilutions 10^{-1} et 10^{-2} sont réalisées pour la chair, alors que pour les branchies qui ont un niveau de contamination plus important les dilutions 10^{-2} et 10^{-3} sont utilisées.

On prélève aseptiquement de chaque tube de dilution 1 ml de solution qui va servir à ensemercer les boîtes de Pétri stériles déjà identifiées. On coule ensuite dans chaque boîte préalablementensemencée 10 à 15 ml de PCA fondu et ramené à 45°.

Chaque boîteensemencée et coulée est homogénéisée par des mouvements circulaires dans un sens puis dans l'autre pour bien mélanger l'inoculum au PCA.

Après la solidification de la première couche, on la recouvre d'une deuxième couche. Les boîtes sont incubées retournées couvercle vers la clayette

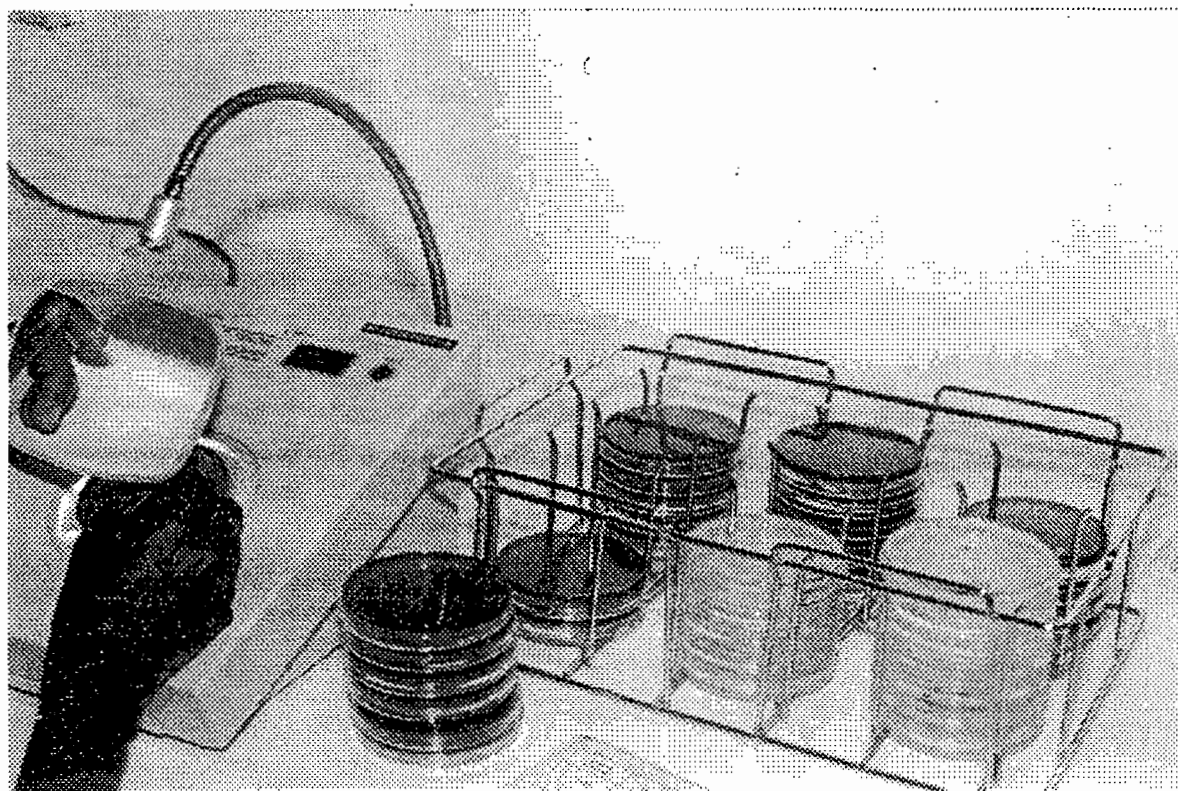


Photo n°9: Lecture des colonies sur VRBG et PCA

de l'étuve à 30°C pour la F.M.A.T. et à 5 °C au réfrigérateur pour la F.A.P. ; pendant 48 à 72 h pour la F.M.A.T. et 5 à 10 jours pour la F.A.P., à l'issue de ce délai a lieu la lecture.

Lecture (Photo n°9)

La lecture se fait sur 2 boîtesensemencées avec des dilutions successives à l'aide d'un compteur de colonies muni d'une loupe ou à l'œil nu.

Les colonies observées sont de couleur blanc-laiteux sous forme de grain de riz et poussent entre les deux couches.

Le nombre de germes par gramme de produit est obtenu en multipliant le nombre de colonies par l'inverse de la dilution correspondante .

$$N = \frac{\Sigma C}{V(n_1 + 0,1 n_2) \times d}$$

N = nombre de germes par gramme de produit

ΣC = somme des colonies caractéristiques sur les 2 boîtes retenues

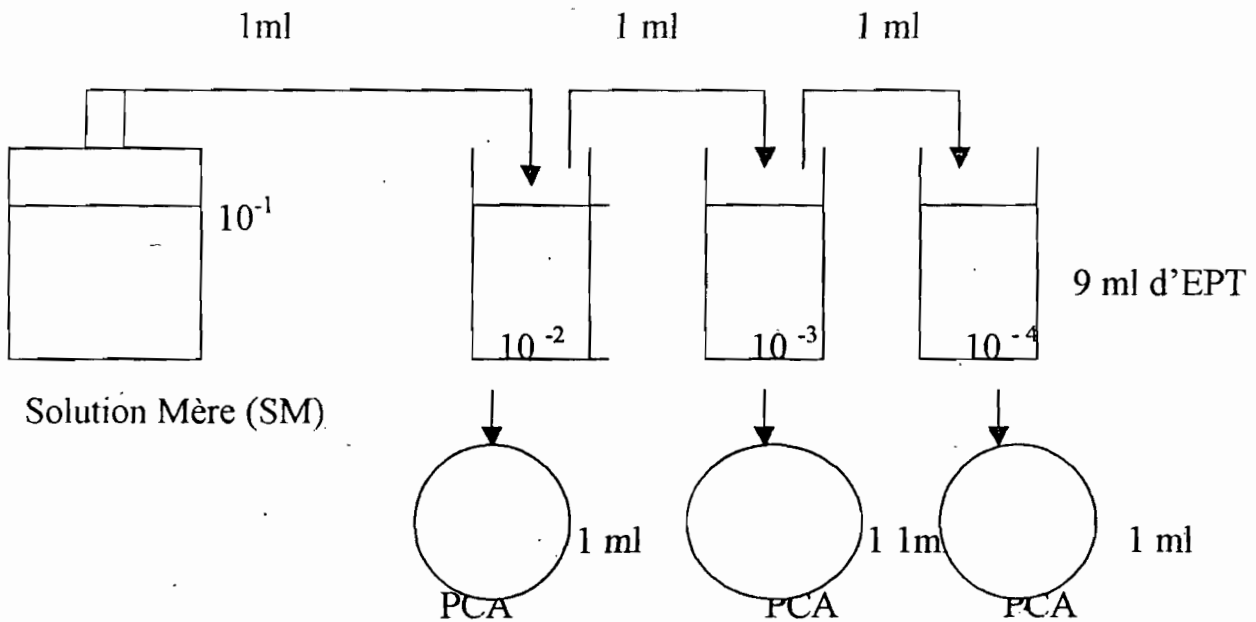
V = volume de l'inoculum appliqué à chaque boîte (en ml)

d = Taux de dilution correspondant à la 1^{ère} dilution retenue

n₁ = nombre de boîtes lues à la 1^{ère} dilution

n₂ = nombre de boîtes lues à la 2^{ème} dilution

Figure 4 Dénombrement de la FMAT à 30°C et FAP à 5°C (Figure 4)



Séchage et incubation à 30 °C pour la F.M.A.T et 5°C pour la F.A.P

I.2.2.1.4. Dénombrement des Enterobacteries (Figure 5)

Les bactéries de la famille des *Enterobacteriaceae* ont été recherchées aussi bien au niveau de la chair qu'au niveau des branchies.

Les colonies obtenues sont repiquées sur BLBVB et EPI pour la recherche de *E.Coli* (Test de Mackenzie).

Milieu de culture utilisé

La gélose glucosée biliée au cristal violet et au rouge neutre est utilisée pour le dénombrement des Entérobactéries (V.R.B.G). Elle inhibe la croissance des bactéries à Gram positif et pratiquement celle des autres bactéries à Gram négatif.

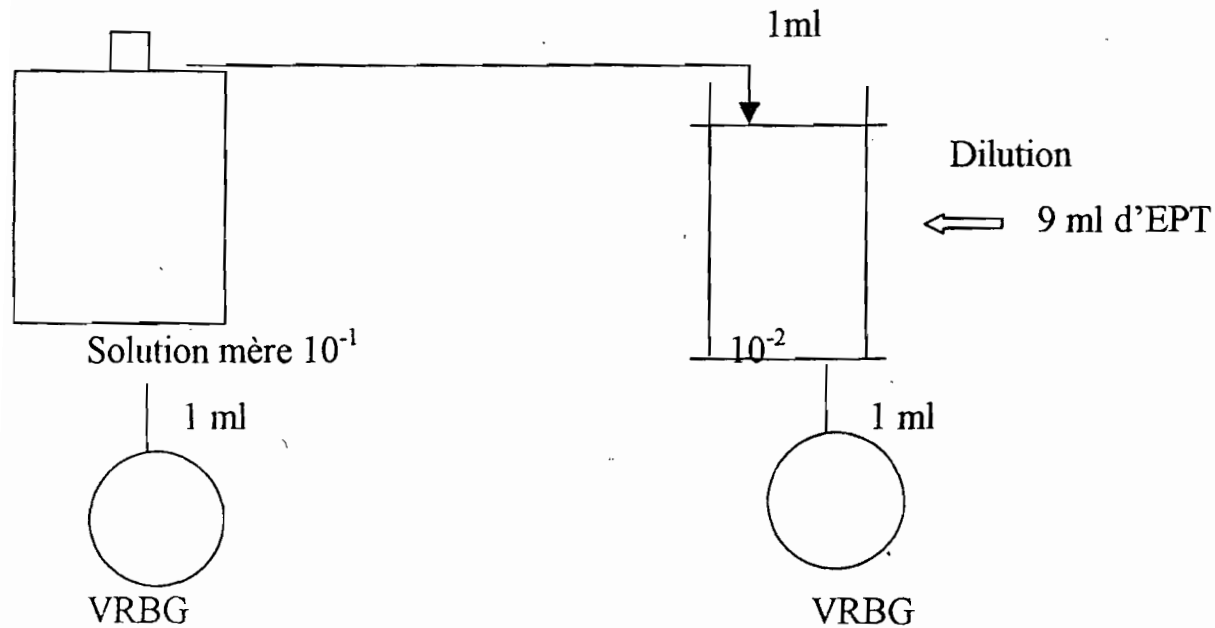
Les dilutions 10^{-1} et 10^{-2} ont été utilisées pour la recherche des *Enterobacteriaceae* dans la chair, alors que pour leur recherche au niveau des branchies les dilutions ont été poussées jusqu'au 10^{-3} .

Lecture

Après 24 heures d'incubation, on dénombre les colonies rondes rouges violacée ayant un diamètre d'au moins 0,5 mm.

Le résultat est rapporté à l'unité de produit (1g) : formule précédente.

Figure 5 : Dénombrement des Entérobactéries



Le test de Mackenzie

Les *Echerichia coli* sont caractérisés par le test de Mackenzie : fermentation du lactose et dégagement de gaz.

Production d'indole : Elle est mise en évidence à partir d'une suspension d'Entérobactéries préparée, en prélevant une colonie que l'on met dans 5 ml d'eau physiologique stérile. Le contenu du tube est ensuite agité pour obtenir la suspension, qui servira à ensemencer un tube de BLBVB contenant 1 cloche de Durham et un deuxième tube d'EPI stérile.

Après incubation pendant 24 h à 44°C on procède à la lecture de la manière suivante :

- Le tube de BLBVB est positif (présence d'*E.coli*) quand il y a une croissance bactérienne caractérisée par un culot au fond du tube et turbidité du BLBVB.

En plus de cela, s'ajoute un dégagement de gaz qui se caractérise par la présence de bulles dans la cloche de Durham.

La recherche de la production d'indole s'effectue en introduisant quelques gouttes de réactif de KOVACS dans l'EPI. Un résultat positif se manifeste par l'apparition d'un halo rouge.

I.2.2.1.5. La recherche de *Pseudomonas*

Les *Pseudomonas* sont les principaux germes d'altération du poisson stocké sous glace. Pour l'isolement de *Pseudomonas aeruginosa* ou bacille pyocyanique la gélose Pyocyanosel a été utilisée.

Les boîtes, préalablement coulées, sont inoculées en surface à l'aide des dilutions 10^{-1} et 10^{-2} . Elles sont ensuite incubées à 37°C pendant 24 heures.

La lecture

Les colonies obtenues sont vertes et cette coloration est due à la production par la bactérie d'un pigment vert la pyoverdine.

CHAPITRE II: RESULTATS ET DISCUSSION**I. RESULTATS****Tableau XII : Contamination du rouget par la FMAT**

Valeurs en nombre de germes par gramme	CHAIR	BRANCHIES
Valeur minimale	$0,1 \cdot 10^2$	$1,1 \cdot 10^3$
Moyenne	$2,6 \cdot 10^2$	$1,2 \cdot 10^4$
Valeur maximale	$1,2 \cdot 10^3$	$3,7 \cdot 10^4$

Tableau XIII : Contamination du rouget par la FAP

Valeurs en nombre de germes par gramme	CHAIR	BRANCHIES
Valeur minimale	0	$0,2 \cdot 10^2$
Moyenne	$0,6 \cdot 10^2$	$0,3 \cdot 10^4$
Valeur maximale	$0,6 \cdot 10^3$	$1,06 \cdot 10^4$

Tableau XIV : Contamination du rouget par les bactéries du genre *Pseudomonas*

Valeurs en nombre de germes par gramme	CHAIR	BRANCHIES
Valeur minimale	0	0
Moyenne	2,4	10^2
Valeur maximale	$3 \cdot 10^1$	$0,7 \cdot 10^4$

Tableau XV : Contamination du rouget par les Entérobactéries

Valeurs en nombre de germes par gramme	CHAIR	BRANCHIES
Valeur minimale	–	$0,3 \cdot 10^2$
Moyenne	–	$2,7 \cdot 10^3$
Valeur maximale	–	$1,4 \cdot 10^4$

Tableau XVI : Contamination du rouget par les bactéries du genre *Vibrio*

Pourcentages correspondants	CHAIR	BRANCHIES
Présence	51%	76%
Absence	49%	24%

Tableau XVII : Contamination globale du rouget par les bactéries du genre *Vibrio*.

100 échantillons de rouget			
Positifs			Négatifs
76 échantillons			24 échantillons
<i>V. alginolyticus</i>	<i>V. parahaemolyticus</i>	NI	Absence totale
59 échantillons	6 échantillons	11 échantillons	24 échantillons

NI= Non Identifié

NI : les colonies obtenues sur TCBS sont caractéristiques, sont sensibles également au composé O/129, sont Gram négatif, poussent sur EPI salée, mais n'ont pas pu être identifiées par les autres tests (galerie API 20 E).

II. DISCUSSIONS

II.1. Méthodologie

L'étude de la contamination initiale du poisson sous nos climats n'a jamais été envisagée auparavant. Cet état de faits, explique les difficultés auxquelles nous nous sommes heurtés lors de notre étude expérimentale. Ce qui nous a souvent amené, à prendre certaines initiatives.

Ces initiatives ont d'abord concerné, le choix des types de prélèvements à effectuer sur le poisson entier mais également sur les groupes de bactéries à rechercher, de même que leur température d'incubation.

Toutefois, les études antérieures réalisées dans les contrées froides nous ont servi de guide dans le choix de la méthodologie adoptée.

Ainsi les types de prélèvements qui ont été choisis sont effectués au niveau de la chair, d'autant plus que c'est la chair qui est consommée. Les intestins et les branchies sont souvent enlevés avant la consommation du poisson.

Le prélèvement des branchies se justifie par le fait que, comme l'ont affirmé de nombreux auteurs (16,14,33), les bactéries retrouvées au niveau de la chair ont pour origine les sites initiaux de la contamination (tube digestif et branchies).

Pour ce qui est du choix des types de bactéries recherchées, nous avons choisi d'étudier la Flore Globale. Car celle-ci, à côté des *Vibrionaceae* constitue l'essentiel des bactéries, de la contamination primaire du poisson 95 % (2). Ailleurs, les études réalisées au Sénégal par SEYDI et al. (40), au Japon et aux USA (23) nous ont surtout amené à rechercher et à accorder une importance particulière à la famille des *Vibrionaceae*. La bonne survie des salmonelles et des coliformes dans le milieu marin, justifie la recherche des Entérobactéries.

Toutefois, la recherche des bactéries d'origine fécale serait plus intéressante dans l'étude de la contamination secondaire des denrées manipulées tels que les filets.

II.2. La contamination bactérienne du rouget

La discussion des résultats des analyses bactériologiques consistera d'une part à apprécier le niveau de contamination du poisson par chaque groupe de germe recherché. Cette appréciation se fera par rapport aux sites de prélèvement (chair et branchies).

D'autre part, à comparer les résultats obtenus au niveau des deux types de flores bactériennes psychrotrope et mésophile.

Signalons qu'il n'existe pas de critères microbiologiques pour la chair du poisson entier, nous serons donc amenés dans certains cas pour nos comparaisons à utiliser les critères microbiologiques des filets réfrigérés ou frais.

II.2.1. Appréciation du niveau de contamination du rouget par les Entérobactéries et les bactéries du genre *Pseudomonas*

II.2.1.1. Contamination de la chair par les Entérobactéries

La chair de l'ensemble des échantillons analysés ne contient pas d'Entérobactéries.

Ceci vient confirmer les travaux de nombreux auteurs (16, 41) qui affirment que, la chair du poisson vivant ou venant d'être capturé, est tout à fait stérile.

D'autres travaux effectués par TAYLOR cité par PETIT (33) ont montré que les Entérobactéries ne se retrouvent, ni dans la chair, ni dans les intestins du poisson.

Ce sont des bactéries d'origine fécale, qui se rencontrent au niveau du mucus de la peau et des branchies.

Selon le même auteur, le poisson et le filet en particulier, subit de nombreuses manipulations après sa capture et avant sa consommation. Ce qui augmente sa contamination par les micro-organismes de l'entourage immédiat de l'homme, parmi lesquels nous avons les bactéries d'origine fécale.

En effet, tous les travaux qui ont porté sur la recherche des Entérobactéries et des coliformes en particulier dans les filets de poisson, ont permis de déceler des taux de contamination dépassant parfois les normes fixées (10 germes / gramme pour les filets réfrigérés). AZIBE (2) a obtenu pour 66,9 % des échantillons analysés une moyenne de $6,25 \cdot 10^2$ germes par gramme de filets. Cette moyenne, est plus élevée que celle trouvée par NDIAYE (29) pour les filets réfrigérés en moyenne $2,92 \cdot 10^2$ germes / gramme de produit contaminé par les coliformes fécaux.

Tous ces résultats permettent de confirmer le fait que la chair du poisson ne contient pas d'Entérobactéries à l'origine. La présence de ces bactéries au niveau des filets est due à l'intervention de l'homme en général, et des ouvriers des sociétés de transformation du poisson en particulier.

Pour ce qui est des salmonelles, leur absence a été souvent noté au niveau des filets.

II.2.1.2. Contamination du rouget par les bactéries du genre *Pseudomonas*

Les *Pseudomonas* sont les principaux germes d'altération du poisson. Leur présence en nombre important aurait une incidence économique considérable.

Les *Pseudomonas* à côté d'autres bactéries tels que les *Aeromonas*, *Moraxella* et *Alcaligenes* représentent 95 % de la flore du milieu aquatique (29).

Sur 100 échantillons de chair analysés nous avons noté une rareté, voire une quasi absence de *Pseudomonas*. Seuls 4 échantillons ont permis d'isoler des *Pseudomonas* avec un nombre de colonies tout à fait négligeable en moyenne 2,4 germes / gramme de chair, contre une moyenne de 10^2 germes / gramme de branchies.

En effet, ceci confirme les travaux de nombreux auteurs (33,16, 14). Selon qui, la localisation initiale de la flore d'altération du poisson en particulier des *Pseudomonas*, est surtout branchiale ou intestinale. C'est au cours de l'altération, que les bactéries vont envahir la chair à travers les fibres de collagène.

Les bactéries isolées appartiennent au groupe fluorexens, avec *Pseudomonas aeruginosa*, *putaci* et *fluorexens*.

II.2.1.3. Contamination des branchies par les Entérobactéries

L'analyse bactériologique de 100 échantillons de branchies, a permis d'obtenir une moyenne de $2,7 \cdot 10^3$ germes / gramme. Les résultats obtenus pour la contamination initiale des branchies, sont compris dans la fourchette donnée par certain auteur, SEYDI (41) : 10^3 à 10^6 germes / gramme de branchies. Les branchies, au même titre que la peau, sont les sites qui reflètent le plus le degré de pollution du milieu marin. En effet les branchies fonctionnent comme de véritables filtres retenant les bactéries présentes dans l'eau de mer (7). Le mucus produit à ce niveau favorise cette localisation.

II.2.2. Appréciation du niveau de contamination de la chair par la FMAT

Une moyenne générale de $2,6 \cdot 10^2$ germes / gramme de chair a été obtenue pour la FMAT. Comparativement aux résultats obtenus sur les filets réfrigérés d'une part, et congelés d'autre part, cette moyenne est de loin plus faible.

- ✓ Pour ce qui est des filets réfrigérés NDIAYE (29) a obtenu une moyenne de $0,41 \cdot 10^6$ germes / par gramme de filet. Cette moyenne est légèrement plus élevée que celle trouvée sur le même produit par BERNADAC et coll. cités par OUATTARA (31) ($9,3 \cdot 10^6$ germes / gramme de filets).
- ✓ Pour les filets congelés des niveaux de contamination plus élevés ont été obtenus par AZIBE (2) avec une moyenne de $1,8 \cdot 10^6$ germes / gramme de filets. OUATTARA (31) a trouvé lui une moyenne inférieure de l'ordre de $1,73 \cdot 10^5$ / gramme de filets congelés. Ces deux derniers résultats corroborent ceux obtenus sur le même type de produit par NDIAYE ($3,17 \cdot 10^5$ germes / gramme de filets).

La faible contamination de la chair du poisson frais, par rapport aux filets réfrigérés d'une part et congelés d'autre part, n'est pas surprenant d'autant plus que, comme l'ont signalé de nombreux auteurs auparavant, la chair du poisson est très faiblement contaminée à l'origine. Lorsque les conditions de stockage sont mauvaises, on assiste à une prolifération des bactéries à partir de leur localisation initiale (14, 33). A cette flore interne va s'ajouter une flore externe résultant des différentes manipulations technologiques que subit la chair lors de sa transformation en filets.

Comparativement aux normes en vigueur (10^5 germes / gramme de filets réfrigérés). les résultats obtenus au niveau de la chair sont conformes par rapport à ceux obtenus, au niveau des filets, qui le plus souvent sont non conformes ou acceptables.

II.2.3. Appréciation du niveau de contamination de la chair par les deux types de flores (FMAT et FAP)

La moyenne de la FMAT obtenue au niveau de la chair est de $2,6 \cdot 10^2$ germes / gramme, alors que pour la FAP elle est de $0,6 \cdot 10^2$ germes / gramme de chair, donc de loin plus faible.

La flore mésophile est environ 4 fois plus élevée que la flore psychrotrophe.

Ces résultats confirment les travaux de nombreux auteurs (16, 12, 14, 9, 40) selon qui, la flore du poisson des mers tempérées, est à dominante psychrotrophe alors qu'au niveau des mers tropicales, la microflore du poisson est plutôt mésophile.

SHEWAN (1977), cité par HUSS (14), a isolé une proportion beaucoup plus importante de bactéries psychrotrophes dans les poissons d'eaux froides ou tempérées.

Selon toujours le même auteur, seul 5 % de la flore des poissons des pays tempérés, serait mésophile. Alors que pour ceux capturés au large des côtes mauritaniennes il a noté 55 % de mésophile contre 45 % de psychrotrophe.

II.2.4. Appréciation du niveau global de contamination du rouget par la Flore globale (FMAT et FAP)

Les moyennes obtenues pour la FMAT sont de $2,6 \cdot 10^2$ pour la chair contre $1,2 \cdot 10^4$ pour les branchies.

Les branchies sont donc plus contaminées que la chair.

Les résultats obtenus pour la FAP sont similaires au précédent (prédominance des bactéries au niveau des branchies) avec une moyenne de $0,3 \cdot 10^4$ germes / gramme de branchies contre $0,6 \cdot 10^2$ pour la chair.

Les figures (6 et 7) montrent le niveau de contamination bactérienne du rouget, par lot de 25 échantillons analysés au niveau de la chair et des branchies.

Dans l'ensemble on note une prédominance de la FMAT. Rappelons que les résultats enregistrés pour la FMAT le sont au bout 72 heures d'incubation alors que pour la FAP les résultats sont obtenus entre 5 et 10 jours d'incubation

II.2.5. Appréciation du niveau global de contamination des échantillons par les vibrios.

Les Vibrios sont présents à un taux de 51 % dans la chair alors que pour les branchies la contamination est plus importante avec un taux de portage de 76%.

Les tests d'identification effectués sur l'ensemble des échantillons ont montré que :

- 59 échantillons sont porteurs de *Vibrio alginolyticus* aussi bien dans la chair que sur les branchies.
- 6 échantillons sont porteurs de *Vibrio parahaemolyticus* dans les branchies uniquement.

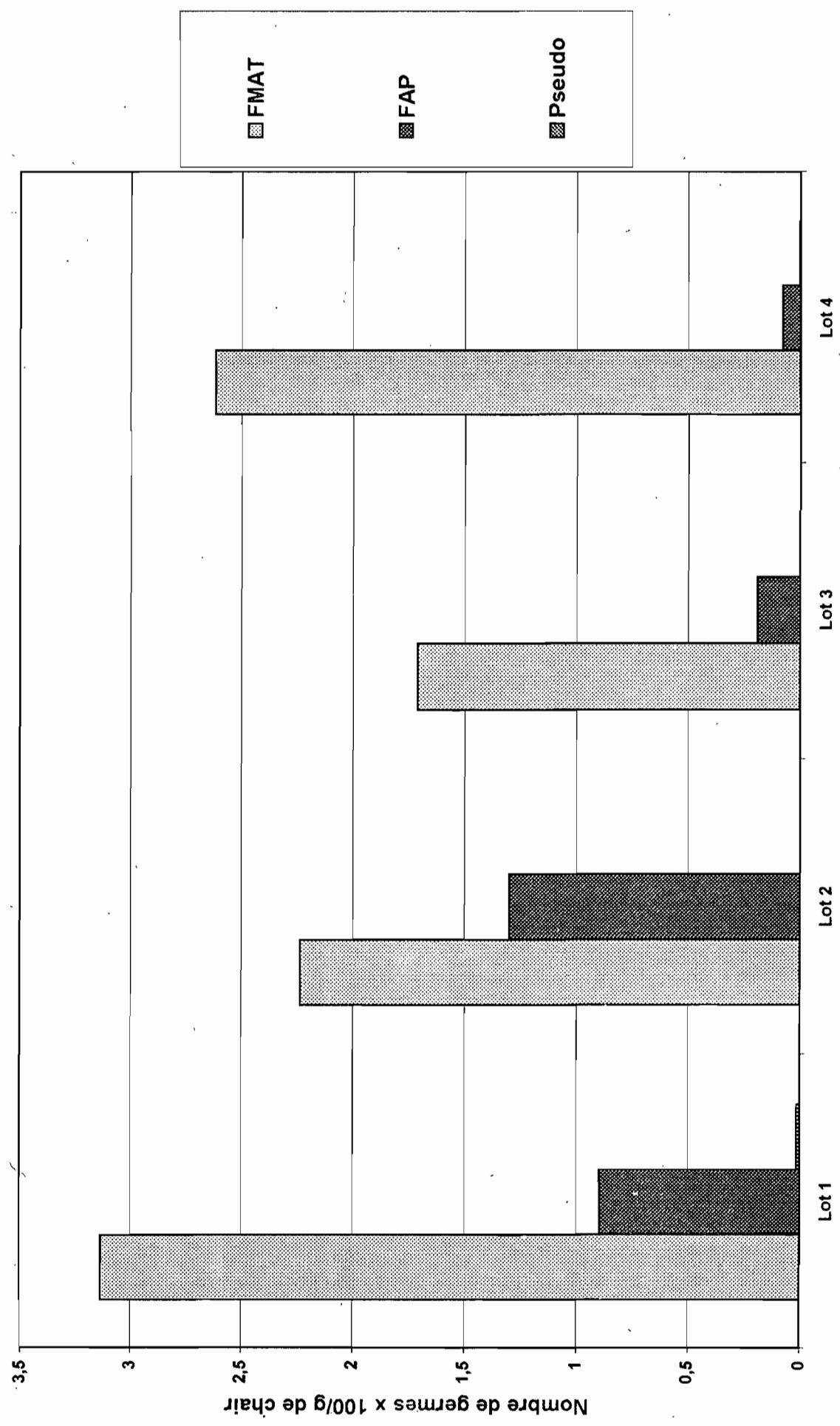
Les vibrios sont enfin absents dans 24 échantillons.

Le taux de portage de *Vibrio parahaemolyticus* (6 %) chez le rouget est comparable à celui trouvé par SEYDI et coll. (40) qui ont pu l'isoler chez différentes espèces avec un taux de 7,64 % légèrement supérieur au taux obtenu.

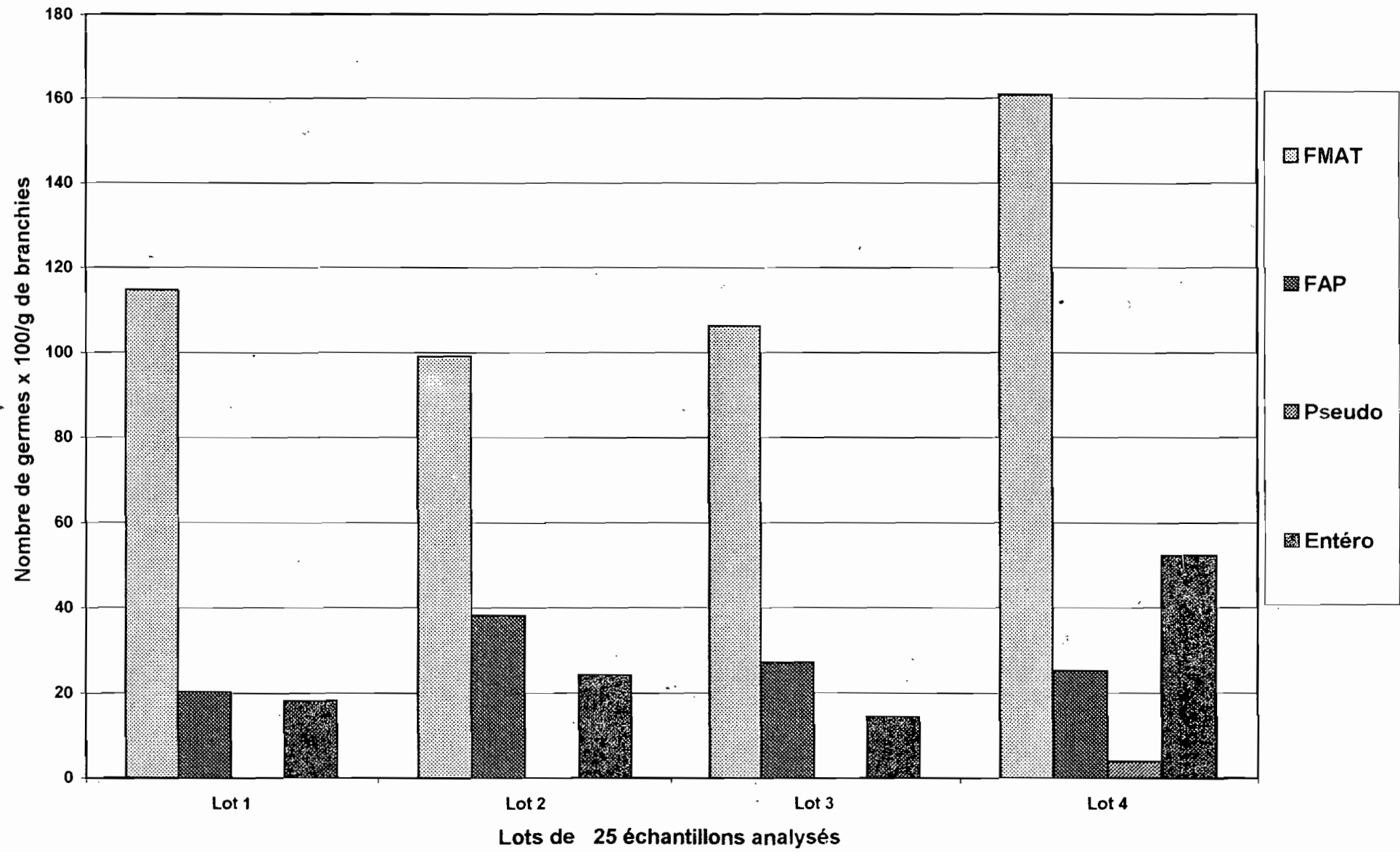
Cependant, comme l'ont montré les résultats obtenus au Sénégal par CISSE et coll (12), et au Kenya par BINTA et NYAGA cités par SEYDI (40) les *V. parahaemolyticus* isolés du poisson sont non hémolytiques donc apathogènes.

Les souches rencontrées dans les aliments sont non hémolytiques alors que les celles isolées des selles diarrhéiques humaines le sont toujours (41).

Figure 6 : Niveau en viande



Lots de 25 échantillons analysés



V. alginolyticus a été isolé aussi bien de la chair que des branchies pour 76 % des échantillons alors que son isolement dans la chair a été possible que pour 51 % des échantillons porteur de *V. alginolyticus*.

Ceci permet de confirmer les travaux de SEYDI et coll. qui, sur 170 échantillons analysés, ont isolé *V. parahaemolyticus* dans 5 échantillons de chair et 4 échantillons de branchies (40).

La fréquence élevée des vibrios dans le rouget est liée à sa biologie. En effet, ce dernier est une espèce benthique limivore, qui vit en contact permanent avec les boues marines, véritables gîtes pour les bactéries marines dont les vibrios (16). Cependant, la biologie de l'espèce semble ne pas être le seul facteur à déterminer la contamination du poisson par les vibrios marins. En effet, les travaux réalisés au Sénégal, sur plusieurs espèces différentes du rouget, ont permis d'obtenir des taux de contamination de 11,1 % chez les *Pomadasydae*, 10,8 % chez les *Clupeideae* et 7,4 % chez les *Carangideae* (40).

Les facteurs environnementaux tels que la température et la salinité entre autre, ne sont pas à négliger et peuvent également être déterminant dans la contamination du poisson par les vibrios.

III. PROPOSITIONS D'AMELIORATION :

La contamination initiale du poisson est déterminée par un certain nombre de facteurs : intrinsèques (liés à l'espèce) et extrinsèques (liés à l'environnement). Les propositions apportées le seront au regard de ces différents facteurs

✓ Par rapport aux facteurs intrinsèques :

Ces facteurs sont liés à l'espèce notamment à sa biologie (habitat, alimentation, respiration, reproduction ...). En effet, l'animal marin vit en équilibre avec son

environnement, caractérisé par une multitude de facteurs physico-chimiques déterminant la nature de la flore de contamination. L'homme est souvent limité dans son intervention pour faire varier ces facteurs.

✓ Par rapport aux facteurs extrinsèques.

La zone de pêche

La zone de pêche a une influence notoire sur la contamination bactérienne du poisson. Les zones littorales, qui reçoivent les divers effluents, provenant de l'activité humaine ou animale, sont les plus polluées.

On peut prévenir la contamination du poisson par :

- la réduction ou la suppression de la source de pollution (c'est à dire suppression du rejet polluant ou traitement de l'effluent),
- la réglementation de l'exploitation des zones de pêche
- le traitement du produit, pour le rendre propre à la consommation

Mode de capture

La plupart des espèces utilisées en industrie halieutique sont capturées au chalut (espèces de petite taille).

Avec cette méthode de pêche, le poisson est traîné durant des heures, entraînant son écaillage et sa contamination par les bactéries des sables et des boues marines.

Les actions préconisées à ce niveau sont :

- la réduction au minimum du temps de capture
- l'élimination de toute pièce présentant des anomalies tels que, l'écaillage total ou l'éclatement des viscères.

Manutention à bord des engins de pêche.

- En premier lieu les caisses, lorsqu'elles sont vides et avant d'être réutilisées doivent être lavées avec des détergents et désinfectants à effet rémanent ; ce qui permettrait, après le séjour en mer, de ramener des caisses propre. Cette méthode est également utilisée, pour l'entretien quotidien du matériel de lavage, et de convoyage du poisson jusqu'à la transformation industrielle.

- Les cales des chalutiers de pêche, dès que le poisson est déchargé, doivent être soumises à cette même méthode de lavage, par propulsion mécanique, sur les parois, sur les diverses séparations et au niveau des emplacements de stockage.

Traitement appliqué juste après la capture

Compte tenu de la localisation initiale des bactéries du poisson (peaux, branchies et intestins), un certain nombre de mesures doivent être préconisées pour éviter l'altération de la chair par les bactéries et pour allonger la durée de conservation du produit.

- Le poisson, tout juste après la capture, doit être saigné. Cette saignée est plus efficace si elle est suivie d'une éviscération et d'un ébranchiage, puis d'un lavage externe et interne soigneux. Cependant, une éviscération mal faite est pire que l'absence d'éviscération. De plus, Il faut utiliser pour le lavage du poisson déjà éviscéré et ébranchié, une eau contrôlée (qualité microbienne connue).

Le stockage du poisson

C'est l'étape déterminante pour prévenir l'invasion microbienne, source d'altération du poisson. Il est essentiel d'utiliser de la glace de bonne qualité bactériologique et en quantité suffisante dès le début du stockage. Pour se faire,

il faut utiliser des caisses appropriées permettant l'élimination de l'eau provenant de la fonte de la glace.

Le maintien de la chaîne de froid est nécessaire au cours de toute la vie économique du poisson.

Ces mesures d'hygiène, lorsqu'elles sont respectées, contribueront à l'obtention d'un poisson de qualité microbienne satisfaisante

CONCLUSION GENERALE

L'exploitation des produits de la pêche est une source non négligeable de devises pour le Sénégal. Elle dégage un excédent annuel de 24 milliards de francs CFA (63).

La qualité microbiologique des produits de la pêche constitue le principal facteur limitant de l'industrie halieutique sénégalaise et africaine en général.

En effet, ces produits proviennent d'un milieu, dont l'équilibre est constamment perturbé, par les apports d'éléments polluants résidus de l'activité humaine et animale.

La contamination initiale du poisson est celle qui se produit de son vivant ou tout juste après sa capture.

Les critères pour les produits de la pêche ont été établis à partir de données inhérentes à la microflore des pays tempérés. Pourtant, selon de nombreux auteurs, la composition de la flore initiale du poisson provenant des mers tempérées est tout à fait différente de celle des mers tropicales.

L'étude de la contamination initiale du poisson au niveau des mers tropicales, effectuée au laboratoire d'H.I.D.A.O.A. de l'E.I.S.M.V., a porté sur 100 échantillons de rougets.

Des 100 échantillons, 200 prélèvements ont été effectués dont 100 au niveau de la chair et 100 au niveau des branchies.

La recherche des germes a concerné, la Flore Globale (F.G) qui comprend la Flore Mésophile Aérobie Totale (F.M.A.T) et la Flore Aérobie Psychrotrophe (F.A.P), les vibrios, les *entérobactéries* et les *Pseudomonas*.

Des analyses effectuées, il ressort que :

La chair du poisson frais, recèle une Flore Globale composée aussi bien de mésophiles que de psychrotrophes avec une prédominance des mésophiles. Le niveau moyen de contamination est de $2,6 \cdot 10^2$ germes / gramme de chair pour la F.M.A.T. et de $0,6 \cdot 10^2$ pour la F.A.P.

Cependant, la localisation de cette flore est plutôt branchiale. A ce niveau, des taux très importants de l'ordre de $1,2 \cdot 10^4$ pour la FMAT et de $0,3 \cdot 10^4$ pour la FAP ont été dénombrés.

Les résultats des analyses ont permis de conclure à une absence totale d'entérobactéries au niveau de la chair alors qu'au niveau des branchies le niveau de contamination est assez élevé, avec une moyenne de $2,7 \cdot 10^3$ germes par gramme de branchies.

Le test de Mackenzie, réalisé sur 61 échantillons, a permis d'isoler *E.Coli* dans 8 % des cas.

La recherche des *Pseudomonas* a montré que ces bactéries étaient initialement localisées au niveau des branchies et qu'elles envahissaient la chair ultérieurement entraînant son altération. Quasi absent de la chair, on les retrouve à raison de 10^2 germes / gramme de branchies en moyenne.

Quant aux vibrios, ils ont été isolés aussi bien de la chair que des branchies avec une prédominance à ce niveau.

✦ 76 échantillons sur 100 analysés ont permis d'isoler les vibrios aussi bien dans la chair que sur les branchies.

67% des 76 échantillons étaient contaminés dans la chair uniquement.

✦ 24 échantillons sont exempts de vibrios

L'identification des 76 échantillons contaminés par les vibrios a donné les résultats suivants :

8 % des échantillons sont porteurs de *V. parahaemolyticus* au niveau des branchies

78 % sont identifiés comme étant des *V. alginolyticus* aussi bien au niveau de la chair que des branchies avec une prédominance au niveau des branchies.

14% des échantillons non pas permis l'identification de l'espèce du genre vibrio.

Au vu de ces résultats, nous pouvons dire que les bactéries qui prédominent pour la contamination initiale du poisson sont les Vibrios et la flore mésophile. Les Entérobactéries et les *Pseudomonas* se retrouvent surtout au niveau des branchies. L'absence des Entérobactéries au niveau de la chair, montrent que ces dernières, contaminent la chair de manière secondaire.

L'utilisation de : méthodes de capture appropriées, associée à une bonne manutention à bord des engins de pêche et l'utilisation précoce et continue de la chaîne de froid permettent d'obtenir des produits avec une charge microbienne réduite à l'entrée de l'usine.

Cependant, l'utilisation de matière première paucimicrobienne n'est pas suffisante pour garantir la qualité bactériologique du produit fini, à cela s'ajoute un certain nombre de facteurs ; tels que les Bonnes Pratiques de Fabrication (BPF), les Bonnes Pratiques d'Hygiène (BPH) et les Bonnes Pratiques de Laboratoire (BPL), qui sont les principaux piliers d'une industrie halieutique qui se veut de plus en plus conquérante.

BIBLIOGRAPHIE

1- ABABOUCHE, L.

Assurance de la qualité en industrie halieutique.
Rabat : éd. Actes, 1995, 214p.

2- AZIBE, M.

Contribution à l'étude de la qualité parasitologique, bactériologique et chimique des filets de poisson congelés produits au Sénégal.
Th. Méd. Vét.: Dakar, 1991, N° 55.

3-BOIVERT, J.P.J.

Le Thon : Biologie et pêche – Hygiène et transformation
Thès, Méd, Vét. : Toulouse, 1980, N°54

4-BOURGEOIS, C.M. ; LEVEAU, J. Y.

Techniques d'analyses et de contrôle dans les industries agro-alimentaires
Paris : éd. Lavoisier : Technique et documentation, 1980. 331p.

5-BUCHANAN, R.E. ; GIBBONS, N.E.

Bergey's manual of determinative bacteriology.
8^{ème} éd. Baltimore : The Williams and Wilkins company, 1974.- 1268 p

6-F.A.O / O.M.S

Hygiène du poisson et des fruits de mer.
Rapport d'un comité d'experts de l'O.M.S. réunis en coopération avec la F.A.O
Rome : 1974, 66 p

7-FRANCE (République)

Manuel des pêches maritimes tropicales
Ministère de la coopération : 1974,

8-FRANK, H.A. ; YOSHINAGA, D.H.

Histamine formation in tuna. Seafoods toxins,
1984, (37) : 443-451

9-FRAZIER, W.C. ; WESTHOFF, D. C.

Contamination, Preservation, and Spoilage of fish and other seafoods in
Food Microbiology 243-254
3^{ème} éd. MC Graw Hill, 1978

10- GOUSSET, J. ; TIXERANT,G. ; ROBLOT,M.

Les produits de la pêche : Poissons – Crustacés – Mollusques
Paris : éd. I.T.S.V, 1980, N°72, 192p

11- GUIRAUD, J.P.

Microbiologie alimentaire
éd. DUNOD, 1998

12-GUIRAUD,J. ; GALZY,P.

L'analyse microbiologique dans les industries alimentaires : Analyse du poisson
et des produits de la mer
Paris : éd de l'usine nouvelle, 1980 , 240p

13- HUMBERT, F.

Les Salmonelles in Manuel de bactériologie alimentaire, p.27-52
Paris : éd. Polytechnica, 1998

14- HUSS, H.H.

Le poisson frais : Sa qualité et altérations de qualité.
Rome : F.A.O ; DANIDA, 1988, 132p.
(collection F.A.O ;29)

15- HUSS, H.H.& ESKILDSEN,

V. Botulism in farmed trout caused by Clostridium botulinum type E. Nord.
Vét.-Méd., 1974, 26 : 733-738.

16- I.C.M.S.F

Fish and shellfish and their products in Microbial Ecology of food
567-605
éd. : Academic press vol.3, 1980

17- I.C.M.S.F

Micro-organisms in foods : Their signification and methods of enumeration
Toronto : 2^{ème} éd. 1978

18- JAMET, J. ; LAGOIN, Y.

Manuel d'instruction et de perfectionnement des agents des services des pêches
Maritimes des pays tropicaux
éd : Ministère de la coopération, 1974, 447p

19- JOUVE, J.L.

Généralités sur les produits de la pêche in la qualité microbiologique des aliments : Maitrise et critères, 447-471
éd. : Polytechnica, 1993

20- KIMBA, D.

Contribution à l'étude de l'évolution du taux d'histamine au cours de la fabrication de conserves de thon (*Katsuwonus pelamis*) au Sénégal
Thèse Méd., Vét. : Dakar, 1990, N° 90

21- LARSEN, J.L. ; JENSEN, N.C. ; & CHRISTENSEN, N.O.

Water pollution and the ulcer syndrome in the Cod (*Gadus morhua*) Vet. Sci. Commun, 1978, 2 : 207-216.

22- LEDERER, J.

Encyclopédie moderne de l'hygiène alimentaire
2^{ème} éd. 1978, 858p

23- LESNE, J. ; FOURNIER, J. M.

Vibrio in Manuel de bactériologie alimentaire
éd. Polytechnica, Paris, 1998, 261-304

24- LEVEAU, J.Y.

Le contrôle microbiologique, clef de voûte de la qualité des produits alimentaires
Lavoisier, 1985

25- LISTON, J.

Health and safety of sea – foods. Food Technol. Aust., 1980, 32 (9) : 428-436.

26- LOVE, R.M.

Variability in Atlantic cod (*Gadus morhua*) from the northiast Atlantic : a review of seasonal and environmental influences on various attributes of the flesh.
J.fish. Res. Board Can., 1980, 32 (12) : 2333-2342

27- MAGRAS, C. ; FEDERIGHI, M. ; PILET, M.F.

Escherichia coli vérotoxinogène in Manuel de bactériologie alimentaire
Paris : éd. Polytechnica, 1998, 81-105

28- MATTE, G.R. ; MATTE, M.H. ; RIVERA, I.G. ; MARTINS, M.T.

Distribution of Potentially Pathogenic Vibrios in Oysters from a Tropical Region
Food Protection, Vol.57, October 1994, Pages 870-873.

29- NDIAYE, A.

Contribution à l'étude de l'évolution de la qualité bactériologique des produits de la pêche destinés à l'exportation en 1996 et 1997, N° 17

30- OGER, C. ; PHILIPPE, A. ; LECLERC, H.

Sur la pollution microbienne des plages de la mer du Nord et de la Manche
Ann. Microbiol. ,1974, (125) : 513-527

31- OUATTARA, B.

Etude de la qualité bactériologique des filets de poisson congelés
Thès .Méd. Vét. : Dakar, 1986, N°20

32- PENSA, G.

Les produits de la pêche : Valeur alimentaire, inspection sanitaire, réfrigération, et congélation, conserves et sous produits.
Paris : éd. Vigot frères, 1953, 418p.

33- PETIT, A.

Microbiologie des poissons
R.T.V.A, 1987, (227) : 22-25

34- ROLAND, F.P.

Leg gangrene and endotoxin shock due to *Vibrio parahaemolyticus*. An infection acquired in New England coastal water
New. Eng. J. Med.,1970, 282, 1306

35- ROSSET, R.

Effet du froid sur les organismes
RTVA Janvier- Février, 1987, 20-26

36- ROZIER, J.

La qualité hygiénique des aliments
R.T.V.A, 1987, (214) : 7-12

37- ROZIER, J. ; CARLIER, V. ; BOLNOT, F.

Bases microbiologiques de l'hygiène des aliments
Paris : éd. SEPAIC, 1985, 225p.

38-SERET,B.

Poissons de mer de l'Ouest Africain tropical
Paris : ORSTOM, 1986, 409p

39- SEYDI, Mg. ; PANGUI, L. ; AZIBE, M.

Qualité hygiénique des filets de poisson congelés produits au Sénégal
 Rev. Microbiol. et hygiène alimentaire, 1992, 9 (4) : 12-17

40- SEYDI, Mg. ; KONE, A.L. ; GAYE, A. ; DAVID, M.P. ; MBOUP, S. ; SAMB, A.

Poissons porteurs de *Vibrio parahaemolyticus* : Etude sur les poissons frais des côtes du Sénégal.
 R.T.V.A, 1985, (213) : 19-24

41- SEYDI, Mg.

Stratégie de santé en situation de développement – Point de vue du vétérinaire :
 Contamination des D.A.O.A, Incidence sanitaire et économique.
 Médecine d'Afrique Noire, 1982, (6) : 307-409

42- SHEWAN, J.M.

The biodegradation of certain proteinaceous foodstuffs at chill temperature. In
 Industrial aspects of biochemistry, 1974, p475-490, éd. B. Spencer. Amsterdam,
 North Holland Publishing Co. For Federation of European Biochemical
 Societies.

43- SHEWAN, J.M. ; HOBBS, G.

The bacteriology of fish spoilage and preservation
 Prog. Ind. Microbiol., 1967, 169-208

44-SHEWAN, J.M.

The bacteriology of fresh and spoiling fish and some related chemical changes.
 In Recent advances in food science, 1962, vol.1 : 167-193, éd. J. Hawthorn & J.
 Muir. Leitch.Londres, Butterworths.

45- TOURY, J.

Aliments de l'Ouest Africain Tropical : Table de composition
 Dakar, O.R.A.N.A. 1965. 167

46-WONG, H.C. ; CHEN, L.L. ; YU, C.M.

Survival of Psychrotrophic *Vibrio mimicus*, *Vibrio fluvialis* and *Vibrio*
parahaemolyticus in Culture Broth at Low Temperatures
Food Protection, Vol.57, N°7, July1994, Pages 607-610

47- WONG, H.C. ; SHIEH, W.R. ; LEE, Y.S.

Toxicogenic Characterization of Vibrios Isolated from Foods Available in Taiwan
 Food Protection, Vol.56, November 1993, Pages 980-982

48- ZIDE, N. ; DAVIS, J. ; EHRENKRANZ, J.N.

Fulminating *Vibrio parahaemolyticus* septicemia

Archives of International Médecine, 1974,133 : 479-481

ANNEXES

MILIEU DE CULTURE

Formules indiquées en grammes par litre d'eau distillée

1) Eau peptonée tamponnée (E.P.T.)

Formule :

Mélange de peptones.....	10,0
Chlorure de Sodium.....	5,0
Di-sodium hydrogèphosphate.....	3,5
Dihydrogénophosphate de potassium.....	1,5

PH final : 7,2

2) Bouillon cœur – cervelle (B.C.C.)

Formule :

Protéose peptone.....	10,0
Infusion de cervelle de veau.....	12,5
Infusion de cerveau de bœuf.....	5,0
Chlorure de Sodium.....	5,0
Phosphate disodique.....	2,5
Glucose.....	2,0

PH final : 7,4

3) Gélose nutritive salée (G.N.S.)

Formule :

Peptone.....	5,0
Extrait de viande.....	1,0
Extrait de levure.....	2,0
Chlorure de sodium.....	5,0
Agar.....	15,0
+ NaCl à 3%	

4) Gélose pyocynosel (G.P.)

Formule :

Bio – Gelytone.....	20,0
Chlorure de Magnésium.....	1,4
Sulfate de potassium.....	10,0
Gélose.....	13,6
Cétrimide.....	0,3

5) Gélose pour numération ou Plate Count Agar (P.C.A.)

Formule :

Peptone.....	5,0
Extrait de levure.....	2,5
Agar.....	15,0
Eau distillée.....	100 ml

PH final : 7,2

6) Gélose glucosée biliée au cristal violet et au rouge neutre (V.R.B.G.)

Formule :

Peptone.....	7,0
Extrait de levure.....	5,0
Sels biliaires.....	1,0
Glucose.....	10,0
Chlorure de Sodium.....	5,0
Agar.....	11,0
Rouge neutre.....	0,03
Cristal violet.....	0,002

PH final : 7,4

7) Milieu de Muller – Hinton

Formule :

Macération de viande de bœuf.....	300 ml
Hydrolysate de caséine.....	17,5 g
Amidon.....	1,5 g
Agar.....	10,0 g

PH final : 7,4

Tableau I : Contamination bactérienne du rouget .

AU NIVEAU DE LA CHAIR						
N° Ech.	T° Ech.	FMAT	FP	Pseudom.	Entérob.	Vibrionac.
01	3,2°C	10,6 . 10 ²	0	0	0	Présence
02	4°C	12,63 . 10 ²	0	0	0	Absence
03	4,5°C	3,81 . 10 ²	0	0	0	Présence
04	4,5°C	3,17 . 10 ²	0	0	0	Présence
05	6,5°C	5 . 10 ²	0	0	0	Présence
06	4°C	3,54 . 10 ²	0	0	0	Présence
07	3,5°C	2,36 . 10 ²	0	0	0	Présence
08	2,5°C	4,27 . 10 ²	0	0	0	Absence
09	1,5°C	2,63 . 10 ²	0	0	0	Absence
10	2°C	1,81 . 10 ²	0,1 . 10 ²	0	0	Présence
11	3°C	1,36 . 10 ²	0	0	0	Absence
12	4,5°C	3,90 . 10 ²	2,45 . 10 ²	0	0	Absence
13	3,5°C	2,90 . 10 ²	1,54 . 10 ²	0	0	Absence
14	6,5°C	1,63 . 10 ²	0,8 . 10 ²	0	0	Absence
15	3°C	6,45 . 10 ²	2,27 . 10 ²	0	0	Absence
16	3°C	5,54 . 10 ²	2,63 . 10 ²	0	0	Absence
17	5,5°C	2 . 10 ²	0,9 . 10 ²	0,1 . 10 ²	0	Présence
18	2,5°C	11,09 . 10 ²	5,18 . 10 ²	0,3 . 10 ²	0	Présence
19	4°C	4,63 . 10 ²	1,63 . 10 ²	0	0	Absence
20	5,5°C	1,81 . 10 ²	0,72 . 10 ²	0	0	Absence
21	3,5°C	3 . 10 ²	0,7 . 10 ²	0	0	Absence
22	2,5°C	2,81 . 10 ²	1,4 . 10 ²	0	0	Absence
23	5°C	2,09 . 10 ²	1 . 10 ²	0	0	Présence
24	4,5°C	2,09 . 10 ²	0,4 . 10 ²	0	0	Absence
25	6,°C	2,2 . 10 ²	0,7 . 10 ²	0	0	Présence

Tableau II Contamination bactérienne du rouget

AU NIVEAU DE LA CHAIR						
N° Ech.	T° Ech.	FMAT	FP	Pseudom.	Entérob.	Vibrionac.
26	7°C	10,72 . 10 ²	0,4 . 10 ²	0	0	Présence
27	1,5°C	0,6 . 10 ²	0,5 . 10 ²	0	0	Absence
28	3°C	2,09 . 10 ²	0,8 . 10 ²	0	0	Absence
29	3°C	0,7 . 10 ²	0,5 . 10 ²	0	0	Présence
30	3,5°C	0,9 . 10 ²	0,3 . 10 ²	0	0	Absence
31	2,5°C	0,7 . 10 ²	0	0	0	Absence
32	4,5°C	1,6 . 10 ²	0,6 . 10 ²	0	0	Absence
33	5°C	1 . 10 ²	0,8 . 10 ²	0	0	Absence
34	3,5°C	0,2 . 10 ²	0,1 . 10 ²	0	0	Absence
35	2,5°C	0,6 . 10 ²	0,2 . 10 ²	0	0	Présence
36	6°C	1,54 . 10 ²	0,6 . 10 ²	0	0	Présence
37	5,5°C	10,9 . 10 ²	0,7 . 10 ²	0	0	Présence
38	3,5°C	1,6 . 10 ²	1 . 10 ²	0	0	Présence
39	5,5°C	3,81 . 10 ²	5,6 . 10 ²	0	0	Absence
40	1°C	1,36 . 10 ²	4,54 . 10 ²	0	0	Présence
41	4°C	3,18 . 10 ²	2,90 . 10 ²	0	0	Absence
42	4,5°C	0,9 . 10 ²	1,45 . 10 ²	0	0	Absence
43	5,5°C	1,72 . 10 ²	1,09 . 10 ²	0	0	Absence
44	7,5°C	1,63 . 10 ²	1,45 . 10 ²	0	0	Présence
45	6,5°C	3,45 . 10 ²	3,27 . 10 ²	0	0	Présence
46	4,5°C	4,72 . 10 ²	4,90 . 10 ²	0	0	Présence
47	6°C	0,3 . 10 ²	0	0	0	Présence
48	2,5°C	0,72 . 10 ²	0,52 . 10 ²	0	0	Présence
49	8,5°C	0,5 . 10 ²	0,1 . 10 ²	0	0	Présence
50	7,5°C	0,5 . 10 ²	0,2 . 10 ²	0	0	Absence

Tableau. III Contamination bactérienne du rouget

AU NIVEAU DE LA CHAIR						
N° Ech.	T° Ech.	FMAT	FP	Pseudom.	Entérob.	Vibrionac.
51	4,5°C	0,6 . 10 ²	0	0	0	Présence
52	7,5°C	0,1 . 10 ²	0	0	0	Présence
53	4°C	2,8 . 10 ²	1,09 . 10 ²	0	0	Présence
54	7,5°C	2,54 . 10 ²	0	0	0	Présence
55	4°C	1,36 . 10 ²	0	0	0	Absence
56	5,5°C	2,54 . 10 ²	0	0	0	Absence
57	4,5°C	5,36 . 10 ²	1,8 . 10 ²	0	0	
58	8,5°C	2,27 . 10 ²	0,4 . 10 ²	0	0	Absence
59	6,5	1,63 . 10 ²	0	0	0	Présence
60	8°C	1,90 . 10 ²	0,3 . 10 ²	0	0	Absence
61	6,5	1,40 . 10 ²	0,1 . 10 ²	0	0	Présence
62	6,5°C	0,81 . 10 ²	0	0	0	Présence
63	8°C	1,6 . 10 ²	0	0	0	Présence
64	6,5	1,1 . 10 ²	0	0	0	Absence
65	4,5	2,9 . 10 ²	0	0	0	Présence
66	7°C	1,36 . 10 ²	0,3 . 10 ²	0	0	Absence
67	7,5	1,5 . 10 ²	0	0	0	Absence
68	6,5°C	0,8 . 10 ²	0	0	0	Absence
69	8,5	1,72 . 10 ²	0,1 . 10 ²	0,1 . 10 ²	0	Présence
70	6°C	3,2 . 10 ²	0,2 . 10 ²	0	0	Absence
71	8°C	1,1 . 10 ²	0,1 . 10 ²	0	0	Absence
72	4,5°C	1 . 10 ²	0	0	0	Présence
73	7,5°C	0,6 . 10 ²	0	0	0	Présence
74	4°C	1,36 . 10 ²	0	0	0	Absence
75	3°C	1,23 . 10 ²	0,4 . 10 ²	0	0	Présence

Tableau IV : Contamination bactérienne du rouget

AU NIVEAU DE LA CHAIR						
N° Ech.	T° Ech.	FMAT	FP	Pseudom.	Entérob.	Vibrionac.
76	0,5°C	3,45 . 10 ²	0	0	0	Présence
77	5,5°C	1,18 . 10 ²	0	0	0	Présence
78	1,5°C	0,7 . 10 ²	0,4 . 10 ²	0	0	Présence
79	2,5°C	1,27 . 10 ²	0	0	0	Présence
80	4,5°C	0,27 . 10 ²	0,1 . 10 ²	0	0	Présence
81	7°C	1,2 . 10 ²	0	0	0	Absence
82	5,5°C	2,72 . 10 ²	0	0	0	Présence
83	2,5°C	3,72 . 10 ²	0	0	0	Présence
84	8°C	0,8 . 10 ²	0	0	0	Présence
85	7,5°C	1,72 . 10 ²	0,60 . 10 ²	0	0	Présence
86	9°C	4,6 . 10 ²	0	0	0	Présence
87	10,5°C	3,27 . 10 ²	0	0	0	Présence
88	5,5°C	3,18 . 10 ²	0	0	0	Présence
89	8°C	0,1 . 10 ²	0	0	0	Présence
90	3,5°C	1,6 . 10 ²	0	0	0	Absence
91	7,5°C	1,10 . 10 ²	0	0	0	Absence
92	7°C	11 . 10 ²	0	0	0	Absence
93	5,5°C	2 . 10 ²	0,3 . 10 ²	0	0	Absence
94	4,5°C	2,45 . 10 ²	0,5 . 10 ²	0	0	Absence
95	8,5°C	12,45 . 10 ²	0,1 . 10 ²	0,1 . 10 ²	0	Absence
96	7°C	0,81 . 10 ²	0	0	0	Absence
97	6,5°C	1,54 . 10 ²	0	0	0	Présence
98	5,5°C	1,8 . 10 ²	0	0	0	Absence
99	2,5°C	2,2 . 10 ²	0	0	0	Présence
100	4°C	0,3 . 10 ²	0	0	0	Présence

Tableau V Contamination bactérienne du rouget

AU NIVEAU DES BRANCHIES						
N° Ech.	T° Ech.	FMAT	FP	Pseudom.	Entérob.	Vibrionac.
01	3,2°C	40,54 . 10 ²	0	0	30 . 10 ²	Présence
02	4°C	30 . 10 ²	0	0	19 . 10 ²	Présence
03	4,5°C	35,72 . 10 ²	0	0	13,90 . 10 ²	Présence
04	4,5°C	27,81 . 10 ²	0	0	2,45 . 10 ²	Présence
05	6,5°C	56,36 . 10 ²	0	0	2,09 . 10 ²	Présence
06	4°C	142,72.10 ²	0	0	7,27 . 10 ²	Présence
07	3,5°C	63,63 . 10 ²	0	0	3,72 . 10 ²	Présence
08	2,5°C	98,18 . 10 ²	0	0	32,45 . 10 ²	Absence
09	1,5°C	354,54.10 ²	8,45 . 10 ²	0	25,81 . 10 ²	Absence
10	2°C	208,18.10 ²	0	0	28,36 . 10 ²	Présence
11	3°C	373,63.10 ²	4,09 . 10 ²	0	139,09.10 ²	Absence
12	4,5°C	199,09.10 ²	120 . 10 ²	0	10,63 . 10 ²	Absence
13	3,5°C	97,27 . 10 ²	53,63.10 ²	0	8,9 . 10 ²	Absence
14	6,5°C	101 . 10 ²	65,45.10 ²	0	7,27 . 10 ²	Absence
15	3°C	61,81 . 10 ²	4,63 . 10 ²	0,4 . 10 ²	16,54 . 10 ²	Absence
16	3°C	154,54.10 ²	10,36.10 ²	0,2 . 10 ²	17,54 . 10 ²	Présence
17	5,5°C	69,09 . 10 ²	29,09.10 ²	0	3,45 . 10 ²	Présence
18	2,5°C	100,9 . 10 ²	29,09.10 ²	0	5,36 . 10 ²	Présence
19	4°C	191,81.10 ²	6,72 . 10 ²	0,1 .	16,9 . 10 ²	Présence
20	5,5°C	70,90 . 10 ²	49,09.10 ²	0	11,36 . 10 ²	Présence
21	3,5°C	100 . 10 ²	55 . 10 ²	0	10,27 . 10 ²	Présence
22	2,5°C	16,09 . 10 ²	8,63 . 10 ²	0	11,18 . 10 ²	Présence
23	5°C	74,51 . 10 ²	37,27.10 ²	0	10,45 . 10 ²	Présence
24	4,5°C	138,18.10 ²	7,9 . 10 ²	0	11 . 10 ²	Présence
25	6,5°C	62,72 . 10 ²	18,90.10 ²	0,1 . 10 ²	8,45 . 10 ²	Présence

Tableau VI Contamination bactérienne du rouget

AU NIVEAU DES BRANCHIES						
N° Ech.	T° Ech.	FMAT	FP	Pseudom	Entérob.	Vibrionac.
26	7°C	241,81.10 ²	13,90 . 10 ²	0	8,36 . 10 ²	Présence
27	1,5°C	110 . 10 ²	29,81 . 10 ²	0	11,45 . 10 ²	Absence
28	3°C	171,81.10 ²	30,18 . 10 ²	0,2 . 10 ²	12,09 . 10 ²	Absence
29	3°C	77,27 . 10 ²	28 . 10 ²	0	13,81 . 10 ²	Présence
30	3,5°C	90 . 10 ²	20,63 . 10 ²	0	11,36 . 10 ²	Présence
31	2,5°C	17,7 . 10 ²	0,2 . 10 ²	0	6,02 . 10 ²	Absence
32	4,5°C	148,18.10 ²	85,45 . 10 ²	0	11,90 . 10 ²	Présence
33	5°C	78,18 . 10 ²	73,63 . 10 ²	0	4,54 . 10 ²	Présence
34	3,5°C	303,63.10 ²	50 . 10 ²	0,1 . 10 ²	11,81 . 10 ²	Présence
35	2,5°C	72,72 . 10 ²	41,81 . 10 ²	0	58,18 . 10 ²	Présence
36	6°C	73,63 . 10 ²	42,72 . 10 ²	0	20 . 10 ²	Présence
37	5,5	103,63.10 ²	33,63 . 10 ²	0	10 ²	Présence
38	3,5°C	54,54 . 10 ²	41,81 . 10 ²	0	13,63 . 10 ²	Présence
39	5,5°C	104,54.10 ²	25,27 . 10 ²	0	5,45 . 10 ²	Présence
40	1°C	167,27.10 ²	16,18 . 10 ²	0,1 . 10 ²	84,54 . 10 ²	Présence
41	4°C	100,9 . 10 ²	10,45 . 10 ²	0	5,36 . 10 ²	Absence
42	4,5°C	169,09.10 ²	104,54.10 ²	0	11,27 . 10 ²	Absence
43	5,5°C	76,36 . 10 ²	95,86 . 10 ²	0	11,09 . 10 ²	Présence
44	7,5°C	50,90 . 10 ²	22,72 . 10 ²	0	7,81 . 10 ²	Présence
45	6,5	101,81.10 ²	98,18 . 10 ²	0	53,63 . 10 ²	Présence
46	4,5°C	66,36 . 10 ²	64,54 . 10 ²	0	98,18 . 10 ²	Présence
47	6°C	10,9 . 10 ²	0,6 . 10 ²	0	6,36 . 10 ²	Présence
48	2,5°C	12 . 10 ²	7 . 10 ²	0	18,36 . 10 ²	Présence
49	8,5°C	50 . 10 ²	7 . 10 ²	0	113,63.10 ²	Présence
50	7,5	23,63 . 10 ²	13 . 10 ²	0,1 . 10 ²	5,27 . 10 ²	Présence

Tableau VII Contamination bactérienne du rouget

AU NIVEAU DES BRANCHIES						
N° Ech.	T° Ech.	FMAT	FP	Pseudom.	Entérob.	Vibrionac.
51	4,5°C	131,81.10 ²	21,81.10 ²	0	0,6 . 10 ²	Présence
52	7,5°C	90 . 10 ²	16,36 . 10 ²	0	0,45 . 10 ²	Présence
53	4°C	150 . 10 ²	95,45 . 10 ²	0	0,3 . 10 ²	Absence
54	7,5°C	61,81 . 10 ²	24,54 . 10 ²	0	55,45.10 ²	Présence
55	4°C	98,18 . 10 ²	75,45 . 10 ²	0	29,09.10 ²	Présence
56	7,5°C	91,81 . 10 ²	23,63 . 10 ²	0	10 . 10 ²	Présence
57	4,5°C	125,45.10 ²	28,18 . 10 ²	0	53,60.10 ²	Présence
58	8,5°C	58,18 . 10 ²	5,45 . 10 ²	0	7,72 . 10 ²	Présence
59	6,5°C	89,9 . 10 ²	29 . 10 ²	0,1 . 10 ²	2,90 . 10 ²	Présence
60	8°C	96,36 . 10 ²	12 . 10 ²	0	9,36 . 10 ²	Absence
61	6,5°C	103 . 10 ²	6,36 . 10 ²	0	4,90 . 10 ²	Présence
62	6,5°C	140 . 10 ²	15,45 . 10 ²	0	8,18 . 10 ²	Présence
63	8°C	115,45.10 ²	15 . 10 ²	0	6,18 . 10 ²	Présence
64	6,5°C	86,36 . 10 ²	24 . 10 ²	0	3,27 . 10 ²	Présence
65	4,5°C	98,18 . 10 ²	2 . 10 ²	0	2,27 . 10 ²	Présence
66	7°C	261 . 10 ²	106,3 . 10 ²	0	10,72.10 ²	Absence
67	7,5°C	88,18 . 10 ²	20,90 . 10 ²	0	7,72 . 10 ²	Absence
68	6,5°C	88,98 . 10 ²	22 . 10 ²	0	2 . 10 ²	Présence
69	8,5°C	156,36.10 ²	15 . 10 ²	0	8,3 . 10 ²	Présence
70	6°C	247,27.10 ²	87,27 . 10 ²	0	5,54 . 10 ²	Absence
71	8°C	51,81 . 10 ²	9 . 10 ²	0	1,5 .	Présence
72	4,5°C	38,18 . 10 ²	0	0,1 . 10 ²	1,18 . 10 ²	Présence
73	7,5°C	34,54 . 10 ²	5 . 10 ²	0	7,09 . 10 ²	Présence
74	4°C	94,45 . 10 ²	11,81 . 10 ²	0	112 . 10 ²	Absence
75	3°C	59,09 . 10 ²	7 . 10 ²	0,1 . 10 ²	10 . 10 ²	Présence

Tableau VIII : Contamination bactérienne du rouget

AU NIVEAU DES BRANCHIES						
N° Ech.	T° Ech.	FMAT	FP	Pseudom	Entérob.	Vibrionac.
76	0,5°C	46,36 . 10 ²	0,2 . 10 ²	0,1 . 10 ²	4,63 . 10 ²	Présence
77	5,5°C	40,90 . 10 ²	12 . 10 ²	0	7,16 . 10 ²	Présence
78	1,5°C	139,09.10 ²	26,36 . 10 ²	0	52,72.10 ²	Présence
79	2,5°C	74,54 . 10 ²	30,90 . 10 ²	0	3,54 . 10 ²	Présence
80	4,5°C	300 . 10 ²	58,18 . 10 ²	0	11 . 10 ²	Présence
81	7°C	150,90.10 ²	23,63 . 10 ²	0	11,18 . 0 ²	Absence
82	5,5°C	60,90 . 10 ²	25 . 10 ²	0,4 . 10 ²	115,45.10 ²	Absence
83	2,5°C	93,63 . 10 ²	2 . 10 ²	1,70 . 10 ²	16,72 . 10 ²	Présence
84	8°C	135,45.10 ²	0	1,8 . 10 ²	79,09 . 10 ²	Présence
85	7,5°C	132,72.10 ²	0	0,7 . 10 ²	6,45 . 10 ²	Présence
86	9°C	99,09 . 10 ²	0	0	3,81 . 10 ²	Présence
87	10,5°C	83,63 . 10 ²	0	4,6 . 10 ²	14,72 . 10 ²	Présence
88	5,5°C	140,9 . 10 ²	20 . 10 ²	0	21,81 . 10 ²	Présence
89	8°C	236,36.10 ²	41,81 . 10 ²	0	72,27 . 10 ²	Présence
90	10,5°C	324,54.10 ²	63,63 . 10 ²	70 . 10 ²	137,27.10 ²	Présence
91	7,5°C	258,18.10 ²	30,90 . 10 ²	8,27 . 10 ²	10,27 . 10 ²	Absence
92	7°C	320 . 10 ²	80,90 . 10 ²	4 . 10 ²	11,45 . 10 ²	Présence
93	5,5°C	285,45.10 ²	99,09 . 10 ²	1,5 . 10 ²	32,54 . 10 ²	Présence
94	4,5°C	316,36.10 ²	78,18 . 10 ²	6,72 . 10 ²	12,18 . 10 ²	Présence
95	8,5°C	61,81 . 10 ²	0,3 . 10 ²	0	110 . 10 ²	Présence
96	7°C	52,72 . 10 ²	6 . 10 ²	0	232,72.10 ²	Présence
97	6,5°C	201,81.10 ²	0	0,2 . 10 ²	91,81 . 10 ²	Présence
98	5,5°C	247,27.10 ²	18,18 . 10 ²	0	169,09.10 ²	Absence
99	2,5°C	122,72.10 ²	12 . 10 ²	0	70 . 10 ²	Présence
100	4°C	95,45 .	0	0	10,2 . 10 ²	Présence

Tableau IX : Identification des *Vibrionaceae*

A. = Absence

P = Présence

NI = Non Identifié

N° Echantillon	Type de prélèvement		Identification
	Chair	Branchies	
01	P	P	<i>V. alginolyticus</i>
02	A	P	<i>V. parah.</i>
03	P	P	<i>V. parah.</i>
04	P	P	<i>V. alginolyticus</i>
05	P	P	<i>V. parah.</i>
06	P	P	<i>V. parah.</i>
07	p	p	<i>V. alginolyticus</i>
08	A	A	—
09	A	A	—
10	p	p	NI
11	A	A	—
12	A	A	—
13	A	A	—
14	A	A	—
15	A	A	—
16	A	P	NI
17	P	P	<i>V. alginolyticus</i>
18	P	P	<i>V. alginolyticus</i>
19	A	P	NI
20	A	P	<i>V. alginolyticus</i>
21	A	P	NI
22	A	P	<i>V. alginolyticus</i>
23	P	P	<i>V. alginolyticus</i>
24	A	p	<i>V. parah</i>
25	P	P	<i>V. alginolyticus</i>

Tableau X : Identification des vibrionaceae

N° Echantillon	Type de prélèvement		Identification
	Chair	Branchies	
26	P	P	<i>V. alginolyticus</i>
27	A	A	—
28	A	A	—
29	P	P	<i>V. alginolyticus</i>
30	A	P	<i>V. alginolyticus</i>
31	A	A	—
32	A	P	<i>V. alginolyticus</i>
33	A	P	<i>V. alginolyticus</i>
34	A	A	—
35	P	P	<i>V. alginolyticus</i>
36	P	P	<i>V. alginolyticus</i>
37	P	P	<i>V. alginolyticus</i>
38	P	P	<i>V. alginolyticus</i>
39	A	P	<i>V. alginolyticus</i>
40	P	P	<i>V. alginolyticus</i>
41	A	A	—
42	A	A	—
43	A	P	<i>V. alginolyticus</i>
44	P	P	<i>V. alginolyticus</i>
45	P	P	<i>V. alginolyticus</i>
46	P	P	<i>V. alginolyticus</i>
47	P	P	<i>V. alginolyticus</i>
48	P	P	<i>V. alginolyticus</i>
49	P	P	NI
50	A	P	<i>V. alginolyticus</i>

Tableau XI : Identification des *Vibrionaceae*

N° Echantillon	Type de prélèvement		Identification
	Chair	Branchies	
51	P	P	<i>V. alginolyticus</i>
52	P	P	<i>V. algionolyticus</i>
53	A	A	—
54	P	P	NI
55	A	P	<i>V. cholerae</i> p
56	A	P	<i>V. cholerae</i> p
57	A	A	—
58	A	P	<i>V. parah</i>
59	P	P	NI
60	A	A	—
61	P	P	NI
62	P	P	<i>V. alginolyticus</i>
63	P	P	<i>V. alginolyticus</i>
64	A	P	<i>V. alginolyticus</i>
65	P	P	<i>V. alginolyticus</i>
66	A	A	—
67	A	A	—
68	A	P	<i>V. alginolyticus</i>
69	P	P	NI
70	A	A	—
71	A	P	<i>V. alginolyticus</i>
72	P	P	<i>V. alginolyticus</i>
73	P	P	<i>V. alginolyticus</i>
74	A	A	—
75	P	P	<i>V. algionolyticus</i>

Tableau XII : Identification des *Vibrionaceae*

N° Echantillon	Type de prélèvement		Identification
	Chair	Branchies	
76	P	P	<i>V. alginolyticus</i>
77	P	P	<i>V. alginolyticus</i>
78	P	P	<i>V. alginolyticus</i>
79	P	P	<i>V. alginolyticus</i>
80	P	P	<i>V. alginolyticus</i>
81	A	A	—
82	A	A	—
83	P	P	<i>V. alginolyticus</i>
84	P	P	<i>V. alginolyticus</i>
85	P	P	<i>V. alginolyticus</i>
86	P	P	<i>V. alginolyticus</i>
87	P	P	<i>V. alginolyticus</i>
88	P	P	<i>V. alginolyticus</i>
89	P	P	<i>V. alginolyticus</i>
90	A	P	<i>V. alginolyticus</i>
91	A	A	—
92	A	P	<i>V. alginolyticus</i>
93	A	P	<i>V. alginolyticus</i>
94	A	P	<i>V. alginolyticus</i>
95	A	P	<i>V. alginolyticus</i>
96	A	P	<i>V. alginolyticus</i>
97	P	P	<i>V. alginolyticus</i>
98	A	A	—
99	p	p	<i>V. alginolyticus</i>
100	p	p	<i>V. alginolyticus</i>

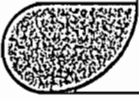
TEST DE MAKENZIE

Tableau XIII : Identification des Entérobactéries

Milieux Utilisés Numéro Echantillon	EPI	BLVB		RESULTATS
	Indole	Fermentation du lactose	Production de gaz	
24	-	-	-	Absence
35	-	-	-	Absence
25	+	+	+	Présence
26	-	-	-	Absence
47	-	-	-	Absence
48	-	+	+	Absence
40	-	-	-	Absence
34	-	+	+	Absence
42	-	-	-	Absence
58	--	+	+	Absence
59	-	-	-	Absence
60	-	-	-	Absence
61	+	-	-	Absence
36	-	-	-	Absence
50	-	-	-	Absence
81	-	-	-	Absence
80	+	+	+	Présence
79	-	-	-	Absence
78	-	+	+	Absence
77	-	+	+	Absence
76	-	-	-	Absence

75	-	-	-	Absence
74	-	-	-	Absence
46	-	+	+	Absence
45	-	-	-	Absence
44	-	-	-	Absence
69	+	+	+	Absence
68	-	-	-	Absence
70	-	-	-	Absence
71	-	-	-	Absence
72	-	-	-	Absence
62	-	-	-	Absence
15	-	-	-	Absence
63	-	+	+	Absence
66	-	-	-	Absence
67	-	-	-	Absence
81	-	-	-	Absence
82	-	+	+	Absence
83	-	-	-	Absence
84	-	-	-	Absence
85	-	-	-	Absence
86	-	-	-	Absence
87	-	-	-	Absence
88	-	-	-	Absence
89	-	-	-	Absence
90	-	-	-	Absence
91	-	-	-	Absence
92	-	-	-	Absence
93				Absence

94	-	-	-	Absence
95	-	-	-	Absence
54	-	-	-	Absence
55	-	-	-	Absence
56	-	-	-	Absence
48	-	-	-	Absence
49	-	-	-	Absence
96	-	-	-	Absence
97	+	+	+	Présence
98	+	+	+	Présence
99	+	+	+	Présence
100	-	-	-	Absence




SERMENT DES VETERINAIRES DIPLOMES DE DAKAR

« Fidèlement attaché aux directives de Claude BOURGELAT, fondateur de l'enseignement vétérinaire dans le monde, je promets et je jure devant mes maîtres et mes aînés :

- D'avoir en tout moment et en tous lieux le souci de la dignité et de l'honneur de la profession vétérinaire.
- D'observer en toutes circonstances les principes de correction et de droiture fixés par le code de déontologie de mon pays.
- De prouver par ma conduite, ma conviction, que la fortune consiste moins dans le bien que l'on a, que dans celui que l'on peut faire.
- De ne point mettre à trop haut prix le savoir que je dois à la générosité de ma patrie et à la sollicitude de tous ceux qui m'ont permis de réaliser ma vocation.

Que toute confiance me soit retirée s'il advient que je me parjure »



RESUME

L'étude de la contamination initiale des poissons des mers tropicales a porté sur 100 échantillons de rouget (*Pseudupeneus prayensis*). Les prélèvements ont été effectués au niveau de la chair et des branchies. Les bactéries de contamination initiale sont constituées par : la Flore Mésophile Aérobie Totale à 30°C (FMAT) et la Flore Aérobie Psychrotrophe à 5°C (FAP), la FMAT prédomine au niveau de la chair et des branchies avec en moyenne $2,6 \cdot 10^2$ bactéries / gramme de chair contre $0,6 \cdot 10^2$ bactéries / gramme de chair pour la FAP.

Au niveau des branchies, une moyenne de $1,2 \cdot 10^4$ bactéries / gramme a été obtenue pour la FMAT contre $0,5 \cdot 10^4$ pour la FAP.

Les Entérobactéries absents dans la chair, contaminent les branchies avec une moyenne de $2,7 \cdot 10^3$ germes / gramme. *E. coli* a été isolé à un taux de 8 % par le test de Mackenzie.

Les *Pseudomonas* sont quasi absents dans la chair (2,4 germes / gramme) et sont plus importants au niveau des branchies (10^2 germes / gramme).

Les vibrions sont présents dans la chair et les branchies respectivement dans 51% et 76% échantillons des.

59 échantillons sont porteurs de *V. alginolyticus* dans la chair et les branchies.

6 échantillons sont porteurs de *V. parahaemolyticus* dans les branchies uniquement.

Compte tenu de ces résultats le stockage sous glace du poisson, doit se faire de manière précoce, aussitôt après la capture afin d'éviter la prolifération de la flore.

L'ébranchage précoce du poisson permet d'éviter la dissémination des germes vers la chair.

Mots clés : Contamination initiale – Mers tropicales – Rouget – Chair
Branchies – Germes –

Prénom : Coumba

Nom : FAYE

Adresse : Guédiawaye Parcelle n° 528 Baye Laye

Email : coumbisco24fr@yahoo.fr

Téléphone : (00 221) 551 59 22 / 877 20 29