

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

المدرسة الوطنية العليا للعلوم البحر وتهيئة الساحل

Ecole Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral



**Mémoire de fin d'études en vue de l'obtention du diplôme D'Ingénieur
d'État en Sciences de la Mer**

Option : Gestion Aquacole

**Recherche de métaux lourds et composition
nutritionnelle d'une espèce aquacole**

Présenté par :

Melle DAHAOUI Chaima

M. ZIANE Ali

Soutenu le 23/06/2026, devant le jury composé de :

M. KADA Mohammed	Maitre-Assistant A (ENSSMAL)	Président
M. BITAM Arezki	Professeur (ENSSMAL)	Promoteur
Mme BOUKHAROUBA Aya	MCB (ENSSMAL)	Examinatrice

Année universitaire : 2025/2026

Remerciements

Avant toute chose, nous rendons grâce à Allah, le Tout-Puissant, pour nous avoir accordé la santé, le courage et la persévérance nécessaires à la réalisation de ce travail.

Nous remercions tout particulièrement **Monsieur BITAM.A**, notre encadreur, pour sa disponibilité, ses conseils avisés, sa rigueur scientifique et son accompagnement bienveillant tout au long de ce travail. Ses remarques pertinentes et son soutien constant ont été essentiels pour mener à bien cette recherche.

Nous remercions tout particulièrement **Monsieur KADA Mohammed**, présidente du jury, pour l'attention portée à notre mémoire et pour ses remarques constructives. Nos sincères remerciements vont également à **Madame BOUKHAROUBA Aya**, examinatrice de notre travail, pour ses observations pertinentes et ses suggestions qui ont contribué à améliorer la qualité de notre étude et à enrichir notre réflexion.

Nous remercions chaleureusement l'École Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral (ENSSMAL) pour la qualité de sa formation.

Nous adressons un grand merci aux enseignants de l'ENSSMAL pour leur soutien, leur disponibilité et leurs précieux conseils tout au long de notre parcours.

Dédicace

C'est avec une profonde gratitude et un immense amour que je dédie ce travail : À ma très chère mère Source inépuisable de tendresse et de courage, tu as toujours été mon soutien, ma force et ma motivation. Tes prières et ton affection m'ont accompagnée à chaque étape de mon parcours.

À mon très cher père Pour ton soutien constant, tes sacrifices et tes encouragements. Grâce à toi, j'ai pu avancer avec confiance et détermination.

À ma chère amie Narimane À toi, ma précieuse amie et confidente, merci pour ta présence, ton soutien, ton aide et les moments partagés. Tu as toujours su m'encourager et rendre ce chemin plus facile.

À mes amis À tous mes amis, merci pour votre soutien, votre bienveillance et les beaux moments passés ensemble. Votre présence a rendu ce parcours plus léger et inoubliable.

À toute ma famille Pour leur amour, leur confiance et leurs encouragements tout au long de mes études. À tous ceux qui m'ont aidée de près ou de loin Je leur exprime ma profonde reconnaissance et ma gratitude.

Chaima

Dédicace

Je dédie ce modeste travail,

À ma très chère mère,

Source inépuisable de tendresse, de patience et de sacrifice. Nulle parole ne saurait exprimer la profondeur de mon amour et de ma gratitude pour tout ce que tu m'as offert.

À mon cher père,

Pour son soutien indéfectible, ses encouragements constants et les valeurs qu'il m'a inculquées. Que ce travail soit le reflet de tout ce que tu m'as appris.

À toute ma famille,

Pour leur présence bienveillante et leur affection. Qu'ils trouvent dans ce mémoire l'expression de mon profond attachement.

ZIANE Ali

Sommaire

Introduction	1
Chapitre I : Généralités	4
1-Définition de la pollution marine	4
2- La pollution marine en Algérie	4
3- Les types de pollution marine	5
3.1-Pollution chimique	5
3.2-La pollution physique	5
3.3- La pollution biologique	5
3.4- La pollution par les métaux lourds	5
4- Généralités sur les métaux lourds	6
4.1- Classification des métaux lourds	6
4.2- Origine des métaux lourds	7
4.3- Effets toxiques des métaux lourds	8
4.4-Présentation détaillée des métaux	9
5- La valeur nutritionnelle de la Daurade royale (<i>Sparus aurata</i>)	10
5.1- Protéines	10
5.2 –Lipides	11
5.3- Humidité	12
5.4- Minéraux	13
Chapitre II : La daurade royale (<i>Sparus aurata</i>).....	14
1- Présentation de l'espèce	14
1.1-Systématique de la dorade royale (<i>Sparus aurata</i>)	14
1.2-Morphologie	15
1.3-Habitat	16
1.4-Croissance	16
1.5-Régime alimentaire	16
1.6-Cycle de développement	17
1.7-Méthodes de différenciation.....	18
1.8-Techniques d'élevage, structures et caractéristiques	18
2-Bioaccumulation des métaux lourds chez les poissons	20
2.1-Mécanismes généraux	20
2.2-Facteurs influençant la bioaccumulation	20
3-Impact de l'élevage de poissons sur leur contamination	21
Chapitre III : Matériel et méthodes.....	22
1-Lieu et la durée de stage	22

2-Echantillonnage	22
2.1-Dorade d'élevage	22
2.2Daurade sauvage	22
3- Travaux effectués au laboratoire	22
3.1-Conditions d'hygiène	22
3.2-Prétraitement des échantillons	23
3.3-Lyophilisation	23
3.4-Broyage	24
4-Paramètres biochimiques	25
4.1-Dosage des lipides totaux par l'extraction solide-liquide utilisant l'appareil Soxhlet	25
4.2-Détermination des protéines brutes par la méthode de Kjeldahl	27
4.3-Glucides	30
5-Paramètres physicochimiques	31
5.1-Humidité	31
5.2-Minéraux	31
5.3-Détermination du pH	32
6-Analyse des métaux lourds	32
Chapitre IV : Résultats et Discussion	35
1-Daurade d'élevage	36
1.1-Analyses biochimiques	36
1.2-Analyses physico-chimiques	37
1.3Analyse des métaux lourds	37
2-Daurade Sauvage	39
2.1-Analyse biochimique	39
2.2-Analyses physico-chimiques	40
2.3-Analyse des métaux lourds	40
3-Etude comparative entre la daurade d'élevage et la daurade sauvage	42
3.1-Composition biochimique	42
3.2-Analyses des métaux lourds	42
3.3 Analyses physico-chimiques	44
4-Discussion	45
Conclusion.....	52

Liste des figures

Figure 1: schéma de la morphologie de la daurade. (Nechniche, 2022)	15
Figure 2: Lyophilisation de modèle Christ.....	24
Figure 3 : Mortier avec pilon en porcelaine	24
Figure 4 : Extraction des lipides à partir de la chair du poisson	27
Figure 5: Étape de minéralisation.....	29
Figure 6 : Système de distillation.....	29
Figure 7: Étape de titrage.....	30
Figure 8 : Incinération des échantillons dans un four à moufles	32
Figure 9: Spectrophotométrie d'absorption atomique.....	33

Liste des tableaux

Tableau 1: Récapitulatif concernant les métaux lourds et leur réglementation	9
Tableau 2 : Variation des teneurs en protéine selon le mode de production (sauvage et élevage) chez la daurade royale (sparus aurata)	11
Tableau 3 : Variation des teneurs en lipides selon le mode de production (sauvage et élevage) chez la daurade royale (sparus aurata)	12
Tableau 7 : Résultats des analyses biochimiques sur la chair de la daurade royale (Sparus aurata) d'élevage.	37
Tableau 8: Résultats des analyses des métaux lourds sur la chair de la daurade royale (Sparus aurata) d'élevage.	38
Tableau 9: Résultats des analyses biochimiques sur <u>le foie</u> de la daurade royale (Sparus aurata) d'élevage.	38
Tableau 10: Resultants des analyses physico-chimiques sur la chair de la daurade royale (Sparus aurata) d'élevage.	39
Tableau 11: Résultats des analyses biochimiques sur la chair de la daurade royale (Sparus aurata) sauvage.	40
Tableau 12: Résultats des analyses des métaux lourds sur la chair de la daurade royale (Sparus aurata) sauvage.	41
Tableau 13: Résultats des analyses biochimiques sur le foie de la daurade royale (Sparus aurata) sauvage.	41
Tableau 14: Résultats des analyses physico-chimiques sur la chair de la daurade royale (Sparus aurata) sauvage.	42
Tableau 15: Analyse comparative de la composition biochimique de dorade royale (Sparus aurata) d'élevages et sauvages.	43
Tableau 16: Analyse comparative des concentrations des métaux lourds dans le foie de dorade royale (Sparus aurata) d'élevages et sauvages.	44
Tableau 17; Analyse comparative des concentrations des métaux lourds dans la chair de dorade royale (Sparus aurata) d'élevages et sauvages.	44
Tableau 18: Analyse comparative des des paramètres physico-chimiques de la chair de dorade royale (Sparus aurata) d'élevages et sauvages.	45

Listes des équations

<i>Eq 1</i>	<i>1</i>
<i>Eq 2</i>	<i>2</i>
<i>Eq 3</i>	<i>3</i>
<i>Eq 4</i>	<i>4</i>
<i>Eq 5</i>	<i>5</i>
<i>Eq 6</i>	<i>6</i>
<i>Eq 7</i>	<i>7</i>
<i>Eq 8</i>	<i>8</i>
<i>Eq 9</i>	<i>9</i>

Listes des abréviations

AOAC : Association of Official Analytical Chemists

Cd : Cadmium

Cu : Cuivre

DHA : Acide Docosahexaénoïque

EDI : Estimated Daily Intake (Dose Journalière Estimée)

EPA : Acide Eicosapentaénoïque ET Écart-Type FAO Food and Agriculture Organization

HNO₃ : Acide Nitrique

H₂O₂ : Peroxyde d'Hydrogène

Mg/kg : Milligramme par Kilogramme Moy Moyenne

n : Nombre d'individus

OMS : Organisation Mondiale de la Santé

SAA : Spectrophotométrie d'Absorption Atomique

THQ : Target Hazard Quotient

w.w : Wet Weight — poids frais

Zn : Zinc

Introduction générale

Introduction

L'insécurité alimentaire demeure un défi mondial imminent et omniprésent qui affecte des millions de personnes, conduisant souvent à la malnutrition et à ses implications sanitaires associées. Alors que les populations sont aux prises avec les complexités liées à l'accès à une alimentation nutritive et saine, le rôle des poissons s'avère être une influence pivot pour compenser l'insécurité alimentaire et répondre aux besoins nutritionnels de diverses populations à travers les pays. Les poissons se sont révélés être une riche source de protéines de haute qualité, d'acides gras oméga-3, de vitamines ainsi que de minéraux, chacun étant important pour assurer une croissance saine des poissons, ce qui bénéficie par la suite à ceux qui les consomment (Reshi et *al.*, 2025).

Pour bien comprendre la valeur nutritionnelle de ces ressources halieutiques, il est essentiel de s'intéresser aux différentes catégories de poissons disponibles sur le marché. Les marchés aux poissons d'aujourd'hui offrent deux types principaux : sauvages et d'élevage. Les poissons sauvages, pêchés dans les océans, rivières et lacs, présentent généralement une chair plus maigre avec une teneur en matières grasses plus faible (souvent 2-8 %), des niveaux plus élevés d'acides gras oméga-3 provenant de régimes naturels comme le krill ou les algues, une texture plus ferme et des saveurs plus intenses. Cependant, ils ont des tailles variables, sont saisonniers, plus chers en raison d'une offre limitée, et comportent des risques liés à la surpêche ou aux contaminants environnementaux comme le mercure. Les poissons d'élevage, élevés dans des enclos ou des étangs contrôlés avec des aliments formulés, grandissent plus vite, atteignent des tailles uniformes plus grandes, offrent une disponibilité constante tout au long de l'année à des coûts inférieurs, des profils lipidiques plus riches (8-20 %, avec des niveaux de DHA/EPA boostés grâce à des suppléments), un goût plus doux et une biosécurité renforcée, bien qu'ils puissent accumuler des antibiotiques, des parasites ou des polluants en raison de conditions de promiscuité et des sources d'alimentation. (Yiannis et *al.*, 2011)

Parmi les espèces les plus représentatives de cette dualité entre pêche et aquaculture, la dorade illustre parfaitement les avantages nutritionnels et les considérations écologiques évoqués précédemment. La dorade est pauvre en matières grasses (3 - 10g/100g), riche en protéines (17-20g/100g) et en acides aminés essentiels (41-49% du total, comme la lysine, la leucine, l'arginine), en vitamines B (B3, B12), en vitamine D et en minéraux (potassium 446mg, phosphore 244mg, sélénium 45µg pour 100g). Elle fournit des acides gras polyinsaturés oméga-3 (12-14%, dont 6-8% d'EPA+DHA), favorisant la santé cardiaque et l'effet anti-inflammatoire

; les sous-produits comme la peau, les viscères et la tête ajoutent de la valeur pour les huiles et les minéraux. De plus, en tant que prédateur de niveau intermédiaire et opportuniste, la dorade sauvage régule les populations de poissons plus petits, d'invertébrés et d'algues, maintenant l'équilibre dans les écosystèmes méditerranéens. En aquaculture, elle recycle les nutriments en consommant les aliments non consommés et les déchets organiques, réduisant l'eutrophisation près des fermes — des études montrent qu'elle réduit l'accumulation d'azote jusqu'à 90 kg par tonne de poisson d'élevage dans des zones comme le golfe d'Aqaba. Cependant, les individus d'élevage échappés peuvent perturber les habitats non indigènes par la compétition, la propagation de maladies et l'hybridation (Pateiro , 2020).

Cependant, les bénéfices nutritionnels indéniables des poissons, qu'ils soient sauvages ou d'élevage, doivent être mis en perspective avec les risques liés à la qualité de leur environnement. La contamination par les métaux lourds est un phénomène mondial qui perturbe l'écosystème et crée de sérieux risques pour la santé humaine. Les principaux défis incluent l'urbanisation croissante, la transition foncière et le développement industriel, en particulier dans les pays très peuplés et émergents. Les métaux lourds sont à la fois d'origine anthropique et naturelle, et certains d'entre eux, comme le chrome (Cr), le vanadium et le nickel (Ni), sont essentiels à la santé humaine en quantités mineures. En effet, ces métaux jouent un rôle important dans l'activité cellulaire. Cependant, certains métaux lourds ont des effets nocifs sur l'environnement ainsi que sur les organismes vivants. L'exposition humaine aux métaux lourds est provoquée par l'inhalation, l'ingestion orale et l'application cutanée. Par ailleurs, l'équilibre entre les effets positifs et les effets secondaires des métaux lourds dépend de leur concentration dans les cellules vivantes. Le cobalt (Co), le cuivre (Cu), le nickel, le fer (Fe), le manganèse (Mn), le zinc (Zn), le molybdène (Mo) et le sélénium (Se) sont vitaux pour les organismes vivants, mais peuvent entraîner de graves complications de santé s'ils sont consommés au-delà de la limite de sécurité. D'autres métaux tels que l'arsenic (As), le cadmium (Cd), le chrome et le plomb (Pb) ne sont pas essentiels pour la santé humaine et peuvent causer de sérieuses complications sanitaires, même à de faibles concentrations (Munir ., 2022).

L'objectif de cette étude est de bien évaluer les concentrations des métaux lourds essentiels représentés par le zinc (Zn) et le cuivre (Cu) et un métal toxique qui est le cadmium (Cd), les composés biochimiques (Protéines, glucides et lipides) et les paramètres physico-chimique (pH, cendres, humidité) de deux groupes de daurade royale (*Sparus aurata*). Le premier groupe qui est de daurade royale d'origine d'élevage contient deux poissons élevés dans une ferme aquacole. Un autre groupe des poissons d'origine sauvage (3 poissons) a été étudié en même

temps. Les résultats de ces 3 analyses sont collectées, étudiées et présentées avant de passer à une étude comparative entre ces deux groupes de poissons pour démontrer quel groupe a la meilleure valeur nutritionnelle et quel groupe de poissons sera le plus sûr pour une consommation humaine sans danger lié aux métaux lourds.

Chapitre I : Généralités

1-Définition de la pollution marine :

Dans un sens strict, la contamination se réfère à la présence d'un composé chimique dans un habitat ou chez les organismes qui y vivent à une concentration anormalement élevée due à des causes non naturelles. La pollution, quant à elle, englobe toute forme de contamination ayant un impact nocif sur les organismes d'un écosystème, altérant leur croissance, leur reproduction, et interférant avec les activités humaines, la santé et la valeur des propriétés (rahal et *al.*, 2024)..

De manière plus générale, la contamination et la pollution incluent également les altérations physiques de l'énergie ou du rayonnement dans un environnement, ainsi que la présence d'espèces envahissantes.

La pollution marine, définie par le Groupe d'experts sur les aspects scientifiques de la pollution marine (GESAMP) dans le cadre de la Convention des Nations Unies sur le droit de la mer de 1982, implique l'introduction d'éléments ou d'énergie par l'homme dans le milieu marin, entraînant divers effets néfastes tels que des dommages aux ressources biologiques, des risques pour la santé humaine, des perturbations des activités maritimes, la détérioration de la qualité de l'eau de mer et la diminution des commodités (rahal et *al.*, 2024).

2- La pollution marine en Algérie :

Le littoral algérien est soumis à une pression environnementale importante, principalement due aux apports d'origine continentale. Il est estimé qu'environ 90 % de la pollution marine provient des activités terrestres, transportée vers la mer par les cours d'eau et les rejets directs, notamment au niveau des grandes baies fortement urbanisées telles que la baie d'Alger (Kacemi, 2006). Les principales sources de dégradation du milieu marin algérien sont liées aux activités anthropiques exercées sur le littoral. Il s'agit notamment des rejets domestiques non traités, des effluents industriels, du ruissellement agricole chargé en fertilisants et pesticides, ainsi que des activités pétrolières offshore. Cette situation s'est progressivement accentuée au cours des dernières décennies (Baghdad et *al.*, 2015). Par ailleurs, une étude portant sur l'évaluation du risque écologique des métaux lourds (Zn, Cu, Mn, Fe, Ni, Cr, V, As, Pb, Cd et Co) a été réalisée sur 51 stations réparties le long des zones de pêche chalutables de la côte algérienne. Les résultats indiquent une contamination métallique globalement modérée, avec une contribution notable de l'arsenic. Toutefois, les concentrations en nickel, chrome et arsenic dépassent les valeurs seuils recommandées pour la qualité des sédiments marins, correspondant à la plage d'effet faible (Talbi & Kachi, 2019).

3- Les types de pollution marine :

3.1-Pollution chimique :

La pollution chimique correspond à l'introduction de substances chimiques dans le milieu marin à la suite des activités humaines. Ces substances peuvent provoquer des effets nocifs sur les organismes marins et perturber l'équilibre des écosystèmes. Lorsque ces substances sont présentes sans provoquer d'effets visibles, on parle plutôt de contamination chimique (INERIS, 2015 ; IPEN, 2021). Les principales sources de cette pollution sont les activités domestiques, agricoles et industrielles. Les produits ménagers, les pesticides utilisés en agriculture ainsi que les rejets industriels peuvent introduire différents contaminants chimiques dans les milieux aquatiques. En raison de leur toxicité et de leur persistance dans l'environnement, ces substances représentent un risque important pour les écosystèmes marins (UNEP, 2019 ; IPEN, 2021).

3.2-La pollution physique :

La pollution physique : L'accumulation croissante de déchets solides dans l'environnement marin, notamment les plastiques qui se fragmentent en micro plastiques, représente une menace importante pour les organismes marins. Ces particules peuvent être ingérées par les espèces marines ou provoquer leur enchevêtrement, entraînant divers effets toxiques. Des études ont montré que les micro plastiques peuvent provoquer un stress oxydatif et interagir avec la bioaccumulation de certains métaux lourds chez les poissons (Barboza et *al.*, 2018).

3.3- La pollution biologique :

Correspond à la présence excessive de micro-organismes dans le milieu marin, notamment des bactéries, virus, champignons et parasites provenant principalement des rejets domestiques, urbains ou agricoles. Ces micro-organismes peuvent altérer la qualité sanitaire de l'eau et présenter des risques pour la santé humaine et les organismes marins (Gauthier et Perry, 1980). Les eaux usées peuvent également introduire des bactéries pathogènes d'origine fécale dans le milieu marin, ce qui dégrade la qualité bactériologique des eaux côtières (Djad et *al.*, 2015).

3.4- La pollution par les métaux lourds :

Certains métaux, tels que le mercure, le plomb et le cadmium, sont reconnus pour leur toxicité et leur persistance dans les milieux aquatiques. Ils ont la capacité de s'accumuler dans les organismes vivants (bioaccumulation) et de se concentrer progressivement dans les sédiments ainsi qu'au sein des chaînes alimentaires. Les principales sources d'apport de ces polluants inorganiques en zone côtière comprennent les rejets industriels, les peintures antisalissure

utilisées sur les navires ainsi que l'application d'engrais phosphatés contenant des traces de métaux. Il est donc essentiel de surveiller régulièrement les concentrations de métaux lourds dans les sédiments et le biote afin d'évaluer l'évolution de cette menace pour les écosystèmes côtiers (Ouali et *al.*, 2009).

4- Généralités sur les métaux lourds :

Définition : Les métaux lourds sont des éléments métalliques naturels possédant généralement une masse volumique supérieure à 5 g/cm³. Ils se caractérisent par leur persistance dans l'environnement, car ils ne se dégradent pas mais peuvent seulement changer de forme chimique. Ces éléments peuvent présenter des propriétés utiles dans différents domaines industriels, mais ils possèdent également une toxicité pouvant entraîner des effets néfastes sur les organismes vivants et les écosystèmes (Lacoue-Labarthe, 2007). Le terme « métaux lourds » est souvent utilisé pour désigner un groupe d'éléments métalliques ou métalloïdes caractérisés par leur densité élevée, leur persistance dans l'environnement et leur potentiel toxique. Selon certains auteurs, ce groupe peut comprendre plusieurs dizaines d'éléments du tableau périodique, dont certains sont essentiels à faible dose mais deviennent toxiques lorsque leur concentration augmente (Adriano, 2001).

4.1- Classification des métaux lourds :

Les métaux lourds sont généralement classés en deux grandes catégories selon leur rôle biologique et leur niveau de toxicité : les métaux essentiels et les métaux toxiques.

4.1.1- Les métaux essentiels :

Les métaux essentiels sont des oligo-éléments nécessaires au bon déroulement de plusieurs fonctions physiologiques et processus cellulaires. Ils se trouvent dans les organismes vivants à des concentrations très faibles dans les tissus biologiques (Loue, 1993). Ces éléments interviennent dans de nombreuses réactions biochimiques indispensables au métabolisme. Cependant, lorsque leurs concentrations dépassent certains niveaux, ils peuvent devenir nocifs pour l'organisme. Parmi ces éléments figurent notamment le cuivre (Cu), le nickel (Ni), le zinc (Zn) et le fer (Fe). À titre d'exemple, le zinc (Zn) joue un rôle important dans diverses réactions enzymatiques, notamment celles impliquant les déshydrogénases, les protéinases et les peptidases. Il participe également au métabolisme des protéines, des glucides et des lipides (Kabata-Pendias, 2000).

4.1.2- Les métaux toxiques :

Les métaux toxiques sont caractérisés par leur potentiel polluant et leurs effets délétères sur les organismes vivants, même à des concentrations très faibles. Contrairement aux métaux essentiels, ils n'assurent aucune fonction biologique bénéfique connue au sein des cellules. Parmi les métaux les plus préoccupants figurent notamment le plomb (Pb), le mercure (Hg) et le cadmium (Cd), reconnus pour leurs effets toxiques sur les systèmes biologiques (Ali et *al.*, 2013).

4.2- Origine des métaux lourds :

Les métaux lourds présents dans l'environnement proviennent généralement de deux grandes sources : les sources naturelles et les sources anthropiques (Ali et *al.*, 2013).

4.2.1- Origine naturelle :

Les métaux lourds sont naturellement présents dans différents compartiments de l'environnement, notamment dans les roches, les sols et les milieux aquatiques. Ils peuvent être libérés dans l'environnement à la suite de plusieurs phénomènes naturels tels que l'activité volcanique, les mouvements sismiques, l'érosion des roches, les incendies de forêts ainsi que le lessivage des sols par les eaux de pluie. Ces processus contribuent à la dispersion naturelle des métaux dans les écosystèmes terrestres et aquatiques (Selka, 2015).

4.2.2- Origine anthropique :

En plus des sources naturelles, les activités humaines constituent une source importante d'introduction des métaux lourds dans l'environnement. Parmi ces activités figurent les industries pétrochimiques, la combustion des combustibles fossiles, les transports, l'incinération des déchets ainsi que la gestion des déchets urbains, agricoles et industriels. Les activités minières représentent également une source majeure de contamination métallique (Monna, 2008).

Dans les milieux aquatiques, les organismes marins peuvent absorber les métaux lourds présents dans l'eau ou dans les sédiments. Lorsque ces éléments sont assimilés en quantités élevées, ils peuvent s'accumuler progressivement dans les tissus des organismes vivants et se transférer d'un niveau trophique à un autre au sein de la chaîne alimentaire. Ce phénomène de bioaccumulation peut atteindre des concentrations toxiques, représentant ainsi une menace pour les écosystèmes marins et pour la santé humaine lors de la consommation de produits de la mer contaminés (Mica et *al.*, 2008).

4.3- Effets toxiques des métaux lourds :

4.3.1- Effets des métaux lourds sur l'écosystème aquatique :

Les métaux lourds peuvent contaminer les eaux de surface et les eaux souterraines, perturbant ainsi l'équilibre des écosystèmes aquatiques. Lorsque leurs concentrations deviennent élevées, ces éléments peuvent exercer des effets toxiques importants en raison de leur capacité à s'accumuler dans les organismes vivants (Belabed, 2010). Dans le milieu marin, ces métaux peuvent être intégrés dans la biomasse et transférés au sein de la chaîne alimentaire.

Cette contamination peut provoquer des effets toxiques directs sur les organismes aquatiques ou des effets indirects liés à leur accumulation progressive dans les tissus biologiques (Ramade, 1998). Les organismes marins tels que les mollusques, les crustacés et certains poissons possèdent une grande capacité à accumuler les métaux lourds présents dans leur environnement. Parmi ces métaux, le cadmium et le plomb sont fréquemment retrouvés dans les tissus des organismes marins, tandis que le mercure peut également être transféré dans la chaîne alimentaire et représenter un risque pour les consommateurs (Belabed, 2010). Au niveau des organismes aquatiques, l'exposition aux métaux lourds peut provoquer plusieurs effets biologiques, notamment un retard du développement embryonnaire, des malformations et une réduction de la croissance chez les poissons, les mollusques et les crustacés (Chouti et *al.*, 2005).

4.3.2- Effets des métaux lourds sur la santé humaine :

Les métaux lourds peuvent exercer des effets toxiques sur plusieurs systèmes physiologiques chez l'être humain, notamment les systèmes cardiovasculaire, nerveux, rénal, osseux et hépatique. Leur toxicité apparaît particulièrement lors d'une exposition prolongée, même à de faibles concentrations, entraînant des effets néfastes sur la santé (Christy. Bridges, 2017). Toxicité des métaux lourds La toxicité des métaux lourds dépend de plusieurs paramètres physicochimiques et biologiques. Parmi les plus importants figurent leur solubilité, qui influence leur biodisponibilité dans le milieu, ainsi que leur capacité à s'accumuler dans les organismes vivants par bioaccumulation.

Cette accumulation progressive peut entraîner une augmentation de leur toxicité au sein des chaînes trophiques. Par ailleurs, certains métaux lourds peuvent induire la formation d'espèces réactives de l'oxygène, responsables d'un stress oxydatif pouvant provoquer des dommages cellulaires et perturber le fonctionnement des organismes vivants (Jaishankar et *al.*, 2014).

4.4-Présentation détaillée des métaux :

Tableau 1: Récapitulatif concernant les métaux lourds et leur réglementation

Métal	Sources	Toxicité	Réglementation (AFNOR/FAO)
Cadmium (Cd)	Le cadmium est principalement utilisé dans divers secteurs industriels, notamment la métallurgie et la fabrication de pigments. Il peut atteindre les milieux aquatiques à travers différentes sources d'origine anthropique, telles que l'utilisation d'engrais phosphatés en agriculture, les rejets industriels, ainsi que la combustion des énergies fossiles et l'incinération des déchets, contribuant ainsi à sa dispersion dans l'environnement marin (Fu et <i>al.</i> , 2016)	Le cadmium est un élément non essentiel pour l'organisme et se caractérise par une forte toxicité même à faibles concentrations. Après absorption, il s'accumule principalement dans le foie et les reins, provoquant des altérations tissulaires importantes. Il est également reconnu pour son potentiel cancérigène et ses effets génotoxiques. Une exposition prolongée peut entraîner des troubles rénaux, osseux et respiratoires (Jaishankar et <i>al.</i> , 2014).	La présence du cadmium dans les produits de la pêche est strictement encadrée par les réglementations sanitaires afin de protéger la santé humaine.
Cuivre (Cu)	Le zinc est un oligo-élément naturellement présent dans les écosystèmes aquatiques, mais il peut également provenir de sources anthropiques telles que les activités minières, les rejets urbains et industriels, ainsi que l'utilisation d'engrais en agriculture et les déchets domestiques et industriels (Tchounwou et <i>al.</i> , 2012).	Bien qu'indispensable au bon fonctionnement biologique, le zinc peut devenir toxique lors d'expositions élevées. Des concentrations excessives peuvent provoquer des troubles gastro-intestinaux, hématologiques et neurologiques. Toutefois, sa toxicité chronique reste relativement faible comparée à celle d'autres métaux lourds (Plum et <i>al.</i> , 2010).	Le zinc est également soumis à des normes de contrôle dans les produits de la pêche afin de garantir la sécurité sanitaire
	Le cuivre est largement utilisé dans l'industrie et l'agriculture. Il est extrait des minerais puis transformé pour divers	Le cuivre est un oligo-élément essentiel, mais il devient toxique en cas d'exposition excessive. Un excès peut entraîner	La teneur en cuivre dans les produits de la pêche est réglementée afin de limiter les risques

Zinc (Zn)	usages industriels. En agriculture, il est présent dans certains engrais et pesticides antifongiques. Il peut également être introduit dans les milieux aquatiques via les activités d'élevage et les apports organiques (Parra et <i>al.</i> , 2016; Bremner, 1998).	des atteintes hépatiques, rénales et immunitaires, ainsi qu'un stress oxydatif important. Un équilibre adéquat est donc nécessaire pour éviter ses effets indésirables (Bremner, 1998; Parra et <i>al.</i> , 2016).	sanitaires liés à une exposition excessive.
-----------	---	---	---

5- La valeur nutritionnelle de la Daurade royale (*Sparus aurata*) :

5.1- Protéines :

La daurade royale (*Sparus aurata*) fournit des protéines de haute qualité, avec une teneur musculaire typiquement autour de 18-21% sur base poids humide, tant pour les formes sauvages que d'élevage. Les niveaux de protéines dans le tissu hépatique varient selon le système d'élevage mais s'alignent étroitement avec les poissons sauvages, sans différences nutritionnelles majeures. (Grigorakis, 2007)

5.1.2- Teneur en Protéines

La daurade royale sauvage présente une protéine hépatique autour de 486 mg/g de tissu sec, comparable à celle d'élevage en cages marines (489 mg/g) mais inférieure à celle en élevage intensif terrestre (586 mg/g) (Grigorakis, 2002). Les analyses proximales du muscle confirment 19-21% de protéines en poids humide, avec des variations mineures ; les poissons sauvages sont souvent plus maigres en raison d'une teneur en graisses plus faible (1-2% contre 3-9% en élevage). (Del Coco, 2009)

Les teneurs en protéine sont présentées dans le (Tableau 2) au-dessous :

Tableau 2 : Variation des teneurs en protéine selon le mode de production (sauvage et élevage) chez la daurade royale (*sparus aurata*) .

Type	Protéine Musculaire (% poids humide)	Protéine Hépatique (mg/g)	Notes Principales
Sauvage	19-21	486	Muscle plus maigre, plus d'humidité.

Élevage (intensif terrestre)	19-21	586	Lipides plus élevés diluent le % en poids humide.
Élevage (cages marines)	19-21	489	Similaire au sauvage.
Élevage (extensif)	19-21	378	Composition proche du sauvage.

5.1.3- Facteurs qui influencent la différence entre la daurade sauvage et celle d'élevage :

Les régimes des poissons d'élevage (aliments à 40-50% de protéines) soutiennent la croissance musculaire équivalente au sauvage, mais une deposition de graisses plus élevée dans les systèmes intensifs abaisse légèrement le pourcentage de protéines en poids humide. Aucune différence significative globale en disponibilité des protéines n'existe pour la nutrition ; le sauvage l'emporte légèrement en maigreur. (MARAI., Aiman, 2024, Elyes Kelai et *al.*, 2025)

5.2 –Lipides :

La daurade royale (*Sparus aurata*) présente une teneur en lipides plus élevée dans les formes d'élevage que chez les sauvages, généralement 3-9% contre 1-3% sur base poids humide dans la chair musculaire. Les lipides sont surtout influencés par les régimes d'élevage riches en huiles végétales ou marines, augmentant la déposition adipeuse (Grigorakis, 2007).

5.2.1-Teneur en Lipides :

Les daurades sauvages affichent environ 2,3 g/100 g de lipides dans la chair, tandis que les élevées varient de 4,8 à 11,5 g/100 g selon le système (intensif > cages marines > extensif). Les lipides hépatiques sont aussi plus abondants en élevage intensif, reflétant une croissance plus rapide (Grigorakis, 2007).

Les teneurs en lipides sont présentées dans le (Tableau 3) au-dessous :

Tableau 3 : Variation des teneurs en lipides selon le mode de production (sauvage et élevage) chez la daurade royale (*Sparus aurata*) .

Type	Lipides Musculaires (% poids humide)	Lipides Hépatiques (mg/g)	Notes Principales
Sauvage	1-3	400-500	Plus maigre, oméga-3 naturels.santemagazine+1
Élevage (intensif terrestre)	5-11	500-700	Plus gras, variable par alimentation.
Élevage (cages marines)	3-8	450	Intermédiaire
Élevage (extensif)	2-5	350-400	Proche du sauvage

5.2.2- Facteurs qui influencent la différence entre la daurade sauvage et celle d'élevage :

Les différences entre la daurade royale sauvage et celle d'élevage s'expliquent principalement par l'alimentation, le niveau d'activité, les conditions d'élevage et la saison. En élevage, l'aliment distribué influence directement la teneur en lipides et la composition en acides gras, alors que la daurade sauvage dépend de son alimentation naturelle. Le poisson sauvage nage davantage, ce qui donne souvent une chair plus ferme et moins grasse. À l'inverse, la daurade d'élevage présente généralement une chair plus riche en lipides, plus tendre et parfois moins fibreuse. Les paramètres zootechniques comme la densité, la ration, la photopériode et l'environnement jouent aussi un rôle important dans la qualité finale de la chair (Meriam .et *al.*, 2016).

5.3- Humidité :

La daurade royale d'élevage (*Sparus aurata*, filet frais) présente une teneur en eau moyenne de 72,7 g/100g de produit frais, valeur caractéristique des poissons à teneur lipidique modérée (Grigorakis et al., 2002).

la teneur en eau de la daurade sauvage varie selon la saison, avec une valeur moyenne de 78,11 g/100g en janvier et 79,91 g/100g en mai, soit environ 79% d'eau en moyenne. Cette teneur en humidité est significativement plus élevée que celle observée chez la daurade d'élevage, qui varie entre 69,9 et 74,7 g/100g.

Cette différence entre les deux origines s'explique par la relation inverse bien établie entre la teneur en eau et la teneur en lipides, connue sous le nom de principe de Sidwell : plus le poisson est riche en lipides, moins il contient d'eau (Grigorakis, 2007). Ainsi, la daurade d'élevage, dont l'alimentation artificielle favorise l'accumulation lipidique, présente une teneur en eau plus

faible que la daurade sauvage, naturellement plus maigre en raison de son activité physique intense et de son régime alimentaire naturel (Poli et *al.*, 2001).

5.4- Minéraux :

Les valeurs de cendres rapportées dans la daurade royale (*Sparus aurata*) sont autour de 1,4 g/100 g. Dans ce contexte, les cendres représentent la matière minérale totale du muscle après incinération. La thèse algérienne consultée compare bien la daurade sauvage et d'élevage sur la composition chimique, y compris les cendres, et conclut que les deux sont globalement très proches sur le plan nutritionnel (Benyoucef ., 2020).

Chapitre II : La daurade royale ***(Sparus aurata)***

1- Présentation de l'espèce :

Le *Sparus aurata*, communément appelé dorade royale, est un poisson marin côtier largement répandu dans l'Atlantique Est, depuis les îles Britanniques jusqu'au Cap-Vert, ainsi que dans toute la mer Méditerranée. Cette espèce est très appréciée pour la qualité et la finesse de sa chair, ce qui explique sa grande consommation dans les pays méditerranéens. Elle occupe également une place importante dans le domaine de l'aquaculture, avec une production annuelle estimée à environ 280 000 tonnes (FAO, 2014).

La dorade royale vit généralement seule ou en petits groupes dans les zones côtières peu profondes. Elle fréquente surtout les fonds sableux et les herbiers marins, notamment les herbiers de posidonie. On peut aussi la rencontrer dans des milieux saumâtres tels que les lagunes et les estuaires. Les juvéniles se trouvent principalement dans des eaux peu profondes, souvent à moins de 30 mètres, tandis que les adultes peuvent atteindre des profondeurs allant jusqu'à 150 mètres (DORIS-FFESSM, 2006).

1.1-Systématique de la dorade royale (*Sparus aurata*) :

La dorade royale appartient à la famille des Sparidés. Sa classification scientifique est la suivante :

Règne : Animalia

Embranchement : Chordata

Sous-embranchement : Vertebrata

Classe : Actinopterygii

Ordre : Perciformes

Famille : Sparidae

Genre : Sparus

Espèce : Sparus aurata (Linnaeus, 1758).

Synonymes : Selon FishBase, l'espèce Sparus aurata (Linnaeus, 1758) a été décrite sous plusieurs synonymes scientifiques, notamment :

- Aurata aurata (Linnaeus, 1758)
- Chrysophrys aurata (Linnaeus, 1758)
- Chrysophrys crassirostris (Valenciennes, 1830)

1.2-Morphologie :

La dorade royale *Sparus aurata* présente un corps ovale, haut et fortement comprimé latéralement. Sa taille varie généralement entre 20 et 50 cm, mais certains individus peuvent atteindre environ 70 cm de longueur (FAO, 2014).

La tête présente un profil légèrement convexe avec un museau court et une bouche de petite taille située à l'extrémité antérieure. Les mâchoires sont munies de dents coniques à l'avant, suivies de dents plus larges et aplaties disposées en plusieurs rangées, adaptées à l'écrasement des proies telles que les mollusques et les crustacés (CNEXO, 1983).

La coloration générale du corps est gris argenté. Une bande dorée caractéristique est visible entre les yeux, ce qui constitue l'un des principaux critères d'identification de l'espèce. Une tache noire bien marquée apparaît également à l'origine de la ligne latérale, près de l'opercule (FAO, 2014).

La nageoire dorsale est unique et comprend généralement 11 épines rigides suivies de 13 à 14 rayons mous, tandis que la nageoire anale comporte 3 épines et environ 11 rayons mous. La nageoire caudale est fourchue, ce qui favorise la nage active de l'espèce (FAO, 2014).

Par ailleurs, certaines différences morphologiques peuvent être observées entre les mâles et les femelles, notamment au niveau de la taille, de la coloration et du développement des dents (Barnabé, 1976). La morphologie de la daurade se présente dans la figure 1 :

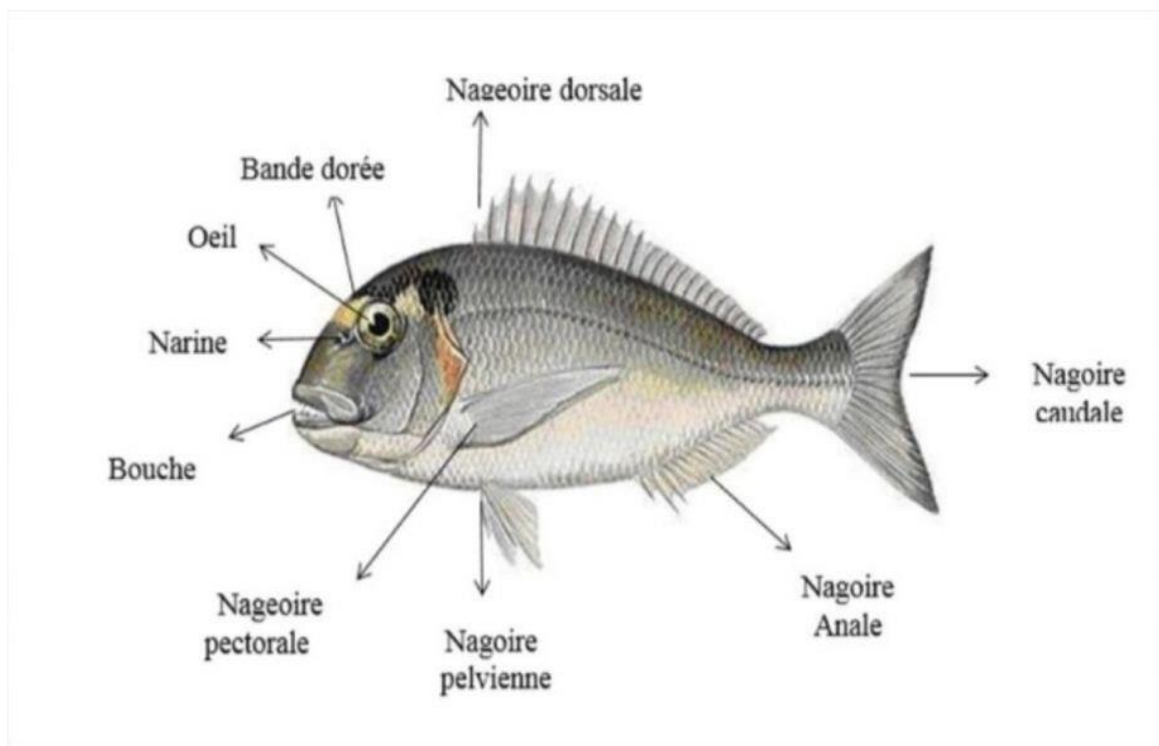


Figure 1: schéma de la morphologie de la daurade. (Nechniche, 2022)

1.3-Habitat :

La dorade royale (*Sparus aurata*) est une espèce côtière qui vit généralement seule ou en petits groupes. Elle fréquente principalement les zones peu profondes, souvent à des profondeurs inférieures à 30 mètres. Cette espèce s'adapte à différents types de substrats tels que les fonds sableux, rocheux ou encore les herbiers marins, notamment ceux de *Posidonia oceanica* (FERRA, 2008 ; FAO, 2014).

La dorade royale est largement répartie en mer Méditerranée et en mer Adriatique, ainsi que le long des côtes de l'océan Atlantique, depuis les îles Britanniques jusqu'au Cap-Vert et aux îles Canaries. Sa présence en mer Noire reste toutefois limitée (YUHEI et *al.*, 2020). Espèce euryhaline et eurytherme, elle peut vivre aussi bien dans les eaux marines que dans les milieux saumâtres, tels que les lagunes côtières et les estuaires, en particulier durant les premiers stades de son cycle de vie. La reproduction a lieu en mer ouverte entre octobre et décembre. Les juvéniles migrent ensuite au printemps vers les zones côtières abritées, riches en ressources alimentaires et caractérisées par des températures plus favorables. À la fin de l'automne, ils retournent vers le large où les adultes assurent leur cycle reproductif (FAO, 2014).

1.4-Croissance :

La croissance de la dorade royale (*Sparus aurata*) varie selon les conditions environnementales et le type de milieu. Elle est généralement plus rapide durant les premières années de vie dans les étangs et les lagunes saumâtres que dans le milieu marin (FERRA, 2008).

Les juvéniles pénètrent dans les lagunes méditerranéennes vers l'âge de deux mois, généralement à la fin du mois d'avril, où ils trouvent des conditions favorables de nourriture et de température. Ils y restent jusqu'au mois d'octobre avant de migrer vers la mer pour hiverner dans les zones côtières, tout en poursuivant leur développement (VALPEM, 2018).

La taille correspondant à la première maturité sexuelle se situe généralement entre 33 et 40 cm pour un poids compris entre 1 et 3 kg. La taille moyenne observée chez cette espèce est d'environ 35 cm. Vers l'âge de neuf ans, la dorade royale peut atteindre une longueur comprise entre 50 et 60 cm. La taille maximale rapportée est d'environ 70 cm, avec un poids pouvant atteindre 17,2 kg, tandis que l'âge maximal observé est d'environ 11 ans (Marengo, 2014 ; KAROUI et *al.*, 2021).

1.5-Régime alimentaire :

La daurade royale (*Sparus aurata*), communément appelée « gueule pavée » en raison de ses puissantes mâchoires munies de canines et de molaires aplaties, est un carnassier benthique spécialisé dans la consommation de proies à carapace dure.

Elle se nourrit principalement de mollusques bivalves (moules, huîtres) et de crustacés (crabes, crevettes), ainsi que de céphalopodes, d'oursins, de vers marins et, occasionnellement, de petits poissons (Chaoui et *al.*, 2005). Sa mâchoire robuste lui permet de broyer efficacement les coquilles, puis de rejeter les parties non digestibles.

Le régime alimentaire de cette espèce est influencé par les conditions environnementales, notamment la température de l'eau, une baisse de celle-ci entraînant une diminution de l'activité alimentaire. En milieu naturel, deux périodes d'intense activité trophique sont observées (début et fin de saison), avec un maximum en été. Après la reproduction, la daurade accumule des réserves énergétiques avant de migrer vers des zones plus profondes durant l'hiver (MPPH, 2022).

1.6-Cycle de développement :

La daurade royale (*Sparus aurata*) se caractérise par un cycle de développement typique des Sparidés, marqué par un hermaphrodisme successif de type protandre, où les individus sont d'abord mâles puis deviennent femelles au cours de leur vie.

La maturité sexuelle est généralement atteinte entre 1 et 2 ans, pour une taille comprise entre 20 et 30 cm. Le changement de sexe survient vers l'âge de 2 à 3 ans, lorsque la taille atteint environ 30 à 40 cm. L'espérance de vie de l'espèce peut atteindre jusqu'à 10–11 ans en milieu naturel. La reproduction se déroule principalement durant la période automne–hiver, généralement entre octobre et février, avec un pic observé entre décembre et janvier en Méditerranée. Ce cycle reproducteur est fortement influencé par les conditions environnementales, notamment la température de l'eau et la photopériode (Chebel et *al.*, 2018). Au moment du frai, les individus se regroupent en bancs et migrent vers des zones côtières. La fécondation est externe et se produit en pleine eau, par émission simultanée des gamètes (Mylonas et *al.*, 2011).

La fécondité est élevée : une femelle peut produire jusqu'à un million d'œufs par kilogramme de poids corporel, répartis en plusieurs pontes successives. Les œufs, pélagiques et sphériques, mesurent environ 0,8 à 1 mm de diamètre. Après éclosion, ils donnent naissance à des larves de taille inférieure à 3 mm, caractérisées par une très faible masse. Les premiers stades larvaires se développent en milieu marin ouvert. Par la suite, au début du printemps, les juvéniles migrent vers les zones côtières peu profondes (lagunes, estuaires), où les conditions environnementales (température modérée et abondance trophique) sont favorables à leur croissance (Chaoui et *al.*, 2005 ; FAO, 2014).

1.7-Méthodes de différenciation : daurade sauvage/daurade d'élevage :

Dans un contexte d'expansion de l'aquaculture et de raréfaction des ressources naturelles, la distinction entre la daurade sauvage (*Sparus aurata*) et celle issue de l'élevage constitue un enjeu important pour l'authentification des produits de la mer. Plusieurs approches peuvent être utilisées à cet effet (Grigorakis, 2007).

1.7.1-Analyse morphologique :

Les caractéristiques morphologiques peuvent varier en fonction des conditions de vie et des pratiques d'élevage. La daurade d'élevage présente généralement un corps plus trapu, une coloration plus uniforme et une activité réduite, tandis que la daurade sauvage montre une morphologie plus élancée et une pigmentation plus marquée. Par ailleurs, des anomalies squelettiques peuvent apparaître chez certains individus d'élevage, en raison des conditions intensives. Toutefois, ces critères restent indicatifs et peuvent présenter des limites en termes de fiabilité (Grigorakis, 2007).

1.7.2-Analyse biochimique (lipides) :

La composition biochimique, notamment la teneur en lipides, constitue un critère de différenciation pertinent. En général, les poissons d'élevage présentent une teneur plus élevée en lipides que les poissons sauvages, en raison d'une alimentation riche et d'une activité physique réduite. Ces différences influencent également la composition en acides gras, notamment les oméga 3, ce qui peut affecter la qualité nutritionnelle des produits (Alasalvar et al., 2002).

1.7.3-Autres méthodes :

D'autres techniques analytiques peuvent être utilisées, telles que les analyses isotopiques, chromatographiques ou génétiques, permettant une différenciation plus précise entre poissons sauvages et d'élevage. Ces méthodes restent toutefois plus complexes et nécessitent des équipements spécialisés (Martinez et al., 2009 ; Ben Moussa, 2019).

1.8-Techniques d'élevage, structures et caractéristiques :

1.8.1-Caractéristiques de l'espèce élevée (*Sparus aurata*) :

La dorade royale (*Sparus aurata*) constitue l'une des espèces les plus importantes de l'aquaculture méditerranéenne en raison de ses nombreux atouts biologiques et économiques. Elle se distingue par une croissance relativement rapide, une bonne adaptation aux conditions d'élevage et une tolérance appréciable aux variations environnementales. Espèce

hermaphrodite successive de type protandre, elle naît mâle puis se transforme en femelle au cours de son développement. Sa reproduction est facilement maîtrisée en captivité, avec une fécondité élevée pouvant atteindre jusqu'à un million d'œufs par kilogramme de poids corporel et par an (Zaragoza et *al.*, 2013 ; Regragui, 2020).

De plus, cette espèce accepte aisément les aliments composés et présente un bon indice de conversion alimentaire, ce qui favorise sa rentabilité économique. La qualité organoleptique de sa chair, très appréciée des consommateurs, renforce également son intérêt commercial. Toutefois, la phase d'élevage larvaire reste délicate, les alevins pouvant présenter certaines malformations, notamment au niveau de l'opercule et des mâchoires (Regragui, 2020).

1.8.2-Structures d'élevage :

L'élevage de la dorade royale repose principalement sur deux types d'infrastructures : les cages flottantes en mer et les bassins à terre. Cages flottantes en mer Les cages marines sont généralement de forme circulaire ou carrée et sont constituées de filets suspendus à un cadre flottant. Leur diamètre varie habituellement entre 5 et 30 mètres, avec une profondeur comprise entre 10 et 15 mètres (Grøttum & Beveridge, 2007).

Les filets sont souvent fabriqués en polyamide traité antifouling afin de limiter l'encrassement biologique. Ces structures sont principalement utilisées pour la phase de grossissement des poissons. b) Bassins à terre Les bassins terrestres, construits en béton ou en résine, présentent des surfaces comprises entre 100 et 1 000 m² et une profondeur de 1 à 2 mètres. Ils sont équipés de systèmes de filtration et d'oxygénation permettant un contrôle rigoureux des paramètres physico chimiques. L'alimentation en eau peut être assurée soit par pompage d'eau de mer, soit par des systèmes en circuit fermé (RAS), particulièrement adaptés aux phases larvaires et au pré grossissement (Blancheton, 2000).

1.8.3-Modes d'élevage :

Le cycle d'élevage de la dorade royale comprend plusieurs étapes successives, depuis la reproduction jusqu'au grossissement final.

a) Reproduction et élevage larvaire

La reproduction peut être contrôlée tout au long de l'année en modulant la température de l'eau et la photopériode. Les œufs, d'environ 0,9 mm de diamètre, éclosent en larves mesurant moins de 3 mm. L'alimentation larvaire débute par des rotifères (0,15–0,25 mm), suivis par des nauplies d'*Artemia* (0,4–0,5 mm). Lorsque les larves atteignent un poids compris entre 20 et 50 mg, elles peuvent être nourries avec des micro-granulés (Regragui, 2020).

b) Sevrage et nurserie

Au cours de cette phase, l'alimentation des alevins passe progressivement de proies vivantes à des aliments inertes sous forme de granulés. Les juvéniles, pesant généralement entre 1 et 5 g, sont maintenus dans des unités de nurserie afin d'assurer leur adaptation et leur croissance dans des conditions optimales (Barnabé, 1991 ; Hellin & FAO, 1986).

c) Pré-grossissement

Après la phase de nurserie, les jeunes poissons sont transférés vers des bassins intermédiaires d'un volume compris entre 60 et 100 m³. La durée de cette étape varie entre cinq et dix mois selon les conditions environnementales. À l'issue de cette période, les individus atteignent un poids moyen d'environ 70 g, permettant leur transfert vers les installations de grossissement (Hellin & FAO, 1986).

d) Grossissement

La phase finale peut être réalisée selon différents systèmes aquacoles : extensif, semi-intensif ou intensif. Elle se déroule généralement dans des cages en mer ou dans des bassins à terre. Selon les conditions climatiques et les pratiques d'élevage, il faut en moyenne entre 18 et 24 mois pour obtenir des poissons de taille commerciale, comprise entre 300 et 500 g (FAO, 2014).

2-Bioaccumulation des métaux lourds chez les poissons :

2.1-Mécanismes généraux :

La bioaccumulation des métaux lourds chez les poissons correspond au processus par lequel ces éléments sont absorbés et retenus dans les tissus à un rythme supérieur à leur élimination. Cette accumulation peut se produire par plusieurs voies, notamment l'absorption directe à travers les branchies lors de la respiration, l'ingestion d'aliments contaminés ainsi que la consommation d'eau polluée. Un transfert maternel vers les œufs peut également être observé.

Une fois assimilés, les métaux lourds se concentrent préférentiellement dans certains organes cibles tels que le foie, les reins, les gonades et, dans une moindre mesure, les muscles (Kalay & Canli, 2000 ; Casas, 2005).

2.2-Facteurs influençant la bioaccumulation :

L'intensité de la bioaccumulation des métaux lourds chez les poissons dépend de nombreux facteurs. Les concentrations environnementales présentes dans l'eau et l'alimentation constituent un déterminant majeur. Les paramètres physicochimiques du milieu, tels que la température, la salinité et le pH, influencent également la biodisponibilité des métaux. Par

ailleurs, des facteurs biologiques comme l'âge, la taille, le sexe et le métabolisme des poissons, ainsi que les caractéristiques propres à chaque espèce, jouent un rôle essentiel dans la capacité d'absorption et de rétention de ces contaminants (Barboza, 2015).

3-Impact de l'élevage de poissons sur leur contamination :

3.1-Sources de contamination en élevage

En aquaculture, plusieurs sources peuvent contribuer à la contamination des poissons par les métaux lourds. L'eau de mer utilisée dans les installations d'élevage constitue un vecteur principal lorsque celle-ci est déjà polluée. Les aliments distribués, notamment les farines et huiles de poisson, peuvent également contenir des éléments traces métalliques. De plus, certains compléments nutritionnels et traitements vétérinaires représentent des sources supplémentaires d'introduction de ces contaminants dans les systèmes aquacoles (Coulibaly et *al.*, 2018).

Chapitre III : Matériel et méthodes

MATERIEL ET METHODES

1-Lieu et la durée de stage :

Les travaux expérimentaux de cette étude ont été réalisés au sein des laboratoires de l'École Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral (ENSSMAL) durant la période allant du **1er avril au 15 Mai 2026**. Les analyses **des paramètres biochimiques, physicochimiques et des métaux lourds** ont été menées conformément aux protocoles analytiques en vigueur.

L'objectif de cette étude est d'effectuer des analyses comparatives entre la daurade sauvage et la daurade d'élevage (*Sparus aurata*).

2-Echantillonnage :

2.1-Dorade d'élevage :

Les échantillons de daurade royale d'élevage (*Sparus aurata*) ont été acquis auprès de la ferme Sarl EAM Ain Tagourait de Bouharoun (Wilaya de Tipaza), où ils étaient commercialisés en tant que poissons d'élevage fraîchement disponibles. Les échantillons ont été immédiatement conditionnés dans des sachets plastiques propres et étiquetés, puis transportés au laboratoire dans une glacière maintenue à **-4°C** afin de garantir la fraîcheur et l'intégrité des tissus jusqu'au moment des analyses.

2.2Daurade sauvage :

Les échantillons de daurade royale sauvage (*Sparus aurata*) ont été également acquis auprès du marché local de Bouharoun (Wilaya de Tipaza), où ils étaient commercialisés en tant que poissons sauvages fraîchement pêchés provenant des eaux côtières de la région. Les échantillons ont été immédiatement conditionnés dans des sachets plastiques propres et étiquetés, puis transportés au laboratoire dans une glacière maintenue à **-4°C** afin de garantir la fraîcheur et l'intégrité des tissus jusqu'au moment des analyses.

3- Travaux effectués au laboratoire :

3.1-Conditions d'hygiène :

Afin de garantir la fiabilité des résultats et d'éviter toute contamination, l'ensemble du matériel et de la verrerie a été soigneusement nettoyé et préparé avant chaque utilisation, selon le protocole suivant :

- Lavage à l'aide de détergents commerciaux
- Rinçage à l'eau courante afin d'éliminer les résidus
- Rinçage à l'eau bidistillée obtenue à partir d'un système Milli-Q

- Séchage à l'étuve à 70 °C pour le matériel en verre et en téflon, et à 40 °C pour le matériel en plastique (polyéthylène)
- Rinçage avec une solution d'acide chlorhydrique à 10 % pour éliminer toute trace métallique
- Rinçage final à l'eau bidistillée
- Séchage à l'étuve avant utilisation.

3.2-Prétraitement des échantillons :

Au niveau du laboratoire de biochimie de l'ENSSMAL, les échantillons de daurade royale (*Sparus aurata*) ont été préparés à l'aide d'outils en acier inoxydable (ciseaux, couteaux, pinces) afin d'éviter toute contamination métallique externe.

Dans un premier temps, les poissons ont été mesurés à l'aide d'un ichtyomètre et pesés sur une balance de précision afin de déterminer leurs caractéristiques biométriques.

Ensuite, les parties non comestibles (tête, nageoires, écailles et arêtes) ont été retirées. La chair musculaire a été soigneusement extraite, et le foie a également été prélevé séparément.

Les échantillons ont été placés dans des piluliers en plastique propres, hermétiquement fermés et correctement étiquetés, puis conservés au congélateur à une température de -19°C jusqu'à leur lyophilisation.

La chair musculaire a été utilisée pour les analyses biochimiques et physico-chimiques (lipides, protéines, humidité et cendres), tandis que la chair et le foie ont été destinés à l'analyse des métaux lourds.

3.3-Lyophilisation :

La lyophilisation est un procédé de dessiccation consistant à éliminer l'eau d'un échantillon préalablement congelé par sublimation, c'est-à-dire le passage direct de l'état solide à l'état gazeux sous vide, sans passer par l'état liquide. Cette technique permet de préserver les propriétés chimiques des échantillons.

Dans cette étude, les échantillons de chair et de foie de *Sparus aurata* ont été congelés puis introduits dans un lyophilisateur (modèle CHRIST BETTA 1-8). Le séchage a été réalisé à une température d'environ -50 °C sous une pression de l'ordre de 10-1 bar pendant 48 à 72 heures, jusqu'à obtention d'un produit totalement sec.

L'appareillage de Lyophilisation présente dans la figure 6 :

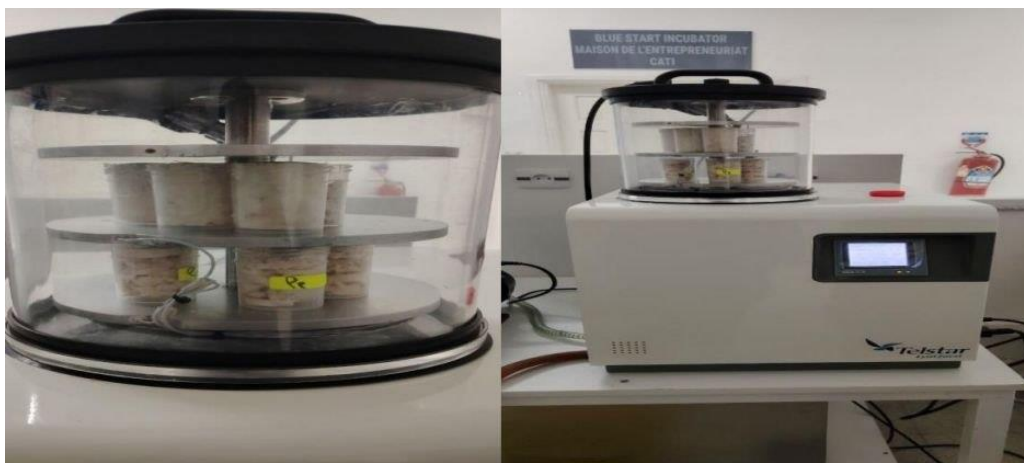


Figure 2: Lyophilisation de modèle Christ

3.4-Broyage :

Les échantillons lyophilisés de chair et de foie de *Sparus aurata* ont été broyés séparément à l'aide d'un mortier en porcelaine jusqu'à l'obtention d'une poudre fine et homogène.

La poudre obtenue a été transférée dans des piluliers en plastique propres, hermétiquement fermés et étiquetés. Les échantillons ont ensuite été conservés dans un dessiccateur contenant du gel de silice activé afin d'éviter toute reprise d'humidité avant les analyses



Figure 3 : Mortier avec pilon en porcelaine

4-Paramètres biochimiques :

4.1-Dosage des lipides totaux par l'extraction solide-liquide (SLE) utilisant l'appareil soxhlet :

L'extraction des lipides totaux a été réalisée sur la chair de la Sparus aurata provenant de poissons sauvages et d'élevage. Les échantillons ont été préalablement lyophilisés puis finement broyés afin d'obtenir une poudre homogène facilitant l'extraction des composés lipidiques.

4.1.1-Matériel :

Le matériel utilisé au cours de cette étude comprend :

- une balance analytique de précision 0,001 g ;
- des cartouches d'extraction en papier filtre résistant aux solvants ;
- un appareil Soxhlet complet comprenant le corps d'extraction, le condenseur et le système de siphonnage ;
- des ballons d'extraction adaptés au montage Soxhlet
- un bain-marie pour l'évaporation du solvant ;
- une étuve réglée à 105 °C ;
- un dessiccateur contenant du gel de silice ;
- du papier filtre, des pinces et des spatules.
- Le solvant utilisé pour l'extraction est l'hexane de qualité analytique ($\geq 99\%$).

4.1.2-Méthode :

1-Préparation des récipients :

Les ballons d'extraction ont été soigneusement nettoyés, séchés puis pesés à vide à l'aide d'une balance analytique. La masse du ballon vide a été notée P_0

Les valeurs enregistrées sont les suivantes :

- Blanc analytique : $P_0=154,06\text{ g}$
- Échantillon d'élevage : $P_0=157,40\text{ g}$
- Échantillon sauvage : $P_0=150,68\text{ g}$
- Les ballons ont ensuite été conservés dans un dessiccateur afin d'éviter toute absorption d'humidité avant utilisation.

2-Préparation des échantillons :

Une prise d'essai de 2,02 g d'échantillon lyophilisé et finement broyé a été introduite dans chaque cartouche d'extraction. Les analyses ont été réalisées en triplicat pour les échantillons de daurade sauvage et d'élevage.

Un blanc analytique contenant uniquement les réactifs a également été préparé afin de vérifier l'absence de contamination provenant du matériel ou des solvants utilisés.

3-Montage Soxhlet :

Les cartouches contenant les échantillons ont été placées dans l'extracteur Soxhlet. Le condenseur et le ballon d'extraction ont ensuite été fixés au montage. Environ 150 mL d'hexane ont été introduits dans chaque ballon d'extraction.

4-Extraction des lipides :

Le système a été chauffé afin de maintenir une ébullition modérée du solvant avec un siphonnage régulier. L'extraction a été réalisée pendant une durée de 3 heures. Au cours de cette étape, le solvant chauffé s'évapore, se condense dans le réfrigérant puis traverse continuellement l'échantillon solide, permettant l'extraction progressive des composés lipidiques.

5-Évaporation du solvant :

À la fin de l'extraction, le solvant a été récupéré puis éliminé par évaporation au bain- marie jusqu'à dessiccation quasi complète.

6-Séchage et pesée :

Les ballons contenant les lipides extraits ont ensuite été placés dans une étuve à +105°C pendant 30 minutes afin d'éliminer les traces résiduelles de solvant.

Après refroidissement dans un dessiccateur jusqu'à température ambiante, les ballons ont été pesés de nouveau. La masse finale obtenue a été notée P2

La masse des lipides extraits (P sec) a été calculée selon la relation suivante :

$$P_{\text{sec}} = P_2 - P_0 \quad \text{Eq 1}$$

4.1.3-Calcul du taux de lipides :

Le pourcentage des lipides totaux a été calculé à partir de la formule suivante :

$$\text{Lipides (\%)} = \text{Psec}/m \times 100 \quad \text{Eq 2}$$

où :

- Psec : représente la masse des lipides extraits (g)
- m : représente la masse de l'échantillon analysé (2,02 g).

Les taux de lipides ont été déterminés après calcul du rendement massique correspondant à chaque échantillon.

La méthode d'extraction des lipides dans la figure 2 :

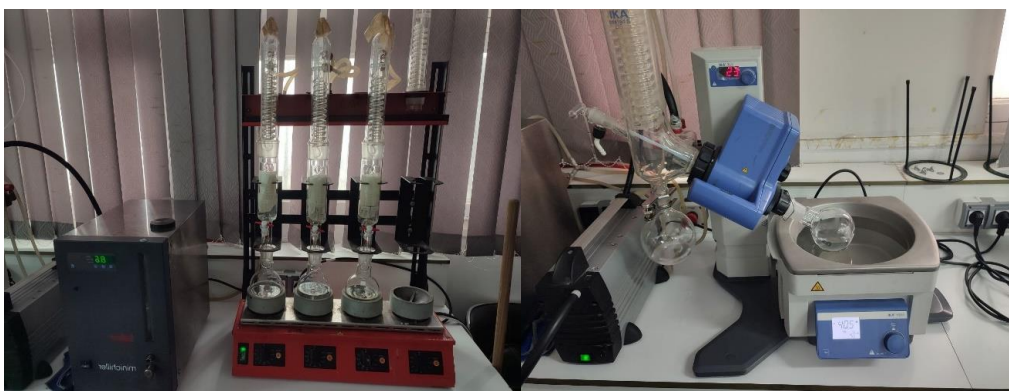


Figure 4 : Extraction des lipides à partir de la chair du poisson

4.2-Détermination des protéines brutes par la méthode de Kjeldahl :

4.2.1-Objectif :

Déterminer la teneur en protéines brutes de la chair de la Sparus aurata sauvage et d'élevage par la méthode de Kjeldahl, fondée sur le dosage de l'azote total.

4.2.2-Matériel :

Le matériel utilisé au cours de cette analyse comprend :

- une balance analytique de précision 0,001 g
- un appareil de distillation Kjeldahl (Büchi)
- des matras de minéralisation résistants à la chaleur
- une plaque chauffante pour la minéralisation
- une burette graduée pour le titrage
- un agitateur magnétique avec barreau aimanté
- une étuve ;
- un dessiccateur ;
- des béchers, pipettes et éprouvettes

4.2.3-Réactifs :

Les réactifs utilisés sont :

- l'acide sulfurique concentré (H_2SO_4)
- l'hydroxyde de sodium (NaOH)
- un catalyseur composé de sulfate de potassium (K_2SO_4) et de sulfate de cuivre (CuSO_4)
- l'acide borique ;
- un indicateur coloré composé de rouge de méthyle et de vert de bromocrésol
- une solution d'acide sulfurique normalisée N/50
- l'eau distillée.

4.2.4-Préparation des solutions :

1-Solution d'acide borique :

- ✓ La solution d'acide borique a été préparée en dissolvant 2 g d'acide borique dans une faible quantité d'eau distillée sous agitation magnétique. Après dissolution complète, le volume a été ajusté à 100 mL avec de l'eau distillée.

2-Solution de NaOH :

- ✓ La solution de soude a été préparée en dissolvant 40 g de NaOH dans de l'eau distillée sous agitation magnétique. Après dissolution complète, le volume final a été ajusté à 100 mL avec de l'eau distillée.

3-Préparation des échantillons :

Les échantillons de chair de daurade sauvage et d'élevage ont été préalablement lyophilisés puis finement broyés afin d'obtenir une poudre homogène. Une prise d'essai de 2 g d'échantillon a été pesée avec précision puis introduite dans un matras de minéralisation. La masse exacte de l'échantillon analysé a été notée y.

4.2.5-Minéralisation :

À chaque matras contenant l'échantillon ont été ajoutés :

- environ 2 g de catalyseur ($\text{K}_2\text{SO}_4 + \text{CuSO}_4$) ;
- 20 mL d'acide sulfurique concentré.

Le mélange a été chauffé progressivement sous hotte jusqu'à décoloration complète et obtention d'une solution limpide de coloration vert pâle, indiquant une minéralisation totale de la matière organique. Après refroidissement, environ 200 mL d'eau distillée ont été ajoutés lentement afin de diluer le milieu réactionnel.

La figure suivante montre le processus de minéralisation des échantillons :

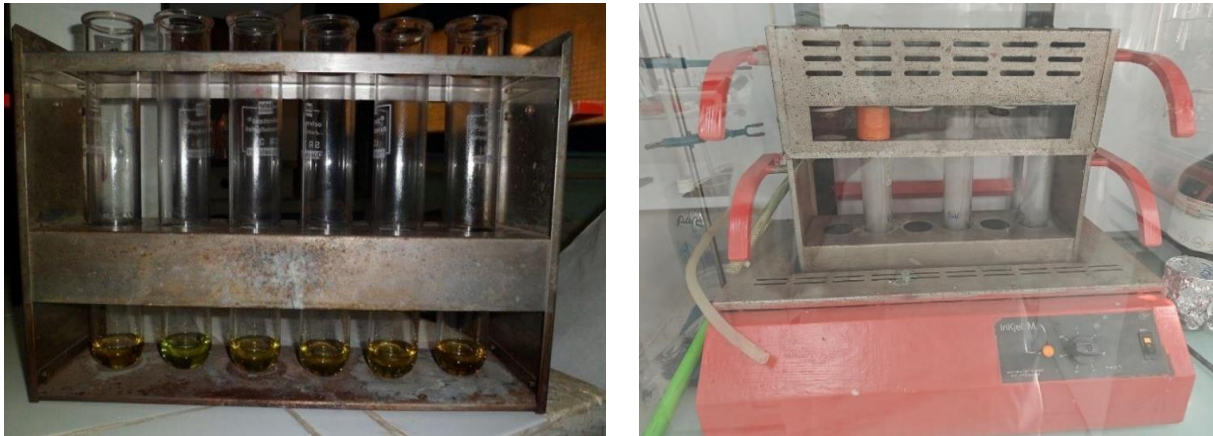


Figure 5: Étape de minéralisation

4.2.6-Distillation :

- Le contenu des matras a ensuite été transféré dans l'appareil de distillation Kjeldahl.
- Environ 50 mL de solution de NaOH ont été ajoutés afin de libérer l'ammoniac formé au cours de la minéralisation.
- Le distillat a été recueilli dans un bécher contenant 20 mL de solution d'acide borique additionnée de l'indicateur coloré.
- La distillation a été poursuivie jusqu'à obtention d'environ 100 mL de distillat.



Figure 6 : Système de distillation

4.2.7-Titrage :

Le distillat obtenu a été titré par une solution d'acide sulfurique N/50 jusqu'au retour de la coloration initiale de l'indicateur.

Le volume utilisé lors du titrage a été noté V1

La figure suivante montre le processus de titrage de l'échantillon la figure 4 :

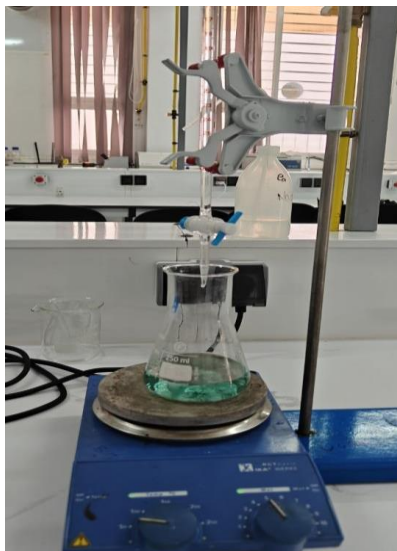


Figure 7: Étape de titrage.

4.2.8-Calcul de l'azote total :

La teneur en azote total a été calculée selon la formule suivante :

$$N(g) = V1 \times 0,00028 \times (250/V0) \times (100/y) \quad Eq\ 3$$

Où :

- V1 représente le volume d'acide sulfurique N/50 utilisé pour le titrage (mL)
- V0 représente le volume de la prise d'essai transférée pour la distillation
- Y : représente la masse de l'échantillon analysé (g)

4.2.9-Calcul de la teneur en protéines :

La teneur en protéines brutes (MAT) a été déterminée à partir de la teneur en azote total selon la formule suivante :

$$MAT (\% MS) = N \times 6,25 \quad Eq\ 4$$

4.3-Glucides :

Principe : Les glucides ne sont pas dosés directement en laboratoire — ils sont calculés par différence à partir des autres paramètres déjà mesurés (AOAC, 2005).

Formule de calcul

$$Glucides (\%) = 100 - (Humidité + Cendres + Protéines + Lipides) \quad Eq\ 6$$

La teneur en glucides a été estimée par différence selon la méthode de calcul indirect (AOAC, 2005). Cette valeur représente la fraction restante après soustraction des teneurs en humidité, minéraux, protéines et lipides de 100%.

5-Paramètres physicochimiques :

5.1-Humidité :

Principe : Élimination de l'eau par dessiccation à l'étuve à 105°C jusqu'à masse constante (AOAC, 2005).

5.1.1-Mode opératoire :

1. Peser 2 g d'échantillon frais dans une capsule en porcelaine préalablement tarée et séchée
2. Placer à l'étuve à 105°C pendant 24h
3. Refroidir en dessiccateur 30 min puis peser

Calcul :

$$H\% = \frac{M_1 - M_2}{M_1} \times 100 \quad \text{Eq 5}$$

- M_1 = masse échantillon frais (g)
- M_2 = masse échantillon sec (g)

5.2-Minéraux :

5.2.1-Principe : Incinération totale de la matière organique au four à moufle à 550°C, ne laissant que les minéraux (AOAC, 2005).

La teneur en minéraux est représentée par la masse des cendres obtenu de la méthode au-dessous.

5.2.2-Mode opératoire :

1. Peser 2 g d'échantillon dans un creuset en porcelaine calciné et taré
2. Pré-carboniser sur bec Bunsen jusqu'à disparition des fumées noires
3. Incinérer au four à moufle à 550°C pendant 5 à 6h jusqu'à cendres blanches/grisâtres
4. Refroidir en dessiccateur puis peser

5.2.3-Calcul :

- M_3 = masse des cendres (g)
- M_1 = masse échantillon frais (g)



Figure 8 : Incinération des échantillons dans un four à moufles

5.3-Détermination du pH :

-Principe

Le pH reflète le degré d'acidité de la chair du poisson et constitue un indicateur de sa fraîcheur et de sa qualité (Cheftel & Cheftel, 1976).

5.3.1-Mode opératoire :

1. Peser 2 g de chair homogénéisée dans un bécher
2. Ajouter 20 ml d'eau distillée
3. Agiter manuellement et régulièrement pendant 30 minutes à température ambiante
4. Mesurer le pH à l'aide d'un pH-mètre étalonné après les 30 minutes

6-Analyse des métaux lourds :

6.1-Extraction des métaux lourds :

La méthode utilisée pour l'analyse des métaux lourds repose sur l'extraction du métal total contenu dans les échantillons biologiques.

6.2-Principe de la digestion (minéralisation) :

La minéralisation est réalisée par attaque acide à chaud et sous pression. Cette étape permet de détruire la matière organique et de libérer les métaux bioaccumulés dans la chair et le foie de *Sparus aurata*, afin de les mettre en solution pour leur dosage par spectrophotométrie d'absorption atomique.

6.3-Protocole expérimental :

Le protocole suivi est inspiré des méthodes décrites par Charlou et Joanny (1983) et U.N.E.P./I.A.E.A. (1985, 1986), avec quelques adaptations en fonction des moyens disponibles au laboratoire.

6.4-Minéralisation des échantillons :

La minéralisation a été réalisée sous hotte aspirante dans des godets en téflon selon les recommandations de l'AIEA (1998).

- Environ 0,5 g d'échantillon lyophilisé (chair et foie) ont été pesés.
- 5 mL d'acide nitrique (HNO_3) concentré ont été ajoutés, puis les godets ont été hermétiquement fermés.
- Les échantillons ont été laissés 1 heure à température ambiante afin d'éviter une réaction brutale.
- Ensuite, ils ont été placés dans un four à micro-ondes de digestion pendant 15 minutes.
- Après refroidissement, les solutions ont été transférées dans des tubes en polypropylène de 50 mL.
- Le volume a été complété avec de l'eau bidistillée jusqu'au trait de jauge, après des godets (au moins 3 fois).
- Les solutions ont été homogénéisées puis conservées à $+4^\circ\text{C}$ jusqu'à l'analyse (AIEA, 2001).

6.5-Minéralisation à blanc :

Un blanc a été préparé en suivant le même protocole, sans ajout d'échantillon, en utilisant uniquement 5 mL de HNO_3 concentré.

6.6-Spectrophotométrie d'absorption atomique (SAA) :

La détermination des métaux lourds a été réalisée par spectrophotométrie d'absorption atomique (SAA), technique quantitative basée sur l'absorption de radiations lumineuses par des atomes libres.

Les analyses ont été effectuées à l'aide d'un spectrophotomètre HITACHI Z-5000, équipé d'un four graphite, d'un système à flamme et d'une correction d'arrière-plan par effet Zeeman (AIEA, 2001). La figure suivante présente l'appareil de (SAA) utilisé pour analyse des échantillons :

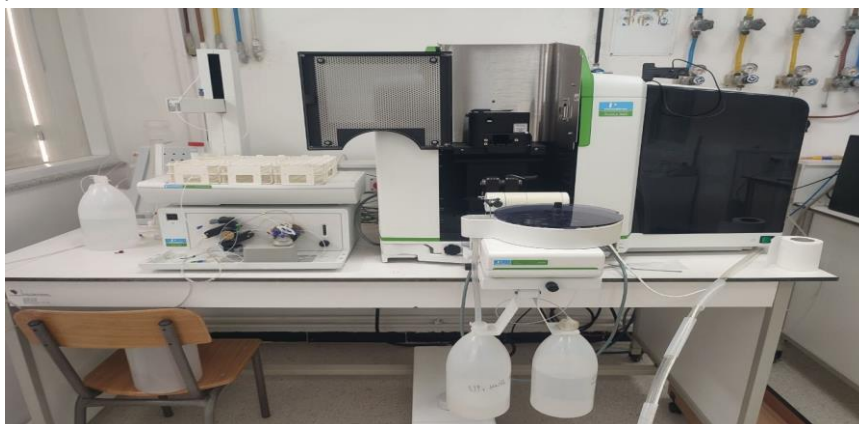


Figure 9: Spectrophotométrie d'absorption atomique

-Principe de la SAA

Le principe repose sur l'absorption d'un rayonnement monochromatique par les atomes de l'élément à analyser.

L'absorbance mesurée est proportionnelle à la concentration selon la loi de Beer-Lambert :

$$A = \log(I_0 / I) = k \times e \times c \quad \text{Eq 91}$$

6.7-Modes d'analyse :

- Flamme air-acétylène : utilisée pour les métaux à concentrations élevées (Cu, Zn...).
- Four graphite : utilisé pour les métaux traces à faibles concentrations (Cd, Pb...).

6.8-Dosage des métaux lourds :

La quantification des métaux a été réalisée à l'aide d'une courbe d'étalonnage obtenue à partir de solutions standards de concentrations connues (S0, S1, S2, S3), où S0 représente le blanc.

Les absorbances mesurées ont permis de tracer une droite d'étalonnage de type :

$$Y = aX + b \quad \text{Eq 8}$$

où :

- Y = absorbance
- X = concentration

Cette relation permet de déterminer les concentrations des échantillons inconnus.

6.9-Mode de calcul :

La concentration des métaux dans les échantillons est calculée selon :

$$C_{ps} = (C_c \times V) / P_s \quad \text{Eq 9}$$

où :

- Cps : concentration en poids sec (µg/g)
- Cc : concentration mesurée (µg/mL)
- V : volume final (50 mL)
- Ps : poids sec de l'échantillon (g)

Les analyses ont été réalisées au laboratoire de chimie et pollution marine de l'ENSSMAL.

Chapitre IV : Résultats et Discussion

Les analyses **des paramètres biochimiques, physicochimiques et des métaux lourds** ont été menées au de l'ENSSMAL.

1-Daurade d'élevage :

1.1-Analyses biochimiques :

Les résultats des analyses biochimiques (protéines, lipides et glucides) de la daurade royale d'élevage sont démontrés dans le tableau 4 :

Tableau 4 : Résultats des analyses biochimiques sur la chair de la daurade royale (*Sparus aurata*) d'élevage.

%	Moy $\pm$ ET n=3
Protéines	15,27 $\pm$ 0,75
Glucides	0,34 $\pm$ 0,05
Lipides	8,95 $\pm$ 0,57

Commentaire

Pour les protéines, selon les analyses, on a détecté une valeur de **15,27 %** dans notre échantillon de chair de daurade (*Sparus aurata*) d'origine d'élevage. Cette valeur est basse par rapport aux valeurs standards des protéines dans cette espèce de poisson d'élevage, qui sont autour de **18 %** (Grigorakis et *al.*, 2002). Mais notre valeur reste toutefois acceptable au regard de la variabilité naturelle des poissons d'élevage.

La teneur en glucides de la daurade royale est considérée comme nulle (Santemagazine, 2022), ou il arrive souvent qu'elle soit détectée en petites quantités dans le muscle de ce poisson, mais même ces résultats sont négligeables car elle ne dépasse pas en moyenne **0,3 g/100 g** (nutraqua, 2026). Dans notre cas elle est de **0,34 g/100 g** qui n'est pas aussi une valeur détectable.

Mais pour les lipides, selon les analyses qui ont été faites, on a détecté la présence de **8,95 g** de matière grasse dans chaque 100 g de notre échantillon de la chair de daurade (*Sparus aurata*). Cette valeur est bien située dans l'intervalle des valeurs standards des lipides pour cette espèce de poisson qui sont autour de **9,80 g** par 100g pour les poissons élevés dans les cages (Grigorakis et *al.*, 2002).

1.2-Analyses physico-chimiques :

Le tableau 5 représente les valeurs obtenues des analyses **physico-chimiques** sur la chair de la daurade royale d'élevage avec les valeurs de référence qui **ont été collectées de la littérature**.

Tableau 5: Resultants des analyses physico-chimiques sur la chair de la daurade royale (*Sparus aurata*) d'élevage.

%	Moy+- ET n=3	Valeurs de référence
pH	6,29 ± 0,017	6,0 - 7,0
Cendres	1,51 ± 0,02	1,2 - 1,4
Humidité	73,93 ± 1,85	68 - 73

Commentaire

Le pH de la chair de la daurade d'élevage (*Sparus aurata*) enregistré dans cette étude est de **6,29**, valeur conforme aux normes internationales établies pour les poissons frais (**6,0 – 7,0**), indiquant une bonne fraîcheur des échantillons analysés (Huss, 1995).

La teneur en cendres de la chair de la daurade d'élevage est de **1,51 g/100 g**, valeur légèrement supérieure à celle rapportée dans la littérature pour cette espèce (**1,2 – 1,4 g/100 g**), mais qui reste dans les limites acceptables et témoigne d'une bonne concentration en éléments minéraux dans la chair (Grigorakis et al., 2002).

La teneur en humidité de la chair de la daurade d'élevage est de **73,93 g/100 g**, valeur conforme aux normes rapportées pour *Sparus aurata* d'élevage (**68 – 73 g/100 g**), et cohérente avec sa teneur lipidique modérée selon la relation inverse eau/lipides établie par Grigorakis (2007).

1.3Analyse des métaux lourds :

- Foie
- Chair

Les résultats des analyses des **métaux lourds** essentiels et toxiques (Cu, Zn et Cd) ont été déterminé à la fois dans la chair (Tableau 6) et dans le foie (Tableau 7) de la daurade royale d'élevage

Tableau 6: Résultats des analyses des métaux lourds sur la chair de la daurade royale (*Sparus aurata*) d'élevage.

mg/kg	Moy+- ET n=3	Normes internationales
Cu	3,73 ± 0,2	min : 0,01 max : 10 - 30
Cd	0,022 ± 0,005	0,05
Zn	18,78 ± 0,5	min : 1 - 5 max : 30 - 100

Tableau 7: Résultats des analyses biochimiques sur le foie de la daurade royale (*Sparus aurata*) d'élevage.

mg/kg	Moy+- ET n=3	Normes internationales
Cu	12,19 ± 0,2	min : 0,01 max : 10 - 30
Cd	0,264 ± 0,05	0,05
Zn	66,26 ± 1	min : 1 - 5 max : 30 - 100

Commentaire :

La trace de cuivre (Cu) dans les deux tissus est acceptable, **3,73 mg/kg** dans la chair et **12,19 mg/kg** dans le foie de poisson d'élevage parce que ces valeurs sont plus de minimum (**0,01 mg/kg**) (Dorothy C., Peruelo M, 2007) et ne dépassent pas le maximum (**10 – 30 mg/kg**) (Fisheries.noaa, 2026). Malgré cela, il faut être prudent quand on consomme le foie du poisson parce que les niveaux de (Cu) sont 4 fois plus élevés par rapport à ceux de la chair.

Pour le zinc (Zn), Les teneurs dans la chair sont normales et sans danger. Le zinc est un oligo-élément essentiel, impliqué dans de nombreuses fonctions enzymatiques et immunitaires (Costa MI et al., 2023). Ces valeurs indiquent un apport adéquat sans risque de toxicité. Mais le foie contient une quantité qui se situe dans l'intervalle à risque. Pourtant cette valeur (**66,26 mg/kg**) ne dépasse pas la valeur maximale (**30 -100 mg/kg**) (S. Siavash , Aziz A. F, 2011), mais elle reste suffisamment élevée pour justifier une approche de précaution.

Le cadmium (Cd) d'autre part est un métal toxique. Une exposition chronique peut entraîner des atteintes rénales et osseuses. Donc, il est acceptable juste dans des concentrations très basses (Benoît Biteau, 2026). Comme dans la chair où on observe une valeur qui ne présente pas de

risque donc une valeur acceptable (**0,022 mg/kg**) qui ne dépasse pas la limite (**0,05 mg/kg**) (Heavy metals regulations, 2003). Mais, le foie de ce poisson ne devrait pas être consommé régulièrement, en particulier par les populations vulnérables (femmes enceintes, enfants, personnes insuffisantes rénales).

2-Daurade Sauvage :

2.1-Analyse biochimique :

Les résultats des **analyses biochimiques** (protéines, lipides et glucides) de la daurade royale sauvage sont démontrés dans le tableau 8.

Tableau 5:Résultats des analyses biochimiques sur la chair de la daurade royale (*Sparus aurata*) sauvage.

%	Moy $\pm$ ET n=3
Protéines	17,85 $\pm$ 0,43
Glucides	0,18 $\pm$ 0,04
Lipides	8,05 $\pm$ 0,64

Commentaire :

Pour les protéines, une valeur de **17,85 %** a été détectée dans notre échantillon de chair de daurade (*Sparus aurata*) d'origine sauvage. Cette valeur est basse par rapport aux valeurs de la littérature, qui sont autour de **19,5 %** (Grigorakis et al, 2002). Mais ce n'est pas une différence significative.

La teneur en glucides de la daurade royale est considérée comme nulle (santemagazine, 2022), ou il arrive souvent qu'elle soit détectée en petites quantités dans le muscle de ce poisson, mais même ces résultats sont négligeables car elle ne dépasse pas en moyenne **0,3 g/100 g** (nutraqua, 2026). Dans notre cas elle est de **0,34 g/100 g** qui n'est pas aussi une valeur détectable.

Mais pour les lipides, chaque 100g de notre échantillon de la chair de la daurade royale sauvage contient **8,05 g** de matière grasse. Cette valeur est fortement haute par rapport aux valeurs standards des lipides dans cette espèce de poisson qui sont autour de **3,01 g** par 100g pour les poissons sauvages (Ozyurt et al, 2005).

2.2-Analyses physico-chimiques :

Les valeurs obtenues des analyses **physico-chimiques** sur la chair de la daurade royale sauvage Sont représentées dans le tableau 9 :

Tableau 9:Résultats des analyses physico-chimiques sur la chair de la daurade royale (*Sparus aurata*) sauvage.

%	Moy+- ET n=3	Valeurs de référence
pH	6,37 ± 0,012	6,0 - 7,0
Cendres	0,84 ± 0,30	1,2 - 1,4
Humidité	73,08 ± 3,51	75 – 78

Commentaire :

Le pH de la chair de la daurade sauvage (*Sparus aurata*) enregistré dans cette étude est de **6,37**, valeur conforme aux normes internationales établies pour les poissons frais (**6,0 – 7,0**), témoignant d'une bonne fraîcheur des échantillons analysés (Huss, 1995).

La teneur en cendres de la chair de la daurade sauvage est de **0,84 g/100 g**, valeur inférieure à celle rapportée dans la littérature pour cette espèce (**1,2 – 1,4 g/100 g**). Cette faible concentration en éléments minéraux pourrait être liée à la nature du régime alimentaire naturel de la daurade sauvage, moins riche en minéraux que les aliments composés distribués en élevage (Grigorakis et al., 2002).

La teneur en humidité de la chair de la daurade sauvage est de **73,08 g/100 g**, valeur parfaitement conforme aux normes rapportées pour *Sparus aurata* (**75 – 78 g/100 g**), et cohérente avec sa teneur lipidique selon la relation inverse eau/lipides (Grigorakis, 2007).

2.3-Analyse des métaux lourds :

- Foie
- Chair

Les résultats des analyses des **métaux lourds** essentiels et toxiques (Cu, Zn et Cd) ont été déterminé à la fois dans la chair (Tableau 10) et dans le foie (Tableau 11) de la daurade royale sauvage.

Tableau 10:Résultats des analyses des métaux lourds sur la chair de la daurade royale (*Sparus aurata*) sauvage.

mg/kg	Moy+- ET n=3	Normes internationales
Cu	N.D	min : 0,01 max : 10 - 30
Cd	0,018 ± 0,003	0,05
Zn	25,38 ± 0,2	min : 1 - 5 max : 30 - 100

Tableau 11:Résultats des analyses biochimiques sur le foie de la daurade royale (*Sparus aurata*) sauvage.

mg/kg	Moy+- ET n=3	Normes internationales
Cu	57,51 ± 2	min : 0,01 max : 10 - 30
Cd	0,456 ± 0,04	0,05
Zn	126,60 ± 1,1	min : 1 - 5 max : 30 - 100

Commentaire :

Dans la chair de daurade sauvage, le cuivre est non détectable (N.D). En revanche, le foie contient **57,51 mg/kg**, une valeur qui dépasse largement le maximum autorisé (**10 - 30 mg/kg**) (Fisheries.noaa, 2026). Par conséquent, bien que la chair soit sans danger, la consommation du foie de daurade sauvage doit être évitée, car les niveaux de cuivre y sont beaucoup trop élevés par rapport aux normes.

La teneur en zinc dans la chair est de **25,38 mg/kg**, une valeur qui se situe dans l'intervalle de sécurité, entre le minimum (**1 – 5 mg/kg**) et le maximum (**30 – 100 mg/kg**) (S. Siavash S, Aziz A. F, 2011). Cette concentration indique un apport adéquat sans risque de toxicité. En revanche, le foie affiche **126,60 mg/kg**, une valeur qui dépasse cette fois la limite maximale (**100 mg/kg**) (S. Siavash S, Aziz A. F, 2011). Cette concentration élevée justifie une approche de précaution, en particulier pour une consommation régulière.

La concentration de cadmium dans la chair de daurade sauvage est de **0,018 mg/kg**, valeur inférieure à la limite réglementaire de **0,05 mg/kg** (Heavy metals regulations, 2003). Cette teneur ne présente donc pas de risque. Le foie contient **0,456 mg/kg**, soit près de dix fois la

limite autorisée. Par conséquent, le foie de ce poisson ne devrait pas être consommé en particulier par les populations vulnérables.

3-Etude comparative entre la daurade d'élevage et la daurade sauvage :

3.1-Composition biochimique :

Tableau (12) représente l'analyse comparative de la **composition biochimique** des dorades d'élevages et sauvages :

Tableau 6: Analyse comparative de la composition biochimique de dorade royale (*Sparus aurata*) d'élevages et sauvages.

%	D. élevage n= 3	D. sauvage n=3	Seuil de significativité $p < 0,05$
Protéines	15,27	17,85	0,032*
Glucides	0,34	0,18	0,027*
Lipides	8,95	8,05	0,001**

DNS : différence non-significative; (*) DS : différence significative ($P < 0,05$);
(**) DHS : différence hautement significative ($P < 10^{-3}$)

Commentaire :

Le taux des protéines est plus élevé dans la chair du poisson sauvage (17,85 vs 15,27 %) alors que les lipides sont plus présents dans le poisson d'élevage (8,95 vs 8,05 %). Ce qui fait du poisson sauvage un meilleur choix pour les sportifs qui cherchent toujours plus d'apports en protéines avec moins de matières grasses. Et pour les glucides, leur valeur est toujours proche du zéro.

Tous ces paramètres ont valeur de P moins de 0,05, ce qui démontre que les différences dans ces valeurs sont significatives.

3.2-Analyses des métaux lourds

Le foie :

Analyse comparative de la trace des **métaux lourds dans le foie** (Tableau 13) :

Tableau 7: Analyse comparative des concentrations des métaux lourds dans le foie de dorade royale (*Sparus aurata*) d'élevages et sauvages.

mg/kg	D. élevage n= 3	D. sauvage n=3	Seuil de significativité p < 0,05
Cu	12,19	57,51	0,0004**
Cd	0,264	0,456	0,033*
Zn	66,26	126,6	0,0002**

DNS : différence non-significative ; (*) DS : différence significative ($P < 0,05$) ;
 (**) DHS : différence hautement significative ($P < 10^{-3}$)

Commentaire :

Les concentrations en métaux lourds dans le foie sont significativement plus élevées chez les poissons sauvages par rapport aux poissons d'élevage pour les trois métaux étudiés. Le Cu était cinq fois plus élevé chez les poissons sauvages (57,51 vs 12,19 mg/kg), le Zn et le Cd étaient deux fois plus élevés.

Toutes les différences étaient statistiquement significatives ($p < 0,05$), confirmant que les poissons sauvages accumulent systématiquement des niveaux hépatiques plus élevés de Cu, Cd et Zn que les individus d'élevage.

La chair :

Analyse comparative de la trace des **métaux lourds dans la chair** de daurade royale d'élevage et sauvage est représentée dans le tableau 14 :

Tableau 8: Analyse comparative des concentrations des métaux lourds dans la chair de dorade royale (*Sparus aurata*) d'élevages et sauvages.

mg/kg	D. élevage n= 3	D. sauvage n=3	Seuil de significativité p < 0,05
Cu	3,73	N.D	/
Cd	0,022	0,018	0,0413*
Zn	18,78	25,38	0,0003**

DNS : différence non-significative; (*) DS : différence significative ($P < 0,05$);
 (**) DHS : différence hautement significative ($P < 10^{-3}$)

Commentaire :

Mis à part que l'absence de Cu dans les poissons sauvages. Les traces des métaux lourds (Cd-Zn) dans la chair sont proches dans les deux groupes de daurade royale par rapport aux celles dans le foie.

3.3 Analyses physico-chimiques :

Les résultats de l'étude comparative des **paramètres physico-chimiques** faite entre la daurade royale d'élevage et sauvage sont montrés dans le tableau 15 :

Tableau 9: Analyse comparative des des paramètres physico-chimiques de la chair de dorade royale (*Sparus aurata*) d'élevages et sauvages.

Paramètre	D. élevage n= 3	D. sauvage n=3	Seuil de significativité $p < 0,05$
pH	6,29	6,37	0,0008**
Cendres (%)	1,51	0,84	0,028*
humidité (%)	73,93	73,08	0,33 (DNS)

DNS : différence non-significative; (*) DS : différence significative ($P < 0,05$);
(**) DHS : différence hautement significative ($P < 10^{-3}$)

Commentaire :

Les valeurs de pH de les deux types des poissons (**6,29 et 6,37**) sont proches avec un différence hautement significative (**$p=0,0008$**)

La valeur des cendres pour la daurade d'élevage (**1,51 %**) est significativement plus haute que la valeur des poissons sauvages (**0,84 %**), ces valeurs indiquent que la quantité des minéraux dans la chair des poisson d'élevage est plus importante. Avec une différence statistique modérée (**$p=0,028$**).

D'autre part, il n'y a pas de différence significative dans les valeurs de l'humidité entre les poissons d'élevage et celles sauvages (**$p= 0,32$**). Parce que l'humidité de la chair des poissons d'élevage est juste **0,85 %** plus élevées que celle des poissons sauvages.

4-Discussion :

4.1-Analyses biochimiques :

4.1.1-Protéines :

La daurade royale **d'élevage** contient un pourcentage des protéines de **15,27 %** de la masse complète de la chair. Une valeur basse par rapport à la valeur de référence (**18 %**) (Grigorakis et *al.*, 2002), mais cette baisse est attendue à cause de la baisse relative des matières protéinées (farine de poisson) dans la majorité des aliments commerciales destinés au grossissement des poissons. Selon R. Robles et *al.*, (2012), certaines alimentations pour poissons ne contiennent aucun aliment d'origine animale, comme la farine de poisson, mais elles peuvent tout de même offrir de meilleurs résultats de croissance. Par exemple, des études ont montré que des régimes entièrement végétaux, avec des protéines telles que le soja, la protéine de pois ou la soja concentrée, peuvent permettre une croissance équivalente ou même supérieure à celle des aliments contenant 30 % de farine de poisson. En réalité, il a été observé que des diets avec seulement 10 % de farine de poisson produisent de meilleurs résultats en termes de croissance comparés à celles avec 30 %. Cela démontre que le niveau de protéines dans l'aliment ne doit pas forcément affecter négativement la croissance.

La daurade royale **sauvage** possède **17,85 %** de protéine, qui est moins de la valeur de référence **19,5 %** (Grigorakis et *al.*, 2002). Les valeurs de référence sont des moyennes, donc un échantillon individuel peut facilement être inférieur à ces valeurs en raison de la saison, de la taille, de l'historique alimentaire et du stade de reproduction. (Nasopoulou C. et *al.*, 2010)

La **différence** dans la valeur référentielle des protéines entre la daurade d'élevage et la daurade sauvage (**18 % vs 19,5 %**) ne signifie pas nécessairement que le poisson sauvage a un apport protéique plus élevé ou une plus grande capacité de production de protéines. C'est simplement parce que le poisson sauvage a moins de graisse corporelle car il est plus actif, donc la proportion de protéines par unité de poids corporel est plus élevée. (Marhuenda-Egea FC, Sanchez-Jerez P, 2025)

4.1.2-Glucides :

La daurade contient pratiquement pas de glucides parce que, comme la plupart des poissons, son muscle est constitué surtout de protéines et de lipides, et non de sucres ou d'amidon. Dans les tableaux de composition alimentaire, la daurade est donc généralement décrite comme un poisson maigre, riche en protéines et avec des glucides à l'état de traces, ce qui explique

pourquoi sa teneur en glucides est considérée comme nulle ou presque nulle (élevage : **0,34 %** - sauvage : **0,18 %**). Sur le plan biologique, les poissons ne stockent qu'une très faible quantité de glycogène dans leur chair, et cette réserve est rapidement consommée après la mort, ce qui la rend négligeable dans l'analyse nutritionnelle finale. C'est pour cette raison que la daurade est classée parmi les aliments riches en protéines et pauvres en glucides, avec une valeur énergétique qui provient surtout des protéines et, selon le mode d'élevage ou l'alimentation, d'une partie des lipides. (J. Guillaume, ND)

4.1.3-Lipides :

Les daurades élevées en pisciculture contiennent souvent des teneurs plus élevées en lipides (**8,95 %**) parce que les conditions d'élevage favorisent une croissance rapide et un stockage d'énergie plus important, avec une alimentation généralement plus régulière et plus énergétique que dans le milieu naturel. Dans la recherche de George et *al.*, (2002), il est indiqué que les lipides musculaires des daurades sauvages sont plus faibles que ceux des poissons d'élevage, et que cette différence dépend surtout du régime alimentaire, de la teneur lipidique de l'aliment, de la quantité distribuée, des périodes de jeûne et de l'intensité du système d'élevage. La même source précise aussi que les dépôts lipidiques sont souvent plus élevés dans la cavité viscérale des poissons d'élevage, notamment chez la daurade, et que le profil en acides gras reflète directement l'alimentation reçue, par exemple avec davantage d'acide linoléique lorsque des huiles végétales sont utilisées dans les aliments.

Chez la daurade sauvage, les lipides sont en général plus faibles parce que l'apport alimentaire est moins constant et moins riche en énergie que dans les élevages. Le poisson sauvage dépense aussi davantage d'énergie pour nager, chercher sa nourriture, éviter les prédateurs et s'adapter aux variations du milieu, ce qui laisse moins d'énergie disponible pour le stockage sous forme de graisses. En plus, son alimentation naturelle varie selon la saison et l'habitat, ce qui rend l'accumulation de lipides moins stable et souvent plus faible que chez les poissons d'élevage. Ainsi, la daurade sauvage est généralement plus maigre, alors que la daurade d'élevage accumule davantage de lipides grâce à une alimentation régulière et à une dépense énergétique plus faible (Grigorakis k., 2007). Mais, dans cette étude, la teneur lipidique du poisson sauvage était de **8,05 %**, ce qui est élevé par rapport aux valeurs de référence (3,01 selon Ozyurt et *al.*, (2005), et cela peut s'expliquer par la date de capture, puisque le poisson a été pêché la fin de février. À cette période, la daurade peut déjà présenter des variations saisonnières de ses réserves énergétiques selon l'activité alimentaire, la température de l'eau et l'état reproducteur, ce qui peut conduire à une accumulation lipidique plus élevée que dans les échantillons de

référence moyens (Metin C et *al.*, 2021). Il est également possible que le spécimen ait eu accès à une zone d'alimentation particulièrement productive ou qu'il ait été indirectement influencé par une activité aquacole proche, même si cette interprétation doit rester prudente en l'absence de données environnementales complémentaires.

4.2-Analyses physico-chimiques :

4.2.1-pH :

Les mesures de pH de **6,37** pour la daurade royale sauvage et **6,29** pour la daurade royale d'élevage (*Sparus aurata*) sont scientifiquement valides et indiquent une bonne qualité de poisson pour les deux groupes, car les deux valeurs s'insèrent confortablement dans la plage de référence acceptée de 6,0–7,0 pour la daurade royale frais. La différence de 0,08 unité de pH est attendue et est conforme à la littérature. La daurade sauvage possède typiquement une composition musculaire différente (teneur lipidique plus faible, réserves de glycogène différentes) comparée au poisson d'élevage, ce qui affecte la baisse de pH post-mortem ; les poissons d'élevage ont souvent une teneur lipidique plus élevée et des réserves métaboliques différentes, conduisant à une conversion du glycogène en acide lactique légèrement plus rapide après la mort, expliquant le pH légèrement plus faible de 6,29. Les deux valeurs étant proches du neutre et ne approchant pas >7,0 confirment qu'aucune dégradation bactérienne n'a eu lieu par décomposition des protéines, qui augmenterait le pH, ce signifie que les deux échantillons de daurade sauvage et d'élevage étaient frais au moment de l'analyse (Yiğit Ü. Et *al.*, 2024).

4.2.2-Minéraux :

L'analyse des minéraux dans la daurade royale donne une teneur de **1,51 %** pour le poisson d'élevage et **0,84 %** pour le poisson sauvage, avec une valeur de référence de **1,2 à 1,4 %** (Grigorakis et al., 2002). La daurade d'élevage présente généralement une teneur en minéraux plus élevée grâce à son alimentation contrôlée, tandis que la daurade sauvage montre une teneur plus faible comme confirmé par les études algériennes qui indiquent que les deux types sont presque identiques nutritionnellement sauf pour une légère différence de texture (Chaba D., Benhamouda B.O., 2020). Cette différence entre élevage et sauvage reflète l'impact du mode d'alimentation sur la composition minérale de la chair.

4.2.3-Humidité :

La teneur en eau des dorades royales d'élevage (**73,93 %**) et sauvages (**73,08 %**) se situe dans l'intervalle de référence de 70 à 75 % (Nutraqua, N.D), ce qui correspond aux valeurs généralement rapportées pour la composition musculaire de cette espèce. Cette conformité indique que l'état de fraîcheur et les conditions d'analyse sont satisfaisants et que les poissons

étudiées présentent une humidité « normale » du point de vue nutritionnel. L'écart très faible entre les poissons d'élevage et sauvages (moins de 1 point de pourcentage) est dépourvu de signification biologique ou nutritionnelle, et il est probable qu'il soit statistiquement significatif en tenant compte de la variabilité habituelle de la composition des poissons. Étant donné que l'humidité est généralement inversement corrélée à la teneur en lipides, cette proximité des valeurs suggère également une densité énergétique globalement comparable entre dorades d'élevage et sauvages, indiquant que l'origine n'influence pas de manière marquée la teneur en eau de la dorade royale dans les conditions étudiées (Grigorakis k., 2007).

4.3-Métaux lourds :

Les résultats obtenus dans cette étude mettent en évidence une différence nette de bioaccumulation des métaux lourds entre la daurade royale sauvage et la daurade d'élevage (*Sparus aurata*). De manière générale, les concentrations en cuivre (Cu), cadmium (Cd) et zinc (Zn) sont plus élevées chez les poissons sauvages, en particulier au niveau du foie. Cette différence peut s'expliquer par l'exposition directe des poissons sauvages au milieu marin naturel, aux sédiments ainsi qu'aux différentes sources de pollution côtière, contrairement aux poissons d'élevage, dont l'alimentation et les conditions environnementales sont davantage contrôlées. (Özyurt et *al.*, 2021)

4.3.1-Cuivre (Cu) :

La concentration enregistrée dans le foie de la daurade sauvage atteint **57,51 mg/kg**, contre **12,19 mg/kg** chez la daurade d'élevage. Cette accumulation importante chez les poissons sauvages traduit une contamination environnementale plus marquée du milieu naturel, résultant de l'exposition continue à des sources polluantes. Donc, les poissons marins vivant dans des zones soumises aux activités anthropiques présentent des concentrations hépatiques élevées en métaux lourds, notamment en cuivre. (Özyurt et *al.*, 2021)

4.3.2-Zinc (Zn) :

La concentration hépatique atteint **126,6 mg/kg** chez la daurade sauvage, contre **66,26 mg/kg** chez la daurade d'élevage. Bien que le zinc soit un élément essentiel au métabolisme cellulaire, des concentrations élevées traduisent généralement une exposition importante aux contaminants du milieu marin. Selon Djellouli et *al.*, (2023), les fortes teneurs en zinc observées dans le foie des poissons méditerranéens sont généralement associées à la pollution côtière et à l'accumulation progressive des métaux dans les organes internes.

4.3.3-Cadmium (Cd) :

Les concentrations hépatiques observées sont de **0,456 mg/kg** chez la daurade sauvage et de **0,264 mg/kg** chez la daurade d'élevage. Le cadmium est reconnu comme un métal toxique non essentiel, présentant une forte capacité de bioaccumulation dans les organismes aquatiques. Carrasco Puig *et al.*, (2024) ont montré que des concentrations élevées de Cd chez les poissons marins constituent un indicateur fiable de pollution chronique des écosystèmes côtiers.

4.3.4-Gradient foie - chair :

Les résultats montrent un gradient très marqué entre le foie et la chair musculaire. Pour les trois métaux étudiés, les concentrations sont nettement plus élevées dans le foie que dans la chair, aussi bien chez les poissons sauvages que chez les poissons d'élevage. Chez la daurade sauvage, la concentration en cuivre passe de **57,51 mg/kg** dans le foie à seulement **0,63 mg/kg** dans la chair. Ce phénomène s'explique par le rôle physiologique du foie dans les mécanismes de détoxification. En effet, le foie synthétise des métallothionéines, protéines capables de fixer et de séquestrer les métaux lourds afin de limiter leur transfert vers les tissus musculaires. Les organes internes, principalement le foie, représentent les principaux sites d'accumulation des métaux lourds chez les poissons marins. (Almafrachi *et al.*, 2024)

4.3.5-Conformité réglementaire :

La comparaison avec les normes internationales montre que les concentrations mesurées dans la chair musculaire restent globalement conformes aux limites fixées par le règlement CE n°1881/2006. Les teneurs en Cd dans la chair sauvage (**0,018 mg/kg**) et dans la chair d'élevage (**0,022 mg/kg**) restent inférieures aux limites réglementaires européennes. De même, les concentrations musculaires en Cu et en Zn demeurent dans les valeurs admissibles pour la consommation humaine. Ces résultats indiquent que la chair des daurades étudiées reste propre à la consommation et ne présente pas de risque sanitaire direct dans les conditions analysées. Cependant, certaines concentrations observées dans le foie de la daurade sauvage dépassent les valeurs recommandées, notamment pour le Cu et le Zn. Ces dépassements traduisent une contamination environnementale chronique du milieu marin naturel et témoignent de la pression exercée par les activités humaines sur les zones côtières. Selon Heavy metals in fishes from the Tyrrhenian Sea (2024), des concentrations élevées dans les organes internes des poissons marins reflètent directement la qualité environnementale des zones de pêche et peuvent constituer un signal d'alerte écologique.

4.3.6-Recommandations

Cette étude montre que la zone étudiée demeure relativement favorable à la consommation des poissons du point de vue sanitaire, puisque les concentrations observées dans la chair restent conformes aux normes internationales. Toutefois, les fortes concentrations hépatiques enregistrées chez la daurade sauvage indiquent l'existence d'une pollution métallique environnementale nécessitant une surveillance régulière des zones côtières afin de préserver durablement les ressources halieutiques et la santé des consommateurs. (efsa, 2005)

Conclusion

Conclusion

La présente étude a permis d'évaluer la composition nutritionnelle ainsi que les concentrations en métaux lourds (Cu, Cd et Zn) dans la chair et le foie de la daurade royale (*Sparus aurata*) sauvage et d'élevage provenant de la région de Bouharoun (Tipaza).

Les résultats de l'analyse biochimique ont montré que la daurade sauvage présente une teneur en protéines légèrement supérieure à celle de la daurade d'élevage, tandis que cette dernière est caractérisée par une teneur lipidique légèrement plus élevée. Les teneurs en humidité, minéraux et glucides observées dans les deux groupes demeurent compatibles avec les valeurs généralement rapportées pour cette espèce, confirmant ainsi sa bonne qualité nutritionnelle. Concernant les métaux lourds, les concentrations mesurées ont révélé une accumulation plus importante dans le foie que dans la chair, ce qui s'explique par le rôle physiologique du foie dans le stockage et la détoxification des contaminants. Les teneurs en cuivre, cadmium et zinc observées dans la chair des poissons sauvages et d'élevages restent globalement conformes aux normes internationales de sécurité alimentaire, indiquant un risque limité pour le consommateur.

La comparaison entre les poissons sauvages et d'élevages met en évidence certaines différences liées aux conditions environnementales et aux modes d'alimentation, mais sans altération significative de la qualité nutritionnelle ou sanitaire des poissons étudiés. En conclusion, la daurade royale de la région de Bouharoun constitue une source intéressante de protéines et présente une qualité sanitaire globalement satisfaisante. Toutefois, la surveillance régulière des métaux lourds dans les écosystèmes marins et les produits aquacoles demeure nécessaire afin de garantir la protection de la santé publique et la préservation des ressources halieutiques.

Références bibliographique

Almafrachi, H. A. A., Gümüş, N. E., & Çorak Öcal, İ. (2025). Heavy metal bioaccumulation in fish: Implications for human health risk assessment in ten commercial fish species from Konya, Türkiye. *International Journal of Environmental Science and Technology*, 22, 4065–4074.

ANSES. (2017). *Table de composition nutritionnelle des aliments Ciqua 2017*.
<https://ciqua.anses.fr/>

Bremner, I. (1998). Manifestations of copper excess. *The American Journal of Clinical Nutrition*, 67(5), 1069S–1073S.

Carrasco-Puig, P., Colmenero, A. I., Ruiz-García, D., Molera-Arribas, A. J., Hernández-Martínez, A. M., Raga, J. A., & Barriá, C. (2024). Heavy metal concentrations in sharks, rays and chimaeras from the western Mediterranean Sea. *Marine Pollution Bulletin*, 199, Article 115942.

Chaba, D., & Benhamouda, B. O. (2020). *Étude biologique préliminaire de la composition chimique de la chair de la daurade royale Sparus aurata (Linné, 1758) de la région centre de la côte Algérienne* [Mémoire, École Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral]. DSpace ENSSMAL.
<https://dspace.enssmal.edu.dz/handle/123456789/2163>

Costa, M. I., Sarmiento-Ribeiro, A. B., & Gonçalves, A. C. (2023). Zinc: From biological functions to therapeutic potential. *International Journal of Molecular Sciences*, 24(5), Article 4822. <https://doi.org/10.3390/ijms24054822>

Dorothy, C., & Peruelo, M. B. C. (2007). Assessment of concentration levels of heavy metals in selected fish species from the Macajalar Bay area in Misamis Oriental. *The Mindanao Forum*, 20(2).

EFSA. (n.d.). *EFSA provides advice on safety and nutritional contribution of wild and farmed fish*. <https://www.efsa.europa.eu/fr/news/efsa-provides-advice-safety-and-nutritional-contribution-wild-and-farmed-fish>

Flick, G. J., Jr. (2002). Lipid profiles in farmed fish. *Global Aquaculture Advocate*.

FranceAgriMer. (2019). *Étude sur le poisson vendu vivant et l'abattage Ikejime en France* (pp. 21–29).

Grigorakis, K. (2007). Compositional and organoleptic quality of farmed and wild gilthead sea bream (*Sparus aurata*) and sea bass (*Dicentrarchus labrax*) and factors affecting it: A review. *Aquaculture*, 272(1–4), 55–75.

Grigorakis, K., Alexis, M. N., Taylor, K. D. A., & Hole, M. (2002). Comparison of wild and cultured gilthead sea bream (*Sparus aurata*): Composition, appearance and seasonal variations. *International Journal of Food Science and Technology*, 37(5), 477–484.

Grigorakis, K., Taylor, K. D. A., & Alexis, M. N. (2003). Organoleptic and volatile aroma compounds comparison of wild and cultured gilthead sea bream (*Sparus aurata*): Sensory differences and possible chemical basis. *Aquaculture*, 225, 109–119.

Huss, H. H. (1995). *Quality and quality changes in fresh fish* (FAO Fisheries Technical Paper No. 348). FAO.

Jaishankar, M., Tseten, T., Anbalagan, N., Mathew, B. B., & Beeregowda, K. N. (2014). Toxicity, mechanism and health effects of some heavy metals. *Interdisciplinary Toxicology*, 7(2), 60–72.

Marhuenda-Egea, F. C., & Sanchez-Jerez, P. (2025). Metabolomic insights into wild and farmed gilthead seabream (*Sparus aurata*): Lipid composition, freshness indicators, and environmental adaptations. *Molecules*, 30(4), Article 770.
<https://doi.org/10.3390/molecules30040770>

Metin, C., Alparslan, Y., Yapıcı, H. H., Ekşi, Z., & Baygar, T. (2021). Assessment of the effects of sex and harvesting season on lipid and fatty acid composition of Sparidae species. *Lipids*, 56, 391–404. <https://doi.org/10.1002/lipd.12300>

MPPH (Ministère de la pêche et des productions halieutiques), 2022.

Nasopoulou, C., Karantonis, H. C., & Zabetakis, I. (2010). Nutritional value of gilthead sea bream and sea bass. *Dynamic Biochemistry, Process Biotechnology and Molecular Biology*, 5(1).

NOAA Fisheries. (2026). *Export requirements by country and jurisdiction (A–F)*.
<https://www.fisheries.noaa.gov/seafood-commerce-trade/export-requirements-country-and-jurisdiction-f>

Ozyurt, G., Polat, A., & Ozkutuk, S. (2005). Seasonal changes in the fatty acids of gilthead sea bream (*Sparus aurata*) and white sea bream (*Diplodus sargus*) captured in Iskenderum Bay, eastern Mediterranean coast of Turkey. *European Food Research and Technology*, 220(1), 120–124.

Özyurt, G., Tabakoğlu, Ş. S., & Özyurt, C. E. (2021). Metal bioaccumulation in the gill, liver, and muscle of bluefish (*Pomatomus saltatrix*) from the northeastern Mediterranean and human health risk assessment associated with their seasonal consumption. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology*, 81(1), 58–66. <https://doi.org/10.1007/s00244-021-00852-0>

Parra, P., & Rodrigo, R. (2016). Novel antioxidant therapy against myocardial ischemia–reperfusion injury during percutaneous coronary angioplasty. In R. Rodrigo (Ed.), *Free radicals and diseases* (pp. 383–406). InTech.

Plum, L. M., Rink, L., & Haase, H. (2010). The essential toxin: Impact of zinc on human health. *International Journal of Environmental Research and Public Health*, 7(4), 1342–1365.
<https://doi.org/10.3390/ijerph7041342>

Poli, B. M., Parisi, G., Scappini, F., & Zampacavallo, G. (2005). Fish welfare and quality as affected by pre-slaughter and slaughter management. *Aquaculture International*, 13, 29–49.

Robles, R., Ceulemans, S., Coutteau, P., Nuñez, R., & Cremer, M. (2012). Practical feeds without fishmeal suitable for gilthead sea bream. *Global Aquaculture Advocate*.

Saei-Dehkordi, S. S., & Fallah, A. A. (2011). Determination of copper, lead, cadmium and zinc content in commercially valuable fish species from the Persian Gulf using derivative potentiometric stripping analysis. *Microchemical Journal*, 98(1), 156–162.

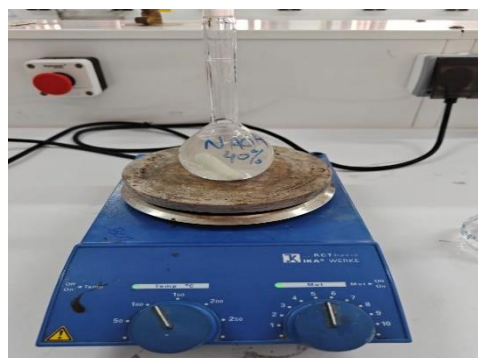
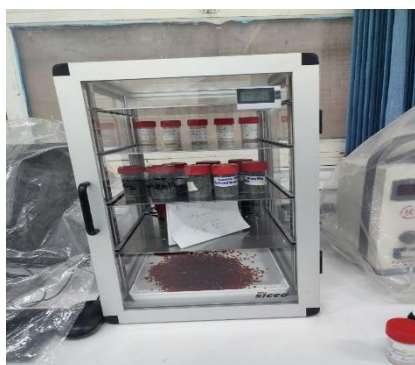
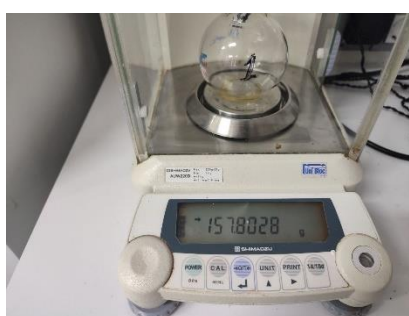
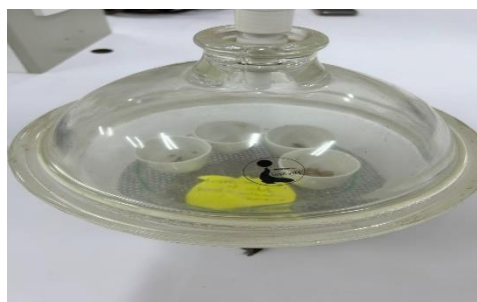
Scivicco, M., Cacciola, N. A., Esposito, F., Squillante, J., Ariano, A., Borriello, L., Cirillo, T., & Severino, L. (2024). Heavy metals in fishes from the Tyrrhenian Sea and risk assessment. *Journal of Food Composition and Analysis*, 128, Article 106027.

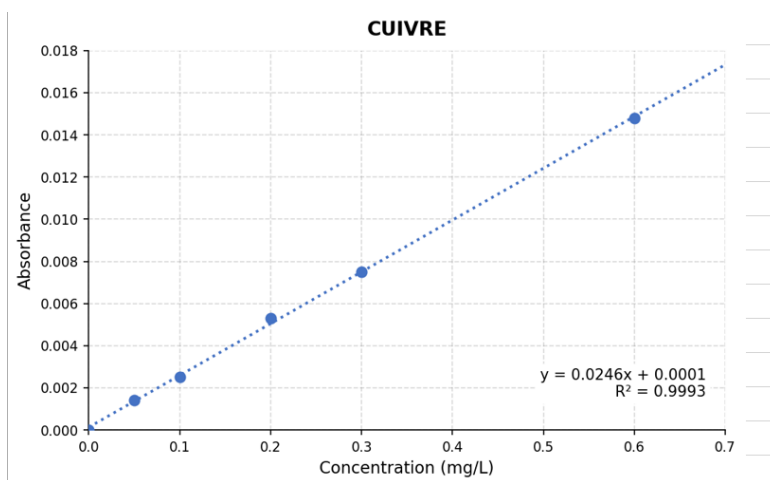
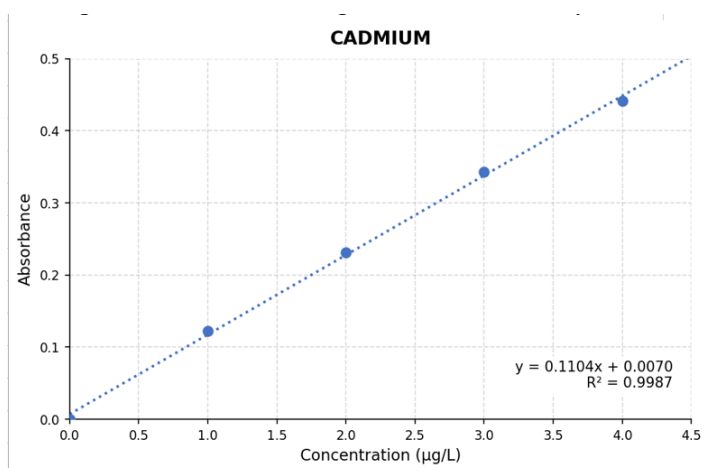
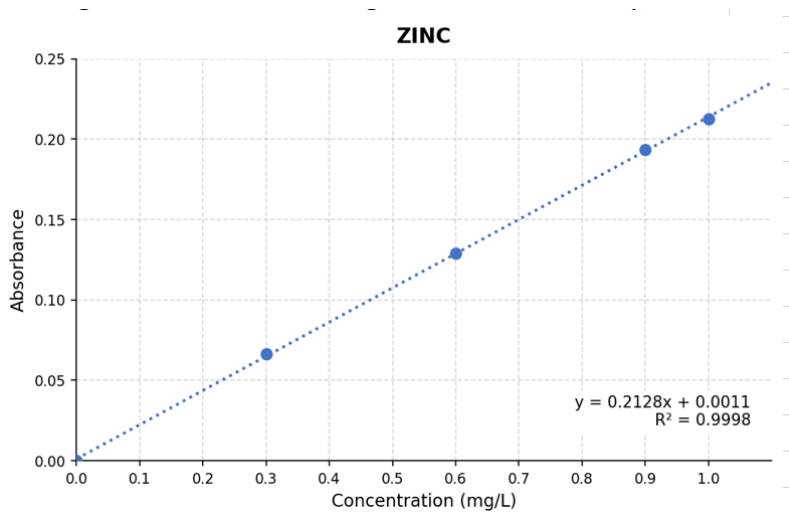
Tchounwou, P. B., Yedjou, C. G., Patlolla, A. K., & Sutton, D. J. (2012). Heavy metal toxicity and the environment. In A. Luch (Ed.), *Molecular, clinical and environmental toxicology: Vol. 3. Environmental toxicology* (pp. 133–164). Springer.

Yiğit, Ü., Ergün, S., & Yiğit, M. (2024). An extensive review of human health benefits from consuming farmed or wild fish, specifically gilthead seabream (*Sparus aurata*). *Aquatic Research*, 7(3), 166–177.

Annexes

Annexe 1 : Les étapes prélèvement, dissection, lyophilisation ; broyage, minéralisation



Annexe 2: Droites d'étalonnage des métaux lourds analysés

Annexe 3 : Gammes étalons des métaux lourds analysés

Zinc	Absorbances	Concentration (mg/L)
Calibration Blanc 1	0	0
Calibration Std 1	0,0664	0,3
Calibration Std 2	0,1289	0,6
Calibration Std 3	0,1937	0,9
Calibration Std 4	0,2125	1

Cadmium	Absorbances	Concentration (µg/L)
Calibration Blanc 1	0	0
Calibration Std 1	0,1225	1
Calibration Std 2	0,2318	2
Calibration Std 3	0,3428	3
Calibration Std 4	0,4418	4

Cuivre	Absorbances	Concentration (mg/L)
Calibration Blanc 1	0	0
Calibration Std 1	0,0014	0,05
Calibration Std 2	0,0025	0,1
Calibration Std 3	0,0053	0,2
Calibration Std 4	0,0075	0,3
Calibration Std 5	0,0148	0,6