

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر وتهيئة الساحل
École Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral



**MEMOIRE DE FIN D'ETUDES EN VUE DE L'OBTENTION
DU DIPLOME D'INGENIEUR D'ETAT EN SCIENCES DE LA
MER**

OPTION : Biotechnologie Marine

Thème:

**« Contribution à l'étude de la différenciation morphométrique
et génétique des daurades (*Sparus aurata*) (Linné, 1758)
sauvages et d'élevage »**

Présenté par :

➤ **M^{elle} BENHAMADI Djamila & M^{elle} DOUALA Amina**

Soutenu le 03 Novembre 2019, devant le jury composé de :

Mme CHAOU N.	Maitre assistante A - ENSSMAL	Présidente
Mme KAIDI N.	Maitre assistante A - ENSSMAL	Examinatrice
Mme LAHMER N.	Maitre assistante A - ENSSMAL	Examinatrice
Mme AMAR I.	Maitre assistante A - ENSSMAL	Promotrice
M. LOURGUIOUI H.	Maitre assistante A - ENSSMAL	Co-Promoteur.

Promotion : 2016 /2019

Remerciement

Avant tout, nous remercions Dieu tout puissant de nous avoir guidés durant toutes ces années et de nous avoir permis de réaliser notre rêve et celui de nos parents et nos familles respectives.

*On tient à exprimer notre profonde gratitude et nos sincères remerciements à notre encadreur Mme **AMAR IMEN** pour son aide et surtout pour son assistance, ses précieux conseils et sa gentillesse, pour assurer le succès de ce travail.*

*Nous remercions **M. LOURGUIOUI H** d'avoir bien voulu Co-encadrer ce travail qu'il a suivi avec d'intérêt. Qu'il trouve ici l'expression de toute notre reconnaissance pour son aide et ses conseils et sa disponibilité, encore merci.*

*Nos vifs remerciements vont à **CHAOU N.** d'avoir accepté de présider notre jury. Nous remercions également **Mme KAIDI N** et **Mme LAHMER N** D'avoir bien voulu examiner ce manuscrit.*

*Nous remercions **Mme BOUFARSAOUI.** pour ses orientations et son aide dans la partie statistiques.*

*Nous souhaitons remercier **M. HEMIDA F.** pour les bases de données qui nous a apporté en statistiques appliqués, qui ont été un support pour notre étude.*

*Nos remerciements les plus profonds s'adressent aux ingénieurs du laboratoire (LBCM /AQUA de l'ENSSMAL) en particulier **Mme GUEROUMI.H** pour son dévouement et son aide si précieuse tant sur le plan pratique que moral.*

*Un grand merci à **SAMMAR S** et **IHADJADEN Y.** de la société **DJOUDDHOUR** des études agricoles et aquacoles*

A tous ceux qui nous ont aidés à accomplir ce travail qu'ils trouvent ici l'expression de notre profonde gratitude.

Merci



Djamila et Amina

Dédicace

A l'aide de dieu le tout puissant,

Je dédie ce travail

A mon très cher

Père AHMED

Qui a tant attendu ce jour

*A ma très chère et tendre mère AKIDA, qui
m'a toujours soutenue et aidée*

A mes adorables sœurs

*Aïcha, Fatima Zohra, Zineb, Keltoum et
Halima*

A mes chers frères

*Abdallah, Abd el Karim, Ibrahim, Aïssa et
Ahmed*

Qui n'ont cessé de me soutenir

A mes belles sœurs mes beaux-frères

&

A mes neveux et mes nièces

A tous ceux qui me sont chers,

Mes enseignants, Mes fidèles amies :

*Ma meilleure amie Hadria, Samira, Noucha,
Aïcha, Khadidja et Rachida*

*Je termine avec mon amie Amina, avant d'être
binôme.*

Djamila



Dédicace

Avec l'expression de ma reconnaissance, je dédie ce modeste travail à ceux qui, quelque soient les termes embrassés, je n'arriverai jamais à leur exprimer mon amour sincère

*A l'homme, mon précieux offre du dieu, qui doit ma vie, ma réussite et tout mon respect, mon chère père **Abdallah**.*

*A la femme qui a été mon ambre durant toutes les années des études, qui a veillé à me donner l'aide, à m'encourager et ma protéger, ma chère mère **Fatima el Zohra**.*

*A mes chères sœurs **Houda, Bouthaina et Zaineb***

*A mon chère frère **Mohamed el Salah***

*A mon chère oncle **Samir** puisse dieu, le tout puissant, l'avoir en sa sainte miséricorde.*

*A ma deuxième mère, ma chère grande mère **Aïacha**.*

*A ma chère tante **Zahia***

*A toutes la famille **DOUALA***

*A toute la famille **LOUAHDI***

*A mes cousins de la famille **BAADACHE***

*A tous mes amis et mes proches sans exception et je nome précisément le groupe **RAZAN** :*

Rahma, Amira, Zaineb et Nada.

*A **Djamila**, chère amie avant d'être binôme*

Liste des figures

Liste des figures

Figure (I.1): Illustration de la daurade royale (<i>Sparus aurata</i>).....	15
Figure (I.2): Anatomie externe de la daurade (FAO ,2015).	17
Figure (I.3): Mâchoire d'une Daurade (AKLOUCHE, 2016).	17
Figure (I.4): Carte de répartition de la daurade royale (FROESE, R et PAULY, 2018).....	19
Figure (I.5): Cycle de production de la daurade en milieu naturel (FAO, 2006).....	20
Figure (I.6): Principaux pays producteurs de Sparus aurata (FAO, 2006).	21
Figure (II.1): Les daurades d'élevage nettoyées, débarrassées et stockées, étiquetées.....	27
Figure (II.2) : l'Echantillonnage.	28
Figure (II.3) : Mensuration effectuées sur les spécimens avec les numéros d'ordre représentant les caractères métriques étudiées (présent étude).....	31
Figure (II.4) : Mesures à l'aide d'un ichtyomètre et un pied à coulisse.	32
Figure (II.5) : Filtration et dilution du minéralisât.	36
Figure (II.6) : Appareil de distillation, Behr.	37
Figure(II.7) : Distillat avant et après d'ajouter l'acide chlorhydrique.....	37
Figure (II.8): les principales étapes du dosage des protéines.....	38
Figure (II.9) : Appareils pour l'extraction et dosage des lipides.	40
Figure (II.10) : Les différentes étapes de l'extraction de l'ADN à partir les organes de la daurade.	42
Figure (II.11) : Les appareils pour réussir une électrophorèse d'ADN sur gel d'agarose.	43
Figure (III.1) : les résultats de l'analyse morphologique.....	46
Figure (III.2) : la barre frontale de la daurade sauvage et d'élevage (présent étude).	47
Figure (III.3) : Teneur en protéines dans le muscle des daurades étudiées.	50
Figure (III.4) : Teneur du muscle des individus étudiés en lipides.	51
Figure (III.5): Résultats de l'électrophorèse sur le gel d'agarose à 0.8% avec :.....	55

Liste des tableaux

Liste des tableaux

Tableau (II.1): Le matériel non biologique utilisé lors des différentes manipulations.	29
Tableau (II.2) : Numéros et abréviation des variables sélectionnées.	31
Tableau (III.1) : Variation des moyennes des indices morphométriques entre les daurades de deux origines.	47
Tableau (III.2) : Fluctuation de la moyenne du caractère méristiques.	48
Tableau (III.3) : Test de comparaison entre les rapports morphométriques de la daurade des deux origines.	49
Tableau (III.4) : Teneur en protéines par apport à 100g de la chair de la Daurade.	49
Tableau (III.5) : Teneur en lipides dans le muscle des daurades en fonction de la prise d'essai. .	51
Tableau (III.6) : Synthèse bibliographique des taux des lipides et des protéines.	52
Tableau (III.7) : La quantité du foie et de la nageoire caudale utilisée.	53
Tableau (III.8) : synthèse bibliographique sur l'extraction de l'ADN.	54

Liste des annexes

Liste des annexes

Annexe (I) : les mesures

Annexe (I) : les solutions.

Liste des acronymes

ADN	Acide Désoxyribo Nucléique
°C	Degré Celsius
E	Individu d'Elevage
E.T	Ecart-type
H₂O₂	Peroxyde d'hydrogène
H₂SO₄	Acide sulfurique
HCl	Acide chlorhydrique
EDTA	Ethylène diamine tétra acétique acide
FAO	Food and Agriculture Organization
g	Gramme
ml	Millimètre
mn	Minute
Moy	Moyenne
Na₂SO₄	Sulfate de sodium
Na OH	Soude
NH₃	Ammoniac
(NH₄)SO₄	Sulfate d'ammonium
P	Poids
PCR	Polymerase Chain Reaction.
PH	Potentiel Hydrique
RFLP	Polymorphisme de Longueur des Fragments de Restriction.
S	individu Sauvage
Se	Sélénium
Var	Variance
ε	Test Student
µl	Microlitre

Table de matières

<i>Remerciement</i>	<i>II</i>
<i>Dédicace</i>	<i>IV</i>
<i>Liste des figures</i>	<i>V</i>
<i>Liste des annexes</i>	<i>VII</i>
<i>Liste des acronymes</i>	<i>VIII</i>
<i>Introduction</i>	<i>12</i>
<i>Les daurades royales</i>	<i>15</i>

Chapitre I : GENERALITES

1.La biologie de l'espèce.....	15
2.Taxonomie de l'espèce.....	16
3.Description morphologique	16
4.Contexte historique.....	18
5.Habitat ou distribution géographique.....	18
6.Régime alimentaire	19
7.La croissance.....	19
8.Reproduction	20
8.1. La reproduction naturelle	20
8.2. Maturité et ponte artificiels	21
9.Production.....	21
9.1.Principaux pays producteurs	21
9.2.Système de production.....	22
9.2.1.Approvisionnement en juvéniles	22
Nurserie	22
Technique de grossissement.....	22
9.2.2.Système extensif	23
9.2.3.Systèmes semi intensifs	23
9.2.4.Systèmes intensifs.....	24
10.Apport de nourriture.....	24
11.Techniques de récolte	25

Chapitre II : MATERIEL ET METHODES

1.Matériel biologique.....	27
1.1.Echantillonnage	27
2.Matériel non biologique.....	28
3.Méthodes employées.....	30

3.1.Analyse morphologique	30
3.2.Analyse morphométrique	30
3.2.1.Les critères des variables morphométriques :	30
3.2.1.1. Les critères de mensurations (métriques)	30
3.2.1.2. Les critères de comptage (métristiques)	32
3.2.2.Analyse statistique	32
3.2.2.1. Application du teste de significativité	32
3.3.Analyse biochimique	34
3.3.1.Extraction et dosage des protéines à partir de la chair de poisson sauvage et d'élevage 34	
3.3.1.1.Principe.....	34
3.3.1.2.Mode opératoire.....	35
3.3.2.Extraction et dosage des lipides à partir de la chair de poisson sauvage et d'élevage	38
3.3.2.1.Principe.....	39
3.3.2.2.Mode opératoire.....	39
3.4.Analyse génétique	40
3.4.1.L'extraction de l'ADN	40
3.4.1.1.Principe	40
3.4.1.2.Mode opératoire	40
3.4.2.Contrôle de l'ADN extrait (L'électrophorèse)	42
L'électrophorèse	42

Chapitre III : RESULTATS ET DISCUSSIONS

1.Analyse morphologique	46
2.Analyse morphométrique	47
2.1 <i>Calcul des rapports morphométriques</i>	47
2.2. Caractères méristiques	48
3.Analyse biochimique	49
3.1.Teneur en protéines totale	49
3.2.Teneur en lipides.....	50
4.2.L'électrophorèse.....	54
Conclusion	56

Références bibliographiques

Les annexes

Résumé

INTRODUCTION

Introduction

Les océans constituent une richesse alimentaire très diversifiée englobe celle des algues, des crustacés, des coquillages, des mollusques et des poissons à exploiter. Selon la FAO. Plus de 130 millions de tonnes de poissons sont actuellement pêchés ou élevés chaque année dans le monde. L'évolution profonde des comportements alimentaires ont mené naturellement à une hausse de la consommation des produits aquatiques.

L'aquaculture est la culture d'organismes aquatiques. Elle implique une forme d'intervention dans le processus d'élevage pour augmenter la production aquacole (FAO, 2004).

La daurade royale (*Sparus aurata*): Sparidé de premier choix, c'est un poisson d'exception tant par sa chair que par sa beauté. Elle fréquente quasiment toutes les côtes algériennes, Elle est d'une jolie couleur gris argenté et se caractérise extérieurement par une tâche noire au-dessus des ouïes et une bande dorée entre les yeux qui évoquent une couronne, d'où probablement ce qualificatif de "royale". Sa chair est très délicate, ferme et particulièrement savoureuse. Il existe deux sortes de daurade royale - L'une, sauvage, est pêchée de mai à octobre en Méditerranée. - L'autre, vient de l'aquaculture (des cages en mer ou des bassins sur terre).

La Daurade royale est l'une des espèces les plus importantes consolidées de l'aquaculture méditerranéenne, avec une production de 167.827 tonnes en 2012(FAO, 2014).

Chez plusieurs espèces, les modifications du développement peuvent également être étroitement liées aux changements ontogénétiques dans l'utilisation des ressources (Ward-Campbell et Beamish, 2005). Des modifications de développement aussi différentes peuvent exister entre les poissons sauvages et les poissons d'élevage, étant donné que leur régime alimentaire et leur environnement diffèrent considérablement. De plus, chez des dorades et des bars élevés, la présence de malformations ou d'anomalies morpho anatomiques a été largement documentée (SFAKIANAKIS et al., 2019). L'objectif de cette étude est de voir s'il y a une différence significative entre les individus sauvages et les individus d'élevage sur le plan morphologique, morphométrique, biochimique et génétique chez les daurades (*Sparus aurata*).

Ce travail est divisé en trois parties. La première partie résume les recherches bibliographiques effectuées sur ce sujet, qui ont constituées le point de départ de cette étude ;

Dans la deuxième partie, nous présentons une étude systématique sur les daurades (*Sparus aurata*), basée sur les critères morphologiques, biochimiques et génétiques de ces poissons.

Dans le but de la différenciation génétique de ces poissons nous avons procédé à l'établissement d'un protocole de l'extraction de l'ADN génomique à partir des organes de ces poissons.

Pour finir, la troisième partie est consacrée aux résultats obtenus et à leur discussion.

CHAPITRE I : GENERALITES

Les daurades royales

1. La biologie de l'espèce

Daurade royale *Sparus aurata* (Linné, 1758) ,est répandue en Méditerranée et on la trouve également au large des côtes atlantiques orientales, du Royaume-Uni aux îles canaries. Elle doit son nom latin à la bande dorée caractéristique entre ses yeux. Ce poisson peut vivre dans les eaux marines ainsi que dans les eaux saumâtres des lagunes côtières. On le trouve fréquemment sur les fonds rocheux ou sableux, mais aussi dans les prairies sous-marines. Lors de la période de ponte (d'octobre à décembre), les adultes migrent vers des eaux plus profondes. Au début du printemps, les juvéniles migrent vers les côtes et les estuaires (FAO, 2012).

C'est une espèce carnivore qui se nourrit de mollusques (moules,...), crustacés et poissons ; elle peut être aussi herbivore. Elle est hermaphrodite protandrique : elle est de sexe mâle les premières années de sa vie, puis lorsque sa taille dépasse plus de 30 centimètres, elle devient femelle.



Figure (I.1): Illustration de la daurade royale (*Sparus aurata*).

2. Taxonomie de l'espèce

Règne : Animalia

Embranchement : Chordata

Sous-embranchement : Vertebrata

Super-classe : Osteichthyes

Classe : Actinopterygii

Sous-classe : Neopterygii

Infra-classe : Teleostei

Superordre : Acanthopterygii

Ordre : Perciformes

Sous-ordre : Percoidei

Famille : Sparidae

Genre : Sparus

Espèce : *Sparus aurata* (Linnaeus, 1758)(FAO, 2019).

- **Nom commun**

Sparus aurata (Linné, 1758) est connu sous le nom de Daurade royale en France, «Gilthead sea bream » en Anglais, « Orata » en Italie et «Dorada >> en Espagne (FAO, 2019).

Nationaux : Alger « Quadjoudj » ; Béni-Saf « Dora » ; Annaba, Bédjaia, Ghazouet, Bou-Haroun, Oran et El-Kala « Dorade » (Djabali et al, 1993).

3. Description morphologique :

Corps ovale, assez élevé et comprimé. Profil de la tête régulièrement convexe. Œil petit. Bouche basse, très peu inclinée (FAO, 2015).

Branchiospines courtes, 11 à 13 avec 7 ou 8 inférieures et 5 (rarement 4) à 6 supérieures. Nageoire dorsale à 11 épines et 13 ou 14 rayons mous. Nageoire anale à 3 épines et 11 ou 12 rayons mous. Jous écailleuses, pré opercule nu. Ecailles le long de la ligne latérale 73 à 85. Elle est gris argenté ; grosse tache noire à l'origine de la ligne latérale, débordant sur le

sommet de l'opercule et soulignée sur l'opercule par une zone rougeâtre ; bande dorée entre les yeux bordée de deux zones sombres (moins nette chez les jeunes) ; souvent des lignes longitudinales sombres sur le corps ; une ligne noire sur la dorsale; fourche et pointes caudales bordées de noir (**Figure(I.2)**) (FAO, 2019).

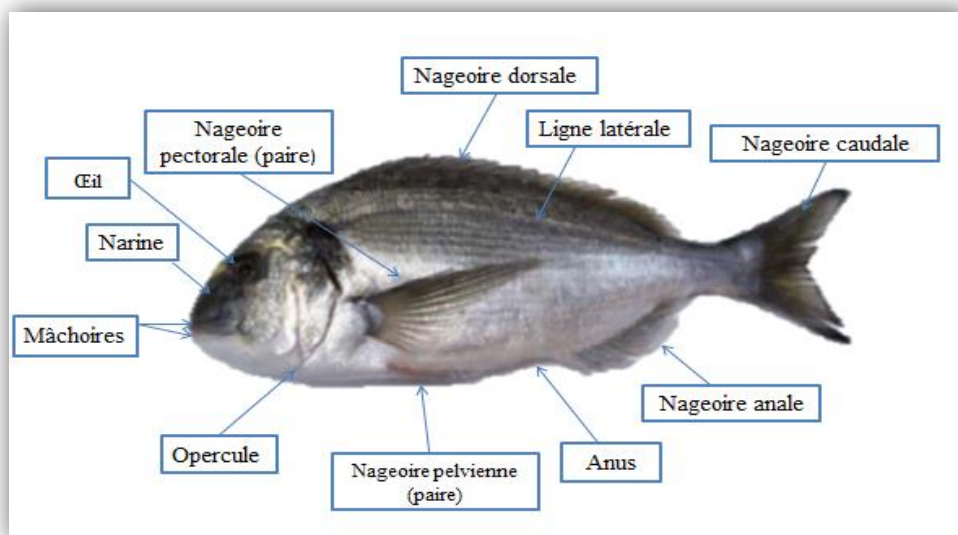


Figure (I.2): Anatomie externe de la daurade (FAO ,2015).

Lèvres épaisses. Quatre à six dents caniniformes antérieures à chaque mâchoire, dents longues et pointues, et latéralement 2 à 4 rangées de molaire (Quéro et Vayne, 2005).



Figure (I.3): Mâchoire d'une Daurade (AKLOUCHE, 2016).

4. Contexte historique

Traditionnellement, les daurades royales étaient cultivées extensivement dans les lagunes côtières et les étangs salés, jusqu'à ce que les systèmes d'élevage intensif aient été développés en 1980. Les systèmes Italiens 'vallicoltura' ou Egyptiens 'hosha' sont des systèmes d'élevage extensif conçus comme des trappes naturelles de poissons, profitant de la migration trophique naturelle des juvéniles de la mer vers les lagunes côtières.

La daurade royale est une espèce très convenable pour l'aquaculture extensive en Méditerranée, grâce à son taux de survie élevé, son comportement alimentaire et son prix sur le marché.

La reproduction artificielle de daurade royale a été réalisée avec succès en Italie en 1981–1982. Alors que, la production à grande échelle des juvéniles de cette espèce n'a été définitivement accomplie qu'en 1988–1989, et ce, en Espagne, Italie, et Grèce. La production en écloserie et l'élevage de ce poisson est une des histoires réussies de l'aquaculture. Cette espèce a démontré très rapidement une grande adaptabilité aux conditions d'élevage intensif, aussi bien en étangs qu'en cages (FAO, 2019).

5. Habitat ou distribution géographique

Sparus aurata est une espèce commune de la Méditerranée, présente le long des côtes de l'Est de l'Atlantique en allant de la Grande Bretagne jusqu'au Sénégal, et rare dans la Mer Noire (**Figure(I.5)**). 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 estuaires, 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. Très sensibles aux faibles températures (la limite létale inférieure est 4°C), à la fin de l'automne ils retournent en mer ouverte, où les adultes se reproduisent (FAO, 2019).



Figure (I.4): Carte de répartition de la daurade royale (FROESE, R et PAULY, 2018).

Sédentaire et assez solitaire elle vit seule ou en petits groupes (Quéro et Vayne, 2005). Surtout en zone côtière. Ce poisson s'accommode de toutes sortes de fonds (sableux, rocheux...) (FERRA, 2008).

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 (FAO, 2005).

6. Régime alimentaire

Selon FERRA (2008) la larve de Daurade est planctonophage. Les juvéniles et les adultes sont des prédateurs benthiques. Ils consomment des mollusques (Bivalves), et en particulier de moules dont elle broie les coquilles avec ses molaires, des crustacés (crabes, crevettes) ainsi que des versets des petits poissons (CHAOUÏ, 2005), et parfois d'algues. Elle semble sensible aux variations de température et peut réduire son alimentation si la température de l'eau baisse de quelques degrés. En général deux périodes fastes pour la pêche le début et la fin de saison, avec un pic l'été (AKLOUCHE, 2016).

7. La croissance

La croissance de la daurade diffère selon le milieu (FAO, 2005). Elle est plus rapide les premières années, dans les étranges saumâtres qu'en mer (FERRA, 2008).

Selon BARNABE (1976) la taille correspondant à la première maturité sexuelle, est de 33 à 40 cm pour un poids de 1 à 3 Kg. La taille commune est de 35 cm, vers 9 ans, elle atteint 50 à 60 cm (FERRA, 2008).

- La taille maximale atteinte, est 70 cm
- Le poids maximal reporté, est de 17,2 Kg
- Age maximal reporté : 11 ans.

8. Reproduction

8.1. La reproduction naturelle

La daurade est un poisson protandre, la première maturité sexuelle est une spermiation qui se produit en général à l'âge de 2 ans (25 à 30 cm de longueur). L'inversion du sexe a lieu à la fin de la troisième ou de la quatrième année; d'abord mâle, elle atteint sa maturité sexuelle entre 1 et 2 ans (taille de 20 à 30 cm), puis elle devient femelle vers 3 ans (soit à une taille d'environ 30 à 40 cm). La fécondation est externe, la saison de reproduction variant selon la région (Filleul, 2001). Les femelles peuvent pondre 20 000-80 000 œufs chaque jour pendant une période qui peut aller jusqu'à 4 mois (BARNABE, 1976; FERRA, 2008).

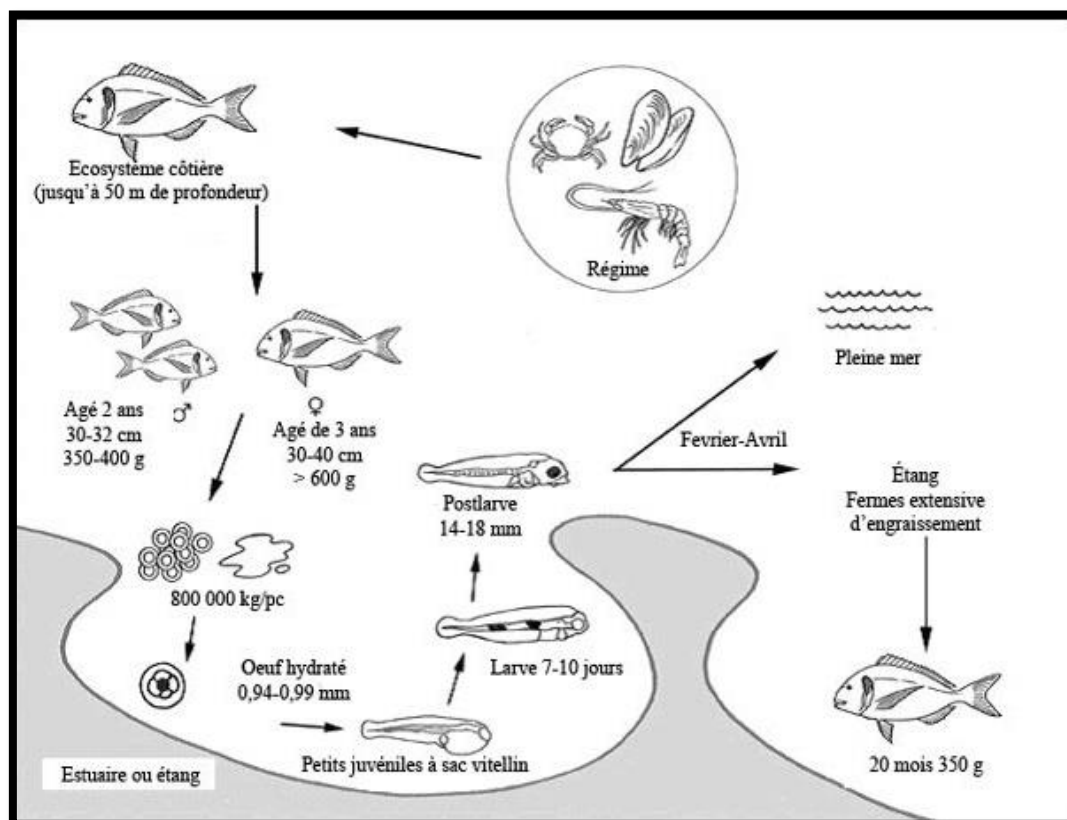


Figure (I.5): Cycle de production de la daurade en milieu naturel (FAO, 2006).

8.2. Maturité et ponte artificiels

Des décalages artificiels de ponte sont obtenus par manipulation des cycles thermo périodiques et photopériodiques ou photopériodiques uniquement (GIRIN et DEVAUCHELLE, 1978).

Chez les poissons marins en général, la photopériode agirait surtout sur le développement des premiers stades ovocytaires et la température sur les derniers stades et plus particulièrement sur la ponte (Kuo et al, 1973). L'arrêt de la saison de ponte est provoqué par une diminution de la température ou par une remontée de la durée d'éclairément.

Ces techniques permettent d'obtenir des œufs toute l'année et d'ajuster les périodes de ponte au planning d'élevage (FAO, 2011).

9. Production

9.1. Principaux pays producteurs :

Les principaux pays producteurs de la daurade sont autour de la méditerranée, ces pays sont : l'Espagne, la France, le Portugal, le Maroc, l'Algérie, l'Italie..... (Figure(I.7)).

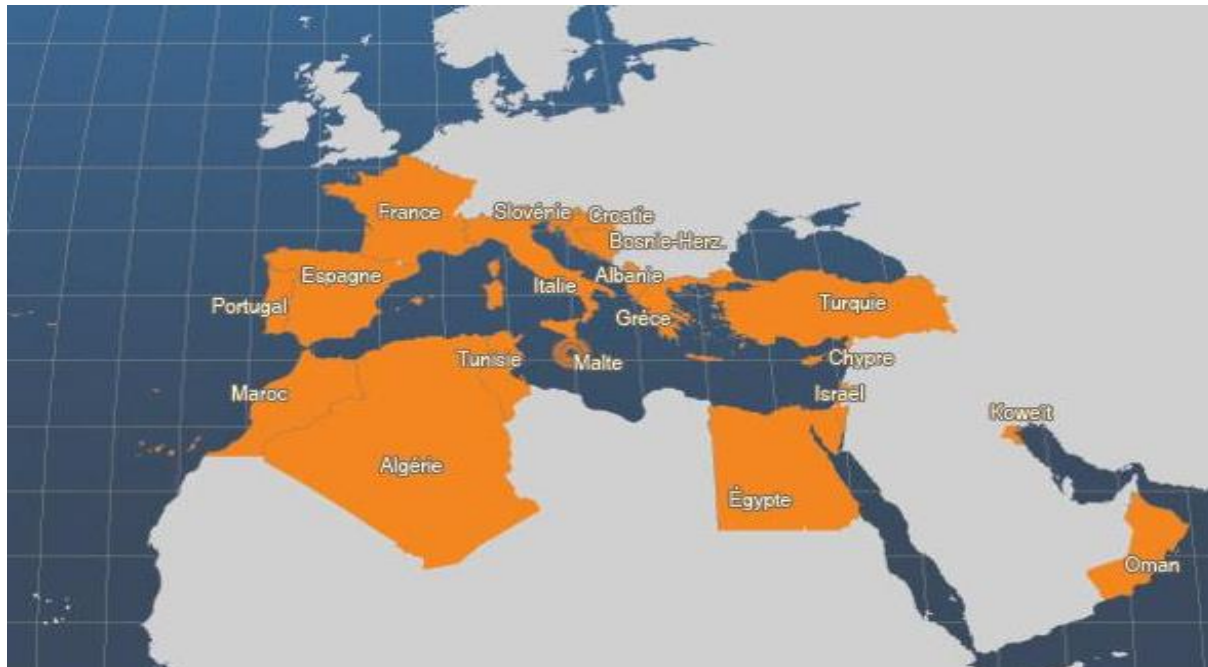


Figure (I.6): Principaux pays producteurs de *Sparus aurata* (FAO, 2006).

9.2. Système de production

9.2.1. Approvisionnement en juvéniles

Normalement chaque écloserie a une unité, où les géniteurs de différents groupes d'âges allant d'1 an pour les mâles jusqu'à 5 ans pour les femelles, sont gardés dans des conditions de stockage de long terme. Les géniteurs peuvent aussi provenir des fermes d'élevage ou du milieu naturel (FAO, 2019).

Il y a deux principaux systèmes d'élevage larvaire appelés système à petite échelle et à grande échelle. Le système d'élevage à petite échelle (<10 m³) est caractérisé par un contrôle très rigoureux des paramètres environnementaux et il est conçu pour produire un grand nombre de juvéniles (150–250/litre). Le système à grande échelle (~200 m³) simule un écosystème naturel. Cette technique garantit beaucoup mieux la qualité larvaire que le système à petite échelle, mais produit beaucoup moins de juvéniles (maximum 10/litre) (FAO, 2019)

Nurserie

Les juvéniles d'environ 45 jours sont généralement transférés dans une section de l'écloserie équipée avec de grands bacs ronds ou rectangulaires (10–25 m³), où le sevrage va avoir lieu. Le stade de sevrage est un vrai système d'élevage intensif. Les densités initiales de larves sont généralement de 10–20 ind./litre à la température de 18°C et une salinité de 35–37‰. Les densités finales peuvent atteindre 20 kg/m³ avec des poissons de 2–3 g. L'aliment est donné à un intervalle de 2 heures de 08,00h à 20,00h, à des pourcentages croissants d'aliment artificiel composé de 150–300 µm de particules. L'aliment sec doit être fourni à environ 20 g/m³(FAO, 2019).

Technique de grossissement

La daurade royale peut être cultivée suivant plusieurs méthodes: dans des étangs et lagunes côtières, avec des méthodes extensive ou semi intensive; ou dans des installations à terre et cages en mer, avec des systèmes d'élevage intensif. Ces méthodes sont très différentes, spécialement quand il s'agit des densités d'élevage et de l'aliment utilisé (FAO, 2019)

9.2.2. Système extensif

Ce système est basé sur la migration naturelle des poissons euryhalins, qui sont alors capturés, généralement par les pièges classiques en filets. Comme cette pratique constitue une source limitée et imprévisible de juvéniles naturels, plusieurs unités commerciales modernes de production extensive comptent aussi bien sur les juvéniles naturels pêchés que sur ceux d'élevage. Généralement, des daurades de 2–3 g sont mises dans les lagunes en avril-mai.

Dans ces systèmes les daurades royales atteignent la première taille commerciale (350 g) dans 20 mois et sont normalement en élevage avec des mullets, des anguilles et des bars. Dans les lagunes du Nord de la Méditerranée, un hivernage dans des bassins profonds, avec la stratification de l'eau douce/eau de mer, est nécessaire pour préserver les daurades royales d'une année. La production totale de ce genre de polyculture varie de 30–150 kg/ha/an selon la productivité de la lagune. Dans les lagunes du nord-est de l'Italie, la production de la daurade royale est de 15–30 kg/ha/an. Durant le cycle de production, les poissons se nourrissent à base de ressources naturelles, aucune alimentation supplémentaire n'est rajoutée. Dans les systèmes d'élevage extensifs la densité des poissons n'excède généralement pas 0,0025 kg/m³ (FAO, 2019)

9.2.3. Systèmes semi intensifs

Dans ces systèmes le contrôle humain de l'environnement de la ferme est plus important que dans le système extensif. Il peut simplement impliquer le peuplement des lagunes avec des juvéniles qui ont été en pré-grossissement dans le système intensif, pour minimiser la mortalité et réduire le temps de l'élevage. Dans ce cas, il est aussi possible de fertiliser la zone d'élevage pour augmenter la disponibilité de nourriture naturelle.

D'autres types d'élevage semi-intensif nécessitent plus de contrôle, avec un apport supplémentaire d'aliment artificiel et d'oxygène. Ce système d'élevage semi intensif est normalement réalisé dans des filets formant une clôture à l'intérieur d'une zone limitée de la lagune. La production finale peut varier largement, selon la taille des juvéniles stockés et la quantité de nourriture donnée. La densité dans les systèmes semi intensifs n'excède pas normalement 1 kg/m³ et la production oscille entre 500 et 2 400 kg/ha/an (FAO, 2019).

9.2.4. Systèmes intensifs

Le grossissement intensif suit normalement les autres phases d'élevage intensif, à savoir la reproduction, l'élevage larvaire, et le pré-grossissement, comme décrit ci-dessus. Les phases de pré-grossissement et grossissement intensives de la daurade royale peuvent être réalisées dans des installations à terre avec des bacs rectangulaires en béton qui varient en taille (200–3 000 m³) selon la taille des poissons et de la production demandée. Le grossissement peut aussi se faire dans des cages en mer, dans des sites abrités ou semi-exposés (Cages flottantes) ou totalement exposés (cages semi-submersibles ou submersibles).

Les systèmes intensifs peuvent être appliqués sur des juvéniles achetés à partir d'autres écloséries séparées, mais les grandes unités de production cultivent leurs propres juvéniles. Dans les systèmes de grossissement intensifs, le taux de conversion alimentaire (TCA) est normalement très favorable (environ 1,3 :1).

Quand les daurades royales sont élevées dans des bacs, elles le sont à des densités très élevées, allant de 15–45kg/m³ et une injection massive d'oxygène est alors nécessaire pour assurer la survie des poissons. Sous d'excellentes conditions (18–26°C), des petites daurades royales pré-grossies (5 g) atteignent leur première taille commerciale (350–400 g) dans à peu près une année. Le grossissement dans des cages en mer est simple et économique ; c'est le système d'engraissement normalement utilisé dans le bassin de la Méditerranée. Bien que les densités (10–15 kg/m³) sont plus faibles que celles des bacs, il y a de grands avantages qui rendent l'élevage en cages économiquement rentable, vu qu'il n'y a pas de coûts de pompage, d'aération, ou de traitement d'effluents. Cependant, il n'est pas possible de contrôler la température dans les cages d'élevage, ce qui explique la longue période d'élevage nécessaire

pour atteindre la taille commerciale, ou le besoin de stocker des juvéniles de plus grande taille. En moyenne, les plus grands juvéniles (10 g) atteignent la première taille commerciale (350–400 g) dans les environs d'une année, alors que de plus petits juvéniles (5) atteignent la même taille en 16 mois (FAO, 2019).

10. Apport de nourriture :

L'aliment artificiel composé dont les particules ont un diamètre de 150–300 µm est distribué par un distributeur automatique à 2 heures d'intervalle à partir de 08:00h jusqu'à

20:00h pour les plus petits poissons (1–3 g), ou manuellement pour les poissons de plus grande taille. Le tri est nécessaire au moins deux ou trois fois par cycle, afin d'éviter de grandes différences de croissance. L'engraissement peut être fait dans des systèmes de bacs ou cages.

11. Techniques de récolte

Avant la récolte quelques jours de jeun sont nécessaires. La longueur de cette période varie selon la température et le taux d'alimentation (par exemple, à 25°C, 24 heures peuvent être suffisantes). A des températures plus faibles, 48–72 heures sont nécessaires. Après une période de jeun adéquat, les poissons sont prêts à être récoltés. Avant de commencer cette opération, la présence de poissons morts ou agonisants doit être vérifiée.

Il est possible de récolter les poissons dans toutes les conditions climatiques dans les installations à terre. Dans les bassins en béton, les ouvriers poussent les poissons vers l'entrée de l'eau en utilisant un petit chalutier, ensuite ils sont attrapés avec des épuisettes ou par pompage. Une grande attention est réservée au nettoyage du fond du bac avant la récolte; ceci assure un poisson plus hygiénique avec de bonnes caractéristiques organoleptiques, puisque ce nettoyage évite que des matériaux indésirables entrent dans les branchies et la bouche des animaux.

Les poissons des cages en mer peuvent être récoltés quand les conditions climatiques sont favorables pour la sécurité des ouvriers. Les poissons doivent être rassemblés dans une aire relativement petite pour qu'ils puissent être pêchés par des épuisettes ou des pompes à vide (FAO, 2019).

CHAPITRE II : MATERIELS ET METHODES

I. Matériel utilisés

1. Matériel biologique

1.1. Echantillonnage :

Notre étude à portées sur des daurades royales d'élevage et sauvage, on a commencé par 54 individus des daurades d'élevage âgés de 12 mois, elles ont été prélevées à partir la ferme aquacole ; Sarl RCK fish au niveau de la Zone d'expansion et de Développement de l'Aquaculture (ZEDA) a Madagh wilaya d'Ain Témouchent le 19/06/2019. Les poissons sauvages (30 individus) ont été prélevées au niveau de la bai d'Alger (**Figure (II.8)**).

Les daurades ont été transportées dans un temps réduit avec une glacière maintenue à basse température.

Au laboratoire elles sont triées, nettoyées et débarrassées. Ensuite, stockées et étiquetées dans des sachets en plastique au congélateur maintenu à une température de -21°C . puis, elles sont pesées et mesurées.



Figure (II.1): Les daurades d'élevage nettoyées, débarrassées et stockées, étiquetées.

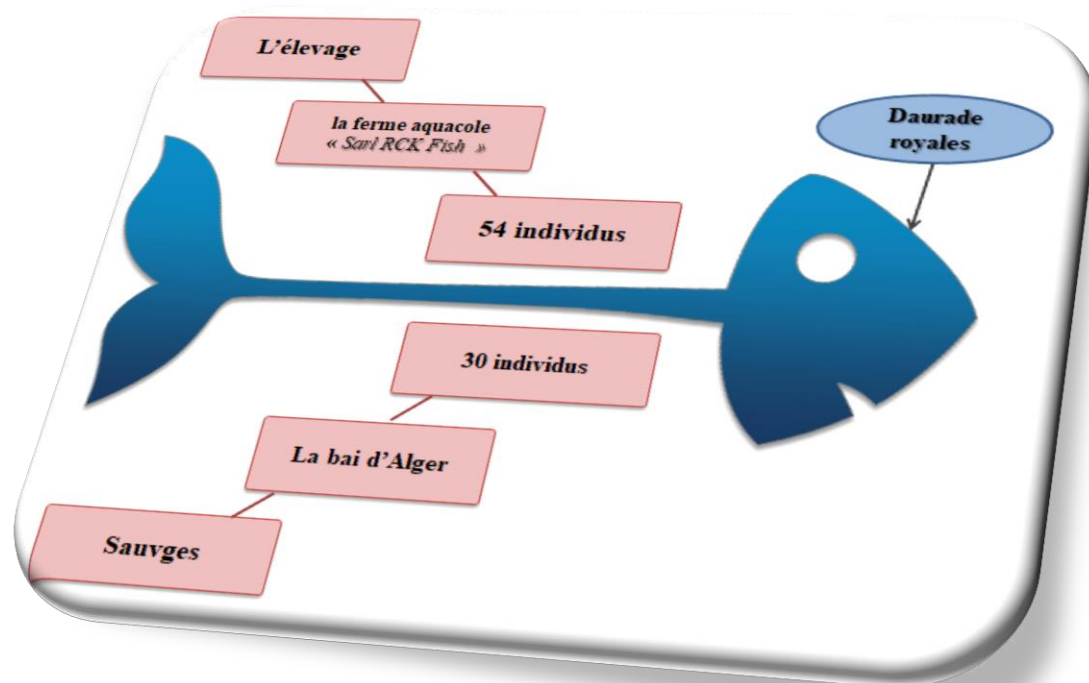


Figure (II.2) : l'Echantillonnage.

2. Matériel non biologique

Pour la réalisation de ce travail on a utilisé le matériel représente dans le tableau (II.1) suivant :

Tableau (II.1): Le matériel non biologie utilisé lors des différentes manipulations.

<i>Analyse</i>	<i>Appareillage</i>	<i>Outils et verrerie</i>	<i>Réactif</i>
Morpho métrique	Balance	Pied à coulisse Ichtyomètre	/
Biochimique	<ul style="list-style-type: none"> - Agitateur magnétique ; - Appareil de distillation ; - Appareil de minéralisation Kjeldhal ; - Balance analytique ; - Etuve à thermostat réglable ; - Haute d'aspiration ; - Microprocessoc pH mètre 	<ul style="list-style-type: none"> - Matras de Kjeldahl ; - Micropipette ; - Entonnoirs ; - Papier –filtre ; - Erlenmeyers de 100ml ; - Erlenmeyers colorés en brun à bouchon ; - Cylindres gradués de 100ml. 	<ul style="list-style-type: none"> - Sulfate de sodium(Na₂SO₄) ; - Sélénium(Se) ; - Peroxyde d'hydrogène(H₂O₂) à 60% (10V) ; - Acide sulfurique (H₂SO₄) concentré ; - Soude(NaOH) ; - Acide Borique à 4% ; - Solution d'indicateur de Tashiro ; - Acide chlorhydrique à 0.2N ; - Eau distillée.
Génétique	<ul style="list-style-type: none"> - Balance de précision ; - Bain marie son agitation ; - Boîte d'éclairage UV ; - Centrifugeuse - Cuve à électrophorèse ; - Plaque chauffante ; - 	<ul style="list-style-type: none"> - Trousse de dissection - Mortier ; - Tubes coniques ; - Tube Ependof ; - Verrerie ; - Portoirs ; - Mélangeur magnétique 	<ul style="list-style-type: none"> - Acétate de sodium ; - Agarose ; - Bromure d'Ethidium ; - Colorant Bromophénol - Ethanol absolu ; - Solution protéinase k ; - Phénol saturé ; - TE ; Tampon ; - Tampon TBE ; - Tampon à l'urée ;

3. Méthodes employées

3.1. Analyse Morphologique

Selon IFREMER (2010) ; on effectue une observation détaillée à l'œil nu, pour pouvoir comparer les différents aspects morphologiques entre les individus issus d'élevage et les individus sauvages.

3.2. Analyse Morphométrique

L'analyse morphométrique aide à comprendre la relation entre les parties des corps (CARPENTER., 1996).

La démarche classique dans toute étude sur la base des critères morphométriques, est d'effectuer un relevé de valeurs de plusieurs variables quantitatives et / ou qualitatives quelconques (longueurs, dénombrement des rayons,...) sur un échantillon d'individus appartenant à une même espèce ou à des espèces différentes, et de réaliser par la suite une analyse de données afin d'accéder à l'information nécessaire permettant une interprétation plausible des phénomènes génétiques ou autres qui régissent ces populations (BOUHADAD, 1998).

3.2.1. Les critères des variables morphométriques :

3.2.1.1. Les critères de mensurations (métriques)

C'est une partie de l'étude scientifique de la morphologie d'un organisme, consiste à déterminer les données métriques par les mensurations d'un spécimen telles que la hauteur de corps, la longueur de tête, etc (AquaPortail, 2007).

Nous avons retenu dans cette étude 23 paramètres métriques (**Figure(II.3)**. et **Tableau(II.2)**)(Šegvić-Bubić, 2014), Les longueurs totales et standard sont mesurées à l'aide d'un ichtyomètre et les autres mesures sont faites à l'aide d'un Pied à coulisse digital. Les valeurs des diverses distances sont appréciées au centimètre près. L'analyse a été effectuée chez la daurade sauvage et d'élevage.

Nous avons effectué sur chaque individu en plus de différentes mensurations, des pesées diverses.

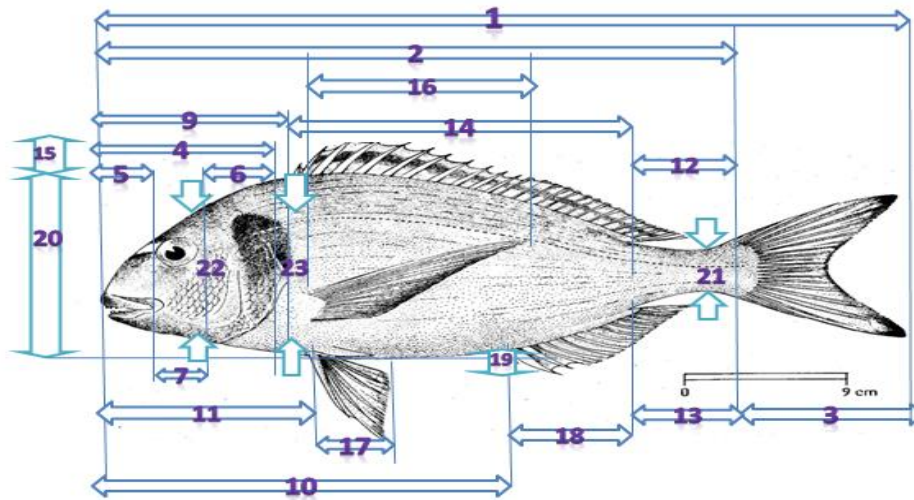


Figure (II.3): Mensuration effectuées sur les spécimens avec les numéros d'ordre représentent les caractères métriques étudiés (présent étude).

Tableau (II.2) : Numéros et abréviation des variables sélectionnées.

Numéro de la variable	Abréviation	Variable
1	LT	Longueur totales
2	Ls	Langueur standard
3	Lnc	Longueur de la nageoire caudale
4	Lt	Longueur de la tête
5	Lpre	Longueur de pré orbital
6	Lpo	Longueur de post orbital
7	Doe	Diamètre horizontal de l'œil
8	Dey	Distance entre les yeux
9	Lprd	Distance pré dorsale
10	Lpra	Distance pré anale
11	Lprv	Distance pré ventrale
12	Lpod	Distance post dorsale
13	Lpa	Distance post anale
14	Lnd	Longueur de la nageoire dorsale
15	Hnd	Hauteur de la nageoire dorsale
16	Hnp	Hauteur de la nageoire pectorale
17	Hnv	Hauteur de la nageoire ventrale
18	Lna	Longueur de la nageoire anale

19	Hna	Hauteur de la nageoire anale
20	Hmax	Hauteur maximale du corps
21	Hmin	Hauteur minimale du corps
22	Hor	Hauteur orbitale de la tête
23	Hoc	Hauteur occipitale de la tête
24	Nmp	Nombre de rayons de la nageoire pectorale
25	Nrend	Nombre de rayons épineux sur la nageoire dorsale
26	Nrmnd	Nombre de rayons mou sur la nageoire dorsale

3.2.1.2. Les critères de comptage (méristiques)

A côté de ses caractères métriques, une espèce possède également des caractères méristiques, qui lui sont propres et qui permettent de la décrire et de la différencier d'une autre (MBEGA, 2013).

Les critères étudiés sont la formule radiaire (nombre de rayon épineux et mous sur les nageoires dorsales et pectorale) (Shearer, 1994). Les valeurs obtenues sont comparées statistiquement entre les individus sauvages et d'élevages, en utilisant le test t de Student.



Figure (II.4): Mesures à l'aide d'un ichtyomètre et un pied à coulisse.

3.2.2. Analyse statistique

Pour comparer nos espèces d'élevages et sauvages nous avons utilisé :

- Application du teste de significativité.

3.2.2.1. Application du teste de significativité

➤ Calcul des indices des différentes mesures relevées

Comme la plupart des travaux de biométrie (Andren, et *al.*, 1957 ;Botros,et *al.*,1970 ; Bouaziz, 2007 ; Omoniy.et *al.*,2008),les indices métriques des différentes mesures ont été calculés afin de

comparer morphologiquement ces espèces. A cet effet, les caractères relevés (représentées en gras dans le Tableau II. 2) ont été exprimés en pourcentages :

1. (Ls / LT)*100
2. (Lt / LT)*100
3. (DOe / LT)*100
4. (Lnd / LT)*100
5. (Lprd / LT)*100

➤ **Comparaison des indices moyens des différentes mesures relevées**

L'application du test de comparaison de plusieurs moyennes, basé sur l'analyse de la variance, est nécessaire afin de définir la tendance de la moyenne de ces indices entre spécimens des deux groupes :

- **Test $|t|$ cal de comparaison entre deux moyennes de chaque indice calculé :**

$$|t| \text{ cal} = \frac{|m1 - m2|}{\sqrt{\frac{s^2_1}{N1} + \frac{s^2_2}{N2}}}$$

Équation 1: La relation de test de Student.

Avec :

m1 et m2 : les moyennes des variables des individus d'élevage et sauvage respectivement

N1 et N2 : les effectifs des individus d'élevage et sauvage respectivement

S^2_1 : La variance des individus issu d'élevage et

S^2_2 : désigne La variance des individus sauvage

S^2 Est donné par la formule suivant :

$$S^2 = \frac{\sum (xi - m1)^2}{N - 1}$$

Équation 2: La relation de la variance.

3.3. Analyse Biochimique

3.3.1. Extraction et dosage des protéines à partir de la chair de poisson sauvage et d'élevage

L'extraction et le dosage des protéines présentes dans la chair des poissons étudiés sauvages et d'élevage sont effectuées selon la méthode de Kjeldahl (SIMPSON, 1971) qui est la méthode de référence pour la détermination des protéines dans les aliments.

3.3.1.1.Principe

Dans un produit biologique l'azote peut se trouver sous forme minérale (ammoniacale) et organique (protéines, phospho-amino-lipides...). Pour le doser dans sa totalité, il faut détruire les composés organique de manière à obtenir tout l'azote sous une même forme minérale. On effectue pour cela une minéralisation. L'azote est ensuite dosé par dosage acide – base.

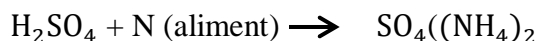
La méthode Kjeldahl s'effectue en trois étapes :

Étape 1 : Digestion ou minéralisation de l'échantillon :

L'azote protéique est transformé en azote ammoniacal par oxydation de la matière organique dans l'acide sulfurique concentré à haute température, en présence d'un catalyseur et d'un sel :

- ✚ L'acide sulfurique concentré a pour but d'oxyder la matière organique et de transformer l'azote protéique en ammoniac NH_3 .
- ✚ L'addition du sel $Na_2 SO_4$ a pour but d'élever le point d'ébullition de la solution pour accélérer la réaction de minéralisation de la matière organique.
- ✚ Le catalyseur utilisé est le Sélénium Se.

La réaction chimique est la suivante :



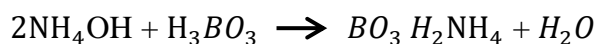
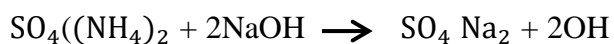
Après 6 heures de digestion à l'acide sulfurique concentré en passe à la deuxième étape.

Étape 2 : Distillation de l'ammoniac :

Avant de distiller l'ammoniac à la vapeur d'eau, on doit libérer l'ammoniac sous la forme du sel $SO_4((NH_4)_2)$ par l'addition d'une solution concentrée de soude (NaOH) en excès : L'ammoniac est ensuite distillé par la vapeur d'eau et piégée dans une solution d'acide borique.

L'ammoniac réagit avec l'acide borique pour former des sels borates d'ammonium.

Les transformations chimiques sont :



(Sel de borate d'ammonium)

Étape 3 : Titrage de l'ammoniac :

L'ammoniac sous la forme de borates d'ammonium est titré directement à l'aide d'une solution standardisée d'acide(HCl) et d'un indicateur (le Tashirol).

3.3.1.2.Mode opératoire

▪ Minéralisation :

La minéralisation est effectuée à l'aide d'un appareil de minéralisation « Inkjel/Behr, Labora-Technik ».Elle est réalisée pour les deux groupes de Daurades chacun dans un matras (tiré TP nutrition).

Dans chaque matras de Kjeldahl, on met :

- 2g de la chair fraie ;
- 7g de sulfate de sodium Na_2SO_4 ;
- 5mg de Sélénium ;
- 1ml de peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) à 60 % (10vol) ;
- 15 ml d'acide sulfurique ($\text{H}_2 \text{SO}_4$);
- On agite et on place les matras dans le dispositif de minéralisation ;
- On chauffe doucement et progressivement jusqu'à l'apparition des fumées noires ;
- On poursuit le chauffage durant plus de 30 min jusqu'à l'obtention d'une couleur limpide.

A la fin de la minéralisation, on laisse les matras se refroidir.

➤ Filtration et dilution du minéralisât :

- Après refroidissement des matras, on filtre chaque minéralisât ;
- On lave le matras et on filtre aussi cette eau de rinçage ;
- On ajuste à 25ml avec l'eau distillée ;
- On transvase les minéralisats filtrés et dilués dans des erlenmeyers colorés en brun à bouchon, étiquetés et on les conserve au réfrigérateur à 4°C.

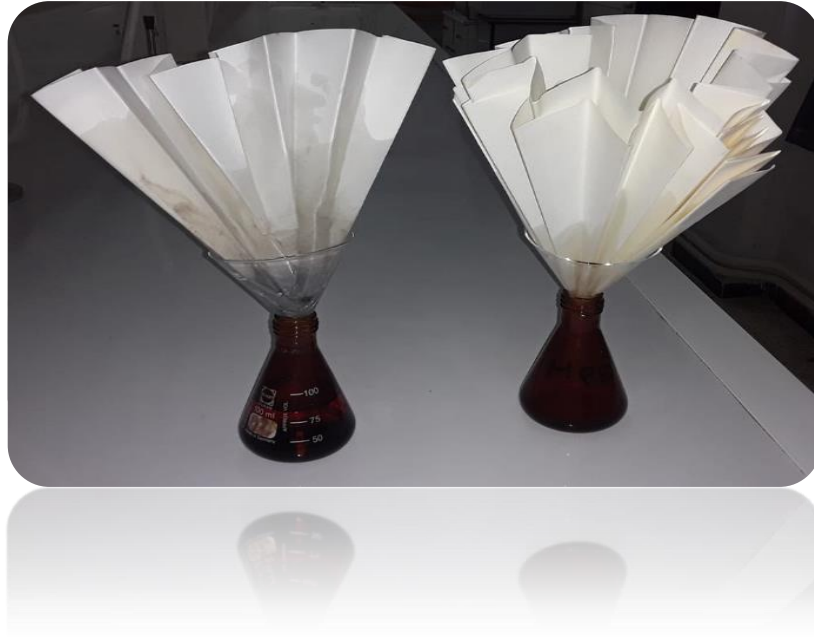


Figure (II.5): Filtration et dilution du minéralisât.

3.3.1.3. Distillation :

La distillation est effectuée à l'aide d'un appareil de distillation « Behr, Labora-Technik/Germany ».

D'abord, on prélève dans un matras de kjeldahl 20ml du minéralisât filtré ; puis on place dans l'appareil de distillation.

On ajoute 40 ml de soude (NaOH) à 40% dans le matras et on débute de la distillation.

On recueille le distilla (ammoniac entraîné à la vapeur d'eau) dans un erlenmeyer de collecte, contenant 20 ml d'acide borique à 4 %, dont le pH a été préalablement déterminé.

On continue la distillation jusqu'à obtenir 100ml de solution (acide borique + ammoniacue entraîné à la vapeur).

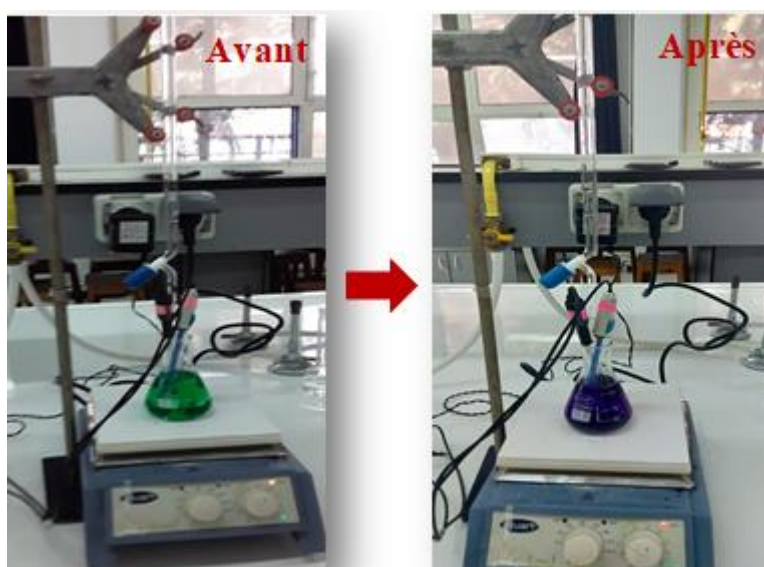
On mesure de nouveau le pH.



Figure (II.6) : Appareil de distillation, Behr.

3.3.1.4. Titrage :

- On rajoute au distillat obtenu, quelques gouttes de la solution d'indicateur de « Tashiro ».
- On titre directement la solution obtenue par une solution d'acide chlorhydrique 0.2N.
- Le titrage est réalisé à l'aide d'une agitation magnétique jusqu'à l'obtention du PH initial de la solution d'acide borique.



Figure(II.7): Distillat avant et après d'ajouter l'acide chlorhydrique.

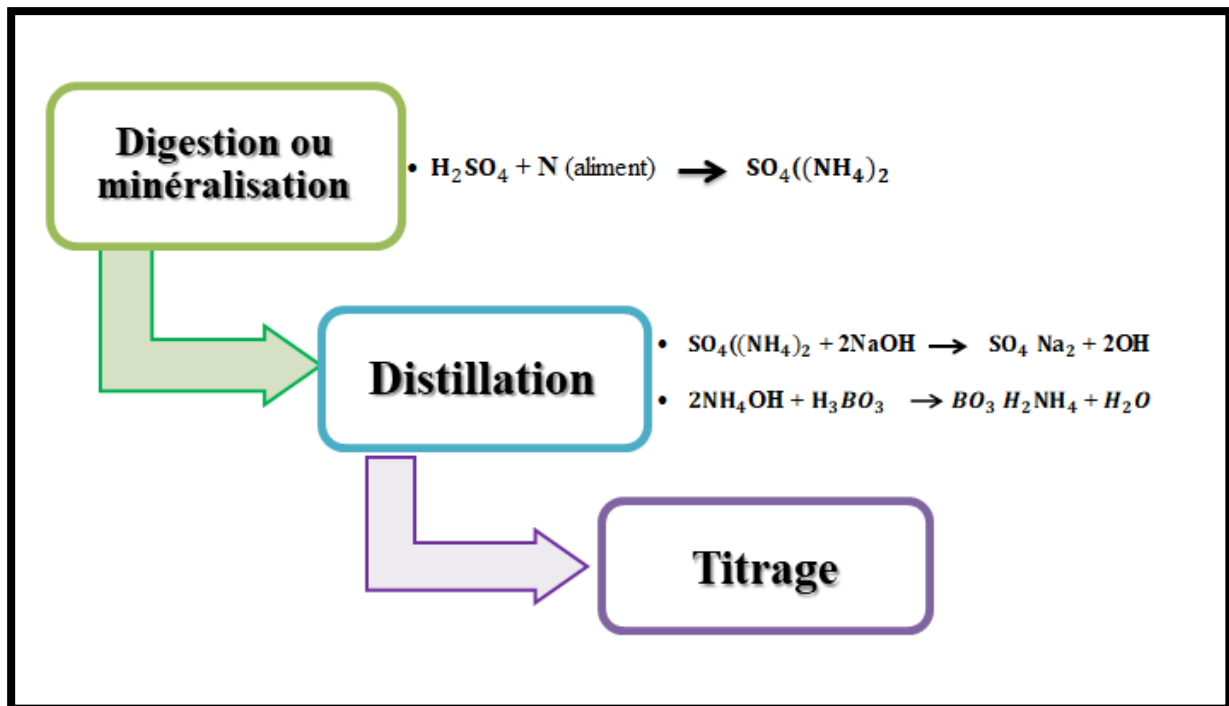


Figure (II.8): les principales étapes du dosage des protéines.

♦ Calcul

Le Taux Des Protéines est calculé selon la relation suivante :

$$\% \text{ de protéine} = X * F = 2.803 * V * 100 * F / 1000 * m$$

X : la quantité d'azote dans 100g de l'échantillon ;

F : facteur utilisé pour la conversion de l'azote en protéine dans le muscle de poisson = (6.25) ;

V : volume de Hcl ;

m : poids des échantillons en (g).

3.3.2. Extraction et dosage des lipides à partir de la chair de poisson sauvage et d'élevage

Les lipides sont extraits selon la méthode de Soxhlet, est un ingénieux dispositif en verre permettant l'extraction d'une substance. Il est principalement utilisé dans la préparation d'échantillons avant analyse, dans la détermination de matières grasses dans l'échantillon.

3.3.2.1.Principe

L'échantillon solide est pesé et placé dans une capsule en cellulose (perméable au solvant et à la matière grasse). L'échantillon est extrait en continu par du Diethyl-ether à ébullition (P.E.35°C) qui dissout graduellement la matière grasse. Le solvant contenant la matière grasse retourne dans le ballon par déversements successifs causés par un effet de siphon dans le col latéral. Comme seul le solvant peut s'évaporer de nouveau, la matière grasse s'accumule dans le ballon jusqu'à ce que l'extraction soit complète (TANZI, et al 2018) .

Une fois l'extraction terminée, l'éther est évaporé, généralement sur un évaporateur rotatif, et la matière grasse est pesée.

3.3.2.2. Mode opératoire (tiré TP nutrition)

- On allume le réfrigérant, à 2°C.
- On pèse chaque ballon vide, (soit P_0 ce poids) ;
- On pèse avec précision environ 2g de chaque échantillon broyé dans une cartouche tarée (soit m ce poids).
- On place les ballons dans l'appareil de Soxhlet (sur la plaque chauffante) et on dépose les matras.
- On ajoute un volume de 160 ml de Diethyl -Ether dans chaque matras jusqu'à ce qu'il se déverse dans le ballon. On ferme les matras.
- On allume l'appareil à une température de 100°C jusqu'à l'ébullition, ensuite on réduit la température de sorte à maintenir l'ébullition stable (60°C).
- On garde le même rythme pendant 4h, afin de Dissoudre tous les lipides présents dans chaque échantillon (10 cycles)
- On éteint l'appareil et on laisse les ballons se refroidir.
- On concentre les échantillons des lipides contenus dans les ballons dans un rota-vapeur, à 40°C et à une vitesse de rotation de 6 à 7 tours /mn.
- On Sèche les ballons dans l'étuve à 37°C puis on les refroidit dans un dessiccateur.
- On pèse les ballons contenant la matière grasse, soit P ce poids.

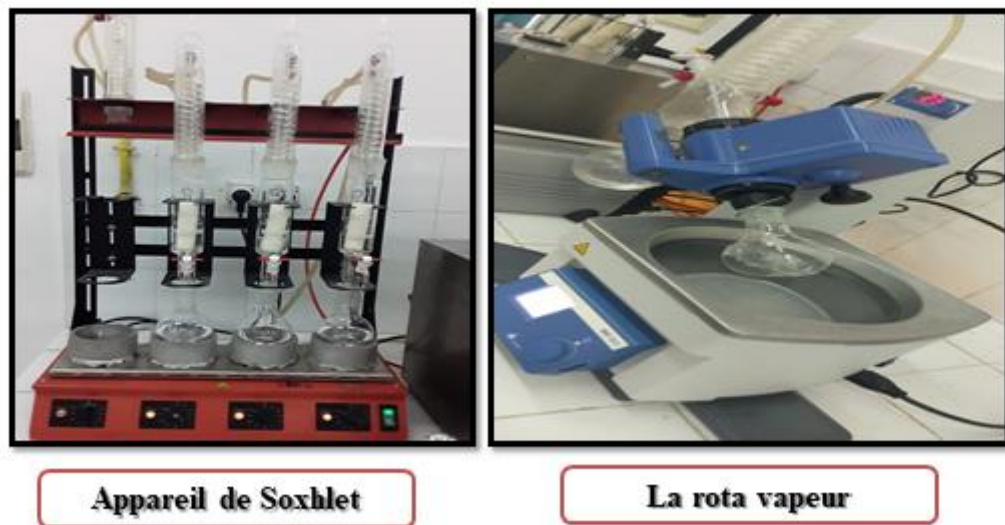


Figure (II.9): Appareils pour l'extraction et dosage des lipides.

♦ **Calcul**

$$\% \text{ Lipides} = (M/m) \cdot 100$$

M: la quantité des lipides (P-Po) en (g) ;

m: poids de l'échantillon (g).

3.4. Analyse Génétique

3.4.1. L'extraction de l'ADN

3.4.1.1. Principe

Les extractions de l'ADN est une technique qui isole de l'ADN à partir d'une cellule quantitativement et qualitativement suffisante pour permettre son analyse (IFREMER, 2010a).

3.4.1.2. Mode opératoire

Pour réussir l'extraction de l'ADN à partir, du foie et la nageoire caudale des individus traités d'abord, en faisant une incision abdominale et découper la nageoire caudale.

L'extraction s'est faite selon une modification du protocole de l'extraction de l'ADN génomique à partir d'un petit pélagique (AMAR, 2007).

- Peser chaque échantillon à l'aide d'une balance de précision.
- Les échantillons sont broyés dans un mortier à l'aide de piston et mis en solution pour permettre l'homogénéisation des tissus et la solubilisation des cellules.

- Afin de lyser (détruire) les tissus et les cellules ; On rajoute du tampon à l'urée (Urée 8M, Tris 2M, EDTA 0.5M, Na Cl 5M,) à raison de 10ml pour 1g d'échantillon, qui permettent la dissolution des lipides des membranes cellulaires et leur solubilisation.
- Le mélange est transvasé dans des tubes coniques de 50ml puis ajouter 500µl de protéinase K (20 mg/ml), cette enzyme hydrolyse les protéines (coupure des liaisons peptidiques...).
- Incuber dans l'étuve à 60°C pendant 2h.
- Après incubation, on ajoute 10 ml de solution de phénol saturé à chaque tube et agiter manuellement pendant 5 minutes, Mélanger par retournements successifs afin de faire précipiter les protéines qui se ressemblent sous une forme insoluble, l'ADN reste en solution dans la phase aqueuse qui est récupérée par centrifugation.
- Le mélange est centrifugé à 2500 tr/mn pendant 10 mn (Équilibrer soigneusement les tubes et centrifuger), la force centrifugeuse va séparer les constituants du mélange selon leurs densités, les débris cellulaires s'accablent au fond du tube en un culot, la solution contenant l'ADN dissous forme le surnageant.
- Récupérer le surnageant à l'aide d'une micropipette et le transférer dans un tube conique propre de 50ml.
- Ajouter au surnageant 2.5v de l'éthanol absolu et 1/10 de l'acétate de sodium (par rapport au volume de l'échantillon) afin de précipiter les acides nucléiques.
- On renverse lentement, on peut voir apparaître un filament blanc ou un amas correspondant à une méduse d'ADN.
- Les échantillons sont ensuite centrifugés à 2500 tr/min pendant 5 min.
- Jeter le liquide sans jeter la méduse et ajouter 7-10 ml (selon le volume de la méduse) de la solution éthanol TE.
- Conserver à 4°C.

Le diagramme qui résume les principales étapes de l'extraction de l'ADN représente dans la **figure(II.10)** suivante :

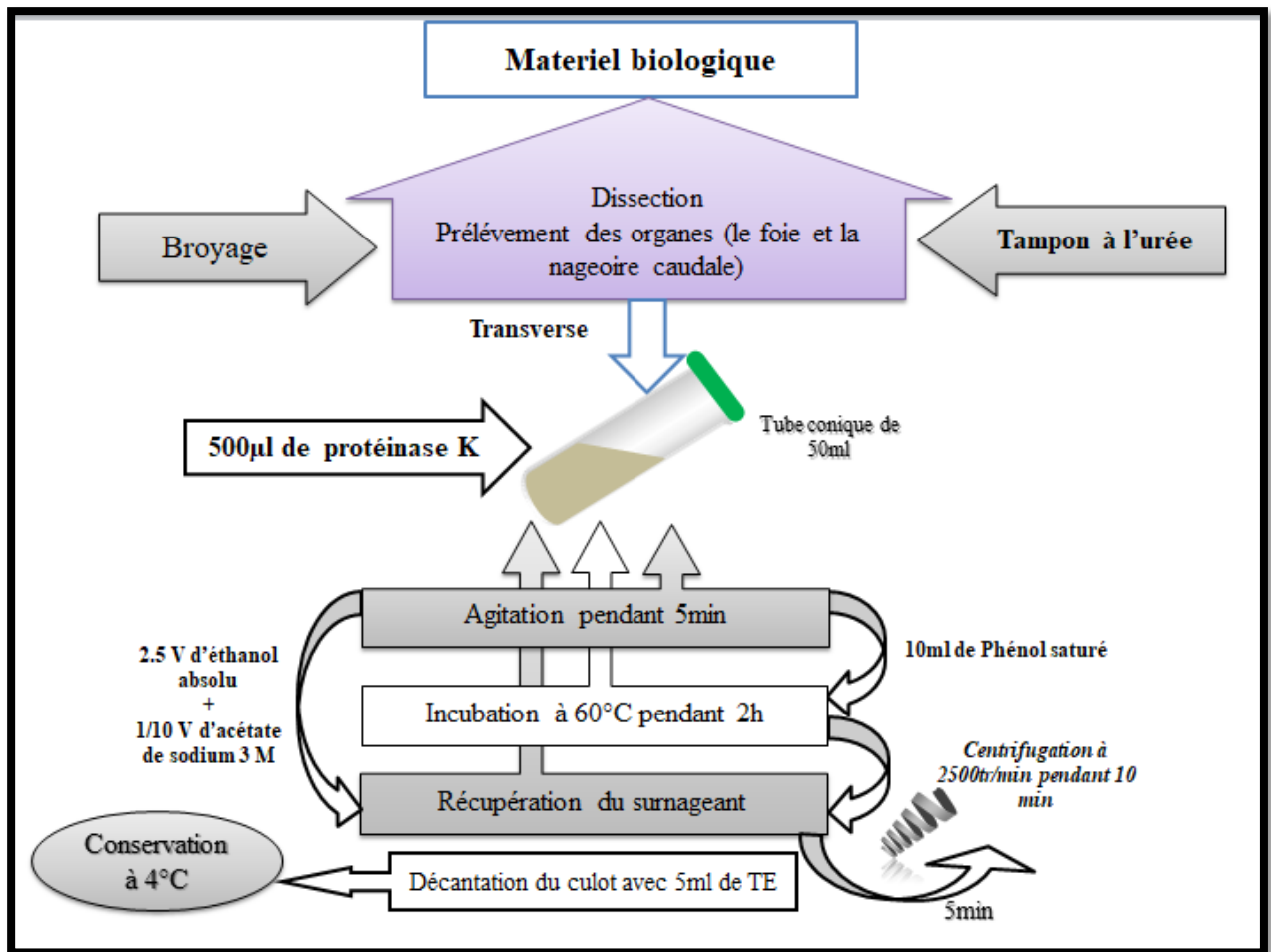


Figure (II.10) : Les différentes étapes de l'extraction de l'ADN à partir des organes de la daurade (modifier par Mme AMAR, 2007).

3.4.2. Contrôle de l'ADN extrait (L'électrophorèse)

Nous avons utilisé l'électrophorèse pour estimer la qualité et la quantité de l'ADN extrait.

L'électrophorèse

C'est une technique basée sur la séparation des molécules de charges électriques différentes.

✓ Préparation du gel d'agarose :

- Mélanger tampon TBE10X (890Mm Tris, 890Mm acide borique, 2.5Mm EDTA-, pH=8.3) et de l'agarose à raison de 0,8 g d'agarose pour 100 ml de tampon (la proportion d'agarose dépend de la taille des molécules d'ADN à séparer).
- Puis à l'aide d'une plaque chauffante, faire fondre l'agarose avec une agitation de temps à autre pour homogénéiser le mélange. Laisser refroidir jusqu'à ce qu'il devienne possible de saisir le flacon à main nue (environ 60 °C).

- Placer les joints fournis avec la cuve pour fermer le support de gel et positionner le peigne à 1 mm du fond et à environ 1 cm de l'extrémité du support. Régler le niveau pour que le support de gel soit horizontal.
 - Verser lentement le gel sur cuve sans dépasser le niveau supérieur des dents du peigne. Laisser refroidir 30 mn, enlever le peigne et les joints.
 - Le gel est prêt pour le dépôt des échantillons.
- ✓ **Préparation de l'ADN :**
- Dilution et densification de l'ADN par une solution de charge permettant que le dépôt s'enfonce bien au fond de chaque puits. Cette solution est colorée par du bleu de bromophénol et elle permettra de suivre l'avancement de l'électrophorèse.
- ✓ **Dépôt et migration :**
- Remplir la cuve du tampon TBE (10X) puis immerger le gel et son support.
 - Insérer délicatement la pointe de la pipette et injecter directement la totalité des échantillons préparés dans les puits.
 - Laisser migrer à 60v environ 30 minutes.

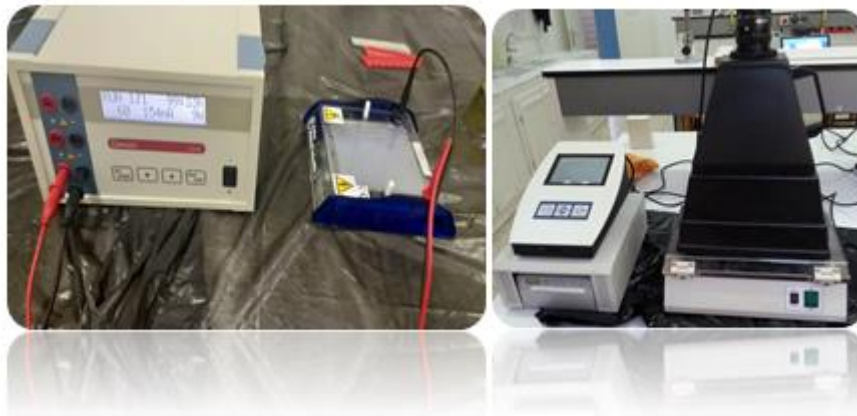


Figure (II.11): Les appareils utilisés pour l'électrophorèse d'ADN sur gel d'agarose.

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSIONS

1. Analyse morphologique

La daurade royale sauvage se différencie de la daurade royale d'élevage généralement par un corps moins large, une peau plus fine, couleur plus foncée notamment au niveau de la tache noire sur l'opercule et la zone rougeâtre. Avec une tête plus fuselée.

En ce qui concerne la forme des nageoires, nous avons remarqué que la nageoire caudales, la nageoire pectorale et la nageoire ventrale sont effilés chez les individus sauvages.

Ainsi, une ligne noire apparait clairement au niveau de la nageoire dorsale chez les individus sauvages (**Figure (III.1)**).



Figure (III.1) : les résultats de l'analyse morphologique.

Chez les individus sauvages la barre frontale a une coloration dorée contrairement aux individus issus d'élevage chez qui la coloration de cette dernière est jaunâtre (**Figure III.2**).

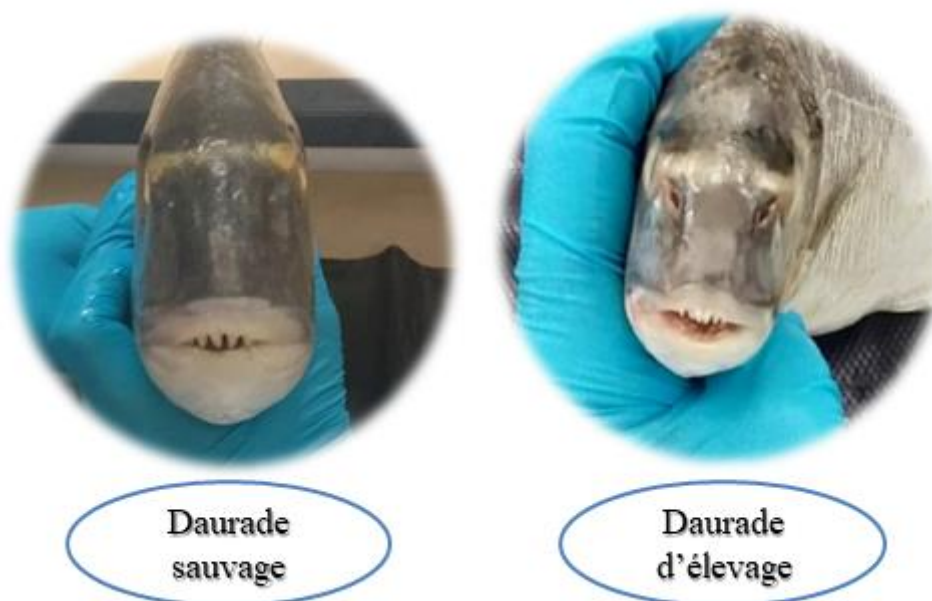


Figure (III.2): la barre frontale de la daurade sauvage et d'élevage (présent étude).

2. Analyse morphométrique

Les différentes mesures relevées sur les individus sont représentées dans l'**annexe I**.

2.1 Calcul des rapports morphométriques

Les indices morphométriques de cinq variables métriques ont été calculés pour la daurade sauvage et la daurade issue de l'élevage.

Les résultats obtenus figurent dans le (**Tableau (III.1)**) et mettent en évidence les faits suivants

- ♦ Les moyennes de ces indices chez la daurade des deux origines sont presque identiques, sauf les moyennes des indices Lnd/LT et Lprd/LT de la daurade d'élevage est supérieur à celle de sauvage.

Tableau (III.1) : Variation des moyennes des indices morphométriques entre les daurades de deux origines.

Origines Rapports	daurade d'élevage	daurade sauvage
Ls/Lt	349,91±44,75	347,80±22,17
Lt/LT	23,48±0,11	23,19±1,96
Doe/LT	5,59±0,02	5,14±0,39
Lnd/LT	44,32±0,57	40,12±4,53
Lprd/LT	28,60±0,21	26,26±2,00

2.2. Caractères méristiques :

Le résultat consigné dans le (**Tableau (III.2)**) indique que la moyenne des rayons de la nageoire pectorale montre de petite variation entre les daurades de deux origines. Nous pouvons conclure que ce caractère n'offre pas d'indications pertinentes dans la différenciation de la daurade de deux origines.

Tableau (III.2) : Fluctuation de la moyenne du caractère méristiques.

Caractère \ Origine	Individu d'élevage	Individu sauvage
Nmp	13,06±0,06	13,93±0,12
Effectifs	54	30

Afin de confirmer ces résultats un test de comparaison a été calculé.

2.3. Calcul du test de comparaison

L'application du test de comparaison de deux moyennes, basée sur la l'analyse de la variance, est nécessaire afin de définir la différence des moyennes de ces caractères retenus pour différencier ces spécimens.

Les résultats de la comparaison des spécimens des deux origines pour chacun des rapports morphométriques sont donnés dans le (**Tableau (III.3)**). Le *test t* a été comparé à 1.96 de la table de Student (STEPHANE, 2012).

On a établi les hypothèses H_0 et H_1 comme suit :

H_0 : il n'y a pas de différence significative entre les individus sauvages et les individus issus de l'élevage.

H_1 : il y a une différence significative entre les individus sauvages et les individus issus de l'élevage.

- ♦ Lorsque $\varepsilon < 1.96 H_0$ est retenue
- ♦ Lorsque $\varepsilon > 1.96 H_1$ est retenue

L'examen de ce dernier montre qu'il existe une conformité entre les rapports $\{(Ls/Lt)*100, (Lt/LT)*100, (Doe/LT)*100, (Lprd/LT)*100, Nmp\}$, alors qu'il existe une différence significative pour $\{(Lnd/LT)*100\}$.

Tableau (III.3) : Test de comparaison entre les rapports morphométriques de la daurade des deux origines.

Indice Espèce	(Ls/Lt)*100	(Lt/LT)*100	(Doe/LT)*100	(Lnd/LT)*100	(Lprd/LT)*100
<i>Sparus aurata</i>	1,45	0,54	0,67	2,04	1,53

(Une différence significative est indiquée en gras)

3. Analyse biochimique

3.1. Teneur en protéines totale :

Les protéines ont été extraites et analysées par la méthode de kjeldahl.

Les résultats de l'analyse sont résumés dans le **Tableau (III.4)**.

Tableau (III.4) : Teneur en protéines par apport à 100g de la chair de la Daurade.

Echantillons		La Prise D'essai (g)	Volume d'HCl (ml)	Protéines %	Moy
<i>Daurade sauvage</i>	1	2	3,4	2,98	2.83
	2	2	3,2	2,80	
	3	2	3,1	2,72	
<i>Daurade d'élevage</i>	1	2	5	4,38	4.26
	2	2	4,3	3,77	
	3	2	5,3	4,64	
Moyenne ± E.T		-	-	3.55 ± 0.66	
Variance		-	-	0.70	

Les résultats de tableau se sont représenté ci-dessus voir la figure (III.3) :

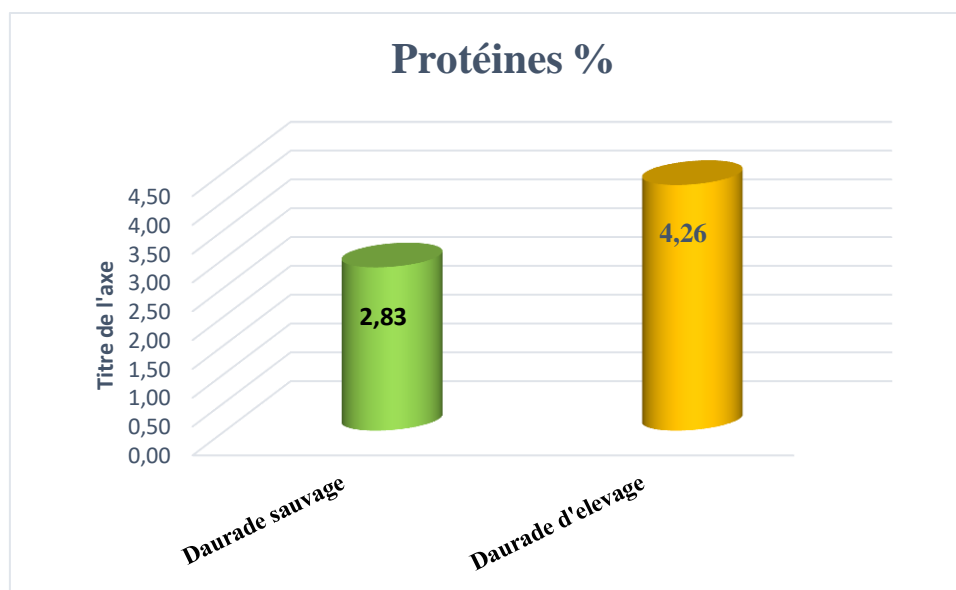


Figure (III.3) : Teneur en protéines dans le muscle des daurades étudiées.

Grâce aux poids de la prise a essai (m) en (g) et les volumes d'HCl en (ml) obtenus après le titrage, on a pu calculer les teneurs en protéines présents dans 100 g de chair de la daurade.

La distribution des protéines est homogène puisque la variance tend vers 0 elle est égale **0,70%**.

La valeur moyenne de l'échantillon étudié est de **3.55 ±0.66**. Les valeurs maximales et minimales sont respectivement de **4.64 %** chez la daurade issu d'élevage, et **2.72%** chez la daurade sauvage.

La synthèse des protéines résultent du bilan entre l'anabolisme et le catabolisme.

Lors d'un jeûne, la synthèse des protéines ne change pas mais la dégradation des acides aminés pour la production du glucose augmente. Quand les poissons sont nourris, la synthèse des protéines augmente en fonction de la disponibilité en nutriments (AUDIC, 2006).

La dégradation des protéines augmente également mais stagne lorsque les besoins d'entretien sont couverts. Lorsque la ration alimentaire augmente, le bilan est donc plus favorable à l'accrétion protéique (AUDIC, 2006).

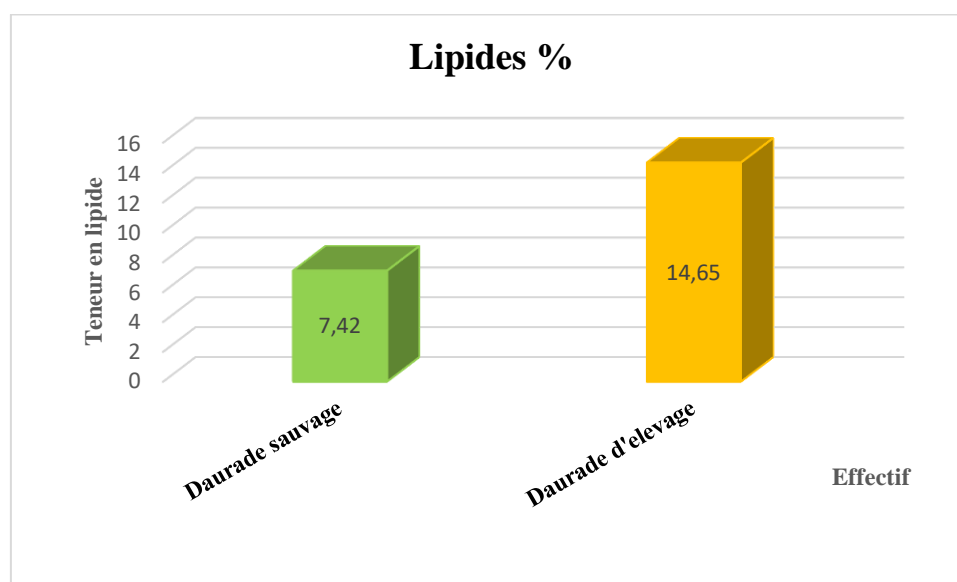
3.2.Teneur en lipides

Les lipides ont été extraits et analysées par la méthode de Soxhlet.

Les résultats de l'analyse sont résumés dans le **Tableau (III.5)** et **Figure (III.4)**.

Tableau (III.5): Teneur en lipides dans le muscle des daurades en fonction de la prise d'essai.

Echantillons	Poids de prise d'essai (g)	Poids des ballons vides (P_0)	Poids des ballons remplis (P)	taux des lipides %
<i>Poisson sauvage</i>	2	107,4327	107,581	7.42
<i>Poisson d'élevage</i>	2	101,6225	101,9154	14.65
Moyenne				11.03

**Figure (III.4) :** Teneur du muscle des individus étudiés en lipides.

Grâce aux poids de la prise a essai (m) en (g) et le poids des ballons vides (P_0) puis remplis, on a pu calculer le taux des lipides présents dans 100 g de chair de la daurade.

Il s'est avéré que le taux des lipides chez les individus sauvages est demi quant à les individus d'élevage

Le pourcentage moyen en lipides totales est de **11.03 %**.

Chez les poissons gras, la graisse se dépose dans le muscle et peut atteindre des teneurs qui varient de 2 % à 30 % (IFREMER, 2008).

Les variations de teneur en lipides sont dues aux variations d'abondance de nourriture dans le milieu naturel et à la maturation des gonades. Durant la maturation sexuelle, les réserves énergétiques stockées dans le muscle sous forme de lipides sont fortement mobilisées (jusqu'à 50 % des lipides de la chair) et transférées vers les gonades (CORRAZE, 2010).

➤ **Travaux précédents :**

Sparus aurata et *Dicentrarchus labrax* ont les mêmes exigences écologiques. De ce fait ils sont élevés ensembles (aquaculture intensive) (FAO, 2010).

Tableau (III.6): Synthèse bibliographique des taux des lipides et des protéines.

Espèce et l'origine	Lipides (g/100 g de chair)	Protéines (g/100 g de chair)	Auteurs /Années
Daurade d'élevage	4.8	20.8	Medale, 2008
Bar d'élevage	4.1	21.4	Medale, 2008
Bar sauvage	1.6	20.1	Medale, 2008
Daurade d'élevage	13.29	9.66	Amrani, 2010*
Bar d'élevage	13.35	9.651	Amrani, 2010*
Daurade d'élevage	2.38	19.41	Idir et Bahloul, 2013*
Daurade sauvage	1.22	17.17	Idir et Bahloul, 2013*
Bar d'élevage	24.24	7.67	Bensaleh et Maklouf ,2013*
Daurade sauvage	4.70	8.89	Rayhan ,2014*
Daurade sauvage	5.08	15.41	Rayhan ,2014*

(* : Correspond aux travaux effectuée à l'ENSSMAL)

La chair de nos échantillons est riche en lipides avec une valeur de 11.03 (g/100g de la chair).si compare nos résultats aux travaux antérieurs (Voir **Tableau (III.6)**) on déduit que cette valeur est acceptable pour une daurade d'élevage.

La teneur en lipides peut servir d'indication sur l'origine des poissons : Le muscle de poisson d'élevage est généralement plus riche en lipides (matières grasses) que celui du poisson sauvage. Cela a été vérifié pour des espèces comme le bar ou le turbot. Les animaux issus d'élevage ont une chair plus riche en lipides car ils sont nourris avec des aliments riches en lipides et ils se dépensent moins que les poissons sauvages (IFREMER, 2010b).

En fonction du mode de production et surtout de l'aliment, la chair du poisson a une position différente en acides gras. Les poissons d'élevage contiennent en général moins d'acides gras polyinsaturés oméga 3, mais plus d'oméga 6 chez les poissons sauvages. Le rapport oméga 3 / oméga 6 peut être deux fois plus élevé dans les saumons sauvages. Cela est à l'alimentation des poissons d'élevage qui contient souvent plus d'acides gras saturés et insaturés et moins d'acides gras polyinsaturés (MNARI et al, 2010).

Comparant nos résultats aux travaux précédents (Voir **Tableau (III.6)**) on constate que la teneur en protéines des individus étudiés est inférieure aux moyennes enregistrées chez la daurade ou le bar sauvage. Elle se rapproche plutôt des teneurs observées chez les daurades d'élevage. Ce qui pourrait être dû à l'effectif réduit de la population étudiée (population < 30) et aux erreurs lors des manipulations.

4. Analyse génétique

4.1. Le rendement de l'extraction de l'ADN

Nous avons extrait de l'ADN génomique à partir du foie et la nageoire caudale, les quantités du foie et la nageoire caudale à analyser sont représentées dans le **Tableau (III.7)**.

Tableau(III.7): La quantité du foie et de la nageoire caudale utilisée.

<i>Origine</i> <i>Quantité(g)</i>	Individu sauvage (g)	Individu d'élevage (g)
Le foie	7	3.5
La nageoire caudale	3.93	5.97

La méduse d'ADN obtenue par l'extraction à partir des nageoires caudales de daurade royale sauvage et d'élevage est peu importante que celle obtenue par l'extraction à partir du foie de la daurade royale sauvage, parce que le foie est riche en cellules.

La méduse d'ADN obtenue par l'extraction à partir des nageoires caudales aux individus issus d'élevage est plus importante que celle obtenue par l'extraction à partir des nageoires caudales de daurade royale sauvage.

➤ **Travaux précédents :**

Des travaux similaires antérieurs ont été faits (**Tableaux (III.8)**).

Tableau (III.8) : synthèse bibliographique sur l'extraction de l'ADN.

Espèce	Prélèvement	Quantité	Référence
Tilapia du Nil (<i>Oreochromis niloticu</i>)	Du foie	1.22 g	BOUHAL - 2013
<i>Oreochromis mossambicus</i>	Du foie	1.25 g	
<i>Tilapia zillii</i>	Du foie	2 g	
<i>Carassins carassius</i>	Du foie congelé	10.37	CHAKOUR et DJADJA - 2015
Daurade (<i>sparus aurata</i>) sauvage et d'élevage	Du foie	1 g	KHOBZI - 2017
Daurade (<i>sparus aurata</i>) sauvage et d'élevage	De la nageoire caudale	3 g	

En observant les résultats des travaux précédents on note que le foie contient une quantité importante d'ADN par rapport aux autres prélèvements (des nageoires caudales) et la quantité d'ADN est en fonction de la quantité prélevée, ce qui est compatible avec nos résultats.

4.2.L'électrophorèse

Une électrophorèse d'ADN sur gel d'agarose, l'ADN est chargé négativement les fragments vont donc migre de la cathode vers l'anode. Les fragments les plus petits vont migrer plus rapidement.

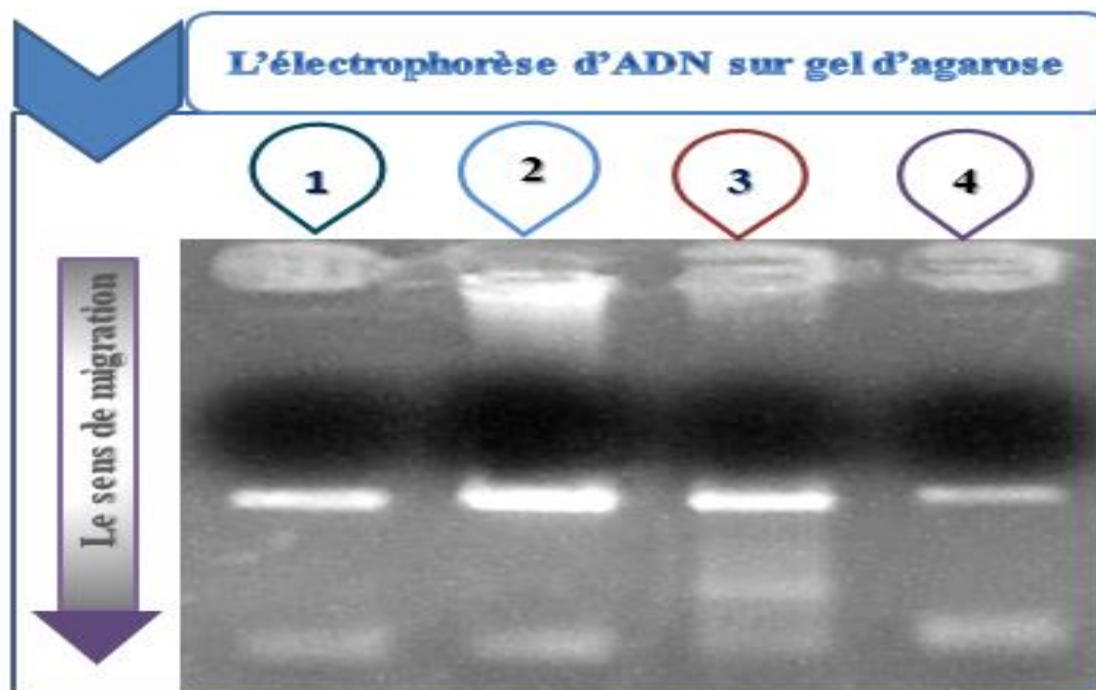


Figure (III.5): Résultats de l'électrophorèse sur le gel d'agarose à 0.8% avec :

- 1 **Piste 1:**
Nageoire caudale de la daurade sauvage
- 2 **Piste 2:**
Foie de la daurade sauvage
- 3 **Piste 3:**
Nageoire caudale de la daurade d'élevage
- 4 **Piste 4:**
Témoin

D'après les résultats de l'électrophorèse (**Figure (III.5)**) on peut dire qu'en fonction de la concentration de l'ADN la résolution des bandes est bonne.

La piste 2 (foie de la daurade sauvage) présente une bande intense que les deux autres bandes (nageoires caudales des daurades sauvages et d'élevage).

La piste 3 (nageoires caudales de la daurade d'élevage) présente une bande intense que la bande de la piste 1 (nageoires caudales de la daurade sauvage) c'est peut-être dû à la quantité des nageoires prélevées.

❖ Discussion

Durant notre travail, nous avons étudié un enjeu important à la distinction entre poissons sauvages (pêche) et poissons d'élevage (aquaculture) de l'espèce *Spurus aurata*, en analysant différents aspects morphologiques et morphométriques en plus d'une contribution à l'analyse génétique.

Dans la première partie de notre étude, une comparaison entre les spécimens sur le plan morphologiques qu'il montre l'existence des différences à ce niveau, Ces résultats sont concordance avec les travaux réalisés au niveau d'IFREMER. Depuis longtemps l'identification des espèces de poissons d'abord de liée aux aspects anatomique (BENDADECHE, 2012).

Cependant, on ne peut se baser exclusivement sur les critères morphologiques pour faire une identification, pour cela il est préconise d'utiliser les techniques de mensuration et de comptage comme citées dans les travaux de (MBEGA, 2013), nous avons effectué le test de student, nos résultats ont montré qu'il y a une différence non significative entre les échantillons ce qui concorde avec les travaux réalisés au niveau de l'ENSSMAL, mais ne concorde pas avec les travaux de (ARECHAVALA-LOFEZ et al, 2015),(Šegvić-Bubić, 2014).

D'après avoir échantillonné et identifier morphologiquement et morphométriquement nos espèces, nous avons mis au point un protocole de l'extraction de l'ADN à partir du foie et la nageoire caudale, l'extraction à partir du foie donne un rendement plus important comparativement à celui obtenue à partir de la nageoire caudale. L'estimation de la quantité et la qualité d'ADN étaient indispensables après son extraction Elle s'est effectuée par l'électrophorèse. L'évaluation de la qualité et de la quantité de l'ADN est une étape préliminaire indispensable pour entamer d'éventuelles analyses moléculaires.

Malheureusement, on n'a pas pu entreprendre une analyse moléculaire sur ces espèces, faute de moyens, mais pour permettre une meilleure gestion de cette problématique, il serait intéressant de procéder aux techniques de biologie moléculaire (PCR, Séquençage et RFLP) afin d'entreprendre une étude de différenciation génétique complète sur ces espèces.

➤ **Questions soulevées :**

Ce travail a conduit à plusieurs questions, parmi elles :

- ✓ *Sparus aurata* étant une espèce hermaphrodite protandre qui change du sexe à partir du 3 ans. Est-ce qu'en changeant de sexe son génome change ?
- ✓ On sait aussi que les stocks diffèrent de région à l'autre Est-ce que cette différence atteint le génotype ?
- ✓ Toutefois, il existe des conséquences génétiques en cas d'évasion, des impacts sur les truites locales ont été observés au Canada suite à des évasions à grande échelle des exploitations de PCO qui ont eu lieu. Lorsque cette dernière s'échappe elles risquent non seulement de se retrouver dans les assiettes des consommateurs mais de se reproduire avec des individus sauvages, entraînant une réduction de la diversité génétique et de l'adaptation dans les populations sauvages. Mais aussi, lors d'une évasion, les truites sauvages sont confrontées à un nouveau concurrent (BRILLANT, 2013).

Alors est-ce le même cas de la daurade royale sachant qu'en Algérie plusieurs échappements ont été enregistrés (HADDOUM, 2016) ? Et quels sont les effets négatifs sur les populations de cette espèce ?

CONCLUSION ET LES PERSPECTIVES

Conclusion

Ce mémoire avait pour ambition de faire une étude de la différenciation morphométrique et génétique des daurades sauvage et d'élevage, en se demandant s'il y a une différence significative.

L'utilisation des caractères morphométrique, dans les études de la génétique des populations a quelques limites ; l'inconvénient majeur c'est que ces caractères sont génétiquement peu héréditaires, car soumis à l'impact de l'environnement. Un phénotype résulte de l'interaction d'une information génétique et de l'environnement. Néanmoins, l'application des analyses morphométriques, biochimiques et génétiques nous a permis d'avoir un aperçu sur la différenciation de ces deux sparidés qui proviennent des biotopes différents ; nos eaux saumâtres et une ferme aquacole situé à l'Ouest de l'Algérie.

Sur le plan morphométrique, en sélectionnant un certain nombre de variables métriques et méristiques, nous avons utilisé des analyses statistiques afin de comparer les caractères morphométriques pris en compte et arriver à décrire la différenciation morphologique entre la daurade sauvage et d'élevage.

La daurade royale sauvage est proche morphométriquement de la daurade royale d'élevage.

Une analyse biochimique été faite pour comparais les quantités des protéines et lipides dans les daurades sauvages et celle d'élevage. Nous avons utilisé la méthode de kjeldahl. Pour l'extraction et le dosage des protéines et la méthode de Soxhlet pour les lipides.

La chair de la daurade élevée est riche en protéines et lipides.

Pour mieux comprendre ces différences, nous avons procédé à l'extraction du matériel génétique.

La mise au point du protocole de l'extraction de l'ADN à partir du foie et des nageoires caudales des poissons sauvage et d'élevage. Cette analyse a montré un rendement plus important concernant l'extraction à partir du foie.

Malheureusement, on n'a pas pu aller plus loin dans cette étude de différenciation génétique par manque de moyens, et pour permettre une meilleure gestion de cette problématique, il serait intéressant de procéder aux techniques de la biologie moléculaire afin d'entreprendre une étude complète.

Enfin, nous proposons une application plus profonde des codes à barres fondés sur l'ADN, qui est une meilleure méthode, fiable et tangible, pouvant faciliter l'identification des espèces de poissons. En plus, cette technique influera beaucoup sur les nombreux domaines qui exigent l'identification rapide et peu coûteuse d'espèces, notamment les pêches, l'aquaculture, la foresterie, l'agriculture, le commerce international, les espèces en péril et la législation en matière de protection de l'environnement.

❖ *Les Perspectives :*

Dans cette partie, nous avons présenté les perspectives à long terme et les implications de ce travail :

Le traitement génétique adéquat nous permis d'établir un code à barre pour chaque individu sauvage et d'élevage et aussi de mettre en avant le gène qui code pour la stérilité.

En ayant un code à barre, on sera capable de savoir si les individus sont modifiés génétiquement ou pas ce qui sera intéressant pour :

- Les aquaculteurs : si les individus sont stériles l'aliment consommé ne sera pas utilisé pour la reproduction.
- Les écologistes : pour les individus d'élevage si nos poissons sont stériles, ils ne risquent pas d'être pollués en cas d'une pollution biologique.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Références Bibliographiques

AKLOUCHE (2016) 'Suivi de l'évolution et la croissance du loup de mer *Dicentrarchus labrax* et de la Dorade *Sparus aurata* au niveau de la ferme aquacole d'Agla (Wilaya de Tlemcen)'.

AMAR (2007) 'Mise au point du protocole de l'extraction de l'ADN génomique a partir d'un pelagique PELAGOS 2007 N° special,pp-179', p. 179.

AquaPortail (2007) 'Morphométrie : définition. AquaPortail. [En ligne] 2007.'

<http://www.AquaPortail.com/definition-2780-morphometrie.html>.

ARECHAVALA-LOFEZ (2012) 'Post-escape dispersion of farmed seabream (*Sparus aurata* L)

<http://citeseerx.ist.psu.edu/viewdoc/download?doi=10.1.1.725.3205&rep=rep1&type=pdf>'.

AUDIC (2006) 'Étude de la nutrition des saumons et contribution à la création d'une filière de production de saumons label rouge.'

BARNABE (1976) 'L'aquaculture du Bar et des Sparidés. Edition INRA. 542 p.'

BENDADECHE, F. (2012) 'Empreinte protéique et génétique d'espèces de poissons de consommation: approche analytique. [en ligne) oran: ahmed ben bella. [Consulté le 3 juin 2017]. Disponible à l'adresse: <http://theses.univ-wan.de/document/TH3838.pdf>'.

BOUHADAD, R. (1998) 'Génétique des population de Barbeau(Genre *Barus*;poissons Cyprinidae).Alger :U.S.T.H.B.', p. 158.

BRILLANT (2013) '(2013). AQUACULTURE (en ligne). Canada : Fédération canadienne de la faune. [Consulté le 30 juin 2017]. Disponible à l'adresse: http://ewf.re/assets/pdf/fr/CRA_13102_Aquaculture_Manual_FR_web.pdf'.

CARPENTER. (1996) 'Pattern and feeding mode in emperor fishes (*Lethrinidae*,Perciformes).1996.'

CHAOUI (2005) 'Alimentation et condition de la dorade *Sparus aurata* (Teleostei: Sparidae) dans la lagune du Mellah (Algérie Nord-Est) , Article in Cahiers de Biologie Marine, Laboratoire Bioressources Marines, Université d'Annaba, BP 230 Oued Kouba, Annaba 23003, 46 : 2'.

CORRAZE, G. (2010) 'CORRAZE, G. (2010). Régulation nutritionnelle du métabolisme lipidique France Quae. pp. 113-119'.

FAO (2005) 'Programme d'Information sur les espèces aquatiques cultivées, Sparus aurata Edition FAO .(Linnaeus, 1758) :01-10p.'

FAO (2006) 'Vue générale du secteur aquacole national - Algérie, 2006. FAO.'

FAO (2012) 'La dorade.Production aquacole de dorades dans l'Ue (2009).P ê C h e & A q U A C U I T U r e e N e U r o P e I n ° 5 9 I D é C E M b R E 2 0 1 2'. Available at: https://ec.europa.eu/fisheries/sites/fisheries/files/docs/body/sea-bream_fr.pdf.

FAO (2014) 'FishStat plus. Capture production 1950-2012; Aquaculture production 1950-2012'. Available at: <http://www.fao.org/fishery/statistics/software/fishstat/en>.

FAO (2015) 'FAO Fisheries & Aquaculture - Cultured aquatic species fact sheets - Carassius carassius (Linnaeus, 1758). [En ligne] 2015. [Citation: 04 06 2015.] http://www.fao.org/fishery/culturedspecies/Carassius_carassius/fr.'

FAO (2019) 'Cultured Aquatic Species Information Programme Sparus aurata (Linnaeus, 1758)'. Available at: http://www.fao.org/fishery/culturedspecies/Sparus_aurata/en.

FERRA, C. (2008) 'Aquaculture .France : Vuibert.', p. 1296p.

Filleul (2001) : 'Poissons de mer, guide scientifique a l'usage des pêcheurs de France et d'ailleurs. Edition : Larivière. 223P.'

FROESE, R et PAULY, D. (2018) 'Fishbase : world wide web electronic publication (en ligne). consulté le [15 avril 2018]'

Girin et Devauchelle (1978) 'Décalage de la période de reproduction par accourcissement des cycles photopériodiques et thermiques chez des poissons marins. Ann. Biol. Anim. Bioch. Biophys., 18 : 1059 - 1065.'

HADDOUM, K. (2016) '«La daurade a rongé le filet et s'est échappée». La Dépêche de kabylie (en ligne). 19 octobre 2016. [Consulté le 2 juillet 2017). Disponible à l'adresse: [//www.depechedekabylie.com/national/168228-la-daurade-a-ronge-le-filet-et-sest-echappee.html](http://www.depechedekabylie.com/national/168228-la-daurade-a-ronge-le-filet-et-sest-echappee.html)'.

IFREMER (2008) 'Attendrissement enzymatique de chair de mollusques'.

IFREMER (2010a) 'Extraction de l' ADN.BIBLIOMER (en ligne) mai 2010. [Consulté le 21

juin 2017] Disponible à l'adresse : http://bibliomer.ifremer.fr/documents/fiches/fiche_ensavoirplus_lien_extraction_ADN_vf.pdf.

IFREMER (2010b) 'poissons d'élevage / poissons sauvages. Bibliomer (en ligne) mars 2010. [Consulté le 31 mai 2017]. Disponible à l'adresse : http://bibliomer.ifremer.fr/documents/fiches/fiche_ensavoirplus_lien_methodes_sauvage-elevage_vf.pdf, pp. 1–3.

Kuo (1973) 'The effect of temperature and photoperiod on ovarian development. In : the grey mullet. Induced breeding and larval rearing research. Volumue II. Oceanic Institute - Hawai.'

Linné (1758) '[En ligne] [Citation : 04 06 2015.] http://www.fao.org/fishery/culturedspecies/sparus_aurata/fr.'

MBEGA (2013) 'Systématique des Poissons Afriains.(en ligne) PowerPoint. Gabon [consulté le 29 juin 2017]. Disponible à l'adresse: <http://www.lcc-Ecolete2013/Resume/Presentation/Jean%20Daniel%20Mbega%20-natique%20des%20poissons%20africains.pdf>.'

Quéro et Vayne (2005) 'Les poissons de mer des pêche françaises; Ed.Delachaux et Niestlé.Espagne :192- p.'

Šegvić-Bubić (2014) 'Morphological and molecular differentiation of wild and farmed gilthead durata: implications for management. Aquaculture Environment Interactions 14. Vol. 6, n°1, pp. 43-54'.

Sfakianakis P ;Sanchez-Jerez ; Bayle-Sempere ;Somarakis. (2019) 'Changes in fish sex ratio as a basis for regulating endocrine disruptors.' Available at: <https://doi.org/10.1016/j.envint.2019.104928>.

Shearer, R. (1994) 'Transactional distance and dialogue in online learning. s.l. : Pennsylvania state University, 1994.'

Simpson, C. (1971) 'Determination of ammonium in Kjeldahl digests of crops by an automated procedure'.

Stéphane (2012) 'LES STATISTIQUES INFERENCELLES (test de Student)', (7), pp. 2011–2012.

TANZI, Céline DEJOYE (2018) 'Eco-extraction et analyse de lipides de micro-algues pour la

production d'algo-carburant.'

<https://tel.archives-ouvertes.fr/tel-01712195>

Ward-Campbell et Beamish (2005) 'Morphological characteristics in relation to diet in five coexisting Thai fish species.Consult [27 October 2005].'

LES ANNEXES

Annexe


Annexe (I) :

Ind	LT	Ls	Lnc	Lt	Lpre	Lpo	Doe	Dey	Lprd	Lpra	Lprv	Lpod	Lpa	Lnd	Hnd	Hnp	Hnv	Lna	Hna	Hmax	Hmin	Hor	Hoc	Nmp	Nrend	Nrmmd	PT (g)
E1	23,50	20,00	4,20	5,50	1,50	2,50	1,20	1,80	6,80	11,00	7,00	3,50	3,00	11,40	1,70	4,90	2,00	4,10	1,10	7,70	1,70	5,00	6,80	11,00	11,00	13,00	257,50
E2	22,90	19,00	4,30	5,70	1,60	2,20	1,10	1,80	6,50	10,90	7,00	3,40	2,80	10,10	1,70	4,10	2,00	3,70	1,00	7,40	1,80	4,80	6,20	15,00	11,00	13,00	225,50
E3	25,30	20,50	4,00	5,60	1,90	2,40	1,20	1,90	7,50	11,70	7,40	4,30	3,40	10,80	1,90	4,00	2,00	4,20	1,30	8,00	1,90	5,60	7,30	13,00	11,00	13,00	268,50
E4	23,00	19,00	4,00	5,20	1,70	2,10	1,20	1,60	5,80	11,00	7,00	3,80	3,30	10,60	1,80	4,90	2,00	4,40	1,40	7,40	1,80	4,90	6,60	14,00	11,00	13,00	232,50
E5	21,50	17,50	4,70	5,20	1,20	2,00	1,00	1,60	5,80	10,20	6,20	3,30	2,70	9,70	1,50	4,40	1,90	3,50	1,20	7,10	1,60	4,50	6,10	13,00	11,00	13,00	172,00
E6	22,00	18,50	4,60	5,40	1,90	2,10	1,20	1,70	6,40	10,90	6,90	2,50	2,90	9,90	1,90	4,60	1,80	3,80	1,30	7,00	1,70	4,50	6,20	12,00	11,00	13,00	198,50
E7	24,00	19,50	4,80	5,50	1,80	2,20	1,40	1,90	6,90	11,10	7,10	3,60	3,80	10,10	1,50	4,60	1,90	4,10	1,30	7,60	1,80	5,10	6,80	13,00	11,00	13,00	257,00
E8	21,00	17,00	3,70	5,00	1,70	1,90	1,00	1,60	5,50	9,60	6,30	3,40	2,80	9,10	1,60	4,40	1,60	3,40	1,20	6,30	1,40	4,30	5,90	12,00	11,00	13,00	144,00
E9	22,60	18,00	4,90	5,50	1,80	2,00	1,20	1,50	6,30	10,60	6,90	3,30	3,00	9,80	1,80	3,80	2,10	3,70	1,50	7,00	1,60	5,00	6,40	14,00	11,00	13,00	184,00
E10	23,00	18,50	4,30	5,50	1,90	2,00	1,20	1,70	6,20	10,20	6,90	3,30	3,50	9,90	1,60	4,80	1,80	3,80	1,50	7,00	1,60	4,60	6,40	12,00	11,00	13,00	188,50
E11	21,00	17,50	4,10	4,90	1,60	2,00	1,20	1,70	5,80	9,70	6,70	3,40	3,20	9,70	1,50	4,50	1,80	3,70	1,30	6,70	1,50	4,00	6,70	12,00	11,00	13,00	175,50
E12	22,50	18,00	3,90	5,20	1,70	2,20	1,20	1,60	6,30	10,20	6,30	2,70	2,80	10,00	1,60	4,60	1,90	3,90	1,10	7,20	1,70	4,60	6,40	12,00	11,00	13,00	198,50
E13	24,00	19,50	4,50	5,90	1,80	2,10	1,20	2,20	6,60	10,50	7,30	3,10	3,40	10,70	1,50	4,70	2,30	4,00	1,00	7,60	1,60	4,60	6,70	14,00	11,00	13,00	311,00
E14	21,50	17,50	4,50	4,90	1,70	1,90	1,20	1,70	6,10	9,90	6,40	3,50	3,30	9,50	1,60	4,50	1,90	3,60	1,50	6,30	1,50	4,10	5,90	12,00	11,00	13,00	163,00
E15	21,80	18,00	3,80	5,10	1,60	2,10	1,30	1,80	6,50	10,20	6,40	2,70	3,20	9,70	1,50	4,30	1,80	3,60	1,10	6,70	1,30	4,30	6,20	15,00	11,00	13,00	189,00
E16	25,50	21,00	4,50	5,70	2,10	2,20	1,20	2,00	6,80	12,00	7,70	3,90	4,00	11,00	1,80	4,40	2,10	4,50	1,50	8,00	1,80	5,10	7,00	13,00	11,00	13,00	292,00
E17	22,50	17,90	4,70	5,00	1,70	2,50	1,30	1,70	6,00	10,40	6,60	2,70	2,60	10,00	1,60	4,50	1,90	4,00	1,10	6,60	1,60	4,30	6,10	14,00	11,00	13,00	181,00
E18	23,50	19,00	4,50	5,30	2,00	2,10	1,20	1,90	7,10	10,90	6,30	3,70	3,60	10,30	1,50	5,80	2,20	3,70	1,30	7,90	1,70	4,60	6,90	13,00	11,00	13,00	258,00
E19	21,00	17,50	3,50	5,10	1,50	1,90	1,10	1,60	6,00	9,60	6,20	3,10	3,40	9,10	1,70	4,80	2,20	3,40	1,40	6,70	1,60	4,20	5,60	9,00	11,00	13,00	159,50
E20	23,20	19,00	4,20	5,10	1,80	2,30	1,20	1,80	6,70	10,70	7,20	3,50	3,30	10,40	1,70	5,10	2,00	3,90	1,50	7,20	1,60	4,40	6,30	13,00	11,00	13,00	231,00
E21	21,50	18,50	3,00	4,60	1,80	2,00	1,20	1,80	6,90	10,10	7,20	3,50	3,40	9,80	1,60	4,20	2,00	3,80	1,40	6,80	1,40	4,40	6,20	13,00	11,00	13,00	183,50
E22	21,50	17,50	4,00	5,50	1,80	2,00	1,20	1,70	6,80	9,80	6,50	3,50	3,40	9,20	1,50	4,70	1,90	3,20	1,50	6,60	1,50	4,30	6,10	15,00	11,00	13,00	160,00
E23	22,00	19,00	3,00	5,20	1,90	2,00	1,20	1,60	6,30	10,00	7,10	3,70	3,80	9,70	1,60	4,30	1,90	3,60	1,30	7,00	1,50	4,40	6,10	10,00	11,00	13,00	193,00
E24	22,00	18,50	3,50	5,30	1,70	2,00	1,10	1,80	5,90	10,00	6,90	3,10	3,80	9,80	1,80	4,60	2,00	3,80	1,50	7,10	1,50	4,20	6,30	11,00	11,00	13,00	196,00
E25	13,00	19,00	4,00	5,30	1,90	2,00	1,20	1,80	5,90	10,80	7,00	3,50	3,60	10,10	1,60	4,60	2,00	3,60	1,40	6,90	1,50	4,30	6,30	13,00	11,00	13,00	204,00
E26	24,00	19,30	4,70	5,30	1,80	2,00	1,10	1,90	7,00	11,00	6,90	4,00	3,80	10,60	1,50	4,10	1,80	4,10	1,50	7,30	1,70	4,40	6,70	13,00	11,00	13,00	246,50
E27	21,20	17,50	3,70	4,90	1,60	2,00	1,20	1,60	6,30	9,30	6,60	3,30	3,20	9,20	1,70	4,90	2,00	3,50	1,20	6,60	1,50	4,00	6,00	15,00	11,00	13,00	157,50
E28	24,00	19,60	4,40	5,30	2,00	2,10	1,30	1,90	6,30	10,70	7,10	3,70	3,60	10,60	1,80	4,70	2,20	4,10	1,40	7,40	1,90	4,90	6,80	14,00	11,00	13,00	229,50
E29	26,00	21,00	5,00	6,30	2,10	2,50	1,40	2,10	7,40	11,70	7,20	3,30	3,50	11,30	1,07	4,90	2,40	4,60	1,70	8,20	1,80	5,40	7,00	14,00	11,00	13,00	294,50
E30	25,50	21,00	4,50	6,20	2,10	2,60	1,80	2,10	7,10	12,00	7,20	4,20	4,10	11,40	1,90	4,90	2,20	4,10	1,40	8,60	1,80	5,70	7,60	14,00	11,00	13,00	311,00
E31	21,00	17,50	3,50	4,70	1,70	1,90	1,20	1,50	6,30	9,60	6,20	3,20	3,00	9,60	1,60	4,50	1,50	3,40	1,30	6,50	1,60	3,90	5,80	13,00	11,00	13,00	158,50
E32	24,00	19,50	4,70	5,40	1,60	2,10	1,50	2,00	6,70	11,10	7,20	3,20	3,40	10,70	1,50	4,60	2,30	3,70	1,40	7,30	1,50	4,70	6,30	13,00	11,00	13,00	224,00
E33	21,00	17,50	3,50	4,80	1,80	2,10	1,10	1,60	5,90	9,60	6,40	3,20	3,10	9,40	1,50	4,30	2,00	3,50	1,10	6,30	1,60	3,50	5,90	14,00	11,00	13,00	173,00
E34	20,80	17,50	4,10	5,10	1,70	1,80	1,40	1,60	6,00	9,40	5,90	2,60	2,70	8,50	1,60	4,30	1,50	3,00	1,20	6,00	1,20	4,10	5,30	13,00	11,00	13,00	132,50
E35	21,00	16,50	3,90	5,00	1,80	1,90	1,50	1,50	6,40	10,10	6,60	2,30	2,90	8,80	1,30	3,70	1,80	3,60	1,10	6,30	1,40	4,00	5,80	12,00	11,00	13,00	144,00
E36	23,00	18,50	4,50	5,30	1,70	2,10	1,20	1,80	6,80	10,80	6,10	3,80	3,90	10,60	1,60	4,00	1,90	3,80	1,50	7,50	1,60	4,40	6,70	14,00	11,00	13,00	205,50
E37	23,50	19,00	4,50	5,50	1,70	2,20	1,20	2,00	6,90	10,60	7,20	3,70	3,20	10,40	1,20	4,00	1,90	3,90	1,40	7,00	1,60	5,20	6,90	14,00	11,00	13,00	224,00
E38	21,70	17,50	3,40	5,10	1,80	1,90	1,40	1,80	6,30	10,70	6,40	3,20	2,60	9,80	1,70	3,30	2,10	3,40	1,40	6,50	1,60	4,40	5,90	12,00	11,00	13,00	174,50
E39	21,70	17,50	4,00	5,10	1,60	2,10	1,20	1,70	6,00	9,60	6,40	2,80	2,90	9,40	1,50	4,60	2,00	3,70	1,20	6,70	1,50	4,30	5,80	12,00	11,00	13,00	164,50
E40	20,00	16,50	3,50	5,10	1,70	2,10	1,20	1,50	6,20	9,30	6,10	2,80	2,90	8,10	1,20	4,50	1,80	3,40	1,00	6,10	1,40	4,00	5,40	12,00	11,00	13,00	123,50
E41	20,00	16,00	4,00	4,90	1,60	1,90	1,40	1,70	5,30	9,00	5,90	3,00	2,80	8,50	1,60	4,40	1,90	3,50	1,10	6,30	1,50	3,90	5,80	12,00	11,00	13,00	138,00
E42	24,00	19,50	4,50	5,60	1,80	2,20	1,40	1,80	6,80	10,70	6,70	2,90	3,20	10,40	1,80	4,30	2,00	4,00	1,40	6,90	1,50	4,30	6,20	13,00	11,00	13,00	218,00
E43	22,00	17,50	4,50	5,00	1,70	2,00	1,40	1,60	5,80	9,80	6,30	2,80	2,50	9,50	1,30	3,70	2,00	3,50	1,10	6,40	1,40	4,10	5,90	13,00	11,00	13,00	175,50
E44	25,00	20,00	5,00	5,50	2,10	2,60	1,20	1,90	6,50	11,20	7,30	3,40	3,10	11,40	2,00	4,90	2,40	4,50	1,30	7,50	1,60	5,20	6,90	13,00	11,00	13,00	250,00
E45	21,00	17,50	3,50	5,00	1,70	1,90	1,30	1,80	6,00	9,30	6,00	3,20	2,70	9,10	1,40	3,70	1,90	3,40	1,30	6,50	1,40	4,00	5,90	13,00	11,00	13,00	179,50
E46	21,50	17,50	4,00	5,10	1,70	1,80	1,10	1,70	6,80	10,00	6,90	3,70	3,60	9,50	1,70	4,80	1,90	3,50	1,30	7,10	1,60	4,5					


Annexe

S11	25,30	20,00	5,30	6,30	1,62	3,17	1,50	2,13	6,25	12,86	7,17	3,13	2,92	11,18	1,95	4,20	3,57	4,30	2,02	7,41	1,69	6,99	5,46	14,00	11,00	13,00	219,39
S12	29,10	24,00	5,10	6,51	1,81	3,20	1,50	2,30	7,50	14,77	7,64	4,73	3,38	12,59	1,99	4,20	4,12	4,98	1,96	8,73	2,05	8,06	6,22	15,00	11,00	13,00	353,77
S13	27,30	22,00	5,30	6,13	1,84	3,99	1,50	2,24	6,90	13,33	7,17	4,14	3,82	11,59	1,81	4,30	3,78	4,68	1,96	8,32	2,09	7,56	5,75	15,00	11,00	13,00	287,10
S14	27,20	22,20	5,00	5,91	1,43	3,05	1,40	2,20	6,78	13,91	7,28	4,13	3,91	11,73	1,94	4,10	3,87	4,74	1,92	8,18	2,02	7,58	5,62	15,00	12,00	13,00	298,16
S15	28,70	23,00	5,70	6,36	1,79	3,03	1,41	2,21	7,34	13,91	7,48	4,13	3,87	12,31	1,85	4,40	3,81	5,06	1,90	8,86	1,96	7,99	6,27	14,00	12,00	13,00	334,62
S16	25,40	20,00	5,40	6,65	1,81	2,47	1,32	1,90	6,29	12,98	6,97	3,87	3,34	10,45	1,92	2,20	4,09	4,05	1,82	7,94	1,84	7,37	5,64	13,00	12,00	13,00	258,81
S17	27,70	22,50	5,20	6,61	1,68	2,99	1,43	1,19	6,82	14,20	7,95	4,00	3,58	12,16	1,89	4,30	4,18	4,84	1,77	8,18	1,77	7,62	6,17	15,00	12,00	14,00	281,38
S18	28,00	23,50	4,50	6,50	1,69	3,15	1,55	1,40	6,94	14,80	7,76	4,62	3,67	12,39	1,91	4,20	4,00	4,94	1,93	8,44	2,13	8,01	6,25	15,00	11,00	13,00	324,95
S19	28,00	24,00	4,00	6,00	2,40	2,60	1,20	2,50	8,10	13,30	8,50	4,10	4,20	12,00	2,30	5,20	2,60	4,60	1,90	8,80	2,00	6,10	8,00	11,00	10,00	13,00	420,50
S20	28,20	23,00	5,20	6,20	2,20	2,40	1,30	2,30	7,60	12,70	8,20	4,00	3,50	11,90	2,00	5,10	2,50	4,40	1,70	8,80	2,00	5,70	7,20	14,00	11,00	14,00	415,50
S21	25,00	21,00	4,00	5,60	2,30	2,40	1,30	1,90	7,30	12,30	7,40	4,30	3,60	10,80	1,70	4,90	1,80	3,70	1,70	8,20	1,60	5,00	7,30	14,00	10,00	13,00	338,50
S22	27,00	23,00	4,00	5,50	2,00	2,20	1,30	1,90	7,00	12,60	8,30	4,00	3,80	11,00	1,80	4,60	2,40	4,00	1,60	8,60	1,70	4,80	7,10	12,00	9,00	14,00	331,50
S23	25,50	22,00	3,50	5,50	2,20	2,20	1,10	2,00	6,60	11,30	8,00	4,70	3,60	10,60	1,90	4,40	2,10	3,70	1,70	7,80	1,90	4,60	7,00	14,00	10,00	14,00	311,00
S24	26,20	22,00	4,20	5,70	2,30	2,50	1,20	2,10	7,70	12,60	8,80	3,60	3,70	10,80	2,00	5,20	2,20	4,10	1,60	8,90	1,80	5,00	7,60	14,00	11,00	13,00	379,00
S25	27,00	23,00	4,00	6,80	2,10	2,40	1,00	2,10	6,50	12,10	8,10	3,40	3,50	11,50	1,70	4,30	2,30	4,20	1,60	8,30	1,90	5,30	7,60	15,00	11,00	14,00	380,00
S26	28,00	23,50	4,50	6,60	1,80	2,90	1,60	2,50	7,50	12,70	8,70	4,60	3,60	11,80	2,00	5,20	2,50	4,50	1,90	9,20	2,10	5,90	8,30	13,00	10,00	13,00	448,00
S27	24,50	21,50	3,00	6,20	1,70	2,50	1,40	2,20	6,70	12,20	7,50	3,70	3,90	11,00	1,60	4,00	2,80	4,20	1,70	8,50	1,70	4,90	7,70	13,00	11,00	12,00	334,00
S28	28,00	24,00	4,00	6,80	2,10	2,70	1,60	2,40	7,40	13,20	8,60	4,30	4,40	12,10	1,40	3,90	2,50	4,30	1,60	9,10	1,70	5,30	7,70	11,00	10,00	14,00	426,00
S29	26,00	22,00	4,00	6,50	1,90	2,60	1,50	2,40	7,60	13,00	7,70	4,20	4,30	10,50	2,70	5,30	3,20	5,60	1,50	7,30	1,70	4,90	8,10	12,00	11,00	13,00	370,00
S30	25,50	21,50	4,00	5,00	1,50	2,50	1,60	2,30	7,30	12,90	7,90	4,20	4,20	10,90	2,80	5,40	2,80	4,80	1,60	8,50	1,80	4,80	7,70	12,00	11,00	13,00	343,00

Annexe (II) :

 **EDTA 0,5 M, pH 8,3 (500ml)**

- H_2O 300ml
- EDTA 93,05g.

 **Tris 2M, pH 7.4 (1litre)**

- H_2O 850ml
- Tris base 242,2g
- HCl 75ml

 **L'urée 8M**

- Dissoudre 480 g d'urée dans 1 litre d'eau distillée.

 **NaCl 5M**

- Dissoudre 292.2g dans 1 litre d'eau distillée.

 **Protéinase K, 20mg/l (5ml)**

- 5ml d'eau distillée stérile
- 100mg protéinase déshydratée

 **Bleu de Bromophénol (20ml)**

- 50 % glycérol
- 1 % SDS
- % bleu bromophenol
- M EDTA



Solution Ethanol T.E

- Mélanger 80% d'éthanol avec 20% de T.E et garder à -20°C



Solution d'acétate de sodium 3 M pH 7,4 (pour 100 ml)

- Acétate de sodium 40,8 g
- H₂O 80 ml
- Ajuster le pH avec l'acide acétique, puis autoclave
- Ajuster le volume à 100 ml et autoclaves,

RESUME

Titre : Contribution à l'étude de la différenciation morphométrique et génétique des daurades (*Sparus aurata*) (Linné, 1758) sauvages et d'élevage.

Résumé : Daurade royale *Sparus aurata* (Linné, 1758), est l'une des espèces les plus importantes consolidées de l'aquaculture méditerranéenne. Dans présente étude, les résultats relatifs à notre contribution de la différenciation morphologique, morphométrique, biochimique et génétique chez les daurades sauvage et d'élevage montrent qu'il existe une différenciation morphologique entre la daurade sauvage et d'élevage. Puis l'individu sauvage est proche morphométriquement de l'élevage. Sur le plan biochimique on a trouvé que La chair de la daurade élevée est riche en protéines et lipides. Enfin, Pour mieux comprendre ces différences, nous avons procédé à l'extraction du matériel génétique. Cette analyse a montré un rendement plus important concernant l'extraction à partir du foie.

Mots clés : Daurade royale (*Sparus aurata*), Morphologie, Morphométrie, Biochimie et Génétique.

Title: Contribution to the study of the morphometric and genetic differentiation of sea bream (*Sparus aurata*) (Linnaeus, 1758) wild and farmed.

Abstract: Sea bream *Sparus aurata* (Linnaeus, 1758), is one of the most important consolidated species of Mediterranean aquaculture. In this study, the results of our contribution to morphological, morphometric, biochemical and genetic differentiation in wild and farmed sea bream show that there is a morphological differentiation between wild and farmed sea bream. Then the wild individual is morphometrically close to the breeding. Biochemically it has been found that the flesh of sea bream is rich in protein and fat. Finally, to better understand these differences, we proceeded to the extraction of the genetic material. This analysis showed a higher yield for extraction from the liver.

Key words: Sea bream (*Sparus aurata*), Morphology, Morphometry, Biochemistry and Genetics.