



1035THV-1

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de l'Enseignement Technique

UNIVERSITE BLIDA 1

INSTITUT DES SCIENCES VETERINAIRES DE BLIDA



*Projet de fin d'études en vue de l'obtention du
Diplôme de Docteur Vétérinaire*

Thème

**Recherche des germes pathogènes sur des
poissons « *Sparus aurata* » et
« *Dicentrarchus labrax* » issus d'élevage
aquacole intensif**

Présenté par :

MORSI Sana

Devant le jury :

Président : KHALED, H. Maitre assistant ISV BLIDA

Examinatrice : AOURAGH, H. Maitre assistante ISV BLIDA

Promoteur : MOKRANI, D. Maitre assistant ISV BLIDA

Co-promotrice : LARAB, S. Maitre assistante ISV BLIDA

Année universitaire : 2014-2015

Remerciement

Tout d'abord je tiens à remercier Dieu le tout puissant de m'avoir donné la santé, la volante, le courage et la patience nécessaire pour réaliser ce modeste travail.

A mon promoteur docteur MOKRANI Djamel pour son aide précieuse, sa patience et son soutien tout au long de la réalisation de ce travail.

Je tien à remercier ma Co-promotrice Docteur LARAB Sonia pour ses services continus, ces encouragements, et son soutien constant.

Je remercie également les membres des jurys qui ont accepté d'évaluer mon travail :

- Docteur KHALED, H. qui ma fait l'honneur d'accepter la présidence de mon jury.

- Mlle AOURAGH, H. qui a accepté de juger ce travail et d'en être l'examinatrice.

Je remercie vivement et avec un profond respect Mlle Siheme et Mr. Sahraoui pour tous les encouragements et pour m'avoir aidé pendant mon travail.

Je tiens à exprimer mes remerciements aussi à toute l'équipe de laboratoire central de l'intendance de l'armée nationale populaire (ANP) d'Alger qui m'ont fait le plaisir de faire mon travail et de le mener à terme.

A toute personne qui à participé de près ou de loin à la réalisation de ce travail.

Dédicaces

Je dédie ce mémoire à :

Mes parents, que Dieu les garde et les protège.

Ma mère, qui a œuvré pour ma réussite, de par son amour, son soutien, tous les sacrifices consentis et ses précieux conseils, pour toute son assistance et sa présence dans ma vie, reçois à travers ce travail aussi modeste soit-il l'expression de mes sentiments et de mon éternelle gratitude.

Mon père, qui peut être fier et trouver ici le résultat de longues années de sacrifices et de privation pour m'aider à avancer dans la vie. Que Dieu fasse en sorte que ce travail porte son fruit ; Merci pour les valeurs nobles, l'éducation et ton soutien permanent.

A ma chère sœur: Batoul.

A mes chères frères : Housseem Edine et Mouhamed Amine.

A ma grande famille et toutes les personnes que j'aime.

A mes chères amies d'adolescence Feriel et Amina et de l'institut : Zahra, Ibtissem, Ithar, Ryma , Samia , Karima, Asma, Kenza , Meriem , Amel, Hassina et Lili sans oublier ma belle amie Latifa.

A tous les professeurs qui m'ont enseignés de la 1^{ère} jusqu'à la 5^{ème} année universitaire.

Aussi à toute la promotion 2014-2015.

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

Liste des figures

Listes des figures	Pages
Figure 01 : Tendances dans la production aquacole mondiale : principaux groupes d'espèces.....	14
Figure 02 : Production totale de l'aquaculture en Algérie.....	15
Figure 03 : Principaux pays producteurs de Daurade en 2006.....	20
Figure 04 : Production mondiale de Daurade d'aquaculture.....	21
Figure 05 : Daurade royale adulte dans son milieu naturel.....	22
Figure 06 : une jeune Daurade d'élevage (ONDPA Cap Djinet).....	22
Figure 07 : Mise en évidence des nageoires dorsale et anale chez une jeune Daurade d'élevage (ONDPA Cap Djinet).....	23
Figure 08 : Carte de répartition de la Daurade royale.....	23
Figure 09 : Croissance théorique de la Daurade.....	25
Figure 10 : Cycle de reproduction de la Daurade en milieu naturel.....	26
Figure 11 : Cycle de reproduction de la Daurade en captivité.....	26
Figure 12 : Schéma montrant la morphologie externe du bar commun <i>Dicentrarchus labrax</i>	28
Figure 13 : Principaux pays producteurs de <i>Dicentrarchus labrax</i>	29
Figure 14 : Présentation des différents stades larvaire du bar.....	32
Figure 15 : Représentation d'une larve du bar de 45 jours.....	33
Figure 16 : Représentation d'une larve de 75 jours du bar.....	33
Figure 17 : Schéma d'un bar adulte.....	33
Figure 18 : Représentation de la prévalence générale de la contamination par les <i>Vibrio</i>	48
Figure 19 . Représentation de la prévalence des <i>vibrio</i> pour daurade.....	49
Figure 20 : Représentation de la prévalence des <i>V. alginolyticus</i> et <i>V. cholerae</i> pour daurade.....	49
Figure 21 : Représentation de la prévalence générale de la contamination par <i>E. coli</i>	50
Figure 22 : Représentation de la prévalence d' <i>E. coli</i> chez les loups de mer.....	50
Figure 23 : Situation de l'ONDPA Cap Djinet par rapport à l'Oued Isser.....	54

Liste des tableaux

Liste des tableaux

Pages

Tableau 01 : Pourcentage d'acides aminés essentiels de différentes protéines.....	16
Tableau 02 : Limites et optimums écologiques de la Daurade.....	24
Tableau 03 : Principales maladies rencontrées chez le bar.....	34
Tableau 04 : Résultats bactériologiques des poissons étudiés.....	46
Tableau 05 : Caractères biochimiques des <i>V. alginolyticus</i> et <i>V. cholerae</i>	47
Tableau 06 : Résultats bactériologiques de l'eau de mer.....	51

Liste des abréviations

Liste des abréviations

AFSSA : Agence Française de sécurité sanitaire des aliments

AG : Acide Gras

ANP : Armée Nationale Populaire

ASR : Anaérobie Sulfite-Réductrice

ATP : Adénosine Tri Phosphate

BP : Baind Parher

°C : Degré Celsius

CANP : Composés Azotés Non Protéiques

Cm : Centimètre

CTT : Coliformes Thermotolérants

DC : Double Concentré

DHA : Docosaheptaénoïque

E. coli : Escherichia coli

EPA 1: Eicosapentaénoïque

EPA2 : Eau Peptonée Alcaline

EPT : Eau Peptonée Tamponnée

EPSA : Eau Peptonée Salée Alcaline

ET : Effectif Totale

g : gramme

GNA : Gélose Nutritive Alcaline

H : Heures

Km : Kilomètre

LDC : Lysine Décarboxylase

LS : Lanyl Sulfate

mg : Milligramme

ml : Millilitre

mm : Millimètre

N : Azote

N° : Numéro

NaCl : Chlorure de Sodium

NEC : Nombres d'échantillon contaminés

NH3 : Ammoniac

Ng : Nano gramme

O2 : Oxygène

ONDPA : Office National de Développement et de Protection Aquacole

OTMA : Oxyde de Triméthylamine

PCA : Plate Count Agar

RV : Rappaport de Vassiliadis

S. : Staphylococcus

TCBS : Thiosulfate-Citrate-bile-saccharose

TG : Triglycéride

TSC : Tryptone-sulfate-cycloserine

UV : Ultra Violet

V. : Vibrio

X : Prévalence

% : pourcentage

+ : Positif

- : Négatif

Résumé

La daurade royale « *Sparus aurata* » et le loup de mer « *Dicentrarchus labrax* » sont les deux espèces élevées en aquaculture algérienne.

L'étude a fait l'objet d'analyses microbiologiques de la daurade royale « *Sparus aurata* » et de loup de mer (le bar) « *Dicentrarchus labrax* » prélevés de la pêcherie ainsi que de l'eau de mer prélevée de la ferme aquacole O.N.D.P.A de Cap Djinet. Les poissons sont commercialisés dans la wilaya de Boumerdes. 23 échantillons ont été prélevés au total.

Les résultats de l'analyse microbiologique des poissons ont démontré la contamination de la daurade par les *Vibrio alginolyticus* et *V. cholerae* non O1- non O139, la contamination de loup de mer par l'*Escherichia coli*, alors que les autres germes ont été totalement absents. D'autre part les résultats de l'eau de mer ont démontré la présence de plusieurs germes « les *Coliformes totaux* et *Coliformes fécaux*, les *Streptocoques fécaux* et les *Staphylococcus aureus*.

Mots clés : aquaculture, *Sparus aurata*, *Dicentrarchus labarax*, micro-organismes, pollution, hygiène

Abstract

The gilthead sea bream « *Sparus aurata* » and the bar « *Dicentrarchus labrax* » are both species raised in Algerian fish farming. The study was the object of microbiological analyses of the gilthead sea bream " *Sparus aurata* " and of the bar « *Dicentrarchus labrax* » taken by the fishery as well as by the sea water taken by the aquacultural farm O.N.D.P.A of Cape Djinet. Fishes are marketed in the wilaya of Boumerdes. 23 samples were taken all in all. The results of the microbiological analysis of fishes demonstrated the contamination of the sea bream by *Vibrio alginolyticus* and *V. cholerae* not O1-not O139, the contamination of the bar by *Escherichia coli*, while the other germs were totally absent. On the other hand the results of the sea water demonstrated the presence of several germs " total Coliformes and faecal Coliformes, the faecal Streptococci and *Staphylococcus aureus*.

Keywords: fish farming, *Sparus aurata*, *Dicentrarchus labrax*, microorganisms, pollution, hygiene.

الملخص

دورادا و ذئب البحر هما نوعان من الأسماك التي تربي في أحواض التربية المائية في الجزائر.

الدراسة تخضع دورادا و ذئب البحر لتحاليل ميكروبيولوجية, العينات أخذت من مسمكة, كذلك أخذت عينة من ماء البحر من مزرعة تربية الأحياء المائية بكاب جنات, هذه الأسماك تباع في ولاية بومرداس. إجمالاً 23 عينة سمكة أخذت للدراسة.

نتائج التحاليل الميكروبيولوجية للسمك أظهرت تلوث الدورادا بضممة طومسون و ضمة الكوليرا الغير مسببة للكوليرا, وتلوث سمك ذئب البحر بالإشريكية القولونية في حين كل الجراثيم الأخرى كانت غائبة تماماً. من جهة أخرى نتائج ماء البحر أظهرت وجود العديد من الجراثيم الممرضة: مجموعة القولونيات, القولونيات البرازية, العقديات البرازية و المكورات العنقودية الذهبية.

الكلمات المفتاحية: تربية الأحياء المائية, دورادا, ذئب البحر, جراثيم, تلوث, نظافة.

Table des matières

Table des matières

	Pages
Introduction.....	13
Partie bibliographique	
Chapitre I : Généralité sue l'aquaculture	
1. L'aquaculture dans le monde.....	14
2. L'aquaculture en Algérie	14
Chapitre II : Composition du poisson au moment de la capture	
1. Eau.....	04
2. Protéines.....	04
2.1. Protéines structurales	04
2.2. Protéines sarcoplasmiques	05
2.3. Protéines du tissu de soutien.....	05
3. Lipides.....	05
4. Composés azotés non protéiques	06
5. Glucides.....	06
6. Minéraux et oligo-éléments.....	06
7. Vitamines	06
Chapitre III : Présentation de la daurade royale « <i>Sparus aurata</i> » et de loup de mer (le Bar) « <i>Dicentrarchus labrax</i> »	
1. Présentation de la daurade royale.....	20
1.1. Systématique.....	21
1.2. Morphologie.....	21
1.2.1. Coloration.....	22
1.2.2. Forme	23
1.3.Aspects écologiques	23
1.3.1. Distribution et répartition géographique.....	23
1.3.2. Limites et optimums écologiques	24
1.3.3. Habitat.....	24
1.3.4. Régime alimentaire.....	24

Table des matières

1.3.5. Croissance.....	24
1.3.6. Reproduction.....	25
2. Présentation du bar	25
2.1.Nomenclature	26
2.2. Systématique.....	27
2.3.Morphologie.....	27
2.4.Aspect écologique.....	28
2.4.1. Répartition spatiale.....	28
2.4.2. Limites et optimum écologiques du bar.....	29
2.4.3. Habitat.....	29
2.4.4. Régime alimentaire.....	30
2.4.5. Système de reproduction.....	30
a. Développement des œufs et larves.....	30
b. Croissance des adultes.....	31
c. Elevage.....	31
• Stades biologiques d'élevage du bar	31
I. Elevage larvaire.....	31
II. Sevrage.....	33
III. Pregrossissement.....	33
IV. Grossissement.....	33
2.5.Principales maladies rencontrées chez le bar.....	34

Chapitre IV : Microbiologie des poissons

1. Contamination endogène ou primaire.....	35
1.1.Germes typiques aquatique.....	35
1.2.Germes d'origine tellurique	35
1.3.Germes de contamination d'origine humaine ou animale.....	35
2. Contamination exogène.....	36
2.1.Salmonelles.....	36
2.2.Coliformes thermotolérants (CTT) à 44°C dits « fécaux ».....	36
2.3.Staphylococcus présumés pathogènes	36
2.4.Bactéries anaérobies sulfite-réductrice (ASR).....	36
2.5.Levures et moisissures.....	36
2.6.Flore mésophile aérobie totale.....	36

Table des matières

Partie expérimentale

Chapitre I : Matériel et Méthodes

1. Matériel	37
2. Méthodes.....	38
2.1. Méthodes d'échantillonnage.....	38
2.1.1. Echantillonnage des poissons	38
2.1.2. Echantillonnage de l'eau de mer	39
2.2. Méthodes d'analyse microbiologique	39
2.2.1. L'analyse des poissons	39
• Préparation de la solution mère.....	39
• Recherche des Salmonelles.....	39
• Recherche des Vibrio	40
• Recherche des Staphylococcus aureus.....	43
• Recherche des Clostridium.....	43
• Recherche des Escherichia coli.....	43
2.2.2. L'analyse de l'eau de mer.....	44
- Recherche des Salmonelles.....	44
- Recherche des Vibrio.....	44
- Recherche des autres germes.....	45

Chapitre II : Résultats, Discussion et recommandation

I. Résultats d'analyses microbiologiques.....	46
I.1. Résultats des poissons	46
- Vibrio.....	46
- Escherichia coli.....	47
-Autres germes	47
* Etudes statistiques des résultats des poissons.....	47
I.2. Résultats de l'eau de mer	51
II. Discussion	52
Conclusion.....	55

Introduction

Introduction

La qualité du poisson frais est indissociable de la notion de fraîcheur. En effet, pour répondre aux exigences des consommateurs, le produit doit posséder des caractéristiques proches de celles du poisson juste après sa capture. Les phénomènes d'altération sont inéluctables et apparaissent dans un laps de temps beaucoup plus court que pour les autres denrées d'origine animale. Les méthodes d'évaluation mise au point par les professionnels de la filière ont permis de définir des critères sensoriels, biochimiques, physiques et microbiologiques témoins de cette perte de fraîcheur.

Les méthodes microbiologiques représentent un outil fiable utilisé dans le contrôle de la qualité des produit de la mer par l'évaluation de la présence possible de bactéries ou d'organismes pouvant avoir des conséquences sur la santé publique et la détermination de la qualité hygiénique du poisson au cours de la manipulation et lors du traitement incluant la rupture de la chaîne du froid.

Ce travail a pour objectif de connaître la qualité microbiologique des deux espèces de poissons Daurade royale « *Spasus aurata* » et Loup de mer « *Dicentrarchus labra* » et aussi l'analyse de l'eau de mer de la ferme O.N.D.P.A de Cap Djinet d'où ils sont pêchés. Nos échantillons sont prélevés de la pêcherie de Cap Djinet de la wilaya de Boumerdes à l'est d'Alger, ces deux espèces sont commercialisées au niveau de cette région.

Le présent travail commence par une partie d'étude bibliographique des travaux antérieurs, suivie d'une partie expérimentale qui décrit les analyses microbiologiques effectuées et se termine par les résultats, une discussion et une conclusion générale.

Partie
bibliographique

Chapitre I

Chapitre I Généralité sur l'aquaculture

1. L'aquaculture dans le monde

La production aquacole mondiale a considérablement augmenté au cours des 50 dernières années. D'un niveau inférieur à 1 million de tonnes au début des années 50, la production (*sans les plantes aquatiques*) déclarée pour 2006 a grimpé à 51,7 millions de tonnes, pour une valeur de 78,8 milliards de dollars US.

La contribution de l'aquaculture aux approvisionnements mondiaux de poissons, de crustacés, de mollusques et autres animaux aquatiques a continué de progresser, passant de 3,9% de la production pondérale totale en 1970, à 36% en 2006. Ainsi, l'aquaculture représentait 47% de l'offre mondiale de poisson en 2006. [1]

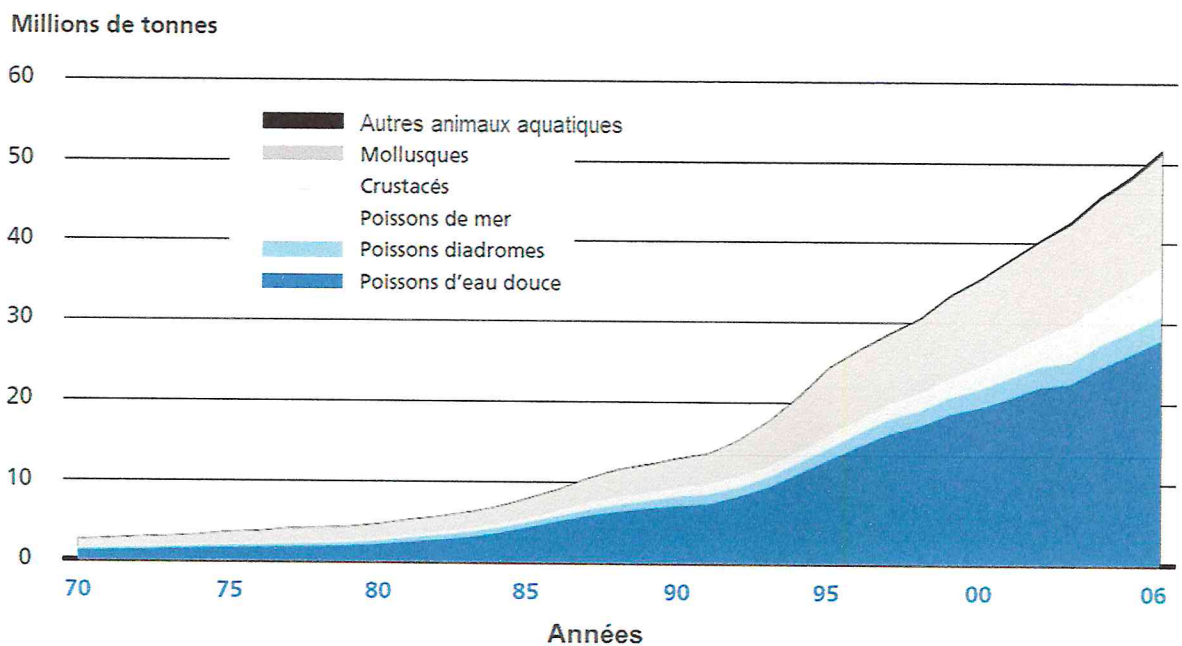


Figure 1. Tendances dans la production aquacole mondiale : principaux groupes d'espèces [1]

2. L'aquaculture en Algérie

L'aquaculture se développe, s'étend et s'intensifie dans presque toutes les régions du monde, excepté en Afrique subsaharienne. En Algérie, elle était pratiquement stagnante durant de nombreuses années, mais elle a connu une production relativement bonne, en 2008 et 2009 (figure 2 ci-dessous). La production aquacole provient à 90% de la pisciculture d'eau douce, résultant principalement des campagnes d'empoisonnement des retenues d'eau [2].

Pour la pisciculture marine, seulement deux projets sont opérationnels. Le premier localisé à Azeffoune (wilaya de Tizi Ouzou) destiné à l'élevage du loup (le bar) «*Dicentrarchus labrax*» et de la daurade royale «*Sparus aurata*» sur cage en mer. Le second, se trouve à Cap Djinet (wilaya de Boumerdes) où l'on fait l'élevage du loup et de la daurade, en bassins en béton, en utilisant l'eau réchauffée d'une centrale électrique à proximité.

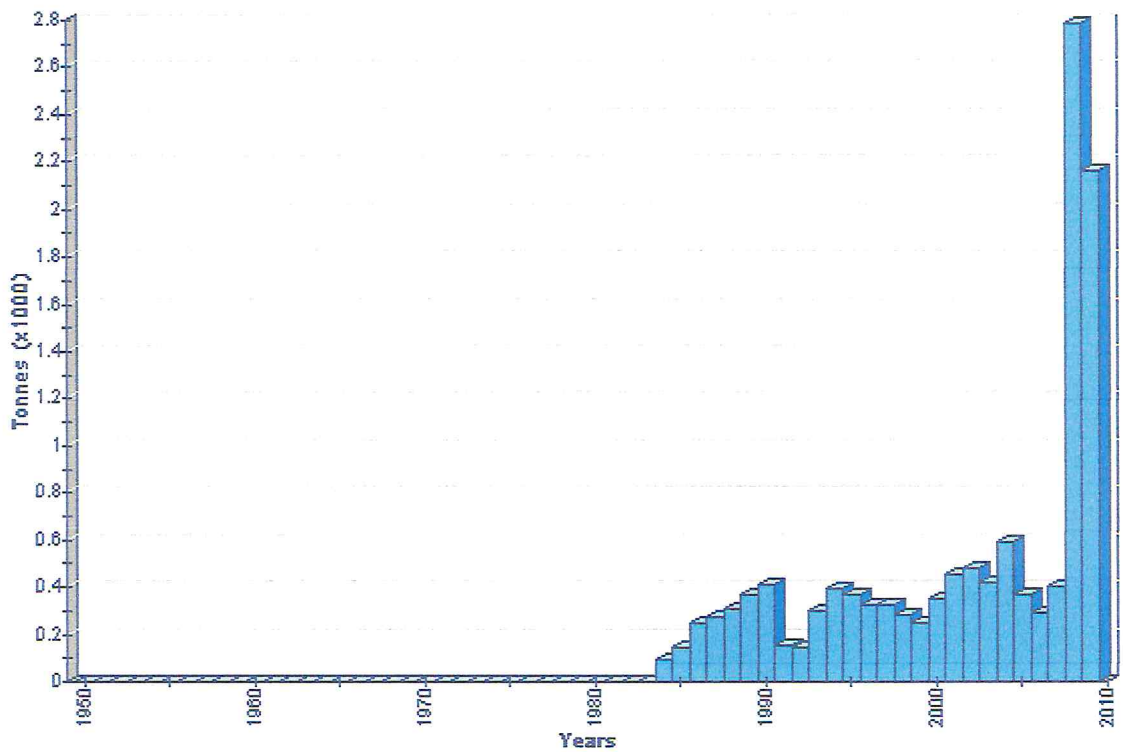


Figure 2. Production totale de l'aquaculture en Algérie (2)

Chapitre II

Chapitre II : Composition du poisson au moment de la capture

La chair des poissons contient plusieurs composants qui sont les protéines, les lipides en quantités variable selon l'espèce et son alimentation, les glucides, les vitamines, ainsi que les minéraux et les oligo-éléments particuliers tels que le phosphore, le sélénium, l'iode et le fluor et sans oublier que l'eau représente le plus grand pourcentage des composants.

1. Eau

Le pourcentage d'eau contenue dans la chair des poissons peut varier selon les espèces, sa moyenne est autour de 80% chez la plupart des espèces. [3]

2. Protéines

Après l'eau qui représente 80% de poids de la chair de poisson, les protéines sont les constituants majeurs. La teneur en protéine des tissus musculaires des poissons est constante de 16 à 22% avec une valeur moyenne de 18.5%. Les protéines du poisson renferment tous les acides aminés essentiels tels la lysine, la leucine et les acides aminés soufrés mais pauvre en tryptophane. [4] (tableau 01)

Tableau 01 : Pourcentage d'acides aminés essentiels de différentes protéines [5, 24]

Acide aminé	Pourcentage %
Lysine	8.8
Tryptophane	1.0
Histidine	2.0
Phénylalanine	3.9
Leucine	8.4
Isoleucine	6.0
Thréonine	4.6
Méthionine-cystéine	4.0
valine	6.0

Les protéines des tissus musculaires du poisson peuvent être classées en générale en trois principaux groupes : les protéines sarcoplasmiques, les protéines myofibrillaires (structurelles) et celles du tissu de soutien. [4]

2.1. Protéines structurelles

Les protéines structurelles représentent 70 à 80% des protéines des muscles. Elles constituent le système contractile responsable du mouvement des muscles : la myosine qui est dominante représente 50-60% alors que l'actine représente 15-20% avec faibles proportions en tropomyosine, troponine l'alfa-actinine et myofibriline. [4]

2.2. Protéines sarcoplasmiques

Elles représentent 25-30% des protéines qui sont soluble dans l'eau. La plupart de ces protéines sont principalement des enzymes du métabolisme énergétique des cellules, comme les enzymes de la glycolyse (la transformation anaérobie du glycogène en ATP).

Elles renferment les albumines, les myalbumines, la myoglobine X, les myoprotéines et les myostromines. [4]

2.3. Protéines du tissu de soutien

Ces protéines représentent 3 à 10% des protéines musculaires. Cette fraction est présente surtout au niveau du tissu conjonctif qui est constitué d'élastine et d'une faible teneur en collagène. L'importance d'une structure conjonctive de soutien étant moindre dans l'eau. [4]

3. Lipides

Chez les poissons, les lipides peuvent être stockés dans plusieurs tissus : tissu adipeux préviscéral, foie ou muscle, en quantité très variable (1 à 20% selon l'espèce et son alimentation). [6]

La capacité du tissu musculaire à stocker les lipides sert d'ailleurs de base à une classification des poissons. On distingue :

-Poisson maigre : dont la teneur en lipides dans le muscle est inférieur à 5% : tels le merlan 0.6%, la sole 1.74%, la truite 2.5% et la dorade 3.5%.

-**poisson intermédiaire** : ou encore appelé <<poisson semi-maigre>> dont la teneur en lipides est comprise entre 3 et 8%, comme la **sardine** 5.2%, le **mulet** 6.8% et le **rouget** 7.9%.

-**poisson gras** : quelques rares poissons dépassent 10% de matières grasses dans le muscle tels que : le **maquereau** 11%, le **thon** 13% et le **saumon** 14%. [7]

Les lipides des poissons sont composés d'une proportion non négligeable d'acides gras (AG) mono-insaturés et polyinsaturés en particulier de la série n-3 ou encore oméga-3, notés également l'acide eicosapentaénoïque ou **EPA1** : C20:5 et l'acide docosahexaénoïque ou **DHA** : C22:6. Du point de vue qualitatif, les acides gras polyinsaturés ont un effet positif sur le système cardiovasculaire en particulier les lipides de la série des oméga-3. [8]

Les lipides sont présents dans les muscles des poissons sous deux formes :

-**Des lipides polaires ou phospholipides (60%)** : composants majeurs des membranes cellulaires constituant la structure intégrale des membranes des unités cellulaires et sont de ce fait appelés souvent lipides structuraux.

-**Des lipides de réserve ou lipides neutres (40%)** : les lipides les plus abondants sont les triglycérides (TG) (30%), fait d'AG saturés et polyinsaturés. [3]

4. Composés azotés non protéiques (CANP)

Ces composés azotés non protéiques peuvent être définis comme des composés de faible poids moléculaire, solubles dans l'eau et renfermant de l'azote. Ils représentent 9-18% de l'azote totale chez les téléostéens.

Les constituants de cette fraction sont les bases volatiles telles l'ammoniac (NH₃), l'oxyde de triméthylamine (OTMA), la créatine, les acides aminés libres, les nucléotides, les bases puriques, et l'urée dans le cas des poissons cartilagineux. [4]

5. Glucides

Les hydrates de carbone forment une composante de moindre importance pondérale dans la chair du poisson (moins de 1% en générale) et se concentrent principalement dans le foie sous forme de glycogène. [4]

6. Minéraux et oligo-éléments

Le poisson contient des quantités appréciables de phosphore, de calcium, de fer et de cuivre. Il est riche en iode 0.55%. D'autre part, le poisson contient de faibles quantités de sodium. [9]

7. Vitamines

Le poisson est considéré comme une bonne source de vitamines A et D. En fait celles-ci sont présentes surtout dans le foie, en faibles quantités dans la chair des poissons maigres, mais très présentes dans celle des poissons semi-gras et gras. Les vitamines E et K sont retrouvées principalement dans les huiles de chair ou de foie, sans oublier la vitamine B12 qui est présente surtout dans le poisson à chair rouge tels que le thon, le hareng, le maquereau. [9]

Chapitre III

Chapitre III : Présentations de la daurade royale « *Sparus aurata* » et de loup de mer (le Bar) « *Dicentrarchus labrax* »**1- Présentation de la daurade royale « *Sparus aurata* »**

La daurade royale « *Sparus aurata* » est un poisson marin Particulièrement apprécié. D'une haute valeur commerciale, la dorade présente une importance halieutique et aquacole, aussi bien en Algérie que sur tout le pourtour méditerranéen. Ainsi, de nombreuses études lui ont été consacrées, portant notamment sur son régime alimentaire, tant en milieu marin que lagunaire ou estuarien.

Le gros de la production provient de la Méditerranée, avec en tête, la Grèce (49%) qui en 2002 était de loin le producteur le plus important. La Turquie (15%), l'Espagne (14%) et l'Italie (6%) sont aussi des producteurs importants en Méditerranée. [10]

On note également, une production considérable en Croatie, Chypre, Egypte, France, Malte, Maroc, Portugal, et en Tunisie. [10]

Il y a aussi des productions de daurade royale dans la Mer Rouge, le Golfe Perse, et la Mer Arabe, où le producteur principal est Palastine (3% de la production totale en 2002) et le Kuwait et Oman étant un petit producteur. [10]

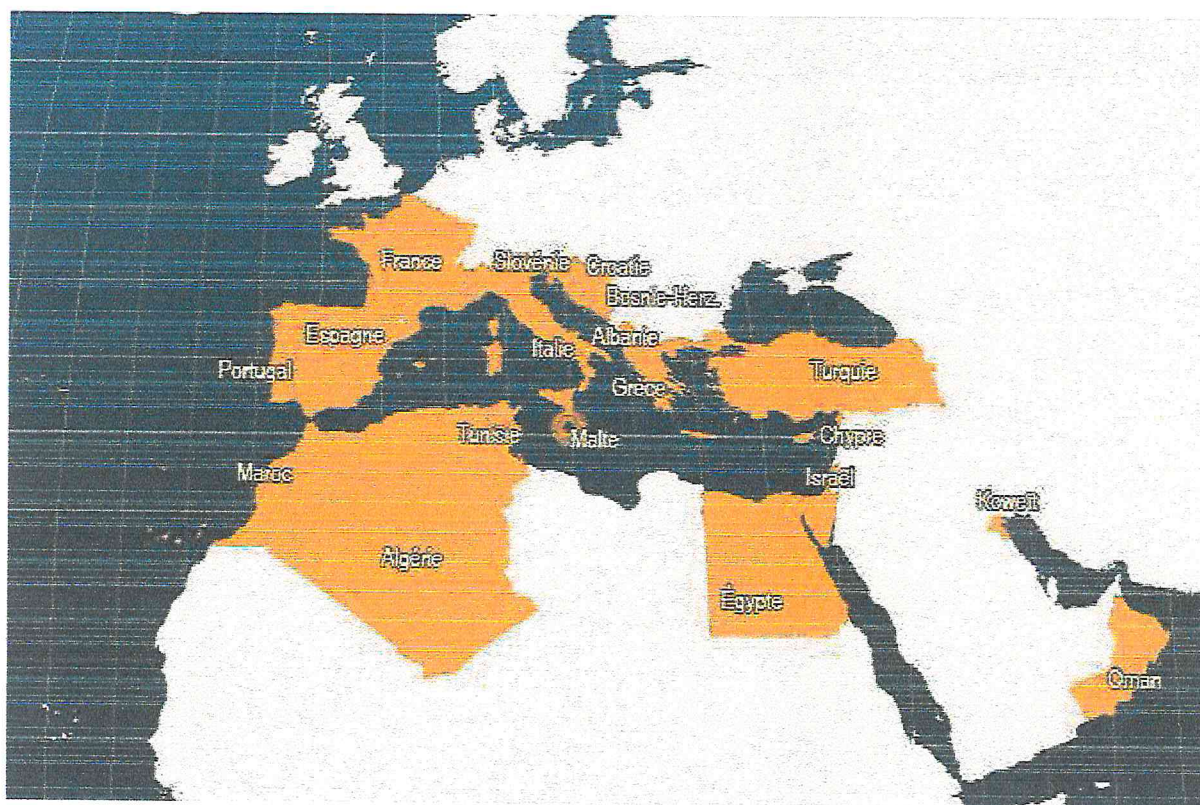


Figure 3. Principaux pays producteurs de Daurade « *Sparus aurata* » en 2006 [10]

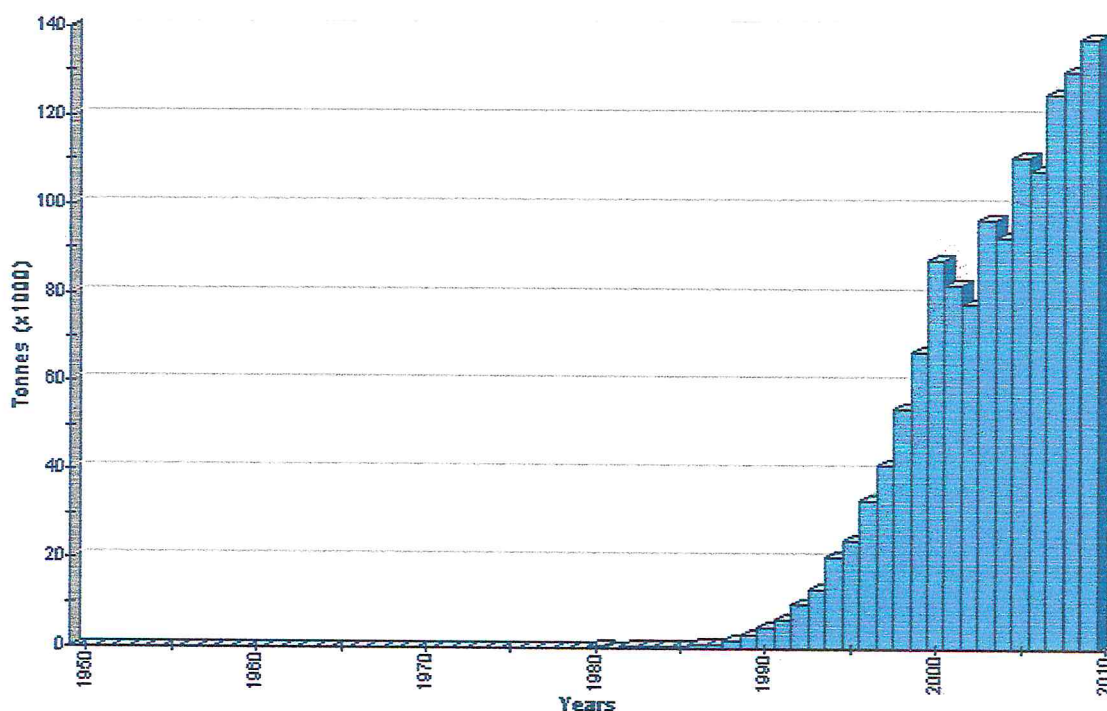


Figure 4. Production mondiale de Daurade « *Sparus aurata* » d'aquaculture [10]

1.1. Systématique

Embranchement : Chordés

Sous-embranchement : Vertébrés

Super-classe : Osthéichthyens

Classe : Actinoptérygiens

Sous-classe : Neoptérygiens

Infra-classe : Téléostéens

Super-ordre : Acanthoptérygiens

Ordre : Perciformes

Sous-ordre : Percoidés

Famille : Sparidés

Genre : *Sparus*

Espèce : *Sparus aurata* (Linnaeus, 1758) [11]

□ Noms utilisés :

-France : Daurade royale

-Grande-Bretagne : Gilthead sea bream

-Italie : Orata

-Espagne : Dorada

Plusieurs espèces portent le nom vernaculaire de dorade (ou brèmes de mer) comme la dorade grise (appelée aussi Sar), la dorade rose et le pageot rose. Mais la daurade royale *Sparus aurata* est la seule dorade qu'on peut également appeler et écrire "daurade". [11, 12,13]

1.2. Morphologie

1.2.1. Coloration :

Elle est bleu argent, avec une bande dorée sur le front et sur les joues. En plus de ce bandeau doré, elle comporte également une tache noire sur le haut de l'opercule, ainsi qu'une tache orangeâtre sur le bas de l'opercule. L'extrémité de la nageoire caudale est noire, ce qui permet une identification aisée. Suivant son habitat, sa couleur varie. Sur une plage peu profonde, ses flancs sont argentés, voir, tirent sur le jaune paille, alors qu'en eau plus profonde, sur des fonds sombres, comme dans les ports, ses flancs seront nettement bleus. [11]

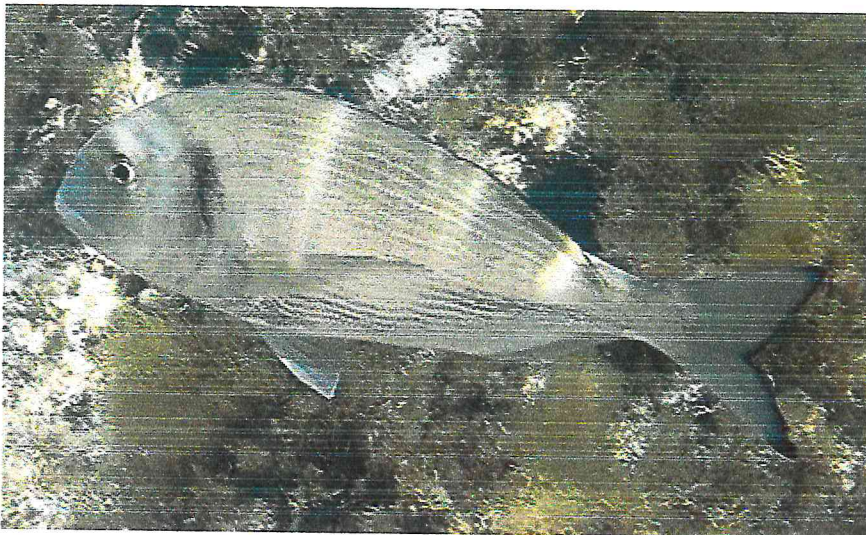


Figure 5. Daurade royale adulte dans son milieu naturel [14]

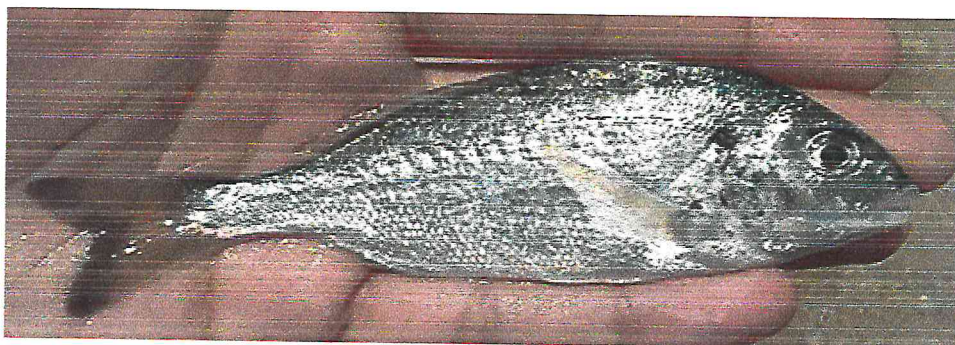


Figure 6. Une jeune Daurade d'élevage (ONDPA Cap Djinet)

1.2.2. Forme :

Le corps est comprimé latéralement, symétrique et présente un profil élevé en avant. Branchiospines courtes, 11 à 13 avec 7 ou 8 inférieures et 5 (rarement 4) à 6 supérieures. Une seule nageoire dorsale à 11 épines et 13 ou 14 rayons mous. Nageoire anale à 3 épines et 11 ou 12 rayons mous. [10]

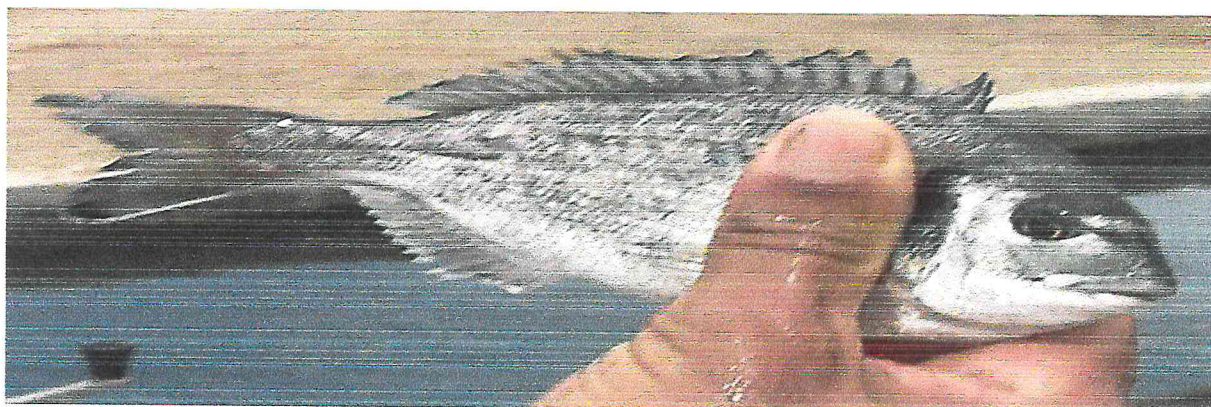


Figure 7. Mise en évidence des nageoires dorsale et anale chez une jeune Daurade d'élevage (ONDPA Cap Djinet)

1.3. Aspects écologiques

1.3.1. Distribution et répartition géographique :

La Daurade vit près des côtes, et s'adapte aux eaux saumâtres. On la retrouve jusqu'à 30m de profondeur en moyenne. On la rencontre en Atlantique Est, dans les îles britanniques (très rare) jusqu'au Sénégal et sur toutes les côtes méditerranéennes, ainsi qu'en Mer Noire (rare) [10,15]

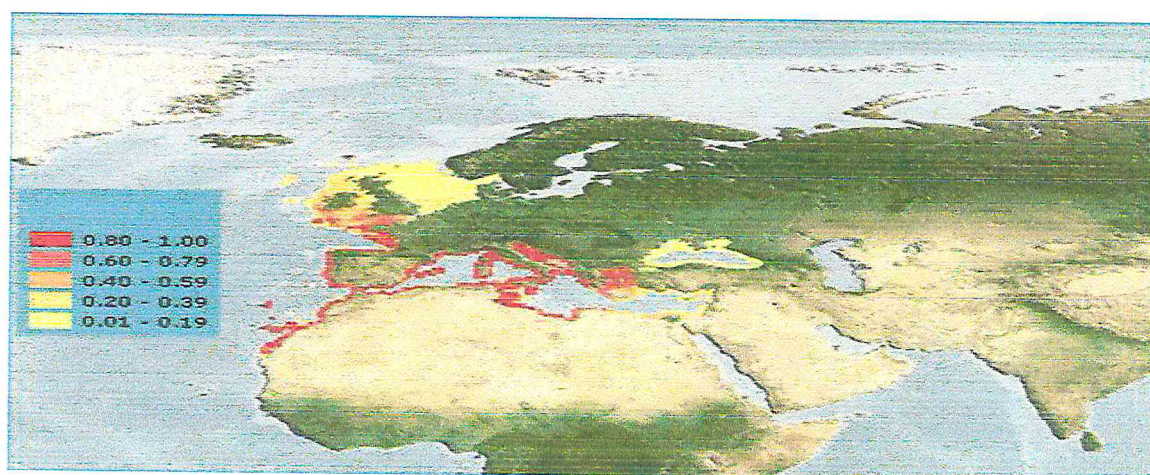


Figure 08. Carte de répartition de la Daurade royale [16]

1.3.2. Limites et optimums écologiques: [15]

Tableau 02 : Limites et optimums écologiques de la Daurade

	Température (°C)	Salinité (‰)	O2 dissous (mg/l)	N-NH3 (mg/l)
Limites	4 à 36	5 à 60	>4	< 0.1
Optimums	17 à 20: reproduction 25 à 27 : croissance	20 à 30	Saturation	

La consommation de routine de la Daurade est de 0.266 ± 0.053 mg O₂/g/h. Elle s'adapte également très mal au manque d'oxygène. Ce qui implique que la surveillance du paramètre oxygène, doit être très rigoureuse en cas d'élevage à forte densité [17].

1.3.3. Habitat :

La Daurade vit seule ou en petits groupes, surtout en zone côtière. Ce poisson s'accommode de toutes sortes de fonds (sableux, rocheux...) [15].

En mer ouverte, la daurade royale est normalement trouvée sur les rochers et les herbiers marins (*Posidonia oceanica*) mais elle est aussi fréquemment capturée sur des fonds sableux [10].

Comme elle est euryhaline et eurytherme, cette espèce est rencontrée dans des environnements aussi bien marins que saumâtre telle que les lagunes côtières et les zones estuarières, en particulier durant les stades initiaux de son cycle de vie. Nés en mer ouverte durant octobre-décembre, les juvéniles migrent au début du printemps vers des eaux côtières abritées, où ils peuvent trouver des ressources trophiques abondantes et des températures plus douces. A la fin de l'automne, ils retournent en mer ouverte, où les adultes se reproduisent [10].

1.3.4. Régime alimentaire :

La larve de Daurade est planctonophage [15]. Les juvéniles et les adultes sont des prédateurs benthiques. Ils consomment des mollusques (bivalves), des crustacés (crabes, crevettes) ainsi que des versets des petits poissons [15, 18, 19, 20].

1.3.5. Croissance

La croissance de la Daurade diffère selon le milieu. Elle est plus rapide les premières années, dans les étangs saumâtres qu'en mer [15].

La taille correspondant à la première maturité sexuelle, est de 33-40 cm pour un poids de 1 à 3 kg [21,22]. La taille commune est de 35 cm [21]. Vers 9 ans, elle atteint 50 à 60 cm [15].

La taille maximale atteinte, est 70 cm [21]

Le poids maximal reporté, est de 17.2 kg [21]

Age maximal reporté : 11 ans [21]

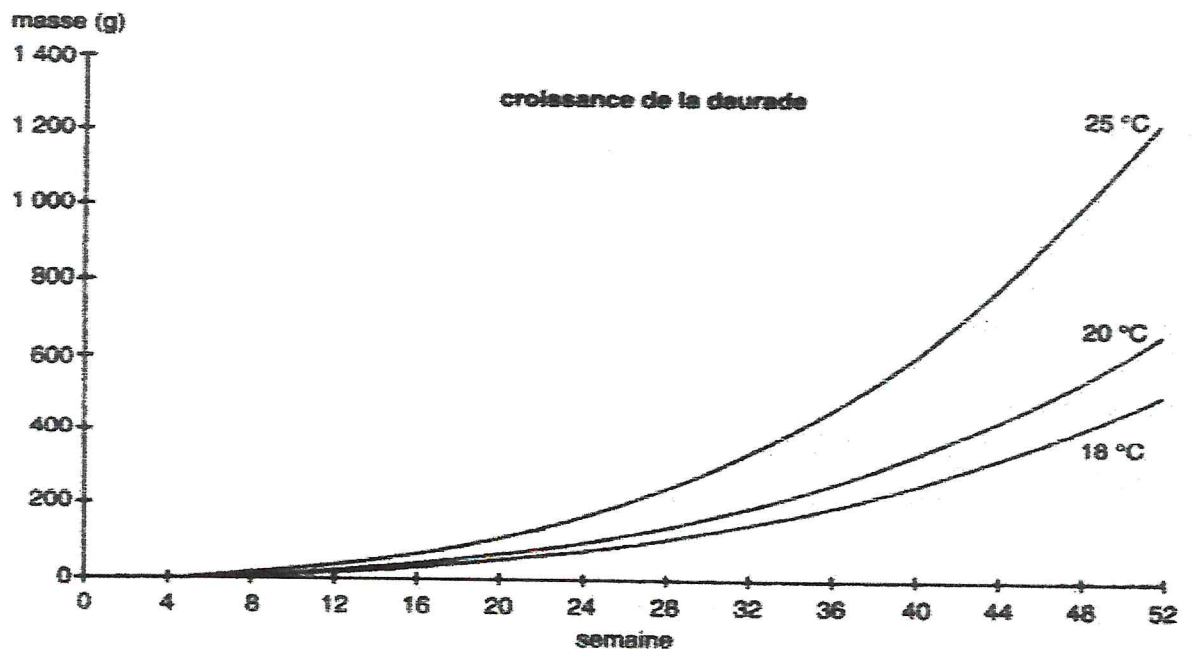


Figure 09. Croissance théorique de la Daurade [23]

1.3.6. Reproduction

C'est une espèce hermaphrodite protandre : un individu sera d'abord mâle (maturité atteinte à 2 ans ; 20-30 cm) puis femelle (maturité atteinte vers 3-4 ans ; 33-40 cm) [10, 15,19].

En fait, après la première maturité sexuelle, 80% des poissons (mâles) subissent une transformation pour devenir femelle. 80% des mâles restants, subiront une transformation pour devenir femelle, lors du prochain cycle ; et ainsi de suite, jusqu'au moment où tous les individus sont devenus femelles [17].

La période naturelle de reproduction s'étale d'octobre à mai, sur une gamme de température allant de 14 à 20 C°. Pendant cette période, la partie dorsale des femelles, vire au noir intense et la partie argentée est plus prononcée [15].

La saison de ponte varie suivant la latitude : de décembre dans la partie Sud de sa zone de répartition, à l'été dans sa zone Nord. La ponte a lieu sur des fonds de 30 à 50 m, mais les œufs sont pélagiques [15, 17,19].

Les femelles peuvent pondre 20 000–80 000 œufs chaque jour pendant une période qui peut aller jusqu'à 4 mois. La fécondité totale étant de 1 000 000 à 3 000 000 d'œufs/kg de poids vif. Les œufs ont un petit diamètre allant de 0.85 à 1 mm [10,15].

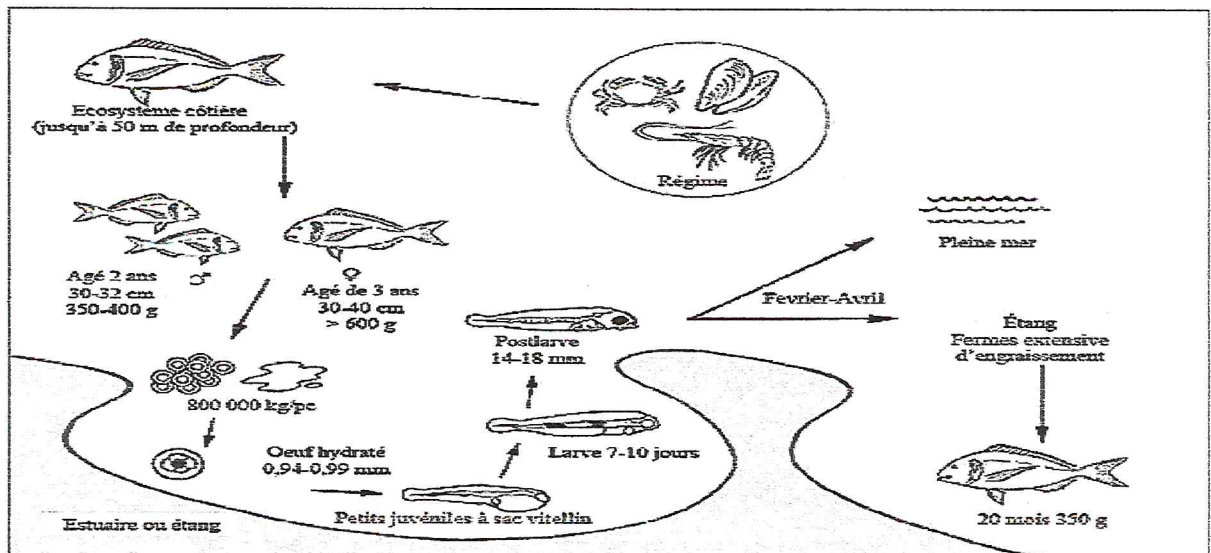


Figure 10. Cycle de reproduction de la Daurade en milieu naturel [10]

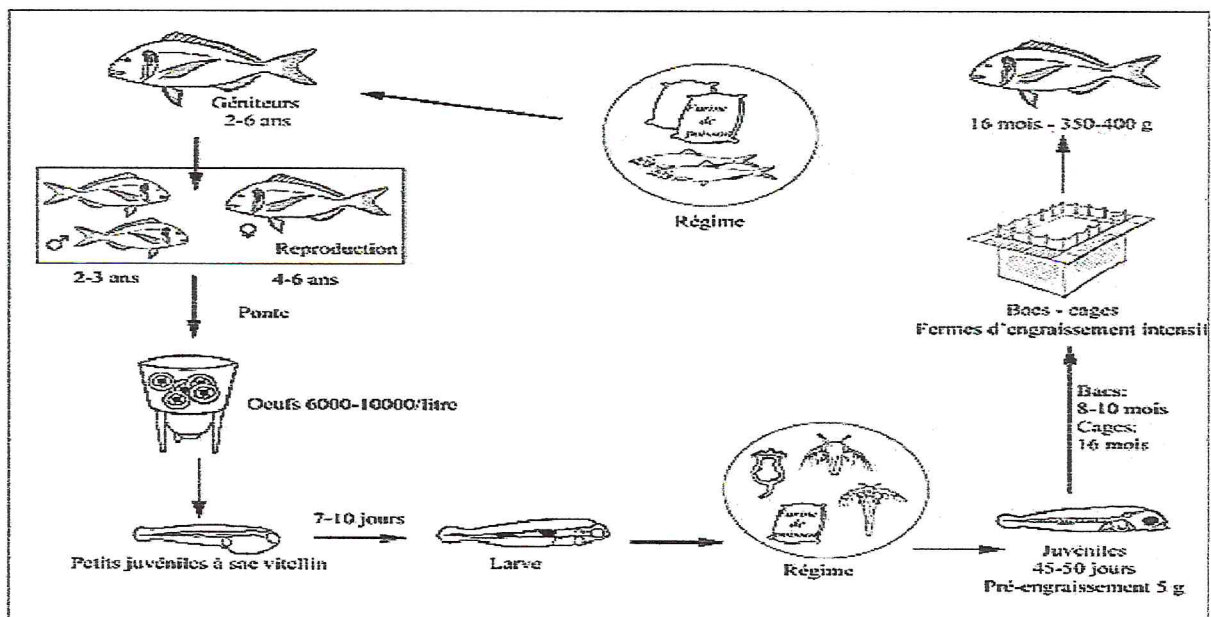


Figure 11. Cycle de reproduction de la Daurade en captivité [10]

2. Présentation du loup de mer (*Dicentrarchus labrax*) :

2.1. Nomenclature :

Nom scientifique : *Dicentrarchus labrax* [25]

Le mot *Dicentrarchus* vient du latin « dicentrarchus » qui signifiait « double épine » (sous réserve de vérification) ; *labrax* vient du grec ancien « labrax » signifiant « vorace », c'est le nom grec de ce poisson. [26].

Synonyme courant du nom scientifique : *Morone labrax* [25]

Le mot « bar » vient du germanique bar (pointe), en référence aux grandes épines dorsales de ce poisson, qui lui donnent une posture de poisson roi.

L'espèce est appelée « loup » en Méditerranée en raison de sa voracité que les anciens ont rapproché de celle (supposée) du loup. [26]

2.2- Systématique :

Super-classe : Poissons

Classe : Ostéichthyens

Sous-classe : Actinoptérygiens

Super-ordre : Téléostéens

Ordre : Perciformes

Sous-ordre : Percoidei

Famille : Moronidae

Genre : *Dicentrarchus*

Espèce : *Dicentrarchus labrax*

Le nom spécifique du bar commun a beaucoup évolué depuis les premières descriptions connues, qui datent de l'Antiquité [27].

Actuellement, il est communément désigné par *Dicentrarchus labrax*, mais sa position systématique n'est pas totalement fixée. [37]

2.3- morphologie :

Le corps du loup est allongé et doté de 2 nageoires dorsales séparées. Son dos est gris ou bleuâtre et ses flancs sont argentés. Sa première nageoire dorsale possède 8 à 10 épines, la seconde une seule épine et une dizaine de rayons mous.

Sa taille maximale est de 100 cm et sa taille commune est de 20 à 55 cm. [5]

Le dimorphisme sexuel est très peu prononcé chez le bar *D. labrax*. on n'a identifié que quelques critères permettant à un œil averti de sexer un poisson, comme la longueur de la tête et la longueur pré-dorsale, qui sont légèrement supérieures chez la femelle. Leur tête serait ainsi plus longue et plus pointue que celle des mâles.

Cependant, l'identification du sexe d'après la morphologie n'est pas une méthode fiable, car elle entraîne un pourcentage d'erreur non négligeable de l'ordre de 20 %. [27]

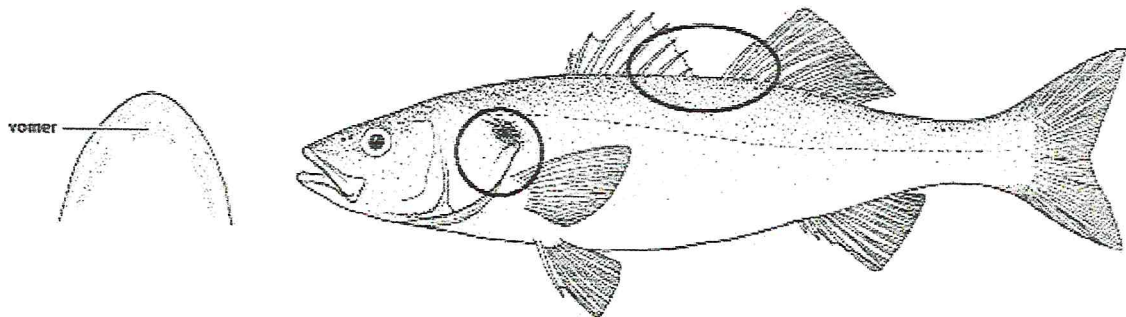


Figure 12. Schéma montrant la morphologie externe du bar commun *Dicentrarchus labrax* [25].

Les principales caractéristiques de cette espèce sont soulignées : opercules épineux, double nageoire dorsale, dents vomériennes en forme de croissant. [28]

2.4-Aspect écologique :

2.4.1- Répartition spatiale :

L'aire totale de distribution de *Dicentrarchus labrax* s'étend, dans l'Atlantique Nord-Est, de 30° N (côtes du Maroc) à 60° N (Sud de la Norvège). Il est présent en Mer d'Irlande, Mer du Nord et Mer Baltique, et il colonise toute la Mer Méditerranée ainsi que la Mer Noire. Il peut être trouvé jusqu'à une centaine de mètres de fond, et jusqu'à environ 80 km des côtes. (27).



Figure 13. Principaux pays producteurs de *Dicentrarchus labrax*. [26]

2.4.2-Limites et optimums écologiques du bar :

Les eaux

Le bar apprécie beaucoup les eaux agitées : vagues, houles, courants ; il se nourrit intensément en période de tempête. [26].

Température :

Le bar survit dans des eaux allant de 2°C à 32°C, mais ne se nourrit pas en dessous de 7°C. Sa croissance est stoppée en dessous de 10°, elle serait la meilleure aux alentours de 22°C. [26].

Salinité

Le bar supporte les eaux plus ou moins salées : de 0,5% à 40%, sachant que la salinité de la mer est de 35%. [26]

2.4.3- Habitat.

Espèce grégaire et côtière qui fréquente les eaux peu profondes recouvrant des fonds variés, le loup apprécie les lagunes saumâtres et l'embouchure des rivières. Eurytherme et euryhalin, le bar tolère des eaux dont les températures varient de 5 à 27°C et des salinités de 7 à 90 g/l. [29]

2.4.4- Régime alimentaire :**Juveniles :**

Le régime alimentaire des post-larves et juvéniles de bar évoluant en milieu naturel a été étudié par de nombreux auteurs, dont notamment [30], au niveau des côtes anglaises. Leurs conclusions rejoignent celles d'autres études concernant des zones géographiques différentes [30 ; 31 ; 32 ; 33], à savoir que les stades les plus jeunes se nourrissent essentiellement de Mysidacés, d'Amphipodes tels que Gammarus ou Corophium, de Copépodes, et de larves de Décapodes et de Cirripèdes.

Adultes :

Le régime alimentaire des bars adultes est également diversifié. Mais il est cependant dominé par deux types de proies principales : les crustacés Décapodes Brachyours, et les poissons. Le bar est un prédateur vorace qui peut ingérer des proies de grandes tailles. Il chasse aussi bien de jour que de nuit, sur le fond ou entre deux eaux. A noter que le bar est également susceptible d'adopter un comportement herbivore. Des estomacs remplis à 100 % d'algues, provenant de bar capturés en chasse sous-marine, en attestent. [34].

2.4.5- Système de reproduction :**a- Développement des œufs et larves :****Œufs :**

Les œufs de bar sont pélagiques. Ils sont relativement petits (autour de 1300 µm en Manche [35], voire un peu moins en Méditerranée), et mettent entre deux et cinq jours pour éclore. Leur faible densité lipidique leur assure une flottabilité neutre, ce qui leur permet de se maintenir dans la masse planctonique [36]. Ils sont situés généralement en surface, et ne sont pas présents à des profondeurs plus importantes s'ils sont absents de la surface. [35]

Larves :

A l'éclosion, les larves mesurent environ 4 mm [27 ; 35]. Arrivées en zone côtière, elles y passeraient environ 30 jours, c'est-à-dire le temps nécessaire pour atteindre le stade de développement correspondant à une taille de 10 mm [38]. Cette taille leur permettrait alors

de pénétrer dans les zones estuariennes puis de s'y développer. En effet, tout au moins en Manche et autour des îles britanniques, les juvéniles restent inféodés à leur estuaire pendant au moins les trois premières années de leur vie.

b- Croissance des adultes

En règle générale, le bar présente une croissance lente, un âge à la première maturité sexuelle tardif, et une forte longévité (plus d'une vingtaine d'années). Cependant, tous ces paramètres biologiques varient en fonction des facteurs du milieu environnant. La température notamment, qui agit sur la production de nourriture disponible et la physiologie des individus, joue un rôle prépondérant.

La diminution de la température en hiver peut ainsi être directement mise en relation avec les arrêts de croissance hivernaux, qui sont marqués sur les écailles des bars chaque année et permettent de déterminer l'âge des individus. C'est également le gradient de température présent tout le long de l'aire de répartition du bar, qui permet d'expliquer en grande partie les variations de croissance trouvées entre les différentes régions où cette espèce a été étudiée.

En effet, plus on se déplace vers le sud, et plus les vitesses de croissance sont élevées. Ainsi, à l'âge de 5 ans, la taille moyenne des femelles est de 54 cm en Méditerranée, 40 cm sur les côtes bretonnes, et 35 cm en Irlande ; tandis que la taille moyenne des mâles est de 48 cm en Méditerranée, 39 cm sur les côtes bretonnes, et 33 cm en Irlande [39].

c. Elevage :

3 phases distinctes caractérisent l'élevage du loup :

- l'obtention d'alevins sevrés en écloserie grâce à la maîtrise de la reproduction;
- le prégrossissement réalisé dans des bacs à terre (de 0,3 g à 5-10 g);
- le grossissement proprement dit des poissons jusqu'à la taille commercialisable (300 g minimum) effectué dans des bacs à terre ou dans des cages immergées. [25]

- **Les stades biologiques de l'élevage du bar (*Dicentrarchus labrax*). [Selon 40]:**

I : Elevage larvaire :

Les larves sont élevées dans des bacs cylindrocôniques de 5 m³ à une densité de 100 larves par litre. Les bacs sont équipés de filtres biologiques et reçoivent un apport journalier de 10% d'eau de mer filtrée (50 um) et stérilisée (UV).

Pendant les dix premiers jours, la larve se nourrit sur ses propres réserves qui sont épuisées lorsque la vésicule vitelline est totalement résorbée (entre le 8ème et le 10ème jour). Au cours de cette période, le poids moyen des larves diminue progressivement de moitié et passe de 950 ng au premier jour (larves L1) à 553 ng au dixième jour (larves L10). L'augmentation de poids frais observée au 7ème jour d'élevage est consécutive à l'ouverture de la bouche et pourrait correspondre à une absorption active d'eau de mer par la larve. En effet le poids sec des larves reste relativement constant du 3ème au 10ème jour.

Bien que l'ouverture de la bouche soit effectuée dès le 7ème jour, les larves ne reçoivent aucune nourriture au cours des dix premiers jours d'élevage, et sont placées à l'obscurité. Au cours de cette phase de l'élevage, la température de l'eau de mer est progressivement remontée de 16 à 20 °C et la salinité est progressivement abaissée à 20 pour 1000 [41]. Un soin tout particulier est apporté au nettoyage de la surface de l'eau qui doit être dépourvue de toute pellicule huileuse afin de ne pas entraver la prise d'air par les larves lors de leur montée en surface. Cette prise d'air est indispensable au gonflement initial de la vessie natatoire des larves. [40]

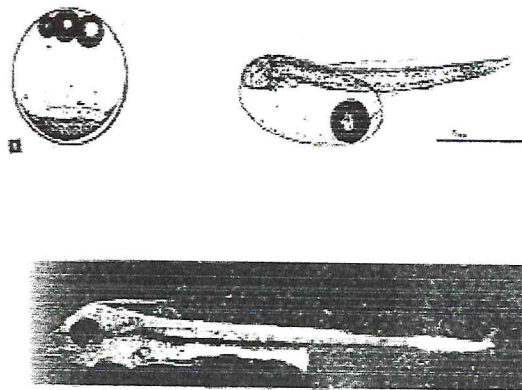


Figure 14. Présentation des différents stades larvaire du bar

1-Oeuf de 1180 um de diamètre.

2- Larve éclos de 3,5 mm de long. (Noter la présence du sac vitellin contenant une goutte d'huile).

3-Larve de 10 jours .Quelques aliments sont visibles dans l'intestin

II: sevrage :

Cette période débutait lorsque le poids moyen des larves atteignait 500 mg et s'achevait entre 1 et 2 grammes de poids moyen [40]. Les recherches concernant la nutrition des larves de poissons ont abouti à la mise au point d'aliments inertes dont la granulométrie est adaptée aux différents stades de développement de la larve, depuis les premiers stades (aliment microparticulaire), jusqu'aux larves de 200 à 500 mg (aliment de sevrage).

Les paramètres d'élevages sont les suivants : température 20 ± 2 °C, salinité 20-25 pour 1000, teneur en azote ammoniacal non ionisé (N-NH₃) 0,02 mg.l⁻¹, oxygénation 120 à 150% de la saturation, débit de renouvellement de l'eau de mer 100% / heure. [40]



Figure 15. Représentation d'une larve du bar de 45 jours

Larve de 45 jours de 15 mm de long. [40]

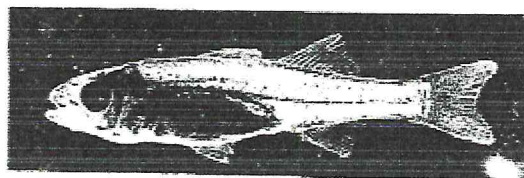
III : pregrossissement :[40].

Figure 16. Représentation d'une larve de 75 jours du bar

La larve de 75 jours mesure 30 mm de long. Elle est semblable à l'adulte.

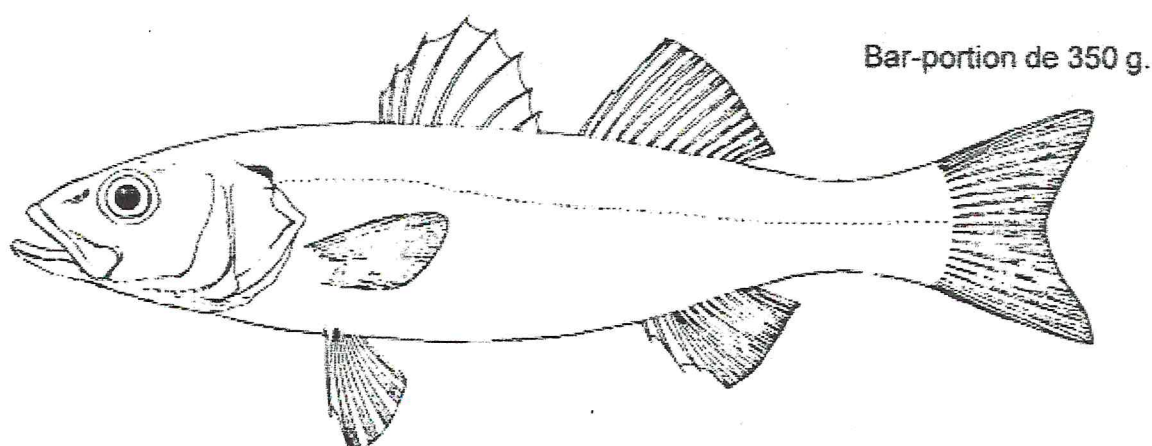
IV-grossissement :[40]

Figure 17. Schéma d'un bar adulte.

2.5. Principales maladies rencontrées chez le bar :

Tableau 03: Principales maladies rencontrées chez le bar. [42]

MALADIE	AGENT	LOUP
Encéphalopathie et rétinopathie virale (nécrose nerveuse virale)	Virus de la nécrose nerveuse virale	
Nécrose Pancréatique	<i>Birnavirus</i> type sp type ab	Larves?
Lymphocystis	<i>Iridovirus</i>	
Aéromonose	<i>Aeromonas hydrophila</i>	eau saumâtre
Vibriose	<i>Vibrio anguillarum</i> <i>V. parahaemolyticus</i> <i>V. vulnificus</i>	
Yersiniose	<i>Yersinia ruckeri</i>	
Myxobactériose	<i>Myxobactérie</i>	
Epitheliocystis	<i>Chlamydia</i>	
Autres bactéries	<i>Streptococcus</i> <i>Edwardsiella</i> <i>Nocardia</i> <i>Pasteurella</i>	
“Tuberculose” des Poissons	<i>Mycobacterium spp.</i>	
Mycose viscérale	<i>Ichthyophomus hoferi</i>	

Chapitre IV

Chapitre IV : Microbiologie des poissons

Normalement, la chair du poisson est stérile. Les régions contaminées sont le mucus qui recouvre la peau, les branchies et le tube digestif [43 ; 44].

La contamination bactérienne de la chair ne survient qu'après la capture. Les sources de cette contamination sont diverses et peuvent être réparties en deux groupes [45 ; 46]

la contamination endogène, la contamination exogène.

1. Contamination endogène ou primaire

Cette contamination a lieu du vivant de l'animal. Elle se fait via la respiration, l'alimentation et lors des déplacements. La composition et la quantité de cette flore bactérienne dépend de l'origine, de la température de l'eau, et de l'alimentation etc. [47].

Certains travaux ont montré une prédominance des bactéries à Gram-négatif dans la flore initiale de poissons issus des eaux tempérées [48] alors qu'une proportion élevée de coques à Gram-positif et de *Bacillus* spp est trouvée dans certains poissons provenant des mers chaudes et des eaux tropicales.

Les bactéries d'origine endogène peuvent être subdivisées en 3 classes :

1.1. Germes typiquement aquatiques

Ils appartiennent généralement aux genres *Pseudomonas*, *Vibrio*, *Flavobacterium*, *Acinetobacterium*, *Micrococcus*, *Corynebacterium*, *Aeromonas*, *Morexella*, [49].

1.2.. Germes d'origine tellurique

Ce sont des bactéries sporulées en particulier les genres *Clostridium* et *Bacillus*. Leur dissémination dans les milieux aquatiques est assurée par les eaux de ruissellement et les eaux de pluie.

1.3. Germes de contamination d'origine humaine ou animale

Ces germes proviennent du tube digestif de l'homme et des animaux. Ils se retrouvent dans les milieux aquatiques à la faveur d'une pollution par les eaux usées mal ou non traitées.

2. Contamination exogène ou secondaire

Après capture, le poisson est sujet à de nombreuses manipulations qui sont à l'origine de la contamination bactérienne (contamination par le personnel, le matériel et l'environnement). Selon HOBBS cité [50], l'Homme constitue la source la plus importante des contaminations exogènes des denrées alimentaires d'origine animale. Les germes apportés par cette contamination secondaire sont des salmonelles, des coliformes thermotolérants, des *Staphylococcus* présumés pathogènes, des bactéries anaérobies sulfito-réductrices, des levures et moisissures, la flore mésophile aérobie totale...

2.1. Salmonelle

C'est un germe qui est commun à toutes les espèces animales et qui se retrouve au niveau de l'environnement pollué. Sa présence dans l'aliment dénote d'un manque d'hygiène.

2.2. Coliformes thermotolérants(CTT) à 44°C dits « fécaux »

Ce sont des bactéries commensales de l'intestin de l'homme et des animaux. Elles sont témoins d'une contamination fécale. Leur recherche dans les poissons permet de suivre l'hygiène observée par les manipulateurs.

2.3. *Staphylococcus* présumés pathogènes

Leur présence dans l'aliment témoigne d'une contamination d'origine humaine et par conséquent de l'existence de porteur sain dans la chaîne de production.

2.4. Bactéries anaérobies Sulfito-Réductrices (ASR)

Ce sont des germes thermophiles. Ils sont considérés comme des germes de contamination pour l'appréciation de l'application de l'hygiène.

2.5. Levures et moisissures

Elles se développent très bien sur des substrats à faible activité de l'eau surtout quand elles se trouvent dans un environnement à hygrométrie relative élevée comme c'est le cas des régions côtières chaudes.

2.6. Flore mésophile aérobie totale

Elle correspond à des bactéries indicatrices d'hygiène dont le dénombrement permet d'apprécier la qualité microbiologique du poisson et l'application des bonnes pratiques d'hygiène. Une flore mésophile dénombrée en grande quantité indique un début du processus d'altération.

L'altération est à l'origine des pertes importantes de poisson après capture.

Partir expérimentale

Chapitre I

Chapitre I : Matériel et Méthodes

L'étude est menée sur la daurade royale « *Sparus aurata* » et le loup de mer « *Dicentrarchus labrax* » capturés, provenus de la pêcherie de Cap Djinet (wilaya de Boumerdes) pêchés de la ferme aquacole ONDPA de Cap Djinet, situé à l'est d'Alger.

L'étude est réalisée sur un total de 24 échantillons (8 échantillons de daurade et 15 échantillons de loup de mer), au niveau du laboratoire central de l'intendance de l'armée nationale populaire (ANP) situé à EL HARRACH (Alger), pendant la période allant de mars à mai 2015.

Un échantillon est représenté par deux ou trois pièces soit de daurade ou de loup de mer prélevé d'un même lot.

1. Matériel

Ils sont constitués d'équipements de laboratoire de microbiologie, on note :

- Bec Benzen : pour assurer une stérilisation instantanée.
 - Bain marie : pour la transfusion des milieux de culture
 - Autoclave : stérilisation à la vapeur
 - Incubateur : pour la culture des bactéries
 - Réfrigérateur : conservation des souches et des réactifs
 - Microscope optique : permet l'observation (état frais, coloration de Gram).
 - Tout genre de pipettes (20cc, 10cc, 5cc, 2cc, 1cc) utilisées pour l'inoculation
- Pipettes Pasteur pour l'inoculation et l'ensemencement
- Micropipettes pour une prise très précise
 - Becher à différents volumes
 - Verre à pied (200cc, 60cc)

- Lames et lamelles utilisées pour l'observation microscopique
- Tubes à essai
- Boîtes de Pétri pour les cultures bactériennes
- Anse de platine utilisée en ensemencement
- Portoir
- Milieux de culture
- l'appareil de filtration d'eau sur membrane et les micro-filtres à 0.45 micromètre de diamètre
- balance électrique à précision
- jarre d'anaérobiose
- STOMACHER et sac à SROMACHER
- les réactifs et les diluants

2. Méthodes

2.1. Méthodes d'échantillonnage

2.1.1. Echantillonnage des poissons

Les poissons utilisés dans cette étude proviennent de la pêcherie de Cap Djinet.

Au total 23 échantillons (8 échantillons de daurade « *Sparus aurata* » et 15 échantillons de loup de mer « *Dicentrarchus labrax* ») ont été prélevés et acheminés dans une glacière portative préalablement désinfectée et remplie de glace au laboratoire pour des analyses microbiologiques.

Une période allant de 2 heures s'écoule entre le moment de capture, et le moment d'arrivée au laboratoire centrale de l'intendance de l'ANP.

2.1.2. Echantillonnage de l'eau de mer

L'eau de mer a été prélevée à 15 cm au dessous de bassin des poissons dans un flacon stérile de 500ml de volume et acheminé au laboratoire.

2.2.Méthodes d'analyse microbiologique

L'analyse microbiologique est basée sur les techniques d'isolement, et d'identification (aspect qualitatif).

2.2.1. L'analyse des poissons

- **Préparation de la solution mère :**

Vingt cinq (25) grammes d'échantillon (bronchies, intestin et de la chair) sont prélevés puis introduits dans le sac à STOMACHERND. On y ajoute une solution d'eau peptonée (l'eau peptonée alcaline « EPA2 » pour les recherche des Vibrio et l'eau peptonée tomponée « EPT » pour les recherches des Salmonelles, Staphylococcus aureus, Clostridium et E. coli) préalablement stérilisée jusqu'à obtenir une masse totale de 250 grammes. Ce mélange est homogénéisé au STOMACHERND pendant 30 secondes. La solution obtenue appelée solution mère est laissée au repos pendant 30 minutes pour assurer la revivification de germes stressés par l'homogénéisation.

- **Recherche des salmonelles (norme ISO 6579/A1 : juillet 2007)**

La recherche et le dénombrement de salmonelle font appel à plusieurs milieux de culture (milieux Rappaport, Sélénite au vert Brillant, hecktoën, rappaport de Vassiliadis, gélose nutritive et API 20 E) et se déroulent en plusieurs étapes.

Pré enrichissement

La solution mère est préparée (25 g de bronchie, intestins et chair de poisson + 225 gm d'EPT) et incubée pendant 24 heures à une température de 37°C.

Enrichissement sélectif

Après cette première étape, 0,1ml et 2 ml de la solution mère sont prélevés et introduits dans deux tubes à essai contenant respectivement 10 ml de rappaport de Vassiliadis (RV) et 20 ml de sélénite cystine. Les tubes sont ensuite incubés pendant 24 heures à 44°C (tube du rappaport) et à 37°C (tube de sélénite au vert brillant).

Isolement

Les cultures sur rappaport et sélénite au vert brillant sont ensemencées séparément dans des boîtes de Pétri stériles dans lesquelles on a préalablement coulé le milieu hecktoen qui s'est solidifié.

Identification et Purification

Les colonies caractéristiques sont isolées sur gélose nutritive puis mises en cultures à 37°C pendant 24 heures.

Confirmation biochimique

Une colonie de la gélose nutritive est ensemencée sur la galerie API 20 E. Après 24 heures d'incubation à 37°C, la galerie est lue.

- **Recherche des *Vibrio cholerae* et de *Vibrio parahaemolyticus*, *V. alginolyticus* et *V. vulnificus* * (défini par l'AFSSA, le CNRVC et l'ENSP : Février 2010)**

L'enrichissement : 25 g de bronchie, intestins et chair de produits + 225 mL d'EPSA 2% + extrait de levure. Homogénéiser (Waring Blender) et transférer en flacon stérile.



Incuber 18 à 24 h

A 41.5°C ± 1°C
Produits frais

A 37°C ± 1°C
Produits congelés



Isolement sur milieu TCBS (Thiosulfate-Citrate-Bile-Saccharose, Bio-Rad, Marnes, la coquette) : 2 ou 3 boîtes*, par épuisement (ne pas agiter l'enrichissement et prélever en surface).



Incuber 24 h (48 h si nécessaire) à 37°C ± 1°C.



les colonies jaunes et plates de 2 à 3 mm de diamètre présomptives de *Vibrio cholerae*,

les colonies jaunes de grande taille présomptives de *V. alginolyticus*,

les colonies jaunes ou translucides présomptives de *V. fluvialis* et de *V. vulnificus*

les colonies incolores à centre vert présomptives de *V. parahaemolyticus*



Cinq colonies caractéristiques pour chaque espèce présomptive de *Vibrio* isolée sur chacune des boîtes de Pétri vont être repiquées sur la **gélose nutritive alcaline (GNA)** à 2 % de NaCl (Biorad), puis incubées 24 h à 37°C pour l'obtention de **souches pures**.



Rechercher l'oxydase.

Pour les souches **oxydase +**



Ensemencer les milieux permettant de rechercher l'ADH et la LDC ***.

Incuber 18 à 24 h à 37°C ± 1°C



Pour les souches **ADH - , LDC + :**



Ensemencer une galerie **API 20 E** (suspension en eau physiologique),

et une galerie de tubes d'eau peptonée alcaline contenant de 0 à 10 % de NaCl (0-3-6-8-10%)



Incuber 24 h à 37°C ± 1°C



Lire la plaque **API 20 E** et la galerie en NaCl

test	Groupe1		Groupe2	Groupe 3	Groupe 4			Groupe5		
	<i>V. cholerae</i>	<i>V. mimicus</i>	<i>V. metschnikovii</i>	<i>V. hollisae</i>	<i>V. damsela</i>	<i>V. fluvialis</i>	<i>V. furnissii</i>	<i>V. alginolyticus</i>	<i>V. parahaemolyticus</i>	<i>V. vulnificus</i>
Croissance dans un milieu contenant :										
0 p.100 NaCl	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-
1 p.100 NaCl	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
oxydase		-	+	+	+	+	+	+	+	+
Nitrate → nitrite		-	+	+	+	+	+	+	+	+
Arginine dihydrolase				-	+	+	+	-	-	-
Lysine décarboxylase				-				+	+	+
Ornithine décarboxylase				-					+	

Le symbole + signifie que 90 p.100 et plus des souches sont positives au test et - que moins de 10 p.100 le sont.

INTERPRETATION DES RESULTATS :

Confronter les résultats de l'identification donnés par le décodage de la galerie API 20 E (en tenant compte, pour l'ADH et la LDC, des résultats des cultures en tubes) à ceux donnés par la galerie en concentration croissante en NaCl (0-3-6-8-10%) interprétée selon le tableau suivant :

0 %	Galerie en sel				Interprétation
	3 %	6 %	8 %	10 %	
+	+	+/-	-	-	<i>Vibrio cholerae</i>
+/-*	+	+	+/-	+/-	<i>Vibrio parahaemolyticus</i>
+/-*	+	+/-	-	-	<i>Vibrio vulnificus</i>
+/-*	+	+	+	+/-	<i>Vibrio alginolyticus</i>

* Lorsqu'elle existe, la croissance est faible

Lorsque les résultats sont compatibles et permettent l'identification de l'espèce :

- repiquer sur gélose de conservation (18-24 h à 37°C) les souches de *V. cholerae*, *V. parahaemolyticus* ou *V. alginolyticus*.

* **Recherche des *Staphylococcus aureus***

0,2 ml (4 gouttes) de la solution mère estensemencé en surface dans des boîtes de Pétri dans laquelle on a coulé au préalable le milieu BP (Baird Parker) additionnée du jaune d'œuf et du téllurite de potassium. Les boîtes sont incubées à 37°C. Après 24 heures, les boîtes sont lues. Les colonies caractéristiques sont marquées sur le dos de la boîte et on les incube à nouveau pendant encore 24 heures à la même température. Après cette deuxième incubation, 03 colonies caractéristiques ou non caractéristiques sont prélevées pour les étapes ultérieures. Les colonies de *S. aureus* apparaissent sur le milieu, noires, bombées, rondes et entourées d'un halo d'éclaircissement

• **Recherche des *Clostridium***

1 ml de la solution mer est prélevé puis introduit dans des boîtes de pétri stériles. Puis dans chacune des boîtes, on coule la gélose TSC préalablement fondu, Après homogénéisation et solidification du mélange, on incube les boîtes dans des jarres d'anaérobiose 24 heures à 37°C.

Les colonies sont noires volumineuses et la coloration ne diffuse pas dans la gélose.

• **Recherche des *E. coli***

Ensemencement de 10ml de solution mère dans des tubes de laboratoire remplis de milieu de culture liquide LS, avec des cloches à gaz. Ces tubes sont incubés à 37°C. Après les 24 heures d'incubation on fait la lecture dont les tubes avec trouble et production du gaz sont positifs(+), ensuite on repique les tubes (+) dans d'autres tubes de milieu EC avec des cloches aussi on les incubes à 44°C. Après 48 heures les tubes sont lus et on repique les tubes (+) de cette étape dans d'autres tubes d'eau peptonée exempte d'indole et on les incubes aussi à 44°C pendant 24 heures. Après ça en rajoute du kovacs à l'eau peptonée exempte d'indole, si un anneau rouge apparait sur la surface c'est *E. coli* (+), s'il n'apparait pas c'est *E. coli* négatif.

2.2.2. L'analyse de l'eau de mer

- Recherche des salmonelles

Le premier enrichissement

Dans un flacon on met 100 ml d'eau de mer à analyser plus 100 ml de sélénite au vert brillant [double concentré (DC)] puis on l'incube à 37°C pendant 24 heures.

Le premier isolement

A partir du flacon enrichi on ensemence en surface 0.1 ml sur gélose hektoen puis on l'incube aussi à 37°C pendant 24 heures. Le premier isolement est lu après les 24 heures

Le deuxième enrichissement

Sur un milieu sélénite au vert brillant en tube de 10 ml on ajoute 0.1 ml de solution mère du flacon et on l'incube à 37°C pendant 24 heures.

Le deuxième isolement

Sur une gélose hektoen on ensemence en surface 0.1 ml de solution du deuxième enrichissement et on l'incube à 37°C pendant 24 heures.

La lecture du deuxième isolement est faite après les 24 heures d'incubation.

- Recherche des *Vibrio*

Le premier enrichissement

On met 50 ml d'eau peptonée alcaline dix fois concentrée dans un flacon, on ajoute 450 ml d'eau de mer à analyser puis on l'incube à 37°C pendant 24 heures.

Le premier isolement

On ensemence sur gélose TCBS et on met la boîteensemencée en culture à 37°C. Après les 24 heures d'incubation la lecture est faite.

Le deuxième enrichissement

Dans un tube on met 10 ml d'eau peptonée alcaline simple concentrée avec 1 ml de solution mère puis on l'incube à 37°C pendant 24 heures.

Le deuxième isolement

Le deuxième isolement est aussi fait sur gélose TCBS à partir du deuxième enrichissement. L'incubation est faite à 37 °C pendant 24 heures. Après, on fait la lecture finale des résultats.

- **Recherches des autres germes :**

Pour toutes ces recherches, on utilise un micro-filtre à 0.45 micromètre de diamètre.

- A- les streptocoques fécaux :
 - (NA 765 : ISO 7899-1)
 {
 - filtration 50 ml
 - ↓
 - Milieu slaretz et bartley
 - ↓
 - 37°C pendants 24h
 }

- B-staphylocoques aureus :
 - (XPT 90-4 12)
 {
 - filtration 100 ml
 - ↓
 - Milieu chapman mannitol
 - ↓
 - 37°C pendans 2-8h
 }

- C-pseudomonas aeruginosa
 - (ISO 16266)
 {
 - filtration de 100 ml
 - ↓
 - Gélose cètrimide à l'acide malidixique
 - ↓
 - 37°C pendants 24h
 }

- D-clostridium perfringens :
 - (ISO 7937)
 {
 - Gélose VF + supplements
 - ↓
 - 44°C pendants 24h
 }

- E- Coliforme fécaux :
 - (NF V 08-015-juillet 1991)
 {
 - filtration de 100 ml
 - ↓
 - Gélose au désoxycholate à 1%
 - ↓
 - 44°C pendants 24 à 48h
 }

Chapitre II

Chapitre II : Résultats et Discussion

I. Résultats d'analyses bactériologiques

1. Résultats des poissons

Les résultats bactériologiques obtenus au cours de notre étude sont donnés dans le tableau ci-dessous :

Tableau 04. Résultats bactériologiques des poissons étudiés

Bactérie \ Espèce	Daurade royale	Loup de mer
Salmonelles	(-)	(-)
<i>Vibrio</i>	<i>V. alginolyticus</i> 99.1% <i>V. cholerae</i> 90.9%	(-)
<i>Clostridium perfringens</i>	(-)	(-)
<i>Staphylococcus aureus</i>	(-)	(-)
<i>E. coli</i>	(-)	(+)

(-) : négatif

(+) : positif

- *Vibrio*

3 prélèvements ont été effectués, tous les résultats apparaissent chez les daurades royales dont nous avons remarqués l'absence totale des *vibrio* chez les loups de mer.

- Les *Vibrio alginolyticus* avec 99.1% de probabilité par le test API 20 E.
- Les *Vibrio cholerae* avec 90.9% de probabilité par le test API 20 E.

Après confirmation des résultats obtenus par le test API 20 E de *Vibrio cholerae* à l'institut pasteur il a été assuré que ce germe ne provoque pas le cholera (*vibrio* non cholérique), il est responsable de l'intoxication alimentaire par ce qu'il est *V. cholerae* de sérotypes non O1/ non O139.

Caractères biochimique des *Vibrio*Tableau 05. Caractères biochimiques des *Vibrio alginolyticus* et *V. cholerae*

Caractère biochimique	V. alginolyticus	V. cholerae
ONPG	-	+
ADH	-	+
LDC	+	+
ODC	+	+
Citrate	-	+
H ₂ S	-	-
URE	-	-
TDA	-	+
IND	+	+
VP	+	-
Gélatinase	+	+
Glucose	+	+
Mannitol	+	+
Inositol	-	-
Sorbitol	-	-
Rhamnose	-	-
Saccharose	+	+
Melibiose	-	-
Anygdaline	-	-
Arabinose	-	-
Oxydase	+	+
NR	-	+

(-) : négatif

(+) : positif

- *E. coli*

2 prélèvements ont été effectués, ils sont présents chez le loup de mer mais aucun cas n'a été observé chez les daurades royales.

- **Autres germes**

Aucun prélèvement n'a été contaminé par les Salmonelles, *Clostridium* et *Staphylococcus aureus*.

• **L'étude statistique des résultats des poissons**

Pour les statistiques de nos résultats on fait les calculs d'après la règle de trois :

L'effectif total d'échantillon (ET) → 100%

$$\rightarrow X = \text{NEC} \times 100\% / \text{ET}$$

Nombres d'échantillon contaminés (NEC) → X

- **Statistiques des *vibrio***
- Prévalence générale

ET= 8 échantillons+ 15 échantillons = 23 échantillons

NEC= 3 prélèvements contaminés

X= 13%

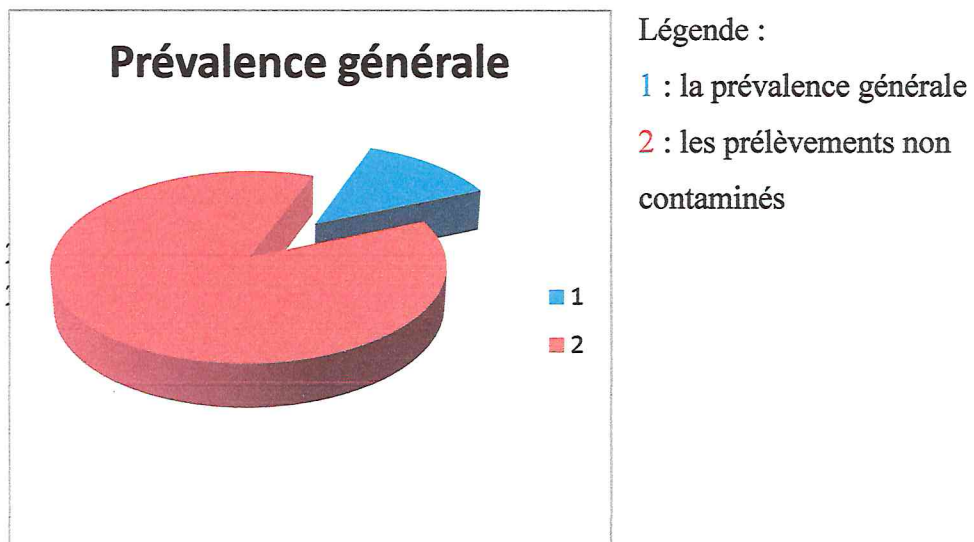


Figure 18. Représentation de la prévalence générale de la contamination par les *Vibrio*

- Prévalence des *vibrio* pour daurades « *Sparud aurta* » :

ET= 8 échantillons de daurade

NEC= 3 prélèvements contaminés

X= 37.5%

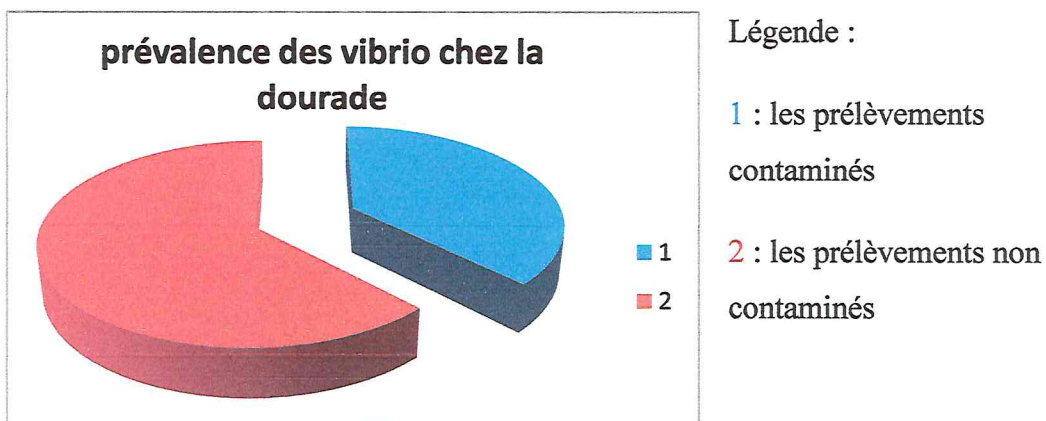


Figure 19. Représentation de la prévalence des *vibrio* daurade

- Prévalence des *Vibrio alginolyticus* et *V. cholerae* pour daurade

ET= 8 échantillons de daurade

NEC1 (*v. alginolyticus*) = 2 prélèvements contaminés

NEC2 (*V. cholerae*) = 1 prélèvement contaminé

X1= 25%

X2= 1.5%

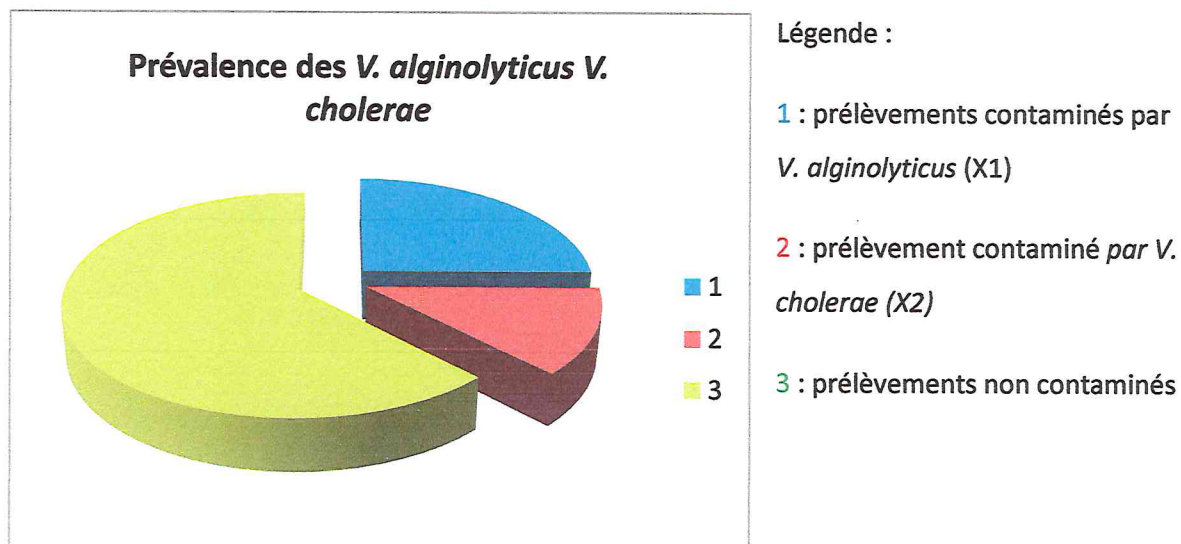


Figure 20. Représentation de la prévalence des *V. alginolyticus* et *V. cholerae* pour daurade

- **Statistiques des *E. coli***

- Prévalence générale :

ET= 23 échantillons

NEC= 2 prélèvements

X= 8.7%

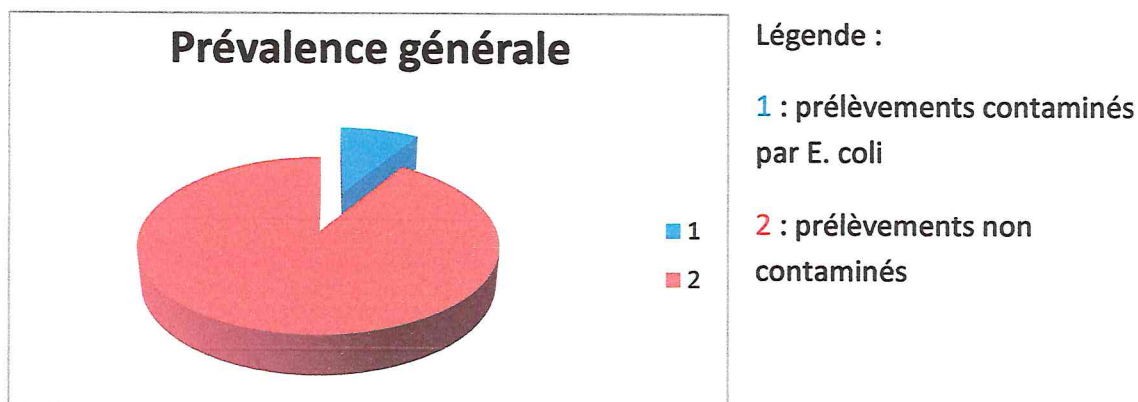


Figure 21. Représentation de la prévalence générale de la contamination par *E. coli*

- Prévalence d'*E. coli* chez le loup de mer

ET= 15 échantillons de loup de mer

NEC= 2 prélèvements contaminés

X= 13.33%

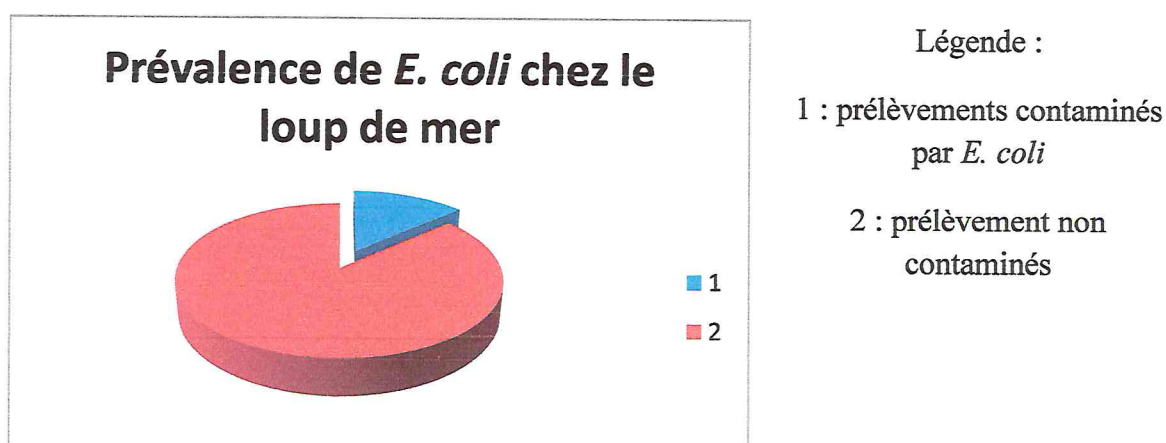


Figure 22. Représentation de la prévalence d'*E. coli* chez les loups de mer

1. Les résultats de l'eau de mer

Après l'analyse microbiologique de l'eau de mer on a remarqué la présence des *Vibrio*, *Coliformes totaux* et *Coliformes fécaux*, *Streptocoques fécaux* et *Staphylococcus aureus*, alors que les salmonelles, les *Pseudomonas aeruginosa* et les *Clostridium perfringens* sont totalement absents.

Les résultats obtenus au cours de notre étude sont illustrés dans le tableau ci-dessous

Tableau 06. Résultats bactériologiques de l'eau de mer

Bactérie	Présence / absence dans l'eau de mer
Salmonelle	-
<i>vibrio</i>	+
<i>Coliformes totaux</i>	+
<i>Coliformes fécaux</i>	+
<i>Streptocoque fécaux</i>	+
<i>Staphylococcus aureus</i>	+
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	-
<i>Clostridium perfringens</i>	-

II. Discussion

Dans ce travail, une étude microbiologique qualitative a été faite sur un total de 8 échantillons de daurade royale « *Sparus aurata* » et 15 échantillons du bar (loup de mer) « *Dicentrarchus labrax* » qui sont prélevés de la pêcherie de Cap Djinet (Boumerdes) (ces poissons sont pêchés de la ferme ONDPA de Cap Djinet), pour la recherche des germes pathogène ou potentiellement pathogène pour les poissons et l'Homme. Plus spécifiquement les bactéries du Genre : *Vibrio spp*, Salmonelles, *Staphylococcus aureus*, *E. coli* et *Clostridium* ...

D'après nos résultats de la recherche des vibrio nous avons isolé *V. alginolyticus* chez les deux espèces de poissons avec un taux élevé , cela pourrait être expliquer par la contamination de l'eau de mer de cap djinet par cette dernière (puisque on les a trouvé aussi dans l'eau de mer) et par le fait de la présence d'une centrale électrique à cap djinet qui rejeté de l'eau chaude dans l'eau de mer ,cela pourrait avoir un impact positif sur la croissance et la multiplication des germes pathogènes.

Ces résultats concordent avec les résultats apportés par l'étude réalisée dans la région méditerranéenne [51]. Les 69.9% des isolements identifiés comme des espèces de *V. alginolyticus*. Cependant, d'autres auteurs [52 ; 53] ont isolé *V. alginolyticus* dans l'eau du nord d'Espagne, ils ont trouvé presque les mêmes résultats.

Pendant ces dernières années, plusieurs épizooties causées par *V. alginolyticus* ont été déclarées chez la daurade royale *Sparus aurata* [51 ; 54]. Le Breton (1999), le considère comme le principal pathogène bactérien décrit dans l'élevage du loup et de la daurade dans la région méditerranéenne. Une augmentation importante de la fréquence de *V. alginolyticus* isolée de poissons malades cultivées a été enregistrée [51 ; 56; 57].

Aussi nos résultats ont montré un isolement de *V. cholerae* non cholérique, tandis que d'autres espèce telles que : *V. parahaemolyticus*, *V. fluvialis* et *V. vulnificus* sont absents.

La présence de *Vibrio alginolyticus* dans le loup de mer et la daurade royale « *Sparus aurata* » qui sont destinés à la commercialisation et l'eau de mer, présente un danger pour la santé humaine car les infections à *Vibrio alginolyticus* principalement rapportées sont des otites, des conjonctivites, des pyodermites superficielles et des gastroentérites. Chez les sujets immunodéprimés, elles peuvent devenir graves et

potentiellement mortelles. Elle peut infecter les tissus cutanés à partir d'une lésion cutanée. A ce titre, *Vibrio alginolyticus* doit faire figurer sur la liste des agents pathogènes en cas d'infection cutanées, en particulier chez les malades ayant été en contact avec de l'eau de mer de régions chaudes ou des animaux marins [58].

Parmi l'espèce *Vibrio cholerae*, on a d'une part les souches appelées « vibrions cholériques » à savoir les sérogroupes O1 et O139 responsables du choléra, et d'autre part, les souches *Vibrio cholerae* non O1 et non O139, isolées le plus souvent dans des cas de gastro-entérites [59].

Vibrio cholerae a été présent dans les deux espèces de poisson, ce qui fait que ces poissons sont susceptibles de poser un risque pour les humains qui les consomment.

Aucune salmonelle n'a été isolée au cours de ce travail. Les travaux d'OUAITARA [60] ont abouti à la même conclusion. Il en est de même des travaux de BERNADAC et coll. [61].

Le taux de contamination enregistré par *Staphylococcus aureus* est de 0% pour tous les échantillons. Nos résultats sont identiques à ceux de BERNADAC et coll. ayant travaillé sur 46 prélèvements ont abouti à des résultats négatifs.

Aucun prélèvement n'a été contaminé par les *Clostridium perfringens*.

Nous avons isolé *E. coli* dans des échantillons de loup de mer « *Dicentrarchus labrax* » avec une prévalence de 13.33%, qui sont des bactéries d'origine fécale qu'on retrouve exclusivement dans le tube digestif des humains et des animaux, Leur présence dans l'eau de mer ou les poissons indique une contamination fécale . [141] et [142].

Sa présence pourrait s'expliquer par la pollution de l'eau de mer de cap djinet par oued d'Isser qui débouche directement dans cette dernière (environ 500m)(figure 23). Dans des études similaires, les *coliformes fécaux* et *Escherichia coli* ont été isolés des intestin et de muscle de *Sparus aurata* et *Dicentrarchus labrax* , Ces microorganismes ne devraient pas être présents sur les poissons fraîchement pêchés [64]. La contamination des denrées alimentaires d'origine de poisson avec *E. coli* pathogène a probablement lieu lors de la manipulation des poissons et pendant le processus de production [65; 66].



Figure 23 : situation de l'ONDPA Cap Djinet par rapport à l'Oued Isser

Conclusion

Conclusion générale

Les produits qui proviennent du milieu marin dont l'équilibre est constamment perturbé par les apports d'éléments polluants influent sur les poissons et provoquent des contaminations bactériennes.

Les analyses bactériologiques ont permis d'évaluer le niveau de contaminations par les différentes flores pathogènes présentes dans les daurades royales « *Sparus aurata* » Et les bars « *Dicentrarchus labrax* ».

On a enregistré la présence de trois germes pathogènes chez le poisson qui sont très dangereux pour la santé humaine : *Escherichia coli*, les *Vibrio alginolyticus* et *Vibrio cholerae* non O1-non O139 qui provoque des intoxications alimentaires

La présence des germes pathogènes au niveau de l'eau de mer provoque une contamination directe des poissons et a donc un effet néfaste sur la santé du consommateur.

Pour avoir des poissons de bonne qualité, il faut mettre en évidence certaines pratiques comme :

- Faire des analyses bactériologiques au niveau des laboratoires de contrôle de la qualité des produits alimentaires ;
- Le respect de la chaîne du froid ;
- le nettoyage et la désinfection systématiques ;
- la formation du personnel ;
- La bonne pratique d'hygiène ;
- Mise en place et application d'une méthode systématique de gestion de la qualité faisant appel à l'analyse des dangers et à la maîtrise des points critiques « HACCP »
- Utilisation des casiers en plastique au moment de leur transport et leur commercialisation ;
- Consommation de poissons bien cuits pour éviter les infections et les intoxications alimentaires.

Il est nécessaire aussi, que les industriels déploient plus d'efforts dans l'amélioration de la qualité hygiénique pour que les produits de pêche et d'aquaculture algériens puissent faire face à la concurrence sur les marchés internationaux.

**Référence
bibliographique**

Références bibliographique

[1] FAO. (2009). La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture 2008. Edition FAO. 194 p. <<ftp://ftp.fao.org/docrep/fao/011/i0250f/i0250f.pdf>>

[2] Vue générale du secteur aquacole national en Algérie. Département des pêches et de l'aquaculture, FAO. <http://www.fao.org/fishery/countrysector/naso_algeria/fr>

[3] Isaac Cuervo Casal

[4] HOUSS ,H.H. (1989). Le poisson frais : qualité et altération de qualité. Rome-FAO; DANIDA.

[5] BRAEKKAN, O.R. (1976). The nutrition significane of fish.

[6] ACKMAAW R, G.(1995). Fiche and Fishery Products. CAB international Oxon UK.

[7] HENDERSON et TOCHER, (1987). BEN OUARGLA, E. et KHAOUANE, M., (2012). Contribution à l'étude de la qualité organoleptique et microbiologique de l'Allache « *Srdinella aurita* » commercialisée au niveau de la ville de Djelfa. 09p.

[8] Le campus de nutrition, (2011). BEN OUARGLA, E. et KHAOUANE, M., (2012). Contribution à l'étude de la qualité organoleptique et microbiologique de l'Allache « *Srdinella aurita* » commercialisée au niveau de la ville de Djelfa. 09p.

[9] SAINCLIVIER, M. (1983). L'industrie alimentaire halieutique, vol N° 01 : le poisson matière première. Bulletin Scientifique et Technique et l4ecile supérieure Agronomique et du Centre de recherche de RENNES.

[10] Programme d'Information sur les espèces aquatiques cultivées ; *Sparus aurata*. Publication FAO. <http://www.fao.org/fishery/culturedspecies/Sparus_aurata/fr#tcN8003F>

[11] *Sparus aurata*. Publication Wikipedia. <http://fr.wikipedia.org/wiki/Sparus_aurata>

[12] Daurade ou Dorade. Publication Larousse. <<http://cuisine.larousse.fr/lecon-experts/ingredients/detail/daurade-ou-dorade>>

[13] Daurade ou Dorade Royale, *Sparus aurata*. Publication Ifremer. <http://envlit.ifremer.fr/infos/glossaire/d/daurade_ou_dorade_royale>

Références bibliographique

[14] Gilt-head bream. Publication Wikipedia. <http://en.wikipedia.org/wiki/Gilt-head_bream>

[15] FERRA, C. (2008). Aquaculture. Edition VUIBERT. 1264 p.

[16] Répartition de la Daurade. Publication aqua maps. <<http://www.aquamaps.org>>

[17] BARNABÉ, G; BILLARD, R. (1984). L'aquaculture du Bar et des Sparidés. Edition INRA. 542 p.

[18] KHARCHOUCHE, A ; MAZOUZI, S. (2010). « Caractérisation physico-chimique et bactériologique des eaux de la ferme d'élevage de poissons marins ONDPA Cap Djinet (Wilaya de Boumerdes) ». Mémoire d'ingénieur, option : environnement marin. ENSSMAL. 62 p.

[19] ENITA de Bordeaux. (1998). Références aquaculture. Edition Synthèse agricole. 310 p.

[20] CHAOUI, L ; DERBAL, F ; KARA, H ; QUIGNARD, J, P., (2005). Alimentation et condition de la dorade *Sparus aurata* (Teleostei: Sparidae) dans la lagune du Mellah (Algérie Nord-est). Publication du laboratoire de bioressources marines, Université d'Annaba et du laboratoire d'ichtyologie méditerranéenne. p 221-225. <www.vliz.be/imisdocs/publications/74907.pdf>

[21] *Sparus aurata*, Gilthead seabream. Publication fishbase. <<http://fishbase.org/Summary/SpeciesSummary.php?ID=1164&AT=daurade+royale>>

[22] La Daurade royale : croissance. <<http://chasse-ss-marine-fabr1703.over-blog.com/article-34168202.html>>

[23] GUILLAUME, J; KAUSHIK, S ; BERGOT, P ; METAILLER, R., (1999). Nutrition et alimentation des poissons et crustacés. Edition INRA. 490 p.

[24] MOUSTGARD, J. (1957). Laerebog en physiologie animale et nutrition physiologie. Copenhague.

Références bibliographique

[25] Linnaeus, (1758). « *Dicentrarchus labrax* », cultured aquatic species fact sheets, FAO pêche et aquaculture.

http://www.fao.org/fishery/culturedspecies/Dicentrarchus_labrax/fr

[26] Guillaume fourrier, (avril 2011); « biologie du bar/loup ». ACTU-PECHE .Fiche poisson, <http://actu-peche.blogspot.com/2011/04/fiche-poisson-biologie-du-bar-loup.html>

[27] Barnabé, G., (1976). « Contribution à la connaissance de la biologie du loup *Dicentrarchus labrax* (L.) (Poisson Serranidae) de la région de Sète ». Université des Sciences et Techniques du Languedoc, Montpellier. Thèse de Doctorat d'Etat. 426 pp.

[28] Quero, J.-C., Porche, P. & Vayne, J.-J. (2003) « Guide des poissons de l'Atlantique européen », identifier 955 espèces, Les guides du naturaliste, Delachaux & Niestlé, Paris. 465 pp.

[29] LEMARIE, G., (1993).loup-bar d'eau douce.equinoxe, 46,30.

[30] APRAHAMIAN, M.W. & BARR, C.D. (1985). The growth, abundance and diet of 0-group Sea Bass, *Dicentrarchus labrax*, from the Severn estuary. Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom. 65: 169-180.

[31] ARIAS, A. (1980). Crecimiento, regimen alimentario y reproduccion de la dorada (*Sparus aurata* L.) y del robalo (*Dicentrarchus labrax* L.) en los esteros de Cadiz. Investigacion Pesquera. 44: 59-83.

[32] FERRARI, I. & CHIEREGATO, A.R. (1981). Feedings habits of juvenile stages of *Sparus aurata* L., *Dicentrarchus labrax* L. and Mugilidae in a brackish embayment of the Po River Delta. Aquaculture. 25: 243-257.

[33] ROBLIN, C. (1980). Etude comparée de la biologie du développement (Gonadogenèse, Croissance, Nutrition) du Loup *Dicentrarchus labrax* en milieu naturel et en élevage contrôlé. Université de Perpignan. Thèse de 3ème cycle. 150 pp.

[34] BOULINEAU-COATANEA, F. (1969). Contribution à l'étude du bar *Dicentrarchus labrax* (Linné). Université de Paris, Faculté des Sciences. Thèse de 3ème cycle, option Océanographie Biologique. 121 pp.

[35] KENNEDY, M. & FITZMAURICE, P. (1968). Occurrence of eggs of bass *Dicentrarchus labrax* on the southern coasts of Ireland. Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom. 48: 585-592.

- [36] PICKETT, G.D. & PAWSON, M.G. (1994). Sea bass biology, exploitation and conservation. Fish and Fisheries series, ed. Chapman et Hall, London. Vol . 12: 337 pp.
- [37] LINNE, C. (1758). « Systema Naturae, per regna tria naturae, secundum classes, ordines, genera, species, cum characteribus, differentiis, synonymis, locis. Editio decima, reformata ». Holmiae : Laurentii Salvii. 1: 824 pp.
- [38] JENNINGS, S. & PAWSON, M.G. (1992). The origin and recruitment of bass, *Dicentrarchus labrax*, larvae to nursery areas. Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom. 72: 199-212.
- [39] GALLET, F. & CAZAUBON, E. (1998). Le bar commun (*Dicentrarchus labrax*) et son exploitation dans le Golfe de Gascogne en 1996. Observatoire des pêches et des cultures marines du golfe de Gascogne, volet Ressources Vivantes. 25 pp.
- [40] Barnabe, G, (1991). « Bases biologiques et écologiques de l'aquaculture ». Lavoisier TEC & DOC. 495 pp.
- [41] Coves, D., Dewavrin, G., Breuil, G. & Devauchelle, N., (1992). « Culture of sea bass (*Dicentrarchus labrax*) ». In Handbook of Mariculture volume II Finfish Aquaculture. McVey (ed.) CRC Press, pp. 3-20.
- [42] G. TIXERANT ; [MALADIES DES POISSONS DE LA MEDITERRANEE](#)
Pathologie des especes elevees en aquaculture marine en mediterranee... ;archive de document de FAO ; Produit par: [Département des pêches](#) ;
<http://www.fao.org/docrep/005/ac910f/AC910F11.htm>.
- [43] BAROSS, J. et LISTON, J., (1970). Occurrence of *Vibrio parahaemolyticus* and related haemolytic vibrios in marine environments of Washington State. *Appl. Microbiol*, **20** :179 – 186.
- [44] SHEWAN, J.M. (1977). The bacteriology of fish and spoiling fish and some related chemical changes induced by bacterial action. In: handling processing and marketing of tropical fish. - Londres Tropical product institute.
- [45] BOURGEOIS, C.M. et LEVEAU, J.Y., (1991). Techniques d'analyse et de contrôle dans les industries agroalimentaires. Vol 3 : le contrôle microbiologique.- 2ème éd. Paris : Lavoisier. Tech. Doc.-454p.
- [46] ROZIER, J., CARLIER, F. et BOLNOT, F., (1985). Bases microbiologiques de l'hygiène des aliments.- Paris : éd. SEPAIC.-230p.

- [47] LEROI, F. (2002). La microbiologie du saumon fumé à froid : aspects hygiéniques et qualité. *Revue générale du froid* (1028) : 35 – 40.
- [48] GRAM, L. et DALGAARD, P., (2002). Fish spoilage bacteria problems and solution. *Curr. Opin. Biotechnol.*, 13: 262 – 266.
- [49] BILLON, J., (1976). Intérêt du froid dans la conservation du poisson et des crustacées : aspects microbiologiques. *Bul. Acad. Vétérinaire de France*. 49 :333-334
- [50] SEYDI, Mg., (1982). Stratégie de santé en situation de développement. Point de vue du vétérinaire. Contamination des DAOA. Incidences sanitaires et économiques. *Médecine d'Afrique Noire* (6) : 307-409.
- [51] ZORRILLA, I., M. CHABRILLON, S. ARIJO, P. DIAZ ROSALES, E. MARTINEZ-MANZANARES, M.C. BALEBONA, M.A. MORINGO, (2003) a - Bacteria recovered from diseased cultured gilthead sea bream (*Sparus aurata* L.) in southwestern Spain. *Aquaculture*, 218 : 11-20.
- [54] BEN KAHLA-NAKBI, A., K. CHAIEB, A. BEBES, T. ZMANTAR, A. BAKHROUF, (2006) -Virulence and enterobacterial repetitive intergenic consensus PCR of *Vibrio alginolyticus* strains isolated from Tunisian cultured gilthead sea bream and sea bass outbreaks. *Vet.Microbiol.*, 117 : 321-327.
- [56] BALEBONA, M.C., KROVACEK, K., MORINGO, M.A., MANSSON, I., FARIS, A., BORREGO, J.J., (1998)c. NEUROTOXIC effect on two fish species and a PC12 cell line of the supernate of *Vibrio alginolyticus* and *V. anguillarum*. *Vet. Microbiol.* 63, 61–69.
- [57] ZORRILLA, I., MORINGO, M.A., CASTRO, D., BALEBONA, M.C., BORREGO, J.J., 2003b. Intraspecific characterisation of *Vibrio alginolyticus* isolates recovered from cultured fish in Spain. *J. Appl. Microbiol.* 95, 1106–1116.
- [58] BALEBONA, M.C., I. ZORRILLA, M.A. MORINGO, J. J. BORREGO, (1998) ;”Survey of bacterial pathologies affecting farmed gilt-head sea bream (*Sparus aurata* L.) in southwestern Spain from (1990) to (1996) ”. *Aquaculture*, 166 : 19-35.
- [59] Anonyme 10; « Rapport du Comité du Codex sur les poissons et les produits de la pêche », Produit par: [Département de l'agriculture](http://www.fao.org/docrep/meeting/005/x7603f/x7603f0s.htm), archive FAO <http://www.fao.org/docrep/meeting/005/x7603f/x7603f0s.htm>
- [60] OUITARA, B. Etude de la qualité bactériologique des filets de poissons congelés. Thèse: Méd. Vét. , Dakar, (1986), 20.

Références bibliographique

[61] BERNADAC M., SCHEIB P., HUGON M. Aptitude à la conservation et contrôle microbiologique des filets de poissons réfrigérés, conditionnés sous pellicule plastique en atmosphère compensée. R.T.V.A., (1985), (208) : 25-34.

[62] ELMUND, GK, MJ ALLEN et EW RICE (1999); "Comparison of Escherichia coli, total coliform and fecal coliform populations as indicators of wastewater treatment efficiency". Water Environ. Res., 71 : 332-339.

[63] Santé Canada (1991); « La qualité bactériologique. Document de support aux « recommandations pour la qualité de l'eau potable au Canada »". Accessible à : www.hc-sc.gc.ca/ehp/dhm/dpc_eau_qualite/eauguide.htm. (consulter le 07/03/2014).

[64] CHATTOPADHYAY, P. (2000): Fish – catching and handling. In: Robinson R.K. (ed.): Encyclopedia of Food Microbiology. Vol. 2, Academic Press, London. 1547 pp.

[65] AYULO A.M., MACHADO R.A., SCUSSEL V.M. (1994): Enterotoxigenic Escherichia coli and Staphylococcus aureus in fish and seafood from the southern region of Brazil. Int. J. Food Microbiol., 24, 171–178.

[66] ASAI Y., MYRASE T., OSAWA R., OKITSU T., SUZUKI R., SATA S., YAMAI S., TERAJIMA J., IZUMIYA H., TAMURA K., WATANABE H. (1999): Isolation of Shiga toxin-producing Escherichia coli O157:H7 from processed salmon roe associated with the outbreaks in Japan, 1998, and a molecular typing of the isolates by pulsed-field gel electrophoresis. Kansenshogaku Zasshi., 73, 20–24.