

RÉPUBLIQUE ALGÉRIENNE DÉMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE
UNIVERSITÉ ABDELHAMID IBN BADIS DE MOSTAGANEM
FACULTÉ DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE
DEPARTEMENT DES SCIENCES DE LA MER ET DE L'AQUACULTURE
LABORATOIRE DE PROTECTION, VALORISATION DES RESSOURCES
MARINES LITTORALES ET SYSTÉMATIQUE MOLÉCULAIRE



THESE

En vue de l'obtention du diplôme de Doctorat LMD

Filière : Hydrobiologie marine et continentale

Spécialité : Ressources halieutiques

Présentée par :

Mlle BENMOKRANE Sihem

**Écobiologie, pathologie et dynamique des populations de quelques espèces
de poissons perciformes de la côte ouest algérienne**

Soutenu le 29/ 06/ 2026 devant le jury composé de :

Président	Prof.	CHADLI Rabah	UMAB-Mostaganem
Examineur	Prof.	ABI-AYAD Sidi Mohammed El Amine	Univ. Oran 1 Ahmed Ben Bella
Examineur	Prof.	BENAMAR Nardjess	UMAB-Mostaganem
Examineur	Prof.	SOUALILI Dina Lila	UMAB-Mostaganem
Examineur	Prof.	DERBAL Farid	Université Badji-Mokhtar-Annaba
Directeur de thèse	Prof.	MEZALI Karim	UMAB-Mostaganem

Année universitaire 2025/ 2026

Avant-propos

Cette thèse s'inscrit dans le cadre d'une contribution à l'étude de l'écobiologie et de la pathologie de quelques espèces de poissons perciformes de la côte algérienne, un espace d'intérêt majeur pour la pêche et l'aquaculture. Son objectif principal est de contribuer à une meilleure compréhension de l'état sanitaire de ces espèces ainsi que de certains aspects de la dynamique de leurs populations, deux composantes étroitement liées et essentielles à une gestion durable des ressources halieutiques.

La pathologie et la dynamique des populations entretiennent en effet des relations étroites. Les maladies peuvent influencer la survie, la croissance, la reproduction, la structure démographique et la répartition spatiale des populations de poissons. Inversement, la densité des populations, leurs déplacements et leur distribution conditionnent la circulation, la transmission et le maintien des agents pathogènes dans le milieu marin. L'étude conjointe de ces deux approches permet ainsi d'apporter des connaissances complémentaires sur le fonctionnement des populations naturelles et sur les facteurs susceptibles d'affecter leur pérennité.

Dans cette perspective, cette étude avait initialement pour objectif d'explorer la présence d'agents pathogènes viraux et bactériens chez quelques espèces de poissons d'intérêt économique, tout en contribuant à la compréhension de certains aspects de la dynamique de leurs populations.

Lors d'un premier séjour scientifique au sein de l'ANSES en France, une investigation a été menée sur trois espèces : la dorade royale (*Sparus aurata*), le bar européen (*Dicentrarchus labrax*) et le rouget de vase (*Mullus barbatus*). Les analyses ont porté sur la détection du virus de la nodavirus ainsi que sur la recherche de *Vibrio harveyi*. Toutefois, les résultats obtenus se sont révélés insuffisants pour permettre des conclusions significatives.

Face à ces limites, une seconde campagne d'échantillonnage a été entreprise, ciblant cette fois le mérou, une espèce ayant connu plusieurs épisodes de mortalité massive au cours des dernières années, notamment en Méditerranée. Afin d'augmenter les chances de détection d'agents pathogènes, les prélèvements ont été étendus à plusieurs sites répartis le long de la côte algérienne. Par ailleurs, des échantillons ont également été collectés sur des dorades

royales issues d'une ferme aquacole située à Gouraya (Tipaza), ainsi que sur des bars européens et des rougets de vase présentant des signes cliniques d'exophtalmie, pathologie que nous avons eu l'occasion de diagnostiquer lors d'un séjour scientifique effectué au niveau d'un laboratoire spécialisé à l'institut zooprofilattico sperimentale delle Venezie en Italie.

L'ensemble des espèces collectées a fait l'objet d'un diagnostic fondé sur des analyses pathologiques, apportant des informations précieuses sur leur état sanitaire. En parallèle, des analyses écobioécologiques et de dynamique des populations ont pu être réalisées sur les espèces pour lesquelles un effectif suffisant était disponible. Ainsi, malgré les contraintes rencontrées, cette étude contribue à l'amélioration des connaissances sur la pathologie et certains aspects de la dynamique des populations de quelques espèces de poissons perciformes de la côte algérienne, tout en mettant en évidence les interactions existantes entre ces deux domaines.

En raison des contraintes d'échantillonnage rencontrées, le choix a été finalement porté sur des espèces plus accessibles et plus abondantes, à savoir la dorade royale (*Sparus aurata*) et le bar européen (*Dicentrarchus labrax*), qui présentent un intérêt écologique, sanitaire et économique majeur. Toutefois, ces deux espèces ne sont pas disponibles de manière régulière tout au long de l'année dans les débarquements de pêche et leur coût élevé ne permettait pas la mise en œuvre d'un échantillonnage mensuel continu. Le protocole d'échantillonnage a donc été adapté en fonction de leur disponibilité saisonnière et des périodes de capture, tout en veillant à constituer un effectif suffisant afin de garantir la robustesse des analyses pathologiques et écobioécologiques.

Résumé

La présente étude porte sur cinq espèces de poissons perciformes provenant de différents sites de la côte algérienne [le mérou brun (*Epinephelus marginatus*), la badèche (*Epinephelus costae*) ; la dorade royale (*Sparus aurata*) ; le bar européen (*Dicentrarchus labrax*) et le rouget de vase (*Mullus barbatus*)].

Les analyses biométriques et l'étude indirecte de la croissance réalisée sur les deux populations de bar européen (*Dicentrarchus labrax*) et de la dorade royale (*Sparus aurata*) ont montré que le bar européen (*Dicentrarchus labrax*) a une croissance allométrique minorante ($b < 3$), ce qui signifie qu'il s'allonge plus qu'il ne s'épaissit en grandissant, tandis que chez la dorade royale (*Sparus aurata*), la croissance est allométrique majorante ($b > 3$), traduisant une augmentation plus rapide du poids que de la longueur. L'âge estimé de 2 ans pour la dorade royale et 4 ans pour le bar européen révèle qu'il s'agit de deux populations jeune et relativement homogène.

Les cinq espèces de poissons ont été examinés afin de détecter la présence d'éventuels microorganismes pathogènes, notamment le bétanodavirus (responsable de la maladie du VER) et les infections bactériennes causées par deux bactéries (*Vibrio harveyi* et *Photobacterium* spp).

L'analyse virologique basée sur la RT-PCR a relevé la présence du bétanodavirus chez quatre individus de l'espèce *Epinephelus costae* [dont sept individus d'*Epinephelus costae*, trois provenant du centre de la côte algérienne (deux d'Alger et un de Gouraya) et quatre de l'ouest (Mostaganem)]. Par ailleurs, ce virus n'a été détecté qu'à un faible niveau chez *Dicentrarchus labrax* du port de Salamandre et chez *Mullus barbatus* du port de Béni-Saf. Quant à l'infection bactérienne, elle a été surtout observée chez *Dicentrarchus labrax* de la ferme aquacole de Honaine et chez quelques individus de *Mullus barbatus* de la station sauvage de Béni-Saf.

Les analyses phylogénétiques des séquences partielles des fragments du génome viral RNA1 et RNA2 ont révélé la présence du génotype du virus de la nécrose nerveuse du mérou à taches rouges (RGNNV), étroitement apparenté aux souches précédemment détectées chez des mérous algériens et des mérous sauvages d'Espagne. L'ensemble des individus de *Sparus aurata* semblent être résistants à la bactérie *Vibrio harveyi* mais sensible à la bactérie *Photobacterium* spp.

Les résultats de cette étude confirment que la maladie du VER présente un caractère endémique chez les populations de mérous en Algérie, ce qui pourrait constituer un facteur déterminant dans le déclin observé de la population de cette espèce.

Mots-clés : Poissons perciforme, *Sparus aurata*, *Dicentrarchus labrax*, *Mullus barbatus*, *Epinephelus marginatus*, *Epinephelus costae*, analyse virologique, RT-PCR, infection bactérienne, analyses phylogénétiques, croissance, âge, dynamique des populations, côte algérienne.

Abstract

This study focuses on five species of perciform fish from various sites along the Algerian coast [the brown grouper (*Epinephelus marginatus*), the goldblotch grouper (*Epinephelus costae*); the gilt-head bream (*Sparus aurata*); the European sea bass (*Dicentrarchus labrax*); and the red mullet (*Mullus barbatus*)].

Biometric analyses and the indirect study of growth conducted on the two populations of the European sea bass (*Dicentrarchus labrax*) and gilt-head bream (*Sparus aurata*) showed that the European sea bass exhibits negative allometric growth ($b < 3$), meaning it grows in length more than it thickens, whereas the gilt-head bream shows positive allometric growth ($b > 3$), indicating that its weight increases faster than its body length. The estimated age of 2 years for gilt-head bream and 4 years for the European sea bass reveals that these are two young and relatively homogeneous populations.

The five fish species were examined to detect the presence of potential pathogenic microorganisms, notably betanodavirus (responsible for VER disease) and bacterial infections caused by two bacteria (*Vibrio harveyi* and *Photobacterium* spp.). Virological analysis based on RT-PCR detected the presence of betanodavirus in a few individuals of the species *Epinephelus costae* [including three individuals from the central Algerian coast (two from Algiers and one from Gouraya) and four from the west (Mostaganem)]. Furthermore, this virus was only detected at a low rate in European sea bass (*D. labrax*) from the port of Salamandre and in red mullet (*M. barbatus*) from the port of Béni-Saf. As for bacterial infection, it was mainly observed in *D. labrax* from the Honaine aquaculture farm and in a few individuals of *Mullus barbatus* from the wild station at Béni-Saf.

Phylogenetic analyses of partial sequences of the viral genome fragments RNA1 and RNA2 revealed the presence of the red-spotted grouper nervous necrosis virus genotype (RGNNV), closely related to strains previously detected in Algerian groupers and wild groupers from Spain. All individuals of the gilthead sea bream (*S. aurata*) appear to be resistant to the bacterium *Vibrio harveyi* but susceptible to the bacterium *Photobacterium* spp. The results of this study confirm that VER disease is endemic in grouper populations in Algeria, which could be a key factor contributing to the observed decline of their population.

Keywords: Perciform fish, *Sparus aurata*, *Dicentrarchus labrax*, *Mullus barbatus*, *Epinephelus marginatus*, *Epinephelus costae*, virological analysis, RT-PCR, bacterial infection, phylogenetic analyses, growth, age, population dynamics, Algerian coast.

ملخص

تركزت هذه الدراسة على خمس أنواع من الأسماك العظمية البحرية ذات الأهمية البيئية والاقتصادية، جُمعت من عدة مواقع موزعة على طول الساحل الجزائري، وهي: الهامور البرتقالي (*Epinephelus costae*) ، والهامور البني (*Epinephelus marginatus*)، والقاجوج (*Sparus aurata*) ، والقاروص الأوروبي (*Dicentrarchus labrax*) ، والبربوني الأحمر (*Mullus barbatus*). وقد خضعت هذه الأنواع لفحوصات مرضية وجزئية للكشف عن بعض العوامل الممرضة المحتملة، شملت فيروس Bétanodavirus المسبب لمرض اعتلال الدماغ والشبكية الفيروسي (VER) ، إضافة إلى العدوى البكتيرية الناتجة عن *Vibrio harveyi* و *Photobacterium spp.*

أُجريت التحاليل البيومترية ودراسة النمو غير المباشرة على مجموعتي القاروص الأوروبي والقاجوج، وذلك وفقاً لتوفر عينات كافية لإجراء التحاليل الإحصائية، في حين لم يكن من الممكن إجراء متابعة شهرية لهذين النوعين بسبب عدم انتظام توفرهما في المصيد على مدار السنة. وأظهرت النتائج أن القاروص الأوروبي يتميز بنمو ألويمري سلبي، حيث يزداد طوله بوتيرة أسرع من زيادة وزنه مع التقدم في العمر، في حين أظهر القاجوج نمواً ألويمرياً إيجابياً يعكس زيادة أسرع في الوزن مقارنة بالطول. كما بينت تقديرات العمر أن أفراد القاروص الأوروبي لا يتجاوز عمرها حوالي أربع سنوات، بينما بلغ العمر الأقصى للقاجوج حوالي سنتين، مما يشير إلى أن المجموعتين المدروستين تتكونان من أفراد فنية نسبياً ومتجانسة من حيث التركيب العمري.

وأظهرت التحاليل الفيروسية باستعمال تقنية RT-PCR وجود فيروس Bétanodavirus لدى أربعة أفراد من الهامور البرتقالي (*Epinephelus costae*) ، منها فردان من القطاع الأوسط للساحل الجزائري (الجزائر العاصمة)، وفرد واحد من قوراية (تيزازة)، وفرد واحد من القطاع الغربي (مستغانم). كما تم تسجيل وجود الفيروس، وبمستوى انتشار منخفض، لدى القاروص الأوروبي (*Dicentrarchus labrax*) من ميناء صلامندر، ولدى البربوني الأحمر (*Mullus barbatus*) من ميناء بني صاف.

أما الفحوصات البكتريولوجية، فقد كشفت عن وجود *Vibrio harveyi* أساساً لدى القاروص الأوروبي القادم من مزرعة تربية المائيات ببني حواء، كما سُجلت الإصابة ببكتيريا *Photobacterium spp.* لدى بعض أفراد البربوني الأحمر من محطة بني صاف.

كما بينت التحليلات الوراثية للتسلسلات الجزئية للجين الفيروسي أن العزلات المكتشفة تنتمي إلى النمط الوراثي RGNNV، وهو النمط الأكثر شيوعاً لدى الأسماك البحرية، ويتميز بتقارب وراثي كبير مع عزلات سبق تسجيلها في أسماك الهامور بالجزائر وفي الهامور البري بإسبانيا.

تؤكد نتائج هذه الدراسة وجود فيروس Bétanodavirus بشكل مستوطن في بعض تجمعات الأسماك البحرية على طول الساحل الجزائري، كما تبرز أهمية المراقبة الصحية المستمرة للأحياء المائية من أجل الكشف المبكر عن العوامل الممرضة وتقييم تأثيرها في صحة الأسماك واستدامة الموارد السمكية، خاصة في ظل تنامي أنشطة الصيد البحري وتربية المائيات.

الكلمات المفتاحية: أسماك قشرية *Sparus aurata*, *Dicentrarchus labrax*, *Mullus barbatus*, *Epinephelus marginatus*, *Epinephelus costae*، تحليل فيروسي، RT-PCR عدوى بكتيرية، تحليلات وراثية نسالية، النمو، العمر، ديناميكية، الجماعات، الساحل الجزائري.

العلمُ مُبلِغُ قومٍ ذرْوَةَ الشَّرَفِ
وصاحبُ العلمِ محفوظٌ من التَّلَفِ

يا صاحبَ العلمِ مهلاً لا تُدَيِّسُهُ
بالموبقاتِ فما للعلمِ من خَلَفِ

العلمُ يرفعُ بيتاً لا عِمَادَ لَهُ
والجهلُ يهدمُ بيتَ العِزِّ والشَّرَفِ

الأصبهاني

Remerciement

Je tiens avant tout à remercier Dieu, le Tout-Puissant, de m'avoir guidée sur la bonne voie, celle du savoir et de la lumière, et de m'avoir accordé la santé, la patience et le courage durant toutes ces années d'études.

Au terme de ce modeste travail, je suis très heureuse de pouvoir exprimer ma gratitude à toute personne ayant contribué, de près ou de loin, à la réalisation de cette thèse de doctorat.

Mes plus sincères remerciements vont tout particulièrement à mon directeur de thèse, M. MEZALI Karim, Professeur à l'Université Abdelhamid Ibn Badis de Mostaganem et Directeur du Laboratoire de Protection, Valorisation des Ressources Marines et Littorales et Systématique Moléculaire. Merci de m'avoir accompagnée durant ce long parcours ; je vous en suis profondément reconnaissante. Je vous remercie vivement pour le temps consacré à l'encadrement, à l'organisation et au remaniement de cette thèse. Je tiens également à vous exprimer toute ma gratitude pour m'avoir initiée à la recherche dans le domaine de la phylogénétique et pour avoir été une véritable source d'inspiration à travers vos conseils judicieux, vos orientations, vos encouragements et, surtout, votre patience.

Vos remarques pertinentes et votre investissement constant m'ont permis d'avancer à grands pas dans ma formation doctorale. Cette thèse n'aurait pu voir le jour sans vos conseils scientifiques, vos encouragements continus, vos critiques constructives et votre grande rigueur, qui ont contribué de manière inestimable à ma formation de chercheuse. Je vous remercie également pour le temps précieux que vous m'avez consacré afin de restructurer et corriger minutieusement les articles scientifiques ainsi que la présente thèse, et surtout pour m'avoir fait découvrir ce domaine passionnant qu'est la pathologie des poissons et la phylogénétique des virus des mérous.

J'adresse mes vifs remerciements au Professeur CHADLI Rabah, enseignant-chercheur au département de biologie de l'Université Abdelhamid Ibn Badis de Mostaganem, pour l'honneur qu'il me fait en acceptant de présider le jury de ma soutenance. Je lui témoigne une grande estime et un profond respect.

Je remercie également les membres du jury examinateurs qui ont accepté d'évaluer ce modeste travail.

Je tiens à remercier tout particulièrement Monsieur ABI-AYAD Sidi-Mohammed El-Amine, Professeur au département de biotechnologie à la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie (Université Oran 1 Ahmed Ben Bella) et Directeur du laboratoire d'Aquaculture et de Bioremédiation (AQUABIOR), qui a accepté d'examiner ce travail malgré ses nombreuses responsabilités, ce qui m'honore profondément.

J'exprime ma profonde gratitude à Monsieur DERBAL Farid, Professeur à l'Université Badji Mokhtar – Annaba, pour avoir accepté d'évaluer cette thèse malgré la distance. Votre présence apporte une valeur ajoutée à ce travail.

Je remercie Madame BENAMAR Narjess, Professeur au département des Sciences de la Mer et de l'Aquaculture, Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie (Université Abdelhamid Ibn Badis de Mostaganem), que j'estime et respecte profondément, d'avoir accepté de faire partie de mon jury.

Je remercie chaleureusement Madame le Professeur SOUALILI Dina Lila d'avoir accepté de faire partie des membres du jury et d'examiner ce modeste travail, en me faisant bénéficier de ses précieuses remarques.

Je tiens à exprimer toute ma reconnaissance à Madame le Professeur TOFFAN Anna pour son accueil chaleureux au sein du Laboratoire de virologie de l'Istituto Zooprofilattico Sperimentale delle Venezie (Italie). Je la remercie pour son aide précieuse lors des analyses virologiques, pour avoir mis à ma disposition les moyens nécessaires au bon déroulement de mon stage, ainsi que pour ses encouragements et sa bienveillance.

Mes sincères remerciements s'adressent également à Mme BIASINI Lorena, Mme BURTIN Alessandra et Mme BERTTO Paola, de l'Istituto Zooprofilattico Sperimentale delle Venezie (Italie), pour leur précieuse collaboration lors des analyses virologiques.

Je tiens à exprimer ma profonde gratitude à l'ensemble du personnel de laboratoire de l'Agence nationale de sécurité sanitaire de l'alimentation, de l'environnement et du travail (ANSES), ainsi qu'à celui de l'Ifremer de Brest (France). Je les remercie chaleureusement pour leur soutien et leur disponibilité tout au long de mon stage. Je remercie tout particulièrement Mme LOUBOUTIN Lénaïg, Mme GRIPPON Pauline, Mme BAUD Marine, M. BIGARRE Laurent, ainsi que Mme LEBIHAN Claire pour leur aide précieuse.

Je remercie la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie (Université Abdelhamid Ibn Badis de Mostaganem) pour le soutien financier accordé afin d'effectuer un stage à l'Ifremer de Brest (France) ainsi qu'à l'Institut Zooprofilattico Sperimentale delle Venezie (Italie).

Je tiens également à remercier Mme BENHALOU Miaad, ingénieure au laboratoire LPVRMLSM, pour son aide dans la réalisation de la partie expérimentale de cette thèse.

Je remercie M. BENZAIT Hocine, Chef du département des Sciences de la Mer et de l'Aquaculture de la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie (Université de Mostaganem), pour m'avoir appris à concilier enseignement et recherche.

Je tiens à remercier mes amis et collègues du laboratoire LPVRMLSM (ZERROUAL Hanane, MADANI Sihem, BENAROUS Ahlem, BENHADDA Abir, BELKACEM Nourel Houda, BOUTALEB Amina, TAHLAITI Amina et RABHI Mohammed) pour leur aide et leurs encouragements tout au long de la réalisation de cette thèse.

Un grand merci aux anciens doctorants du LPVRMLSM (BOUKEDJOUTA Rachid, KHODJA Ihcene et LEBOUAZDA Zineb) pour leur aide et leurs précieux conseils durant ces années de doctorat.

Enfin, merci à toutes les personnes ayant contribué de près ou de loin à ce travail, notamment les techniciens des fermes aquacoles de la côte algérienne, les pêcheurs et les vendeurs de poissons.

Dédicace

Je dédie ce modeste travail à tous ceux qui me sont chers.

À mes parents,

Aucune dédicace ne saurait exprimer mon respect, mon amour éternel et ma profonde gratitude pour les sacrifices que vous avez consentis pour mon instruction et mon bien-être.

À celui qui a tenu ma petite main lors de mon premier jour d'école.

À la prunelle de mes yeux, à mon père, qui a été présent à chaque étape de ma vie et m'a guidée par ses précieux conseils. Que dieu tout-puissant vous accorde santé, bonheur et longue vie.

À ma mère, je te remercie pour tout le soutien et l'amour que tu m'as donnés depuis mon enfance. J'espère que ta bénédiction m'accompagnera toujours.

À mes frères et mes sœurs, qui sont toujours là pour moi.

À tous mes enseignants.

À mes amies, qui ont fait de ce parcours un souvenir inoubliable.

Sihem Benmokrane

Liste des abréviations

FAO : Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture

UICN : Union Internationale pour la Conservation de la Nature

IZS_{Ve} : Istituto Zooprofilattico Sperimentale delle Venezie (Institut italien de santé animale)

VPg (Protéine VPg) : Viral Protein genome-linked → protéine virale liée au génome ARN

ARN : Acide ribonucléique

RT-PCR : Reverse Transcription Polymerase Chain Reaction → PCR après transcription inverse (ARN → ADN)

qPCR : Quantitative Polymerase Chain Reaction → PCR quantitative en temps réel

SYBR : Colorant fluorescent (SYBR Green) utilisé pour détecter l'ADN en qPCR

Ct (Cycle threshold) : Nombre de cycles nécessaires pour détecter le signal → indicateur de quantité d'ARN/ADN

Tampon TE : Tris-EDTA buffer → solution utilisée pour stabiliser l'ADN/ARN

Tris : Tris (hydroxyméthyl)aminométhane → agent tampon

EDTA : Acide éthylènediaminetétraacétique → chélateur d'ions métalliques (protège l'ADN/ARN)

MEM : Minimum Essential Medium

SSN-1 : Striped Snakehead cell line « Lignée cellulaire dérivée du poisson serpent à bandes »

L_∞ : la longueur asymptotique

P_∞ : le poids asymptotique

K : le taux de croissance annuel.

Lt : longueur totale du poisson

Pt : poids total du poisson

Liste des Figures

Figure 1. Principales espèces de sparidés communs en Méditerranée (FAO, 2007)	6
Figure 2. Morphologie externe de la dorade royale <i>Sparus aurata</i> (Benmokrane S, 2024).....	8
Figure 3. Répartition géographique de <i>Sparus aurata</i> (www.fishbase.se).....	9
Figure 4. Morphologie externe du bar européen <i>Dicentrarchus labrax</i> (Photo prise par Benmokrane S, 2025)	13
Figure 5. Répartition géographique de <i>Dicentrarchus labrax</i> (www.fishbase.se)	14
Figure 6. Morphologie externe de <i>Mullus barbatus</i> (www.fishbase.se)	19
Figure 7. Répartition géographique de <i>Mullus barbatus</i> (www.sealifebase.org).	20
Figure 8. Morphologie externe du mérou brun (www.fishbase.se)	24
Figure 9. Répartition géographique de l'espèce <i>E. marginatus</i> (www.fishbase.se).	25
Figure 10. Morphologie externe de l'espèce <i>E. costae</i> (Photo prise par S. Benmokrane, 2025)	30
Figure 11. Répartition géographique de l'espèce <i>E. costae</i> (www.fishbase.se).....	31
Figure 12. Les principales pièces calcifiées utilisées pour l'étude de l'âge et de la croissance des poissons (Source Web of Science, 1976 et 2024).	36
Figure 13. Schéma de l'oreille interne d'un poisson (modifié d'après Secor <i>et al.</i> , 1992).	37
Figure 14. Structure de la particule de type virus de la nécrose nerveuse du mérou (GNNV-LP). (A) Représentation en ruban de la sous-unité C de la GNNV-LP. Le N-ARM désordonné (résidu 1e33, gris), le Narm (résidus 34e51, magenta), le domaine S (résidus 52e213, rouge), la région de liaison (résidus 214e220, bleu), le domaine P (résidus 221e338, cyan) et l'ion Ca ²⁺ (sphère jaune) sont représentés. (B) Diagramme topologique du CP GNNV avec les hélices et les brins représentés respectivement par des cylindres et des flèches. La topologie 1D de la sous-unité C est codée par couleur comme dans B. (Chen <i>et al.</i> , 2001).....	45
Figure 15. Aperçu schématisé du cycle de réplication du bétanodavirus dans l'organisme hôte. (http://smart.servier.com/)	47
Figure 16. Répartition des géotypes du virus de la nécrose nerveuse (NNV) dans le monde (http://smart.servier.com/)	49
Figure 17. Localisation des sites d'échantillonnages des espèces étudiées (<i>Dicentrarchus labrax</i> ; <i>Sparus aurata</i> ; <i>Mullus barbatus</i> ; <i>Epinephelus costae</i> ; <i>Epinephelus marginatus</i>) ...	60
Figure 18. Morphologie externe des trois espèces de poissons perciformes étudiés (A : <i>Dicentrarchus labrax</i> , B : <i>Sparus aurata</i> , C : <i>Mullus barbatus</i> , D : <i>Epinephelus costae</i> , E : <i>Epinephelus marginatus</i>) (Photos prises par S. Benmokrane, 2025).	61

Figure 19. Mesure effectuée des caractères métriques chez la dorade royale <i>Sparus aurata</i> Lt : longueur totale ; Lf : longueur à la fourche ; Ls : longueur standard ; Lc : longueur céphalique; Lpd : longueur pré-dorsale ; Po : longueur pré-orbitaire ; Do : Diamètre orbitaire ; Po : longueur post-orbitaire ; Ec : épaisseur du corps ; Hc : hauteur du corps ;Hpc : hauteur du pédoncule caudal ; Lmax: longueur du maxillaire ;LPP: longueur prépectorale ;Lpp: longueur post-pectorale ;Lpa: longueur post-anale ; Eio: espace interorbitaire.....	62
Figure 20. Observation des otolithes des deux espèces étudiées (<i>Sparus aurata</i> et <i>Dicentrarchus labrax</i>).....	65
Figure 21. Otolithe de <i>Sparus aurata</i> (Benmokrane S, 2025)	79
Figure 22. Otolithe de <i>Dicentrarchus labrax</i> (Benmokrane S, 2025).....	80
Figure 23. Histogramme de la distribution fréquence de taille de la dorade royale <i>Sparus aurata</i> de la côte ouest algérienne.	81
Figure 24. Histogramme de la distribution fréquence de taille de bar européen <i>Dicentrarchus labrax</i> de la côte ouest algérienne.	82
Figure 25. Décomposition de la distribution de fréquences de tailles de la dorade royale <i>Sparus aurata</i> en cohortes par la méthode de Bhattacharya.	83
Figure 26. Décomposition de la distribution de fréquences de tailles de bar européen <i>Dicentrarchus labrax</i> en cohortes par la méthode de Bhattacharya	84
Figure 27. Détermination de L_{∞} et Z/K de la dorade royale <i>Sparus aurata</i> par la méthode de Powell- Wetherall.....	85
Figure 28. Détermination de L_{∞} et K de la dorade royale <i>Sparus aurata</i> par la méthode d'Elefan.....	86
Figure 29. Détermination de L_{∞} et Z/K du bar européen <i>Dicentrarchus labrax</i> par la méthode de Powell- Wetherall.	87
Figure 30. Détermination de L_{∞} et K de l'espèce <i>Dicentrarchus labrax</i> par la méthode d'Elefan.....	88
Figure 31. La croissance linéaire de deux espèces ; A : <i>Sparus aurata</i> ; B : <i>Dicentrarchus labrax</i>	89
Figure 32. Relation taille-poids des deux espèces ; A : <i>Sparus aurata</i> ; B : <i>Dicentrarchus labrax</i> de la côte ouest algérien.	91
Figure 33. La croissance pondérale de deux espèces ; A : <i>Dicentrarchus labrax</i> ; B : <i>Sparus aurata</i>	91
Figure 34. Résultats de la RT-PCR de l'ensemble des échantillons congelés (<i>Dicentrarchus labrax</i> , <i>Sparus aurata</i> et <i>Mullus barbatus</i>) [Vert : amplification de la bactérie MS2 ; rouge :	

amplification du témoin positif du bétanodavirus (T+) ; violet : amplification du bétanodavirus qui existe dans les échantillons de trois espèces] ; B : Résultats de la RT-PCR des échantillons fixés dans le RNA-later (*Dicentrarchus labrax* et *Sparus aurata*) et les surnageants de la culture cellulaire des deux individus (VV46 de *Dicentrarchus labrax* et VV55 de *Mullus barbatus*) qui apparaissent précédemment positives a la RT-PCR [Vert: amplification de la bactérie MS2 ; Rouge : amplification du témoin positif du bétanodavirus (T+) ; Violet : amplification de bétanodavirus qui existe dans les échantillons fixés dans le RNA-later ; Bleu : amplification des échantillons en culture cellulaire]93

Figure 35. Résultats de la PCR des échantillons congelés (*Dicentractus labrax*, *Sparus aurata* et *Mullus barbatus*), amplification : amplification de *Vibrio harveyi* qui existe dans les échantillons des trois espèces de poissons étudiées, RFU : unités de fluorescence relative. ...94

Figure 36. Arbre phylogénétique de type « neighbour-joining » (NJ) basé sur les séquences nucléotidiques de l'ARN1 (A) et de l'ARN2 (B). Les bétanodavirus collectés dans le cadre de ce travail sont mis en évidence par des cercles noirs. Les séquences précédemment détectées (Kara *et al.*, 2014 ; Boukedjouta *et al.*, 2020) sont marquées par des cercles blancs. Les chiffres aux points de ramification représentent les valeurs bootstrap exprimées en pourcentage (seules les valeurs bootstrap exprimées sont indiquées). RNA1 et RNA2 (B) sont indiqués sur les branches principales. La barre d'échelle représente le nombre de substitutions par site.96

Liste des Tableaux

Tableau 1. Noms vernaculaires de la dorade royale <i>Sparus aurata</i> dans différents pays	7
Tableau 2. Noms vernaculaires du bar européen <i>Dicentrarchus labrax</i> dans différents pays	12
Tableau 3. Les noms vernaculaires du rouget de vase <i>Mullus barbatus</i> dans différents pays.	18
Tableau 4. Les noms vernaculaires du mérou brun <i>E. marginatus</i> dans différents pays	23
Tableau 5. Les appellations vernaculaires de la badèche <i>E. costae</i> dans différents pays	29
Tableau 6. Principales maladies affectant les poissons marins	41
Tableau 7. Attribution d'un âge par dénombrement de n zones translucides	66
Tableau 8. Distribution de fréquence de taille de la dorade royale <i>Sparus aurata</i>	81
Tableau 9. Distribution de fréquence de taille du bar européen <i>Dicentrarchus labrax</i>	82
Tableau 10. Clé âge longueur de la dorade royale <i>Sparus aurata</i> obtenu à partir de la méthode indirecte (Bhattacharya ,1967).	83
Tableau 11. Clé âge longueur de bar européen <i>Dicentrarchus labrax</i> obtenu à partir de la méthode indirecte (Bhattacharya ,1967).	84
Tableau 12. Résumé de paramètres de croissance estimés pour <i>Dicentrarchus labrax</i> et <i>Sparus aurata</i>	88
Tableau 13. Paramètres des relations linéaires entre la taille du poisson ($LT = a \times b$) et les mensurations biométriques des deux espèces : la dorade royale et le bar européen. (LT : longueur totale, LS : longueur standard, LF : longueur à la fourche, Hc : hauteur du corps, Lc : longueur de la tête)	90
Tableau 14. Résumé de paramètres de la relation taille-poids de deux espèces <i>S. aurata</i> et <i>D. labrax</i>	90
Tableau 15. Les valeurs de la PCR quantitative pour la détection de la bactérie <i>Vibrio harveyi</i> chez les trois espèces de poissons étudiées ; Ech : échantillon ; Cq : nombre de cycles ; SQ : la moyenne de la "Sarting Quantity" (la quantité initiale de l'ADN ou de l'ARN cible dans l'échantillon d'origine), Pool E= <i>Sparus aurata</i> / et les pools A, F, J et I= <i>Dicentrarchus labrax</i> / les individus VV53, VV55 et VV56= <i>Mullus barbatus</i>	94
Tableau 16. les paramètres de la croissance de <i>Sparus aurata</i> selon la littérature	99
Tableau 17. Les paramètres de la croissance de <i>Dicentrarchus labrax</i> selon la littérature	100

Sommaire

Liste des abréviations

Liste des Figures

Liste des Tableaux

Introduction.....1

Chapitre I : Etude bibliographique.....5

Chapitre I.1. Présentation des espèces étudiées.....5

I.1.1. La dorade royale (*Sparus aurata*).....5

I.1.1.1. Systématique et position taxonomique.....5

I.1.1.2.Synonymes taxonomiques6

I.1.1.3. Synonymes et appellations vernaculaires.....7

I.1.1.4. Caractères distinctifs de *Sparus aurata*.....7

I.1.1.5.Distribution géographique8

I.1.1.6. Reproduction.....9

I.1.1.7. Statut écologique et vulnérabilité.....9

I.1.1.8. Intérêt économique.....10

I.1.2. Le bar européen (*Dicentrarchus labrax*).....11

I.1.2.1.Systématique et position taxonomique.....11

I.1.2.2.Synonymes taxonomiques11

I.1.2.3.Synonymes et appellations vernaculaires.....12

I.1.2.5. Distribution géographique13

I.1.2.6. Reproduction.....14

I.1.2.7. Statut Ecologique et vulnérabilité15

I.1.2.8. Intérêt économique.....15

I.1.3. Le rouget de vase (*Mullus barbatus*)16

I.1.3.1. Systématique et position taxonomique.....16

I.1.3.2.Synonymes taxonomiques17

I.1.3.3. Synonymes et appellations vernaculaires.....17

I.1.3.4. Caractères distinctifs du rouget de vase18

I.1.3.5. Distribution géographique19

I.1.3.6. Reproduction.....20

I.1.3.7. Statut écologique et vulnérabilité.....20

I.1.3.8. Intérêt économique.....21

I.1.4. Le mérou (Famille : Epinephelidae)21

I.1.4.1. Le mérou brun (*Epinephelus marginatus*).....22

I.1.4.1.1.Systématique et position taxonomique.....22

I.1.4.1.2.Synonymes taxonomiques	22
I.1.4.1.4.Caractères distinctifs d' <i>Epinephelus marginatus</i>	23
I.1.4.1.5. Distribution géographique	24
I.1.4.1.6. Reproduction	25
I.1.4.1.7. Statut écologique et vulnérabilité	26
I.1.4.1.8. Intérêt économique	26
I.1.4.2. La badèche (<i>Epinephelus costae</i>).....	27
I.1.4.2.1. Systématique et position taxonomique	27
I.1.4.2.2.Synonymes taxonomiques	28
I.1.4.2.3. Synonymes et appellations vernaculaires	28
I.1.4.2.4. Caractères distinctifs d' <i>Epinephelus costae</i>	29
I.1.4.2.5. Distribution géographique	30
I.1.4.2.6. Reproduction	31
I.1.4.2.7. Statut écologique et vulnérabilité	31
I.1.4.2.8. Intérêt économique	32
 Chapitre I.2. Les otolithes des poissons perciformes et détermination directe de l'âge à partir de ces structures	33
I.2.1. La sclérochronologie.....	34
I.2.2. Structure et formation des otolithes chez les Perciformes	36
I.2.3.Prélèvement d'otolithes	38
I.2.4.Les différents types d'acquisition d'images de pièces calcifiées	38
I.2.5.Estimation de l'âge à partir des otolithes	39
 Chapitre I. 3. Les maladies chez les poissons	40
I.3. Les maladies chez les poissons	41
I.3.1. Mécanismes et causes principales	41
I.3.2. Les maladies virales	42
I.3.2.1. Encéphalopathie et Rétinopathie Virale (VER).....	42
I.3.2.1.1. Historique de la maladie	43
I.3.2.1.2. Génome et morphologie du virus.....	44
I.3.2.1.3. Classification taxonomique	45
I.3.2.1.4. Réplication virale	46
I.3.2.1.5. Transmission du NNV	47
I.3.2.1.6. Répartition géographique et gamme d'hôtes.....	48
I.3.2.1.7. Le traitement et prévention et gestion en élevage	49
I.3.3. Les maladies bactériennes	51

I.3.3.1. Caractéristiques des bactéries	51
I.3.3.2. Composition de la paroi cellulaire	51
I.3.3.3. Pathogénie et classification	52
I.3.3.4. Signes cliniques	52
I.3.3.5. La vibriose	53
I.3.3.5.1. <i>Vibrio harveyi</i>	53
I.3.3.5.2. <i>Photobactérium</i>	54
I.3.3.5.3. Les signes cliniques de la vibriose	54
I.3.3.6. Traitement contre les maladies bactériennes	55
I.3.3.6.1. Principales options thérapeutiques et préventives	55
I.3.4. Utilisation de l'intelligence artificielle pour surveiller les poissons contre les maladies	56
 Chapitre II : Matériel et méthodes.....	58
II.1. Sites étudiés et échantillonnage	59
II.2.1. Caractères métriques.....	62
II.2. 2.Estimation de l'âge	63
II.2.2.1. Méthode directe.....	63
II.2.2.1.1. Prélèvement des otolithes.....	63
II.2.2.1.2.Détermination de l'âge.....	65
II.2.2.2. Méthode indirecte	66
II.2.2.2.1. La méthode de Bhattacharya	66
II.3. Etude de la croissance.....	67
II.3.1.Croissance linéaire.....	67
II.3. 1.1.Analyse des structures d'âge	68
II.3. 1.1.1.Méthode de Tomlinson-Abramson (1961 in Harchouche, 2006).....	68
II.3.1.2. Analyse des structures de taille	68
II.3.2.1. Méthode de Powell Wetherall (1979).....	69
II.3.2.3.Méthode ELEFAN.....	70
II.3.2. Croissance relative.....	70
II.3.2.1. Relations biométriques.....	70
II.3.2.2.Relation taille-poids.....	71
II.3.3. Croissance pondérale : modèle de von Bertalanffy	71
II.4.Analyse virologique.....	72
II.4.1. Culture cellulaire	72
II.4.2. Histologie	73
II.4.3. Extraction de l'ARN	73

II.4.4. RT-PCR et méthode basée sur les gènes de ménage	73
II.4.5. Génotypage, séquençage et analyse phylogénétique	74
II.5. Analyse bactériologique	75
II.5.1. Analyse ciblant <i>Vibrio harveyi</i>	75
II.5.2. Analyse ciblant <i>Photobactérium</i>	75
III.1. Résultats et discussion.....	77
III.1.1. Age et croissance.....	77
III.1.1.1 Estimation de l'âge par méthode directe : Otolithométrie.....	77
III.1.1. 1.1. La description des otolithes de <i>Sparus aurata</i>	77
III.1.1.1.2. La description des otolithes de <i>Dicentrarchus labrax</i>	79
III.1.1.2. Méthode indirecte (Méthode de Bhattacharya).....	80
III.1.2.1. Croissance linéaire	84
III.1.2.1.1. Estimation des paramètres de la croissance de la dorade royale	84
III.1.2.1.2. Estimation des paramètres de la croissance du bar européen	86
III.1.2.1.3. Elaboration de la courbe de Von Bertalanffy.....	89
III.1.2.2. Croissance relative.....	89
III.1.2.2.1. Relations biométriques	89
III.1.2.2.2. La relation taille –poids	90
III.1.3. Analyse virologique chez la dorade royale, le bar européen et le rouget de vase.....	92
III.1.3.1. Isolement du virus	92
III.1.3.2. Résultats de la RT-PCR	92
III.1.4. Analyse bactériologique chez la dorade royale, le bar européen et le rouget de vase	93
III.1.4.1. Résultats des analyses bactériologiques ciblant <i>Vibrio harveyi</i>	93
III.1.4.2. Résultats des analyses bactériologiques ciblant <i>photobacterium</i>	94
III.1.5.1. Isolement du virus et histologie chez le mérou brun et la badèche	95
III.1.5.2. Real –time PCR, housekeeping PCR et séquençage de l'ARN chez le mérou brun et la badèche	95
III.1.5.3. Analyse phylogénétique.....	95
III.2. Discussion.....	97
III.2. 1. Age et croissance.....	97
III.2.2. Analyse virologique et bactériologique	100
Conclusion générale	103
Références bibliographiques	107

Annexe	141
Travaux réalisés.....	147
.....	148

Introduction générale

Introduction

La pêche et l'aquaculture jouent un rôle crucial en Algérie, tant pour l'économie nationale que pour la sécurité alimentaire. Malgré un littoral riche de près de 2 148 km et une biodiversité marine importante, la production halieutique reste en deçà de son potentiel, avec environ 79 200 tonnes de captures en 2021, alors que le rendement potentiel est estimé à plus de 220 000 tonnes par an. L'aquaculture, bien que sous-développée (4 779 tonnes en 2021), connaît une croissance rapide grâce à des plans stratégiques et au soutien gouvernemental, visant à diversifier la production et à renforcer la sécurité alimentaire (Taguemount *et al.*, 2023 ; Chine *et al.*, 2025).

Les perciformes forment l'un des plus grands et des plus diversifiés ordres de poissons, regroupant de nombreuses familles présentes dans des habitats marins et d'eau douce à travers le monde. Les recherches récentes en phylogénie moléculaire ont permis de clarifier leur classification, révélant que le groupe traditionnel des perciformes a été redéfini et restreint, avec de nombreuses familles déplacées vers d'autres clades (Smith *et al.*, 2007 ; Sanciangco *et al.*, 2016). Leur succès évolutif s'explique par des innovations morphologiques, comme la diversification des mâchoires pharyngiennes, qui a favorisé l'adaptation à des régimes alimentaires variés. Les perciformes jouent un rôle écologique majeur dans les réseaux trophiques aquatiques et présentent une grande diversité génétique, ce qui leur permet de s'adapter à des environnements extrêmes, notamment grâce à des modifications de leurs gènes du rythme circadien. (Wright *et al.*, 2025).

La pêche des mérous (famille Epinephelidae) et des rougets (*Mullus barbatus*) est essentielle pour de nombreuses économies côtières, mais elle est confrontée à de sérieux défis de durabilité. Les mérous, en particulier, sont très vulnérables à la surpêche en raison de leur croissance lente, de leur longévité et de leur reproduction en agrégations, ce qui les expose à une forte pression de pêche. De nombreuses espèces de mérous sont aujourd'hui menacées, principalement à cause d'une gestion insuffisante, d'une demande commerciale élevée et de la capture de juvéniles. Pour les rougets, la pêche au chalut a un impact important sur les populations et les écosystèmes benthiques, mais des mesures comme l'interdiction du chalutage dans certaines zones ont permis une augmentation notable de leur biomasse et une restauration partielle des communautés marines. Les évaluations récentes montrent que, dans certaines régions, les stocks de rougets restent

dans des limites durables, mais une surveillance continue est nécessaire pour éviter la surexploitation. (Mavruk *et al.*, 2018).

En aquaculture, la dorade (*Sparus aurata*) et le bar européen (*Dicentrarchus labrax*) jouent un rôle écologique important en contribuant à l'équilibre des systèmes de production. Leur élevage dans des systèmes intégrés, comme l'aquaculture multi-trophique intégrée (IMTA), favorise la durabilité en permettant le recyclage des nutriments : les déchets organiques produits par ces poissons servent de ressources pour d'autres organismes (algues, invertébrés), limitant ainsi l'eutrophisation et améliorant la qualité de l'eau de mer. De plus, leur présence influence la diversité microbienne et planctonique, participant ainsi à la stabilité écologique et à la santé globale du système. Cependant, l'aquaculture de la dorade et du bar peut aussi avoir des impacts environnementaux, notamment par les rejets de nutriments et l'utilisation d'aliments, ce qui souligne l'importance d'innovations pour réduire l'empreinte écologique, comme l'optimisation de l'alimentation et l'utilisation d'énergies renouvelables (Kallitsis *et al.*, 2020).

Cependant, le développement de ce secteur et la préservation de la biodiversité marine se heurtent à des défis majeurs, parmi lesquels l'émergence de pathologies infectieuses. Les espèces à forte valeur commerciale, qu'elles soient sauvages ou d'élevage, subissent des menaces sanitaires sévères. C'est notamment le cas du mérrou, chez qui la présence du Bétanodavirus (agent responsable de la nécrose nerveuse virale) a été formellement signalée sur le littoral algérien, d'abord par Kara *et al* (2014) puis confirmée par Boukedjouta *et al* (2020).

Afin de mener à bien cette recherche, nous nous sommes basés sur différentes sources de données ; pour des raisons liées au statut des espèces étudiées. La présente étude suit un plan classique, s'articulant autour de trois chapitres :

Le premier résume la position phylogénique, la systématique ; la distribution biogéographique ainsi que les données Eco biologiques des espèces du genre *Sparus*, *Dicentrarchus*, *Mullus* et *Epinephelus* existantes dans les côtes algériennes à partir d'une synthèse bibliographique des travaux déjà réalisés ;

Le deuxième chapitre est consacré aux matériels et méthode ; l'étude de l'âge des deux espèces *Sparus aurata* et *Dicentrarchus labrax* et la détermination indirecte des paramètres de croissance.

Pour l'évaluation de l'état de santé des bars, des dorades, des rougets et les mérous, des individus ont été collectés à partir de différents sites de la côte algérienne et ont été analysés par des méthodes virologiques et bactériologiques ; un diagnostic nécrosique. Des analyses histologiques sur des coupes des cerveaux et des yeux des individus étudiées ; caractérisations des virus par immunofluorescence. La transcription inverse de l'ARN1 et de l'ARN2 suivie d'une amplification et d'un séquençage de l'ADNc a été utilisée pour la classification virale.

Le troisième chapitre est consacré à une synthèse des résultats, accompagnée d'un ensemble discussions, des recommandations et des perspectives. Cette synthèse est présentée en vue d'une meilleure gestion rationnelle du stock de ces poissons.

Chapitre I : Etude bibliographique

Chapitre I.1 : Présentation des espèces étudiées

Chapitre I : Etude bibliographique

Chapitre I.1. Présentation des espèces étudiées

I.1.1. La dorade royale (*Sparus aurata*)

I.1.1.1. Systématique et position taxonomique

La dorade royale *Sparus aurata* (Linnée, 1758) est un membre de la famille des Sparidés (Sparidae), une famille de l'ordre des Perciformes qui englobe 164 espèces réparties dans 38 genres (Mokbel *et al.*, 2020). En plus la famille Centranchidae a récemment été intégrée à la famille Sparidae (Santini *et al.*, 2014), alors qu'elles étaient auparavant classées comme distinctes et séparées (Golani *et al.*, 2006 ; Nelson, 2006 ; Parenti *et al.*, 2019).

Les espèces de la famille des Sparidae sont caractérisées par un corps fusiforme ou ovale plus ou moins élevé et comprimé de couleur rose, rouge, gris, plus ou moins foncé; reflets argentés; taches, rayures ou bandes transversales ou caché maxillaire longitudinales sombres, la tête est robuste, la bouche petite, une seule nageoire dorsale, les nageoires pectorales généralement longues et pointues; les nageoires pelviennes sont insérées au-dessous de la base des nageoires pectorales; les nageoires caudale sont plus ou moins fourchue. Il existe une seule ligne latérale bien développée et un bord pré operculaire lisse continue jusqu'à la base de la nageoire caudale (Fisher *et al.*, 1987) (Figure 1).

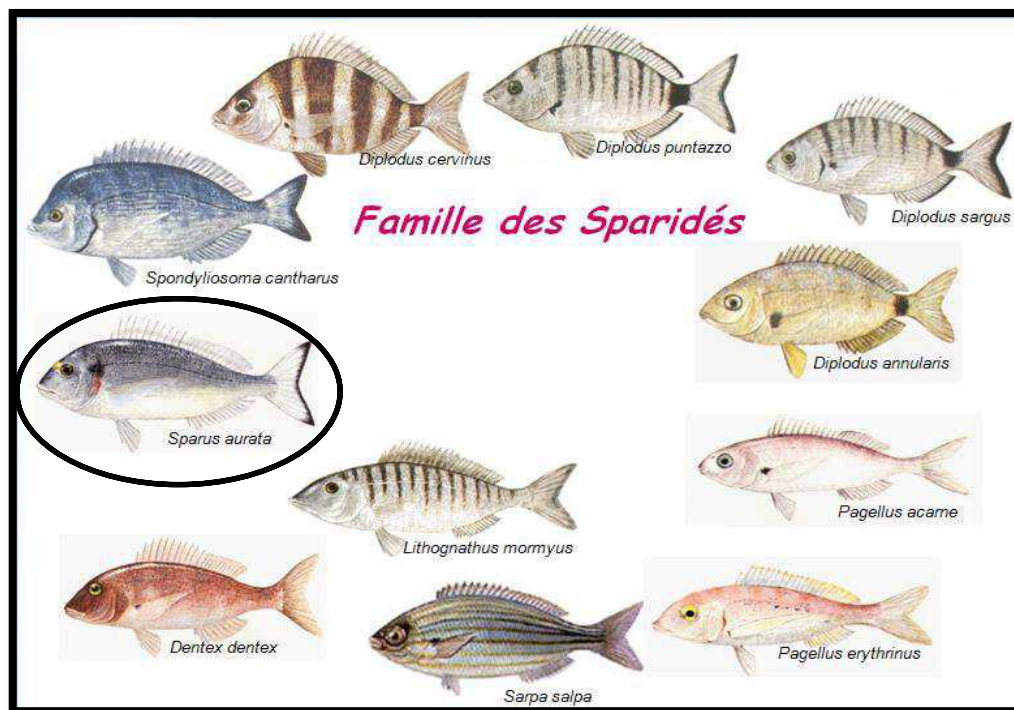


Figure 1. Principales espèces de sparidés communs en Méditerranée (FAO, 2007)

La dorade royale (*Sparus aurata*) est classée selon la position taxonomique suivante :

Phylum	Chordata
Superclasse	Actinopterygii
Classe	Teleostei
Superordre	Acanthopterygii
Ordre	Perciformes
Infra-ordre	Percoidei
Famille	Sparidae
Genre	<i>Sparus</i> (Linnaeus, 1758)
Espèce	<i>aurata</i> (Linnaeus, 1758)

I.1.1.2. Synonymes taxonomiques

Sparus aurata (Linné, 1758)

Sparus auratus (Linné, 1758)

Chrysophrys aurata (Valenciennes, 1830)

I.1.1.3. Synonymes et appellations vernaculaires

La dorade royale (*Sparus aurata*) est connue sous différentes appellations selon les pays, et en Algérie, son nom vernaculaire peut également varier d'une région à une autre (Tableau 1).

Tableau 1. Noms vernaculaires de la dorade royale *Sparus aurata* dans différents pays

Pays	Nom vernaculaire
Angleterre	Gilthead seabream
Espagne	Dorada
France	Dorade royale
Algérie	
Beni-saf	Dora
Alger	Quadjoudj
Dans le reste du pays	Dorade

I.1.1.4. Caractères distinctifs de *Sparus aurata*

Corps ovale, comprimé, la tête est régulièrement convexe, des petits yeux et des joues écailleuses ; préopercule nu ; lèvres épaisses, bouche inférieure, légèrement inclinée, comportant 4 à 6 dents caniniformes antérieures à chaque mâchoire, doublées et suivies sur les côtés de dents plus obtuses, devenant rapidement molariformes en 2 à 4 rangées ; nageoire dorsale à 11 épines et 12 ou 13 rayons mous ; anale à 3 épines et 11 ou 12 rayons mous, les écailles de la ligne latérale sont de 73 à 85.(Sallam *et al.*,2025).

La dorade royale se distingue par sa silhouette argentée en forme de feuille qui évoque la pointe brillante d'une lance, ce qui explique l'appellation du genre « *Sparus* ». Elle se distingue par une large tache noire située à la base de la ligne latérale, s'étendant jusqu'au sommet de l'opercule et bordée d'une zone rougeâtre sur celui-ci, une bande dorée entre les yeux, bordée par deux zones sombres ; le corps présente souvent des lignes longitudinales foncées, une bande noire traverse la dorsale, et la nageoire caudale, en forme de fourche, a des pointes et des bords noirs (Fisher *et al.*,1987) (Figure 1 ; Figure 2).

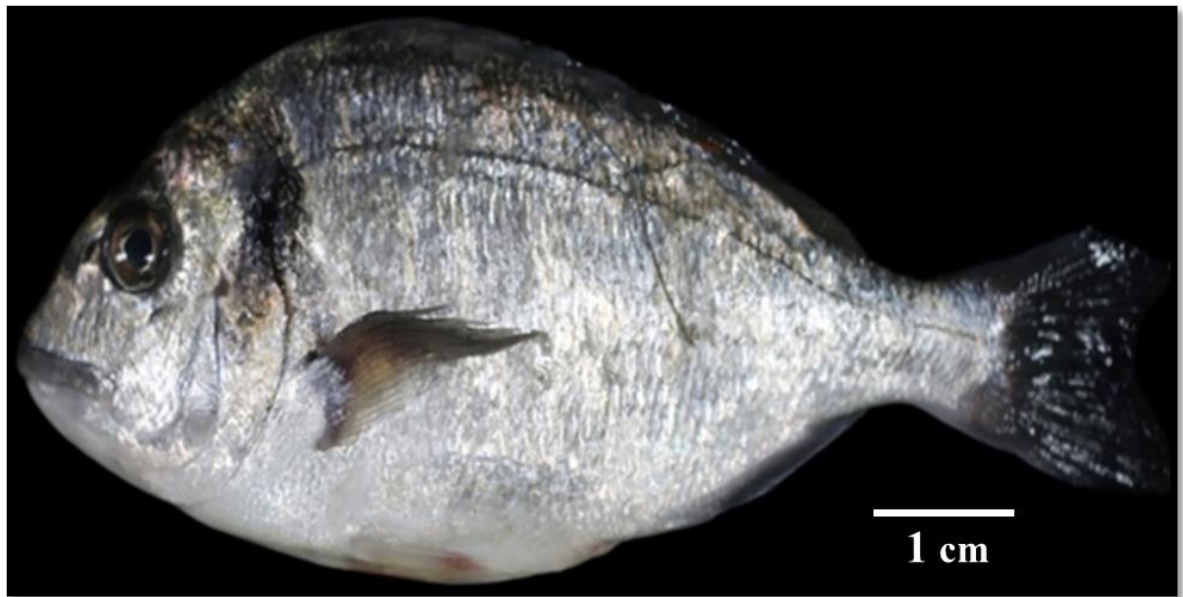


Figure 2. Morphologie externe de la dorade royale *Sparus aurata* (Benmokrane S., 2024)

I.1.1.5. Distribution géographique

La dorade royale est un poisson subtropical, polyvalente qui s'adapte à divers environnements et habitats (marins et lagunaires). Elle est largement répartie dans la mer Noire et la mer Méditerranée occidentale Nord jusqu'au Sud et de la Mer Adriatique vers la Méditerranée orientale. Elle se repartie également dans l'océan Atlantique oriental, la mer Celtique et les eaux froides de la Manche, ainsi que celles des mers scandinaves et nordiques (Manilo *et al.*,2019) (Figure 3).

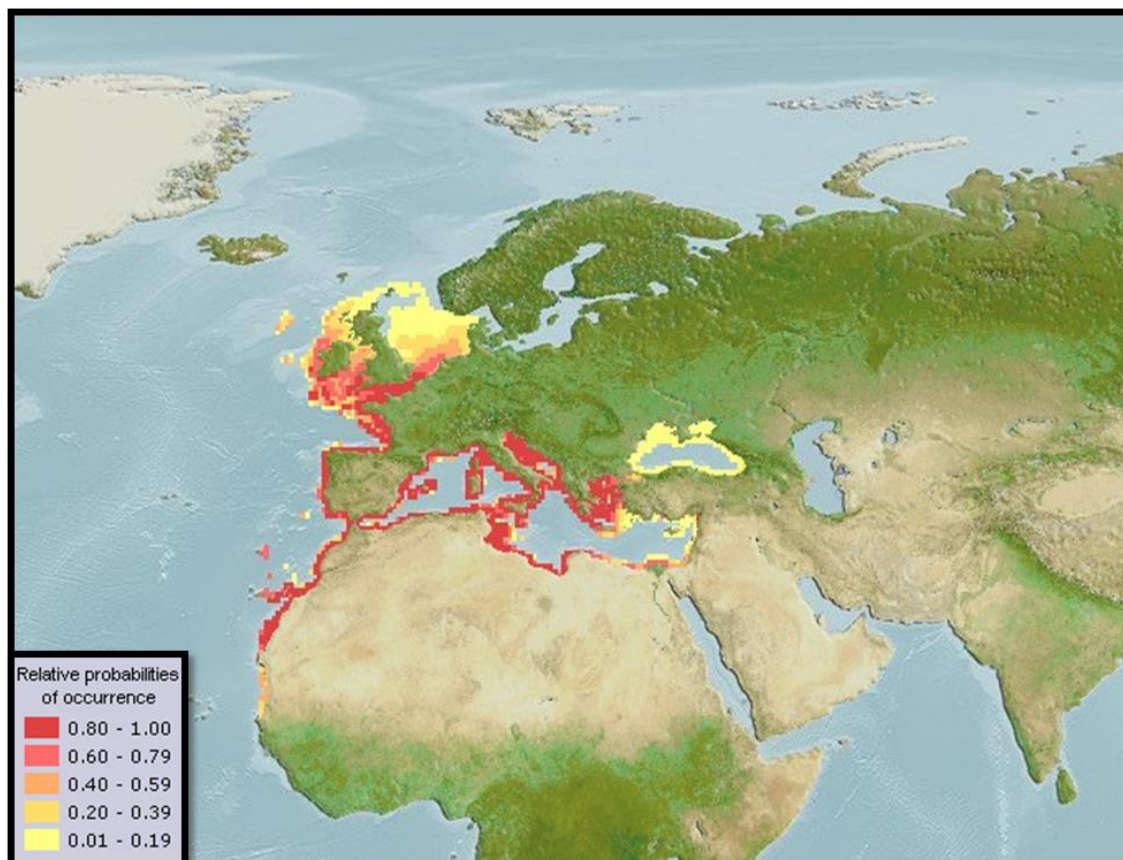


Figure 3. Répartition géographique de *Sparus aurata* (www.fishbase.se)

I.1.1.6. Reproduction

La dorade royale est une espèce hermaphrodite protandre. En effet, au cours des deux premières années, les individus de cette espèce atteignent leur maturité en tant que mâles fonctionnels, puis ils se transforment en femelles lorsqu'ils atteignent plus de 30 cm de longueur (Chaoui *et al.*, 2006 ; Mehanna *et al.*, 2007). Dans la Région méditerranéenne, leur période de reproduction s'étend d'octobre à décembre.

I.1.1.7. Statut écologique et vulnérabilité

Les petits individus de *Sparus aurata* se trouvent en petits groupes ou seul, dans les fonds sablonneux, les herbiers sous-marins et la région de déferlement des vagues ou de brisants jusqu'à une profondeur d'environ 30 m, mais les adultes peuvent atteindre 150 de profondeur. C'est un poisson sédentaire, eurytherme et euryhalin, et fréquente donc les estuaires et les eaux côtières. Son régime alimentaire se compose de polychètes, d'échinodermes et de débris de poissons téléostéens, mais principalement de débris de bivalves et de gastéropodes (Wassef & Eisawy, 1985 ; Pita *et al.*, 2002). Cette espèce

consomme occasionnellement les ascidies, les algues et les bryozoaires, soulignant ainsi une stratégie alimentaire omnivore (Wassef & Eisawy, 1985).

I.1.1.8. Intérêt économique

La dorade royale (*Sparus aurata*) constitue l'une des espèces marines les plus stratégiques pour le développement de l'aquaculture à l'échelle internationale, en particulier dans le bassin méditerranéen. Son importance économique repose sur sa forte valeur marchande, son intégration dans les systèmes de production intensifs et semi-intensifs, ainsi que sur sa contribution significative aux volumes globaux de production piscicole marine (Teles *et al.*, 2018 ; Mallouchos *et al.*, 2020 ; Haberle *et al.*, 2023 ; Rosati *et al.*, 2025).

À l'échelle mondiale, *S. aurata* figure parmi les espèces marines les plus produites en aquaculture. Les systèmes d'élevage reposent principalement sur des cages marines offshores, complétés par des installations en bassins terrestres et en systèmes à écoulement continu (raceways), ce qui illustre sa plasticité écologique et sa capacité d'adaptation à différents contextes environnementaux et niveaux d'intensification. Son succès productif est associé à des performances zootechniques favorables, notamment un taux de croissance compétitif, une bonne efficacité de conversion alimentaire et une relative tolérance aux variations environnementales (Taguemount *et al.*, 2023).

En Algérie, la dorade royale occupe une place prioritaire dans les stratégies nationales de développement de l'aquaculture marine. Elle contribue à la sécurité alimentaire, à la valorisation des ressources halieutiques et à la création d'emplois dans les zones littorales. Le développement progressif des fermes marines reflète l'orientation des politiques publiques vers la diversification des productions aquacoles et le renforcement de l'autosuffisance alimentaire (Lounas *et al.*, 2021 ; Rosati *et al.*, 2025).

Cependant, l'intensification de l'élevage de *S. aurata* s'accompagne de défis structurels, notamment la gestion des pathologies infectieuses, l'optimisation des stratégies nutritionnelles et la réduction des impacts environnementaux liés aux systèmes intensifs. Ces contraintes justifient l'intensification des recherches axées sur l'amélioration génétique, l'optimisation alimentaire et le développement de modèles de production durables (Taguemount *et al.*, 2023).

I.1.2. Le bar européen (*Dicentrarchus labrax*)

I.1.2.1. Systématique et position taxonomique

Le bar européen (*Dicentrarchus labrax*, Linnaeus, 1758) appartient à la famille Moronidae, l'ordre des Perciformes (Özcan-Gökçek *et al.*, 2023), les Moronidae constituent actuellement une famille à part entière. Ce sont des poissons argentés de taille moyenne à grande (pouvant atteindre 1 m de longueur totale). Les espèces de cette famille ont un corps élancé et une ligne latérale complète qui ne s'étend pas jusqu'à la nageoire caudale (Jordan & Evermann, 1896).

La principale caractéristique du genre *Dicentrarchus* est son corps fusiforme, avec des nageoires dorsales bien séparées (Figure 4). Le genre *Dicentrarchus* comprend deux espèces : *D. labrax* ou bar européen, et *D. punctatus*, ou bar tacheté (Kara & Quignard, 2018).

Le bar européen (*Dicentrarchus labrax*) est classé selon la position taxonomique suivante :

Embranchement Vertébrés

Sous-embranchement Gnathostomes

Super-classe : Poissons

Classe : Ostéichthyens

Sous-classe : Actinoptérygiens

Super-ordre : Téléostéens

Ordre : Perciformes

Sous-ordre : Percoidei

Famille : Moronidae

Genre : *Dicentrarchus*

Espèce : *labrax* (Linnaeus 1758)

I.1.2.2. Synonymes taxonomiques

- *Perca labrax* Linnaeus, 1758 (nom original)

- *Labrax perca* (Linnaeus, 1758)
- *Morone labrax* (ancien usage) (Coad, 2010 ; Froese & Pauly, 2023)

I.1.2.3. Synonymes et appellations vernaculaires

Le bar européen est connu sous différentes appellations selon les pays, et en Algérie, son nom vernaculaire peut également varier d'une région à une autre (Tableau 2).

Tableau 2. Noms vernaculaires du bar européen *Dicentractus labrax* **dans** différents pays

Pays	Nom vernaculaire
France : bar, loup de mer	
Italie : branzino, spigola	
Espagne : lubina	
Portugal : robalo	
Algérie : bar européen, parfois “bar” dans les marchés locaux	

I.1.2.4. Caractères distinctifs de *Dicentractus labrax*

Le bar commun est un poisson au corps allongé et argenté avec des écailles petites, cycloïdes sur l'espace inter-orbitaire; 62-80 (mode 70) sur la ligne latérale, doté de deux nageoires dorsales séparées; la première nageoire dorsale à 8-10 épines, la seconde nageoire dorsale à une épine et 12 ou 13 rayons mous; la nageoire anale à 3 épines et 10-12 rayons mous; la nageoire caudale est modérément fourchue, son opercule porte deux épines plates tandis que le pré-opercule présente sur son bord inférieur, de grandes épines orientées vers l'avant, il possède des dents vomériennes disposées en bande en forme de croissant. (Bloch, 1792 ; FAO ,1987). (Figure.4).



Figure 4. Morphologie externe du bar européen *Dicentrarchus labrax* (Photo prise par Benmokrane S, 2025)

I.1.2.5. Distribution géographique

Le bar européen (*Dicentrarchus labrax*) est largement distribué dans la partie nord-est de l'océan Atlantique, depuis la mer de Norvège jusqu'au nord du Maroc (Ilestad *et al.*, 2012 ; Dawson *et al.*, 2024). Sa répartition s'étend également à la mer Méditerranée et de manière plus sporadique à la mer Noire (Pickett & Pawson, 1994) ainsi que dans la mer Baltique (Bagdonas *et al.*, 2011 ; Vázquez *et al.*, 2014) (Figure 5).

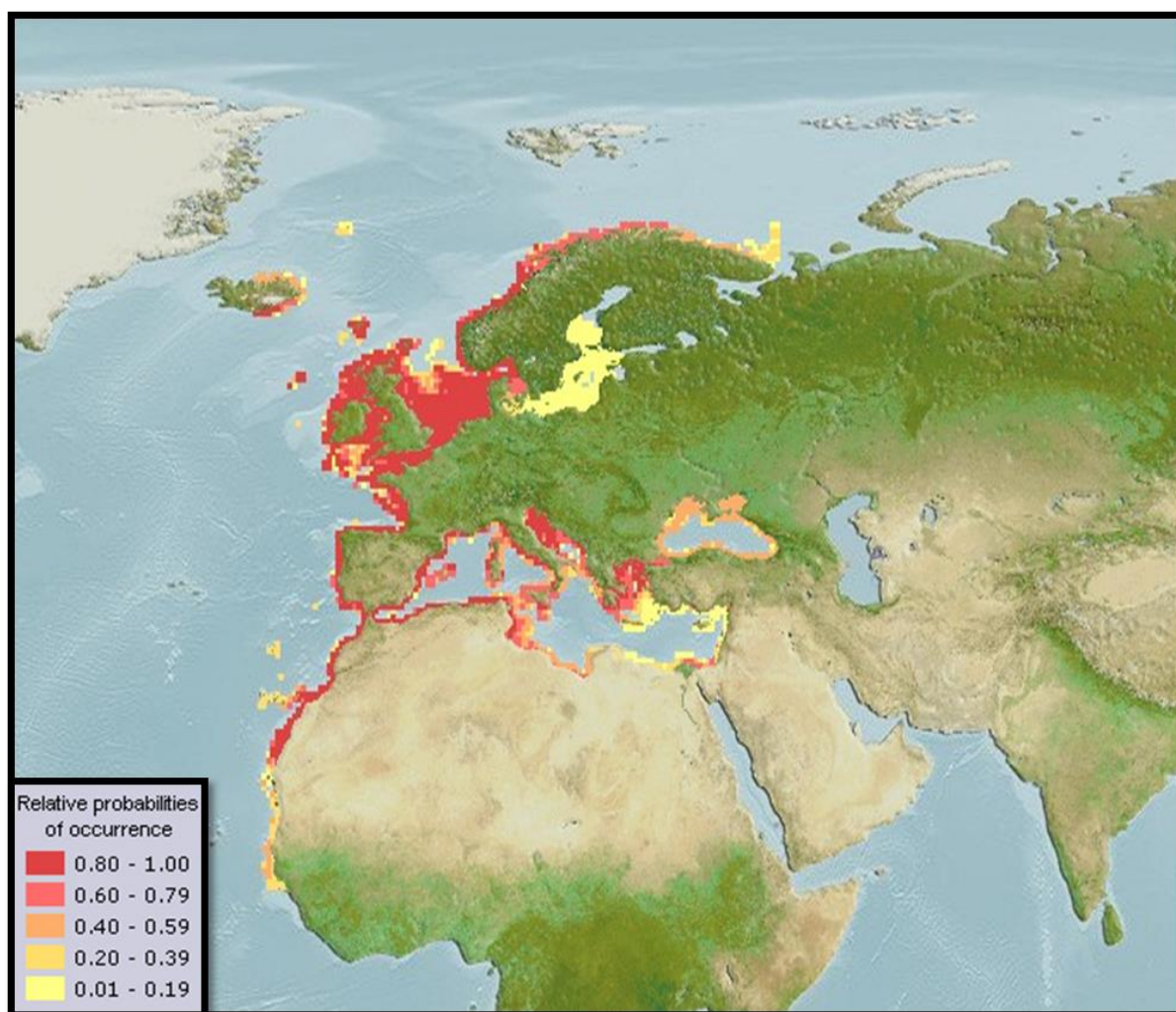


Figure 5. Répartition géographique de *Dicentrarchus labrax* (www.fishbase.se)

I.1.2.6. Reproduction

La période de reproduction du bar européen se déroule en groupe, de décembre à mars dans la zone méditerranéenne et de mars à juin dans l'Atlantique. Généralement, Le bar atteint sa maturité sexuelle entre deux et trois ans pour les mâles, tandis que pour les femelles, c'est entre trois et quatre ans (Perez-Ruzafa & Marcos 2014). Ces dernières pondent en moyenne 200 000 œufs par kilogramme, qui sont fécondés de façon externe. Les œufs éclatent après trois à cinq jours, et les larves (4 mm lors de l'éclosion) atteignent le stade post-larvaire (>22 mm) en deux à trois mois tout en migrant vers les zones de nourrissage côtières et les lagunes (Pickett & Pawson 1994).

I.1.2.7. Statut Ecologique et vulnérabilité

Dicentrarchus labrax c'est un prédateur vorace qui habite les eaux côtières, les estuaires et les lagunes d'eaux saumâtres (Frimodt, 1995). Il se trouve dans les eaux de faible profondeur (<100 m) allant de l'Atlantique Nord-Est à la Méditerranée et à la mer Noire. Le bar est un euryhalin (pouvant survivre dans une salinité de 0 à 40 ppt) et eurytherme (tolérant des températures de 2 à 32 °C) trouve régulièrement sa nourriture dans les estuaires et les lagunes du printemps à l'automne, surtout durant sa phase juvénile. Durant l'hiver, les bars juvéniles et adultes se déplacent de la côte vers des eaux plus profondes afin de trouver une température plus constante. Ils ont une préférence pour des températures qui dépassent 9-10 °C (Pickett & Pawson 1994).

I.1.2.8. Intérêt économique

Le bar européen (*Dicentrarchus labrax*) est une espèce hautement prisée pour la qualité de sa chair et ses propriétés nutritionnelles (Besbes *et al.*, 2016). Elle représente l'une des espèces marines les plus importantes sur le plan économique, étant l'un des poissons commerciaux les plus précieux non seulement dans les pays méditerranéens, mais également à l'échelle mondiale (Abdel-Hakim *et al.*, 2010 ; Enes *et al.*, 2012 ; GSA, 2023).

En aquaculture, le bar européen constitue une espèce stratégique, particulièrement dans le bassin méditerranéen et en Europe. Son succès repose sur sa forte valeur commerciale, sa capacité à s'adapter à diverses conditions d'élevage, et son rôle comme organisme modèle dans les recherches fondamentales et appliquées, notamment en génétique, physiologie et immunologie (Servili *et al.*, 2014 ; Vandeputte *et al.*, 2019). Cette combinaison de qualités biologiques et économiques explique son adoption généralisée dans les systèmes aquacoles et son importance pour le développement durable du secteur.

I.1.3. Le rouget de vase (*Mullus barbatus*)

I.1.3.1. Systématique et position taxonomique

Les membres de cette famille représentée par 15 genres, ils se distinguent par un corps faiblement comprimé, avec la partie inférieure de la tête et du ventre aplatie et les yeux situés près du profil. La famille de ces poissons présente un corps faiblement comprimé, avec une partie inférieure de la tête et du ventre aplatie et les yeux situés près du profil dorsal. La bouche est de petite taille et légèrement protractile. On retrouve deux barbillons étendus sur le menton qui peuvent se répondre sur la gorge dans une fente médiane. Deux nageoires dorsales séparées, la première avec sept ou huit épines et la seconde avec neuf rayons mous (Figure.6).

Parmi les espèces de la famille des Mullidae, le rouget barbet de vase (*Mullus barbatus*) et le rouget barbet de roche (*Mullus surmuletus*) sont deux espèces d'une importance particulière le long des côtes algériennes. Ces espèces se distinguent par plusieurs caractères morphologiques : elles sont dépourvues de vessie natatoire et possèdent de grandes écailles ctenoïdes, traits typiques de la famille et qui les différencient des autres téléostéens (Fischer *et al.*, 1987).

Le nom scientifique *Mullus barbatus* tire son origine de l'adjectif latin "mulleus" (qui signifie rougeâtre), ou du nom romain Mullus (utilisé pour désigner ce poisson), ainsi que de barbatus (barbu, en référence à la présence de deux barbillons).

Actuellement, la classification systématique des Mullidae est basée sur celle proposée par Nelson (1994) (Betancur *et al.*, 2017) :

Phylum : Chordata

Sous-phylum : Vertebrata (Craniata)

Superclasse : Gnathostomata

Classe : Actinopterygii

Subclasse : Neopterygii

Division : Teleostei

Superordre : Acanthopterygii

Ordre : Percomorphi (Perciformes)

Sous-ordre : Percoidei

Famille : Mullidae

Genre : *Mullus*

Espèce : *barbatus* (Linnaeus, 1758)

I.1.3.2. Synonymes taxonomiques

Le rouget barbet de vase (*Mullus barbatus* Linnaeus, 1758) a fait l'objet de plusieurs descriptions taxonomiques au cours de l'histoire de l'ichtyologie. Ces différentes dénominations, aujourd'hui considérées comme synonymes, reflètent les révisions systématiques successives au sein de la famille des Mullidae.

- *Mullus barbatus* Linnaeus, 1758 (nom valide)
- *Mullus ponticus* Essipov, 1927
- *Mullus barbatus Essilor* Linnaeus, 1758 (forme nominative)
- *Mullus barbatus ponticus* Essipov, 1927

I.1.3.3. Synonymes et appellations vernaculaires

Les noms vernaculaires diffèrent d'une région à une autre et d'un pays à un autre (Morat, 2007) (Tableau 3).

Tableau 3. Les noms vernaculaires du rouget de vase *Mullus barbatus* dans différents pays.

Pays	Nom vernaculaire
Algérie	Barbouni el hagar ou Rougi
Allemagne	Meer barbe ou Rote Meerbarbe
Espagne	Salmonete de fango
France	Rouget-barbet de vase
Grande Bretagne	Red mullet
Italie	Triglia di fango
Maltes	Trilja tal-hama
Maroc	Rouget de vase
Portugal	Salmonete da vasa
Tunisie	Mlan
Turquie	Barbunya

I.1.3.4. Caractères distinctifs du rouget de vase

Le rouget de vase c'est un poisson de petite taille, de couleur rose, il se caractérise par un corps comprimé, une bouche petite et protractile la mâchoire inférieure des individus adultes possède des dents villiformes tandis que la mâchoire supérieure ne comporte pas de dents (Bauchot, 1987). Il est doté de deux barbillons mentonniers blancs, épais, courts et portent des organes sensoriels tactiles et gustatifs, les écailles sont grandes et très caduques (Cherif *et al.*, 2014).

Il possède deux nageoires dorsales séparées : la première avec 6-8 épines dont la première est très petite, la seconde possède 1 épine et 8 à 9 rayons mous. La nageoire anale a 2 épines et 6 ou 7 rayons mous ; La nageoire caudale est fourchue (Figure 6).



Figure 6. Morphologie externe de *Mullus barbatus* (www.fishbase.se)

I.1.3.5. Distribution géographique

Le rouget barbet *Mullus barbatus* (Linnaeus, 1758) est largement présent sur tout le littoral algérien et abondant dans l'ensemble de la mer Méditerranée du détroit de Gibraltar jusqu'à la mer Égée et en mer Noire, le long des côtes africaines et européennes, de la mer du Nord et de l'Angleterre au Sénégal, ainsi que dans l'Atlantique Est (Tortonese, 1975 ; Hureau, 1986 ; Fisher *et al.*, 1987 ; Froese and Pauly 2020 ; Fischer *et al.*, 2025) (Figure.7).



Figure 7. Répartition géographique de *Mullus barbatus* (www.sealifebase.org).

I.1.3.6. Reproduction

Mullus barbatus est une espèce gonochorique dont la période de reproduction s'étale entre mai et juillet en Algérie (Hebbar *et al.*, 2012), entre avril et septembre en Espagne (Aguirre, 2000) et au Maroc (Layachi *et al.*, 2007), entre avril et août en mer adriatique (carbonara *et al.*, 2015).

Selon les études précédentes dans différentes régions de la Méditerranée, la taille à la première maturité sexuelle des femelles est de 14,2 cm et celle des males est de 13,9 cm (Hebbar *et al.*, 2012). Sur les côtes tunisiennes les femelles atteignent 13,43 cm et les males 14,1 cm (Chérif *et al.*, 2011).

I.1.3.7. Statut écologique et vulnérabilité

Le rouget de vase est un poisson démersal, grégaire se trouvant généralement sur des fonds meubles, sableux et vaseux ainsi que sur du gravier ou des herbiers sous-marins entre 10 à 500 m de profondeur (Lombarte & Cruz, 2007).

Cette espèce fait l'objet d'une exploitation par la pêche artisanale ainsi que par pêche au chalut (Lombarte & Aguirre, 1997).

Le régime alimentaire est constitué essentiellement par les crustacés et les polychètes. Les mollusques les échinodermes, les nématodes, les petits poissons et les algues (Cherif *et al.*, 2014).

I.1.3.8. Intérêt économique

Les rougets sont des espèces d'une grande valeur commerciale pour la pêche au chalut de fond.

En Méditerranée, ils sont parmi les espèces les plus consommées (Campillo, 1992 ; Suquet & Person-Le Ruyet, 2001 ; Gharbi *et al.*, 2004). Il est considéré comme un poisson noble et constitue un apport économique important par sa pêche qu'est toujours en augmentation.

I.1.4. Le mérou (Famille : Epinephelidae)

Les mérours étaient traditionnellement classés au sein de la famille des Serranidae mais maintenant ils appartiennent à leur propre famille, celle des Epinephelidae (Smith & Craig 2007, Neubert *et al.*, 2016, Tucker *et al.*, 2016).

Les Epinephelidae comprennent 9 genres et au moins 160 espèces qui se trouvent à travers le monde dans les zones côtières tropicales et subtropicales, On trouve six (06) espèces de ce genre dans la région méditerranéenne (*E. aeneus*, *E. caninus*, *E. costae*, *E. haifensis*, *E. marginatus*, et *E. coioides*) (Parenti et Bressi, 2001). Quatre espèces de ce genre sont répertoriées sur le littoral algérien (*E. marginatus*, *E. aeneus*, *E. caninus*, *E. costae*) (Djabali *et al.*, 1993 ; Derbal & Kara, 2001 ; Refes *et al.*, 2010 ; Zaidi ,2016).

De plus, ce genre est confronté à une intensification notable de l'effort de pêche, aggravée par une détérioration progressive de l'environnement marin, ce qui a profondément altéré les conditions de survie des mérours. Certaines espèces ont d'ailleurs été répertoriées comme étant en danger critique d'extinction (CR), espèces en danger (EN) ou espèces vulnérables (VU) par l'Union internationale pour la conservation de la nature (UICN) (Kara *et al.*,2014).

I.1.4.1. Le mérou brun (*Epinephelus marginatus*)

I.1.4.1.1. Systématique et position taxonomique

Le mérou brun (*Epinephelus marginatus*) appartient à la famille des Epinephelidae. Actuellement, sa classification systématique d'*E. marginatus* est basée sur celle proposée par Nelson *et al.*, (2016) et Betancur-R *et al.*, (2017)

Embranchement	Chordés
Sous-embranchement	Vertebrata
Super classe	Osteichthyes
Classe	Actinopterygii
Sous-classe	Neopterygii Teleostei
Super ordre	Acanthopterygii
Ordre	Perciformes
Sous-ordre	Percoïdes
Famille	Epinephelidae
Genre	<i>Epinephelus</i>
Espèces	<i>marginatus</i>

I.1.4.1.2. Synonymes taxonomiques

Le mérou brun (*Epinephelus marginatus* Lowe, 1834) a été décrit sous différentes dénominations au cours des révisions taxonomiques successives au sein de la famille des Serranidae.

Principaux synonymes taxonomiques rapportés dans la littérature :

Serranus marginatus (Lowe, 1834)

Epinephelus gigas (Brünnich, 1768)

Serranus gigas (Brünnich, 1768)

Epinephelus marginatus Brunnichie (forme nominative)

I.1.4.1.3. Synonymes et appellations vernaculaires

Selon Weinberg (2013), Le mérou brun *E. marginatus* est connu dans de nombreux pays sous des différents noms. (Tableau.4).

Tableau 4. Les noms vernaculaires du mérou brun *E. marginatus* dans différents pays

Pays	Le nom vernaculaire
Albanie	Kern
Algérie	Mérot, mero nuar
Allemagne	Grosser Sägebarsch
Angleterre	Dusky grouper
Egypte	Wakar
Espagne	Mero nebuloso, mero, xerna
France	Mérou brun, mérou sombre
Grèce	Rophos, stira
Italie	Cernia, cernia gigante
Liban	Ahfesh
Libye	Farrug
Malte	Cerna, menene
Portugal	Mero, garoupa preta
Tunisie	Mennani ahmar
Turquie	Orfoz
Yougoslavie	Kirnja, kirnia

I.1.4.1.4. Caractères distinctifs d'*Epinephelus marginatus*

Le mérou brun est une espèce emblématique de la Méditerranée. Il se distingue par un corps ovale de couleur brun ou gris parfois, une tête massive aux yeux proéminents, une bouche est très large, l'opercule doté de trois épines nettement marquées, des taches plus claires disposées autour de l'œil, une nageoire dorsale avec un bord jaune-doré dotée de 11 épines et 14 à 16 rayons mous, Les nageoires pectorales sont plus courtes et arrondies avec 17 à 19 rayons mous, tandis que la nageoire anale porte 3 épines et 8 rayons mous (Heemstra, 1991 ; Louisy, 2002) (Figure 8).



Figure 8. Morphologie externe du mérou brun (www.fishbase.se)

I.1.4.1.5. Distribution géographique

Epinephelus marginatus occupe une aire de distribution étendue, englobant toute la Méditerranée, les régions orientale et sud-occidentale de l'Atlantique, ainsi que la zone occidentale de l'océan Indien, notamment autour des Açores, de Madère et des Canaries (Heemstra & Randall, 1993).

L'espèce est également recensée plus au nord, jusque dans la Manche, et vers le sud jusqu'aux côtes sud-africaines. Elle est en outre présente en Amérique du Sud, le long des littoraux du Brésil (Condini *et al.*, 2007 ; Begossi *et al.*, 2016), de l'Uruguay et de l'Argentine. Elle est donc qualifiée d'espèce atlanto-méditerranéenne et amphiatlantique (Tortonese, 1967 ; Smith, 1971) (Figure 9).

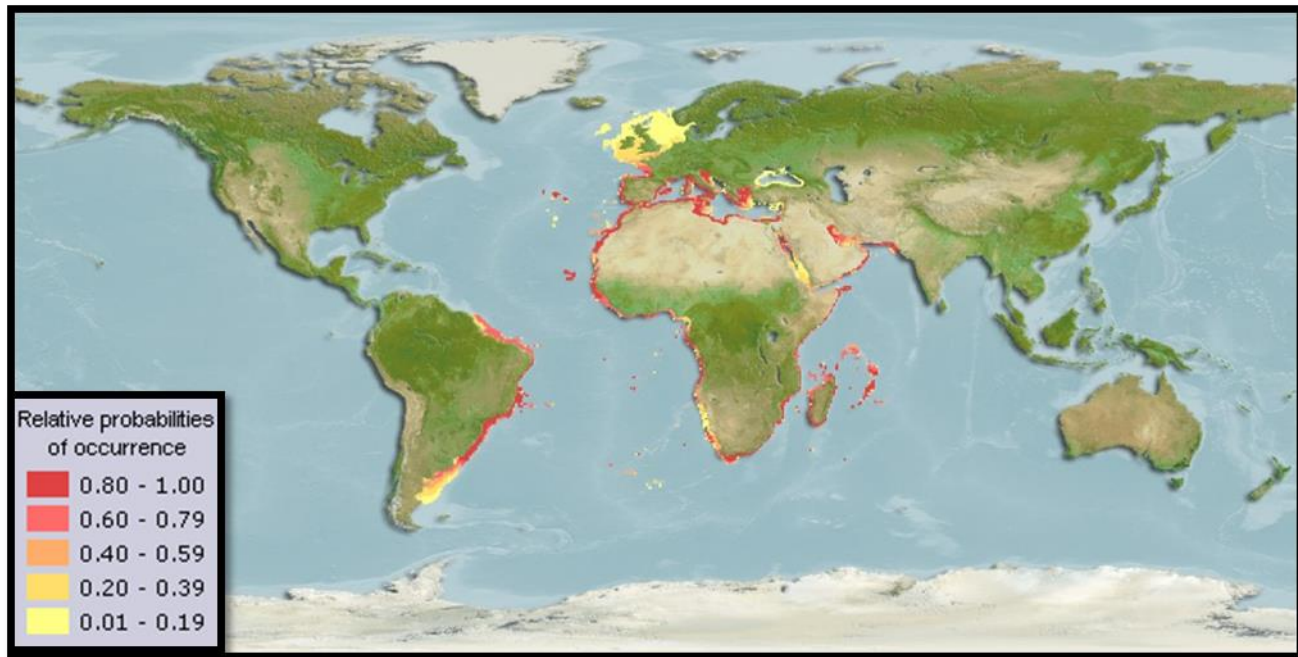


Figure 9. Répartition géographique de l'espèce *E. marginatus* (www.fishbase.se).

I.1.4.1.6. Reproduction

Le mérrou brun est une espèce hermaphrodite protérogyne où tous les individus mûrissent d'abord en tant que femelles, avec le potentiel de changer leur sexe aux mâles parfois au cours de leur durée de vie (Bruslé & Bruslé, 1976; Bou-Ain, 1984; Chauvet, 1991; Garcia, 1996; Barreiros, 1998). Cette transition sexuelle se produit lorsque les individus mesurent environ 68 cm en Tunisie (Chauvet, 1988), en Europe elle atteignent environ 80-90 cm (Fennessy, 2006) et de 51,5 cm au Brésil (Concini *et al.*, 2014).

Un trait particulièrement significatif du cycle de vie complexe du mérrou brun est la formation d'agrégations reproductives au moment du frai. Au niveau de plusieurs zones de l'océan Atlantique et du Pacifique, les sites d'agrégation ont été entièrement anéantis par la surpêche. Aujourd'hui, quelques sites de regroupement subsistent encore, notamment dans la réserve marine des îles Medes en Espagne (Zabala *et al.*, 1997), au large de l'île de Lampedusa en Méditerranée (Marino *et al.*, 2001), ainsi que dans le parc national de Port-Cros en France (Chauvet & Francour, 1991).

I.1.4.1.7. Statut écologique et vulnérabilité

Le mérou brun présente une forte dépendance aux fonds rocheux côtiers, aux grottes, failles et éboulis, qui constituent des habitats essentiels à toutes les phases de son cycle de vie. Les juvéniles occupent des zones très littorales et des micro-habitats spécifiques (galets, petites cavités), tandis que les adultes, plus grands, se réfugient dans des secteurs plus profonds et moins accessibles. Cette spécialisation écologique, combinée à des comportements tels que la formation d'agrégations reproductives et sa crypticité, augmente sa sensibilité aux perturbations.

La surpêche, notamment en zones peu profondes où se rassemblent les individus en période de reproduction, a déjà provoqué la destruction de nombreux sites d'agrégation. La répartition bathymétrique corrélée à la taille montre également que les géniteurs indispensables au renouvellement des populations sont rares et se tiennent en profondeur pour échapper à la pression de pêche.

Ainsi, l'espèce présente une vulnérabilité élevée, liée à la dégradation de ses habitats côtiers, à la surexploitation, à la fragmentation des populations et à la faible résilience due à son cycle de vie lent et complexe (Bacci 1969 ; Bombace 1972 ; Mathieu-Tissot, 1999).

I.1.4.1.8. Intérêt économique

Le mérou brun (*Epinephelus marginatus* Lowe, 1834) constitue une espèce d'importance économique majeure dans le bassin méditerranéen et dans l'Atlantique Est. Très apprécié pour la qualité organoleptique de sa chair et sa forte valeur marchande, il représente une ressource halieutique stratégique pour la pêche artisanale et semi-industrielle (FAO, 2023 ; Froese & Pauly, 2023). Sa rareté relative sur certains marchés contribue à maintenir des prix élevés, renforçant ainsi son intérêt commercial.

En Algérie, le mérou brun est principalement capturé dans les zones rocheuses côtières, où il contribue significativement aux revenus des communautés de pêche artisanale. Son importance socio-économique est particulièrement notable dans les régions littorales où la pêche constitue une activité essentielle (FAO, 2023).

Cependant, les caractéristiques biologiques de l'espèce notamment sa croissance lente, sa maturité sexuelle tardive et son hermaphrodisme protogyne la rendent particulièrement

vulnérable à la surexploitation (Cornish & Harmelin-Vivien, 2004 ; Sadovy de Mitcheson *et al.*, 2013). En conséquence, *E. marginatus* est classé comme Vulnérable (VU) sur la Liste rouge de l’UICN, et plusieurs pays méditerranéens ont mis en place des mesures de gestion telles que des tailles minimales de capture, des périodes de fermeture et la création d’aires marines protégées (IUCN, 2023).

Par ailleurs, bien que le mérou brun suscite un intérêt croissant en aquaculture en raison de sa valeur commerciale élevée, son élevage reste limité par des contraintes liées au contrôle de la reproduction, à la gestion du cycle larvaire et aux exigences alimentaires spécifiques (Sadovy de Mitcheson *et al.*, 2013). Ainsi, l’importance économique du mérou brun s’accompagne d’enjeux majeurs en matière de gestion durable et de conservation des stocks naturels.

I.1.4.2. La badèche (*Epinephelus costae*)

I.1.4.2.1. Systématique et position taxonomique

Selon la classification phylogénétique proposée par Nelson *et al.*, (2016) et confirmée par les analyses moléculaires de Betancur-R *et al.*, (2017), la badèche (*Epinephelus costae*) est rattachée à la famille des Epinephelidae. Elle est définie selon la classification taxonomique suivante :

Règne: Animalia

Embranchement: Chordata

Sous-embranchement : Vertebrata

Super-classe: Osteichthyens

Classe: Actinopterygii

Infra-classe: Teleostei

Super-ordre: Acanthopterygii

Ordre: Perciforma

Famille: Epinephelinae

Genre: *Epinephelus*

Espèce: *costae*

I.1.4.2.2. Synonymes taxonomiques

Les principaux synonymes rapportés dans la littérature systématique (FishBase ; FAO ; Nelson *et al.*, 2016) incluent :

- *Serranus costae* Steindachner, 1878
- *Epinephelus alexandrinus* (Valenciennes, 1828)
- *Serranus alexandrinus* Valenciennes, 1828
-

I.1.4.2.3. Synonymes et appellations vernaculaires

Selon Fischer *et al.*, (1987), Heemstra et Randall (1993) et Weinberg (2013), la badèche *E. costae* est désignée par diverses appellations à travers le monde, celles-ci variant selon les continents, les régions et même d'un pays à l'autre. (Tableau 5).

Tableau 5. Les appellations vernaculaires de la badèche *E. costae* dans différents pays

Pays	Le nom vernaculaire
Algérie	Khoubaboun moukhattat ou Khoubaboun dahabi
Egypte	Wakar
Tunisie	Menani.
France	Badèche franche, badèche dorée, abadèche, mérrou badèche, mérrou rayé, mérrou oriflamme, mérrou des sables.
Italie	Cernia dorota ou Epinefelo
Espagne	Falso abadejo ou Falso abade.
Portugal	Garoupa amarela ou Garoupa badejo.
Angleterre	Goldblotch grouper, golden grouper, striped grouper.
Allemagne	Spitzkopf-Zackenbarsch, Geistreifter-Zackenbarsch.

I.1.4.2.4. Caractères distinctifs d'*Epinephelus costae*

Epinephelus costae a un corps assez allongé et trapu, la bouche, de grande taille, est légèrement protractile et orientée obliquement. L'appareil dentaire se compose de bandes villiformes situées sur les deux maxillaires. La nageoire dorsale est unique et comporte 11 épines suivies de 15 à 17 rayons mous. Les nageoires pectorales, relativement courtes, présentent 18 à 19 rayons mous, tandis que la nageoire anale porte 3 épines et 8 rayons mous. La nageoire caudale est faiblement échancrée chez les individus adultes ($L_s > 40$ cm) et apparaît tronquée chez les juvéniles. La ligne latérale est formée d'environ 70 à 73 écailles. La coloration générale varie du brun jaunâtre au brun sépia, avec une série de lignes longitudinales plus sombres sur les flancs, ainsi que deux bandes obliques foncées sur l'opercule, nettement visibles chez les juvéniles mais s'estompant à l'âge adulte. Les grands individus présentent une teinte gris-brun et peuvent exhiber, sur les flancs, une zone dorée diffuse qui s'efface après la mort (Tortonèse, 1975 ; Heemstra, 1991) (Figure10).



Figure 10. Morphologie externe de l'espèce *E. costae* (Photo prise par S. Benmokrane, 2025)

I.1.4.2.5. Distribution géographique

Selon Bauchot, 1987, la répartition zoogéographique d'*E. costae* s'étend depuis toute la Méditerranée jusqu'à l'Atlantique. Elle est présente sur les côtes d'Italie, de France, d'Espagne, de la Tunisie, d'Algérie ainsi que le long des côtes Sud portugaises et des côtes Est de l'Afrique, du Maroc jusqu'au Sud de l'Angola (Heemstra & Randall, 1993), elle est signalée en Mauritanie (Maurin 1968) et également en Islande (Waschkewitz & Wirtz, 1990). En Méditerranée-Occidentale, la zone de répartition de cette espèce est délimitée au nord par une ligne reliant approximativement Barcelone à Rome et traversant le sud de la Corse (Tortonèse, 1986), les côtes orientales et occidentales de la Corse (Miniconi, 1989 ; Meinesz *et al.*, 1990 ; Miniconi *et al.*, 1990) (Figure 11).

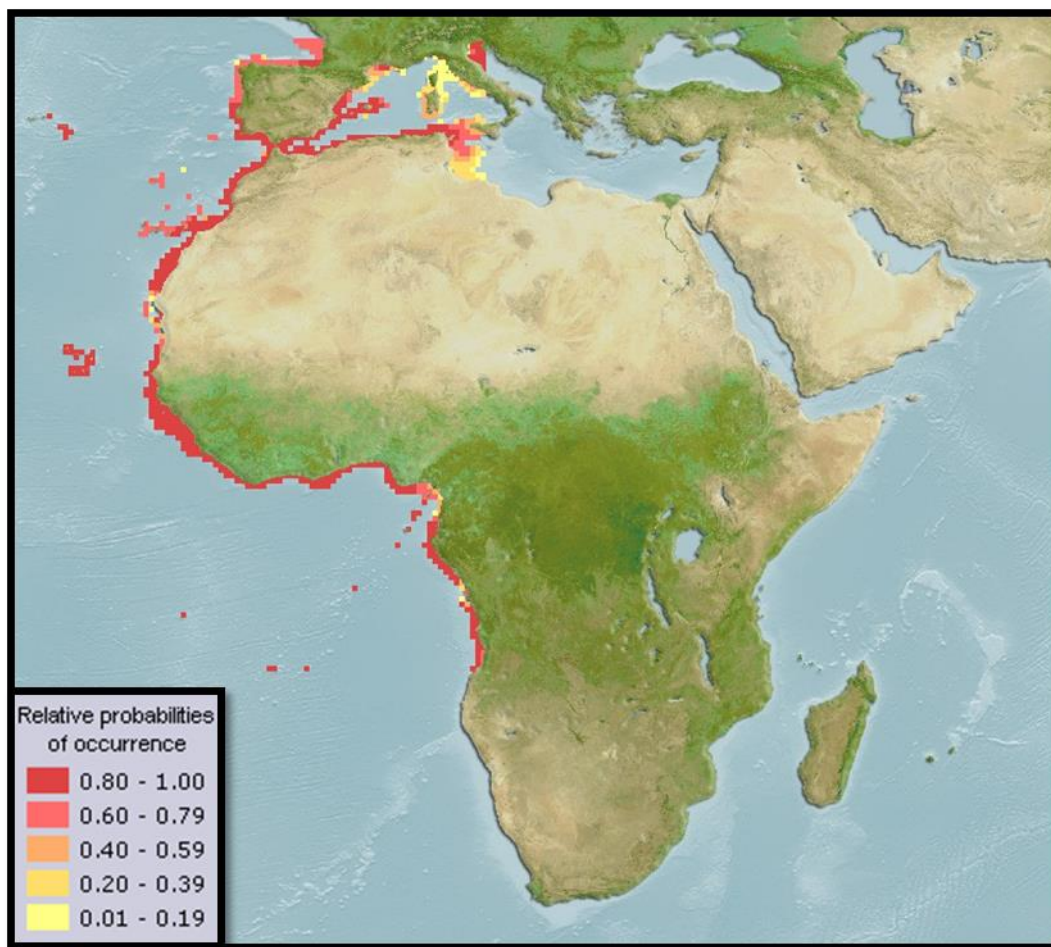


Figure 11. Répartition géographique de l'espèce *E. costale* (www.fishbase.se).

I.1.4.2.6. Reproduction

Selon Vadiya (1984), *E. costae* est une espèce hermaphrodite protogyne. La reproduction à lieu en été : de juillet à septembre sur les côtes italiennes (Sparta, 1935) et d'août à septembre en Tunisie (Bouain, 1980). Selon Bouain et Siau (1983), la fécondité totale varie de 630 515 à 879 038 œufs chez des femelles dont la longueur standard est comprise entre 31,5 et 46,5 cm.

I.1.4.2.7. Statut écologique et vulnérabilité

Selon Waschkewitz et Wirtz (1990), la badèche effectuerait des migrations catadromes. Elle vit dans les fonds mixtes constitués de rochers et d'herbiers à Posidonies (Heemstra et Randall, 1993 ; Derbal *et al.*, 2013), mais aussi fréquente les fonds sableux (Louisy *et al.*, 2007) et vaseux (Craig *et al.*, 2011), entre 10 et 300 m (Bauchot, 1987). Cette espèce manifeste un certain comportement territorial (Neill, 1967), même si elle adopte aisément

une vie en groupe, notamment chez les juvéniles qui fréquentent les zones littorales et vivent séparément des adultes. C'est un prédateur de haut niveau trophique, principalement ichtyophage, se nourrissant quasi exclusivement de poissons et, dans certaines régions comme le Sénégal, de décapodes (Tortonèse, 1986 ; Diatta *et al.*, 2003).

I.1.4.2.8. Intérêt économique

Bien que largement répandue, la badèche *E. costae* est aujourd'hui rare en Méditerranée, aussi bien dans les zones ouvertes que dans les réserves marines (Moranta *et al.*, 2006 ; Louisy *et al.*, 2007 ; Bussotti et Guidetti, 2009 ; Azzurro *et al.*, 2010 ; Derbal *et al.*, 2013). Les captures restent occasionnelles et l'espèce est classée "Data Deficient" par l'UICN. Sur les côtes algériennes, elle subit une forte pression liée à la pêche sportive et illégale, amplifiée par l'accès croissant au matériel de plongée. Sa vulnérabilité, comme celle d'*E. marginatus*, résulte de la surexploitation, de son hermaphrodisme protogyne et de pathologies virales et bactérienne ayant touché les populations méditerranéennes (Vendramin *et al.*, 2013 ; Kara *et al.*, 2014).

Chapitre I.2. Les otolithes des poissons perciformes et détermination directe de l'âge à partir de ces structures

I.2.1. La sclérochronologie

Les Perciformes constituent l'un des ordres les plus vastes et les plus diversifiés de poissons téléostéens, regroupant un grand nombre d'espèces marines et d'eau douce présentant une grande diversité morphologique et écologique. Chez ces poissons, l'estimation de l'âge par sclérochronologie représente une étape essentielle pour l'étude de la dynamique des populations, de la croissance et de la gestion durable des ressources halieutiques. L'analyse de l'âge permet notamment de comprendre les paramètres démographiques tels que la croissance, la mortalité et la structure d'âge des populations exploitées (Do, 2014 ; Uriarte *et al.*, 2016).

La sclérochronologie (du grec sklêros « dur », khronos « temps » et logos « étude ») constitue une discipline scientifique visant à reconstituer l'histoire des organismes vivants par l'analyse de leurs pièces calcifiées (Figure.12). Cette approche permet de déterminer l'âge des individus ainsi que d'obtenir des informations relatives à la période et à la durée d'événements marquants de leur histoire biologique. Les pièces calcifiées présentent une croissance continue, comparable à celle du poisson tout au long de sa vie, et fonctionnent ainsi comme des enregistreurs permanents des conditions biologiques et environnementales. (Campana, 2001).

L'évaluation des ressources halieutiques s'est développée à la fin du XIX^e siècle grâce à l'intégration de l'étude de la croissance des poissons fondée sur la détermination de l'âge à partir de l'observation macroscopique des pièces calcifiées présentant des marques de croissance régulières, souvent annuelles. L'âge constitue un paramètre clé pour estimer les taux de croissance, l'âge de recrutement, les migrations, la maturité sexuelle, la fécondité spécifique à l'âge ainsi que les taux de mortalité naturelle et liée à la pêche. Ces informations sont essentielles pour la gestion durable des stocks et l'évaluation des populations exploitées (Hoffbauer, 1898 ; Reibisch, 1899).

Les premières pièces calcifiées utilisées pour la détermination de l'âge furent les écailles et les otolithes, avant que d'autres structures telles que les opercules, les vertèbres ou les rayons de nageoires ne soient également exploitées au cours du XX^e siècle. À partir des années 1970, les progrès des techniques de prélèvement et d'analyse ont favorisé le développement de la sclérochronologie, notamment avec la détermination de l'âge journalier des stades juvéniles à partir des otolithes. Dans les années 1990, les avancées en microchimie ont permis l'analyse des isotopes de l'oxygène et du carbone ($\delta^{18}\text{O}$ et $\delta^{13}\text{C}$) contenus dans la matrice d'aragonite des otolithes afin de reconstituer les environnements fréquentés et d'étudier les populations actuelles et passées. Les variations chimiques enregistrées le long de l'axe de croissance des otolithes reflètent ainsi les migrations du poisson à travers des milieux aux signatures chimiques distinctes (Panella, 1971).

Depuis les années 2000, l'analyse de la forme externe des otolithes, combinée au développement des outils d'analyse d'images, constitue également un outil important pour l'identification des stocks et la délimitation de leurs frontières géographiques. Parmi les différentes pièces calcifiées, les otolithes sont les plus utilisés en sciences halieutiques en raison de la richesse des informations qu'ils contiennent et de leur moindre sensibilité aux variations physiologiques par rapport à d'autres structures calcifiées. Le développement de la sclérochronologie et la diversification de ses applications n'ont cessé de s'intensifier depuis lors, les pièces calcifiées, en particulier les otolithes, étant largement utilisées pour étudier la croissance des poissons, l'identification des stocks, l'exposition aux polluants et aux pressions anthropiques, ainsi que l'influence des conditions environnementales, souvent dans le cadre d'approches interdisciplinaires (Campana & Neilson, 1985).

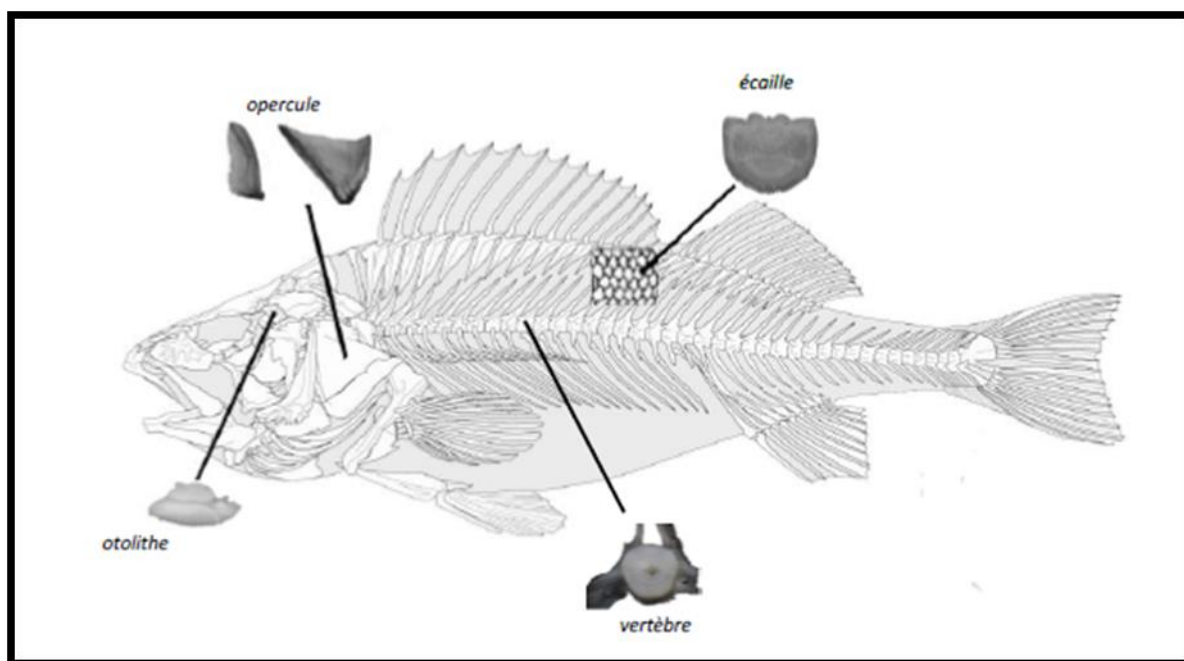


Figure 12. Les principales pièces calcifiées utilisées pour l'étude de l'âge et de la croissance des poissons (Source Web of Science, 1976 et 2024).

I.2.2. Structure et formation des otolithes chez les Perciformes

Les otolithes constituent les premières structures minéralisées à apparaître durant les premières étapes de l'ontogenèse. Dès l'éclosion, la larve possède déjà ses paires de sagitta et de lapilli, et leur formation se poursuit de manière continue tout au long de la croissance, sans interruption, même en situation de privation alimentaire (Campana & Neilson, 1985).

L'oreille interne, présente chez l'ensemble des Vertébrés Gnathostomes, assure à la fois une fonction auditive, en détectant les ondes sonores, et une fonction vestibulaire, en percevant les accélérations linéaires et angulaires, ce qui contribue au maintien de l'équilibre. Chez les poissons, cette structure paire est située à l'intérieur du crâne, de part et d'autre de la tête, à proximité de l'encéphale moyen. Chaque oreille interne se compose d'un système complexe de canaux et de sacs remplis d'endolymphe, un fluide caractérisé par des propriétés de viscosité particulières. Chaque oreille interne est constituée d'un labyrinthe vestibulaire contenant un réseau de canaux semi-circulaires qui relie 3

chambres ou sacs otolithiques appelés sacculus, utriculus et lagena, chacun contenant un otolithe différent appelé respectivement sagitta, lapillus et asteriscus.

Les sagittae jouent un rôle dans les fonctions d'équilibration et d'audition chez l'animal et constituent généralement les otolithes de plus grande taille et, pour cette raison, sont les plus fréquemment utilisées dans les applications en sciences halieutiques (Campana et Neilson, 1985 ; Campana & Thorrold, 2001)

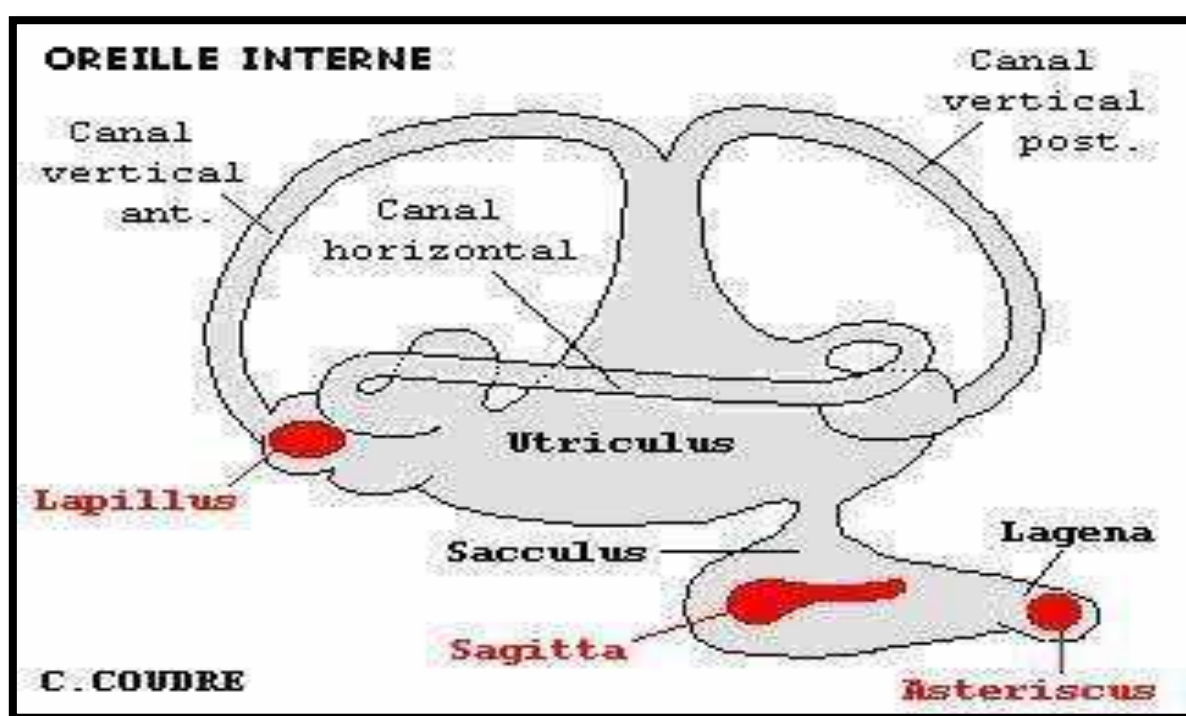


Figure 13. Schéma de l'oreille interne d'un poisson (modifié d'après Secor *et al.*, 1992).

Par ailleurs, les otolithes constituent les premières structures minéralisées à apparaître durant les stades précoces de l'ontogenèse. Dès l'éclosion, la larve possède déjà ses paires de sagittae et de lapilli. Leur formation se poursuit ensuite de manière continue tout au long de la croissance, sans interruption, même en cas de privation alimentaire (Campana et Neilson, 1985).

L'otolithe présente deux faces :

Une face convexe (observée du côté droit ou gauche), caractérisée par la présence d'un sillon longitudinal incurvé.

Une face plane ou légèrement concave (visible du côté opposé), sur laquelle la partie la plus saillante est appelée rostre, tandis que la partie opposée et moins développée est désignée sous le terme d'antirostre. Au centre de l'otolithe se trouve son noyau, également appelé nucleus. (Secor *et al.*, 1991 ; Panfili, 1992)

I.2.3. Prélèvement d'otolithes

Étant donné que les otolithes se situent à l'intérieur de la boîte crânienne, il est nécessaire d'ouvrir celle-ci pour y accéder. Plusieurs plans de coupe permettent d'atteindre les cavités où se trouvent les otolithes, le plan frontal étant le plus couramment utilisé, adapté à toutes les espèces, tailles et morphologies crâniennes. Cependant, chaque espèce nécessite généralement une méthode spécifique, ajustée après une phase d'adaptation et de mise au point technique. Les outils de coupe dépendent de la taille du crâne, mais un couteau suffit le plus souvent.

La découpe doit être effectuée avec précaution afin de ne pas endommager l'oreille interne ni les otolithes, qui sont ensuite prélevés à l'aide de pinces fines (Mahé *et al.* 2013).

I.2.4. Les différents types d'acquisition d'images de pièces calcifiées

L'acquisition d'images peut être réalisée selon deux approches distinctes : une approche manuelle, reposant sur l'utilisation d'une loupe binoculaire ou d'un microscope, et une approche automatisée, faisant intervenir une platine motorisée ou un scanner, en fonction de la nature des structures calcifiées analysées.

L'utilisation du scanner présente des avantages significatifs en termes de rapidité d'exécution et de standardisation des procédures, en comparaison avec les méthodes

manuelles, notamment pour l'acquisition et la numérisation de pièces calcifiées entières à fort contraste, telles que les otolithes dans les analyses morphométriques.

Toutefois, la mise en œuvre de cette technique requiert une phase préalable d'optimisation des paramètres d'acquisition et de traitement, afin de garantir leur reproductibilité et leur application homogène à l'ensemble des échantillons étudiés.

Par ailleurs, l'acquisition par scanner permet un gain de temps substantiel, estimé à environ 40 % par rapport à une acquisition réalisée manuellement sous loupe binoculaire (Oudard *et al.*, 2012).

I.2.5. Estimation de l'âge à partir des otolithes

Dans l'estimation de l'âge à partir des otolithes, on considère que les zones translucides correspondent aux marques d'âge. En effet, autour du noyau de l'otolithe (nucleus) se déposent progressivement des anneaux concentriques formés par des dépôts successifs de carbonate de calcium et de protéines. Ces dépôts créent une alternance entre zones opaques et zones translucides.

Les zones translucides sont généralement interprétées comme des marques annuelles, chacune correspondant à une année de vie du poisson, ce qui permet d'estimer son âge en les comptant (Reibish, 1899 ; Panfili, 1992).

Chapitre I. 3. Les maladies chez les poissons

I.3. Les maladies chez les poissons

Les maladies constituent l'un des principaux facteurs limitant la production animale. Elles résultent de processus pathologiques étroitement liés. Chez les poissons, aux contraintes du milieu aquatique et à leur physiologie de poïkilothermes, incapables d'assurer leur propre régulation thermique. Ces deux paramètres majeurs influencent la manière dont les poissons réagissent aux agressions infectieuses, traumatiques ou nutritionnelles (Rankin & Jensen 1993).

I.3.1. Mécanismes et causes principales

Les maladies des poissons résultent souvent d'un déséquilibre environnemental ou d'interactions complexes entre l'hôte, l'agent pathogène et le milieu (Woo & Bruno, 2011). Ces affections peuvent affecter la croissance, la reproduction et la valeur commerciale des espèces (Austin & Austin, 2016). Le tableau suivant présente une synthèse des principales pathologies observées chez les poissons.

Tableau 6. Principales maladies affectant les poissons marins

Type de cause	Exemples	Mécanismes
Bactérienne	<i>Aeromonas hydrophila</i> , <i>Vibrio anguillarum</i> , <i>Flavobacterium columnare</i>	Infection par lésions cutanées, septicémie, ulcères, pourriture des nageoires
Virale	Virus de la nécrose hématopoïétique infectieuse (IHNV), Virus de la septicémie hémorragique virale (VHSV)	Détérioration des tissus, hémorragies, mortalité rapide
Parasitaires	<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> (maladie des points blancs), <i>Gyrodactylus salaris</i>	Irritation cutanée, destruction des branchies, troubles respiratoires
Fongiques	<i>Saprolegnia</i> spp.	Mycoses superficielles sur la peau et les œufs
Non infectieuses	Pollution, stress thermique, carences nutritionnelles	Atteintes métaboliques, lésions branchiales, immunodépression

I.3.2. Les maladies virales

Les épidémies virales surviennent le plus souvent lors de l'apparition d'un nouveau virus, d'un passage d'hôte à hôte, ou lors de la réémergence d'un virus dans une nouvelle zone géographique (Morse 1991, Brown 2004). Bien que la grande plasticité génétique des virus joue un rôle clé dans l'émergence des maladies, la capacité d'un virus à provoquer une épidémie dépend d'un équilibre complexe entre l'hôte, l'agent pathogène et leur environnement. Les paramètres environnementaux associés à la densité de population et les conditions climatiques et/ou la qualité de l'eau influence fortement la transmission des agents pathogènes. Ainsi, la détérioration des milieux naturels peut induire des facteurs de stress au sein d'une population, la rendant plus sensible aux infections (Harb *et al.*, 1993 ; Appawu *et al.*, 2001 ; Patz *et al.*, 2005).

Les virus constituent un élément omniprésent des écosystèmes vivants et atteignent, dans le milieu marin, des abondances largement supérieures à celles des bactéries, archées et eucaryotes réunis (Wommack & Colwell, 2000 ; Suttle, 2007). Leur densité décroît généralement avec la profondeur, bien qu'ils demeurent détectables jusque dans les couches les plus profondes de l'océan, à environ 44 000 m. Dans les sédiments marins superficiels, les concentrations virales sont en général encore plus élevées que dans les eaux sus-jacentes, tout en suivant une diminution progressive avec la profondeur. Malgré cette décroissance, des virions restent observables jusqu'à 4 100 m sous le plancher océanique.

La diversité biologique élevée des écosystèmes marins se reflète dans une grande variété de virus associés aux organismes océaniques (Breitbart *et al.*, 2007).

I.3.2.1. Encéphalopathie et Rétinopathie Virale (VER)

La nécrose nerveuse virale (VNN), également appelée encéphalopathie et rétinite virales (VER) est une maladie neurophatogène qui est en pleine émergence dans le monde entier et qui touche un large éventail de poissons, tant sauvages que d'élevage (Munday *et al.*, 2002 ; Savoca *et al.*, 2021). Elle est causée par un virus à ARN qui fait partie de la famille des Nodaviridae et du genre Betanodavirus (Ziarati *et al.*, 2020 ; Biasini *et al.*, 2022), qui affecte le tissu nerveux, en particulier le cerveau et la rétine en provoquant des vacuolisations intenses de la couche granulaire du cerveau, de la moelle épinière et de la

rétine, entraînant ainsi des anomalies de la nage, une léthargie et un assombrissement de la couleur (Munday *et al.*, 2002 ; Doan *et al.*, 2017; Zorriehzahra 2020 ; Fouzi *et al.*, 2023).

I.3.2.1.1. Historique de la maladie

Les premières recherches ont caractérisé l'agent causal de l'encéphalopathie et de la rétinopathie virales (VER) comme un « virus de type picornavirus » (Glazbrook *et al.*, 1990 ; Breuil *et al.*, 1991). Cependant, sur la base des dimensions du virion et des propriétés génomiques du virus de la nécrose nerveuse du carangue rayé (*Pseudocaranx dentex*) (SJNNV), cet agent pathogène a ensuite été classé dans la famille des Nodaviridae (Mori *et al.*, 1992). Un virus appartenant à la famille des Nodaviridae a également été identifié comme l'agent étiologique responsable des épidémies de VER chez le bar européen (*Dicentrarchus labrax*) et le bar asiatique (*Lates calcarifer*) (Comps *et al.*, 1994). En 2000, les virus classés dans la famille des Nodaviridae ont fait l'objet d'une révision taxonomique en deux genres distincts, le genre Betanodavirus englobant les nodavirus qui infectent les poissons et le genre Alphanodavirus comprenant tous les nodavirus des insectes (Ball *et al.*, 2000). Le Betanodavirus est communément désigné par le sigle NNV (Nervous Necrosis Virus). Depuis 1985, des cas de VER ont été documentés à l'échelle mondiale, à l'exception de l'Amérique du Sud, où aucun cas de cette maladie n'a été signalé (Curtis *et al.*, 2001 ; John *et al.*, 2014). Le VER touche à la fois les populations aquacoles et sauvages, plus de 120 espèces appartenant à 30 familles et 11 ordres distincts se révélant sensibles à l'infection. Pendant plus d'une décennie, le VER a été considéré comme un problème touchant exclusivement les poissons marins. Cependant, depuis l'année 2000, le virus a également été documenté chez des espèces d'eau douce, notamment le guppy (*Poecilia reticulata*, Peters, 1858), le tilapia (*Oreochromis niloticus* Linnaeus, 1758), l'esturgeon (*Acipenser gueldenstaedi* Brandt & Ratzeburg, 1833), le poisson-chat chinois (*Silurus asotus* Linnaeus, 1758), le bar australien (*Macquaria novemaculeata* Steindachner, 1866), le tilapia du Nil (*Oreochromis niloticus* Linnaeus, 1758) et une espèce de blennie en voie de disparition (*Salaria fluviatilis* Asso y del Rio, 1801) (Athanasopou *et al.*, 2004 ; John *et al.*, 2014). La VER est classée comme un trouble neuropathogène, ce qui explique sa désignation initiale d'encéphalite virale du bar (Bellance *et al.*, 1988). Cette affection a également été

désignée sous les noms de nécrose nerveuse virale (VNN) (Yoshikoshi *et al.*, 1990), encéphalite virale des poissons (Comps *et al.*, 1994) et encéphalite et rétinite virales (Tanaka *et al.*, 2004). La maladie est actuellement officiellement reconnue comme une encéphalopathie et une rétinopathie virale (VER) par l'Office international des épizooties (OIE), conformément aux résultats histopathologiques associés à l'infection (Munday *et al.*, 2002).

I.3.2.1.2. Génome et morphologie du virus

Le bétanodavirus c'est un virus de petite taille non enveloppé, mesurant approximativement 25 à 30 nm de diamètre et doté d'une structure à symétrie icosaédrique, son génome simple brin d'ARN positif bisegmenté composé d'ARN1 et d'ARN2. L'ARN1 (3,1 kb) code pour l'ARN polymérase ARN-dépendante (RdRp), essentielle à la réplication virale, tandis que l'ARN2 (1,4 kb) code pour la protéine de capsid, responsable du tropisme de l'hôte et de l'immuno-réactivité (Mori *et al.*, 1992 ; Baud *et al.*, 2015) (Figure.14).

La protéine de capsid (CP) du nodavirus constitue un élément structural majeur intervenant dans l'assemblage de la nucléocapsid virale (Nishizawa *et al.*, 1997). Des travaux ont montré que cette protéine est capable d'activer la voie d'apoptose dépendante des caspases. Par conséquent, elle joue un rôle déterminant dans le développement des infections persistantes à nodavirus, notamment dans des affections telles que l'encéphalopathie virale et la rétinopathie (Guo *et al.*, 2003).

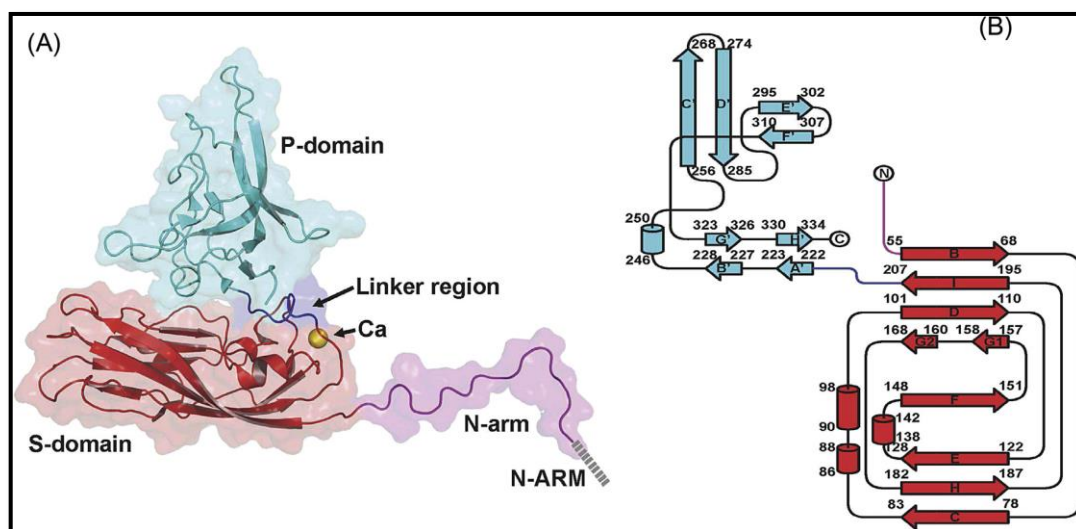


Figure 14. Structure de la particule de type virus de la nécrose nerveuse du mérrou (GNNV-LP). (A) Représentation en ruban de la sous-unité C de la GNNV-LP. Le N-ARM désordonné (résidu 1e33, gris), le Narm (résidus 34e51, magenta), le domaine S (résidus 52e213, rouge), la région de liaison (résidus 214e220, bleu), le domaine P (résidus 221e338, cyan) et l'ion Ca^{2+} (sphère jaune) sont représentés. (B) Diagramme topologique du CP GNNV avec les hélices et les brins représentés respectivement par des cylindres et des flèches. La topologie 1D de la sous-unité C est codée par couleur comme dans B. (Chen *et al.*, 2001).

I.3.2.1.3. Classification taxonomique

La classification des bétanodavirus repose historiquement sur la séquence variable de l'ARN2 (région T4), définissant quatre géotypes reconnus : RGNNV, BFNNV, TPNNV et SJNNV (Kroniris *et al.*, 2002). Trois géotypes additionnels ont été proposés (TNV, ACNNV, KSNNV), mais leur statut reste variable :

- TNV est considéré comme un cinquième géotype potentiel, bien qu'aucun isolat n'ait été confirmé ;
- ACNNV, isolé chez plusieurs poissons de l'Atlantique Nord, a finalement été intégré comme un clade du BFNNV ;
- KSNNV est trop récent pour être solidement établi dans la taxonomie.

L'isolement de nodavirus chez des invertébrés (ex. crustacés) a conduit à envisager la création d'un nouveau genre : Gammanodavirus, remettant partiellement en question la structure taxonomique de la famille (Delsert *et al.*, 1997 ; Iwamoto *et al.*, 2005).

Les avancées en séquençage ont révélé des réassortiments naturels entre RGNNV et SJNNV dans le sud de l'Europe, les combinaisons RGNNV/SJNNV (ARN1/ARN2) étant les plus fréquentes (Fenner *et al.*, 2007 ; Hong *et al.*, 2010).

Enfin, la classification sérologique reste débattue : les études divergent sur la correspondance entre sérogroupes et génotypes, en particulier concernant l'attribution des souches BFNNV et TPNNV (Chen *et al.*, 2007).

I.3.2.1.4. Réplication virale

L'ARN simple brin de polarité positive agit à la fois comme génome et comme ARN messager. Son extrémité 5' peut être dépourvue de modification, coiffée ou encore liée de manière covalente à une protéine VPg, tandis que l'extrémité 3' peut être nue ou polyadénylée. Après l'infection, cet ARN génomique/ARNm est directement traduit, souvent en une polyprotéine incluant les éléments nécessaires à la réplication (Souto *et al.*, 2018).

La réplication s'effectue dans des invaginations du réticulum endoplasmique granuleux, un compartiment spécialisé vraisemblablement destiné à soustraire les intermédiaires d'ARN double brin à la surveillance cellulaire. La synthèse du brin positif génère un ARN double brin, lequel sert ensuite de matrice pour produire de nouveaux ARN génomiques/ARNm de polarité positive. Les ARN nouvellement synthétisés peuvent être dirigés soit vers la traduction, soit vers la réplication (Venter *et al.*, 2008)

La réplication virale débute lorsque le virus se fixe à la cellule hôte puis atteint le cytoplasme, où il se décapside et libère son ARN génomique. L'ARN viral 1 est rapidement traduit, assurant la synthèse de la polymérase ARN-dépendante (RdRp) (Figure.15). La réplication se poursuit dans des usines virales cytoplasmiques, où un ARN double brin se forme à partir du génome simple brin positif. Cet ARN bicaténaire sert ensuite de matrice à la transcription et à la réplication, générant des ARNm viraux ainsi que de nouveaux génomes simples brins positifs. Parallèlement, l'ARN sous-génomique 3 est exprimé, tandis que l'ARN 2 est traduit pour produire la protéine α de la capside.

L'assemblage des particules virales s'effectue dans le cytoplasme autour des ARN génomiques 1 et 2, puis la protéine α est clivée en protéines β et γ , permettant la formation des virions matures. Ceux-ci sont finalement libérés, le plus souvent à la suite de la lyse de la cellule hôte (Hulo *et al.*, 2011).

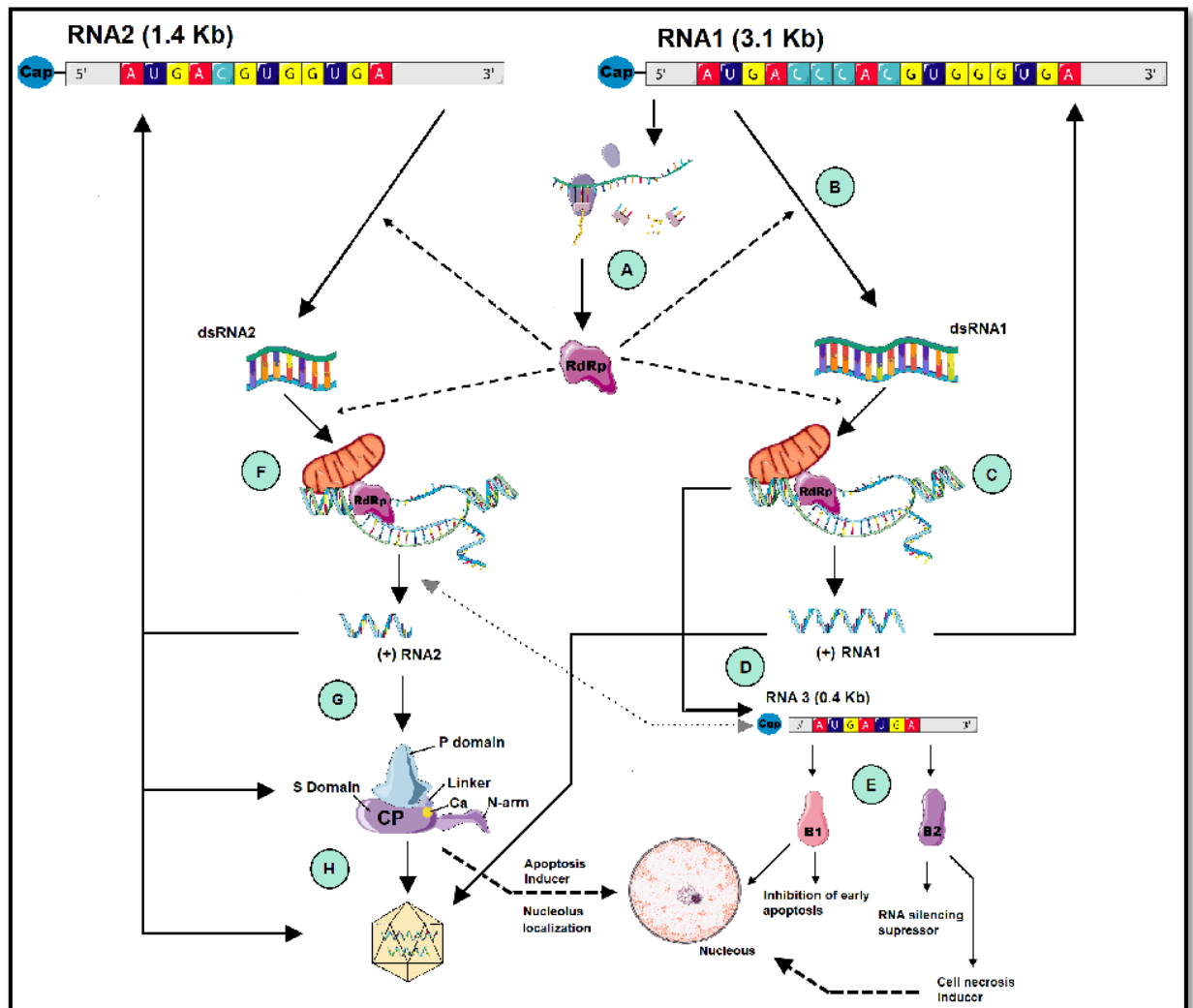


Figure 15. Aperçu schématique du cycle de réplication du bétanodavirus dans l'organisme hôte. (<http://smart.servier.com/>)

I.3.2.1.5. Transmission du NNV

La transmission du NNV peut se faire à la fois horizontalement et verticalement chez de nombreuses espèces de poissons. La transmission horizontale, directe ou via l'eau, a été observée chez plusieurs espèces (bar européen et asiatique, dorade royale, mérou marbré, sole sénégalaise) ainsi qu'entre espèces cohabitant dans la même ferme. Elle semble

favorisée par la densité d'élevage, la température et potentiellement par la diffusion virale via les branchies et la peau. Les génotypes viraux influencent également l'issue des infections.

De nombreux invertébrés, notamment les mollusques bivalves, ainsi que certains crustacés, peuvent agir comme réservoirs ou vecteurs, contribuant à la dispersion du virus dans la colonne d'eau. Des organismes utilisés comme nourriture vivante, tels qu'*Artemia salina* et *Brachionus plicatilis*, peuvent être infectés et transmettre le virus aux larves de poissons.

La transmission verticale a été démontrée chez plusieurs espèces, impliquant les gonades et parfois l'intestin, pouvant entraîner la contamination des œufs. Ces modes de transmission représentent un enjeu majeur pour l'aquaculture, où la prévention repose largement la détection des porteurs parmi les reproducteurs et les populations d'élevage.

I.3.2.1.6. Répartition géographique et gamme d'hôtes

Les bétanodavirus sont largement distribués, mais chaque génotype présente une répartition étroitement liée à sa tolérance thermique. Le génotype BFNNV, adapté aux eaux froides, est essentiellement limité au Japon, au nord de l'Europe et de l'Amérique. Il touche principalement des espèces d'élevage comme la morue, l'aiglefin, le flétan ou la limande à queue jaune, mais a aussi été détecté chez divers poissons sauvages des eaux scandinaves et au Canada (Nylund *et al.*, 2008 ; Panzarin *et al.*, 2016)

Le génotype RGNNV, adapté aux eaux tropicales et tempérées, est le plus répandu et inclut le plus grand nombre d'espèces sensibles. Il infecte de nombreuses espèces d'élevage et sauvages en Méditerranée, en Asie, en Australie et même en Californie. Il a aussi été observé récemment chez des poissons scandinaves habituellement associés au BFNNV. C'est par ailleurs le seul génotype impliqué dans des épidémies en eau douce (Nishizawa *et al.*, 1997 ; Ciulli *et al.*, 2007 ; Nishioka *et al.*, 2016).

À l'inverse, le génotype TPNNV reste très rare, n'ayant été identifié que chez une seule espèce au Japon, tandis que le SJNNV, initialement considéré comme limité aux eaux japonaises, a été détecté chez des poissons d'élevage dans la péninsule Ibérique. Enfin, les réassortants naturels SJNNV/RGNNV sont rares et signalés uniquement chez le bar

italien, alors que la forme inverse RGNNV/SJNNV est largement présente en Europe du Sud, notamment chez le bar européen, la sole (commune et sénégalaise), la dorade royale et récemment le chinchard méditerranéen (Figure.16) (Cutrín *et al.*, 2007 ; Oliveira *et al.*, 2009 ; Toffan *et al.*, 2017 ; Bitchava *et al.*, 2019).

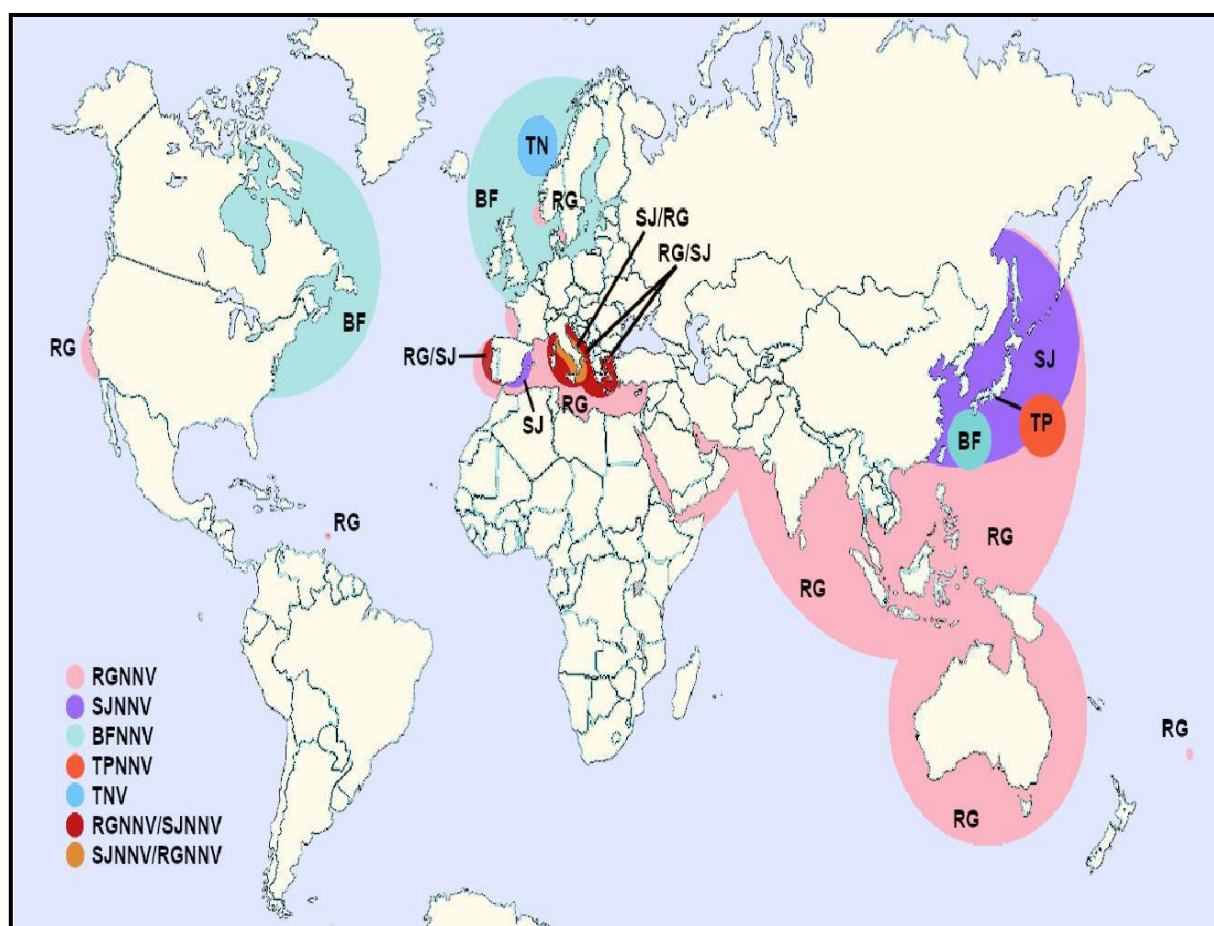


Figure 16. Répartition des génotypes du virus de la nécrose nerveuse (NNV) dans le monde (<http://smart.servier.com/>)

I.3.2.1.7. Le traitement et prévention et gestion en élevage

Chez les poissons, il n'existe pas encore de traitement curatif standardisé contre le Bétanodavirus (NNV) en aquaculture, et la lutte repose principalement sur des stratégies préventives combinant vaccination, biosécurité et gestion rigoureuse des reproducteurs. Les vaccins inactivés, obtenus par formol, β -propiolactone (BEI) ou irradiation

ultraviolette (UV), ont montré une protection élevée chez le bar européen et les mérours, avec des pourcentages relatifs de survie (RPS) atteignant 80 à 95 % après injection ou bain, y compris chez les larves de mérou tacheté (Kai et al., 2008 ; Falcó *et al.*, 2021). Par ailleurs, des approches innovantes telles que les vaccins ADN ou multi-épitope sont en développement : l'administration orale de micro-particules de PLGA contenant le gène de la capsid associé à l'IFN- γ a permis d'obtenir environ 82 % de survie après infection expérimentale chez le mérou (Peng, 2025), tandis que des vaccins multi-épitope ciblant la polymérase virale ont été conçus *in silico* et se révèlent fortement immunogènes sur modèles expérimentaux, bien qu'ils ne soient pas encore validés en conditions d'élevage (Nurul *et al.*, 2024). En complément, les mesures de biosécurité jouent un rôle essentiel dans la prévention de la transmission virale : la désinfection de l'eau de recyclage par chlore électrogénéré a permis de bloquer totalement la transmission horizontale du NNV dans un système RAS de bar européen (Ben-Asher *et al.*, 2019), et l'inactivation virale par UV-C (3 mJ/cm²) ou par formol à 0,2 % pendant 24 heures s'est révélée efficace pour produire des antigènes vaccinaux sûrs (Falcó *et al.*, 2021).

Ainsi l'utilisation des substances naturelles, comme le chitosane, constitue une approche prometteuse dans le traitement des maladies virales en aquaculture, car elles stimulent l'immunité et réduisent la réplication virale (Chérif *et al.*, 2021). Par ailleurs, l'utilisation de probiotiques, notamment *Enterococcus faecium* R.A73, représente également une stratégie innovante contre le nodavirus, cette souche ayant montré une capacité à inhiber la réplication virale et à moduler la réponse immunitaire des cellules hôtes, notamment par l'induction de cytokines comme l'IL-10. Toutefois, ces résultats étant principalement issus d'études *in vitro*, des validations *in vivo* restent nécessaires avant toute application à grande échelle en aquaculture (Chérif *et al.*, 2022). En complément, d'autres solutions incluent l'utilisation d'antiviraux et la sélection génétique de poissons résistants (Mugimba *et al.*, 2021). Ainsi, la combinaison de ces différentes approches constitue la stratégie la plus efficace pour limiter l'impact des maladies virales en aquaculture.

I.3.3. Les maladies bactériennes

Les pathologies bactériennes chez les poissons représentent un défi important dans les domaines de l'aquaculture et des habitats aquatiques naturels. Ces affections sont principalement attribuées à des entités procaryotes unicellulaires appelées bactéries.

De nombreuses espèces bactériennes présentes dans les écosystèmes aquatiques jouent un rôle essentiel dans le maintien de l'équilibre écologique et n'ont aucune influence directe sur la pathogenèse des maladies des poissons. Néanmoins, environ 125 espèces bactériennes distinctes, classées en 34 familles bactériennes distinctes, ont été associées à diverses maladies des poissons à l'échelle mondiale. En outre, près de 100 virus de poissons appartenant à 16 familles virales différentes ont été isolés à travers le monde, seuls 5 virus de poissons ayant été documentés dans les limites géographiques de la Turquie. Le catalogue des agents pathogènes viraux et bactériens affectant les poissons ne cesse de s'élargir. (Actis et al., 1999 ; Abayneh *et al.*, 2013).

I.3.3.1. Caractéristiques des bactéries

Structure procaryote : Les organismes bactériens, en particulier ceux que l'on trouve dans les environnements aquatiques, présentent une architecture cellulaire procaryote, caractérisée par la présence de matériel génétique principalement organisé sous la forme d'un chromosome circulaire singulier situé dans la région cytoplasmique, au lieu d'être compartimenté dans une enveloppe nucléaire distincte. Leur stratégie de reproduction est principalement asexuée, obtenue par fission binaire, et ils possèdent un large éventail de voies métaboliques qui facilitent leur adaptation à un large éventail d'environnements naturels et anthropiques. (Abayneh *et al.*, 2013 ; Alcaid *et al.*, 1999).

I.3.3.2. Composition de la paroi cellulaire

Un attribut essentiel de ces microorganismes est la paroi cellulaire robuste qui enveloppe la membrane cytoplasmique, qui est principalement composée de peptidoglycane (également appelé muréine) et assure l'intégrité structurale. L'architecture spécifique et la

composition biochimique de cette paroi cellulaire jouent un rôle déterminant dans la classification taxonomique et l'identification des espèces bactériennes, notamment grâce à l'application de la technique de coloration de Gram, qui classe les bactéries en deux groupes principaux. (Alcaid *et al.*, 1999).

I.3.3.3. Pathogénie et classification

De manière générale, Les bactéries associées aux maladies des poissons peuvent être classées en bactéries liées aux affections piscicoles en pathogènes stricts (ou véritables) et en pathogènes opportunistes. Les pathogènes stricts se consacrent à la vie parasitaire et peuvent entraîner d'importantes pertes économiques dans le domaine de l'aquaculture, alors que les pathogènes opportunistes ne manifestent généralement leurs effets délétères que dans des situations exceptionnelles, comme lors de perturbations environnementales ou d'une dégradation du système immunitaire de l'hôte (Allan *et al.*, 1981 ; Alcaid *et al.*, 1999).

I.3.3.4. Signes cliniques

Les infections bactériennes peuvent présenter des symptômes non spécifiques, toutefois leur regroupement peut indiquer l'existence de mécanismes pathogènes partagés. Cela inclut des lésions hémorragiques et nécrotiques (généralement aiguës) ou des lésions prolifératives (généralement chroniques). Les infections peuvent être localisées ou systémiques, certains agents septicémiques causant des dommages locaux importants avant de se disséminer dans l'ensemble du corps. Par ailleurs, les infections locales progressives peuvent envahir l'organisme en cas d'insuffisance des défenses immunitaires de l'hôte.

La plupart des bactéries responsables de maladies chez les poissons sont des bacilles Gram négatifs, mais certains agents pathogènes qui sont des bacilles Gram positifs ou des cocci et quelques-uns qui sont des bacilles acido-résistants provoquent également des maladies chez les animaux aquatiques. (Altinok *et al.*, 2001).

I.3.3.5. La vibriose

La vibriose représente une affection bactérienne provoquée par diverses espèces appartenant aux genres *Vibrio* et *Photobacterium*, qui sont notamment reconnues comme des agents pathogènes marins importants affectant à la fois la faune sauvage et les espèces cultivées dans des environnements contrôlés, notamment les poissons, les crustacés, les mollusques, les coraux et les rotifères (Gomez-Gil *et al.*, 2014). En raison de l'évolution de la taxonomie de *Vibrio* ces dernières années, certaines espèces pathogènes de *Vibrio* ont été reclassées selon une nouvelle nomenclature, comme *Aliivibrio spp.* Par exemple, *A. salmonicida*, initialement caractérisé par Egidius *et al.*, (1981), a été précédemment identifié comme étant *V. salmonicida*, un agent étiologique reconnu de la vibriose des eaux froides (Colquhoun et Sørum 2001), ou de la maladie de Hitra, qui touche le saumon de l'Atlantique *Salmo salar* (Egidius *et al.*, 1981). La « vibriose » est définie de manière imprécise comme une septicémie résultant d'une infection par des vibrions. Elle était autrefois appelée septicémie bactérienne chez les espèces de pénéides, vibriose chez les espèces de pénéides, vibriose luminescente ou maladie des jambes rouges (Aguirre-Guzman *et al.*, 2004). Cette maladie est classée comme une épizootie, définie comme une épidémie mondiale de maladie transmissible qui se manifeste temporairement dans des régions géographiques confinées (Austin & Austin 2012).

I.3.3.5.1. *Vibrio harveyi*

Certaines souches, comme *Vibrio harveyi*, ont été identifiées comme des agents étiologiques de la vibriose, une septicémie hémorragique mortelle qui affecte la faune aquatique (Austin et Zhang, 2006). La survenue d'une vibriose attribuée à *V. harveyi* représente un défi important dans le domaine de l'aquaculture. De plus, cette espèce particulière est reconnue comme un agent pathogène important affectant les crevettes, les mollusques et les crustacés (Sawabe *et al.*, 2007 ; Soto-Rodriguez *et al.*, 2012 ; Travers *et al.*, 2008). Des infections ont également été documentées chez des espèces de piscines, notamment le bar européen *Dicentrarchus labrax* Pujalte *et al.* (2003) et Vendramin *et al.*, (2016) ont récemment décrit *V. harveyi* comme une menace émergente pour le bar

d'élevage, qui constitue une espèce de poisson économiquement vitale en Europe (FAO, 2020).

I.3.3.5.2. *Photobactérium*

Le genre *Photobacterium*, appartenant à la famille des Vibrionaceae, regroupe seize espèces généralement décrites comme facultativement anaérobies et faiblement halophiles. Bien que certaines d'entre elles soient luminescentes, ce caractère écologique majeur n'est en réalité présent que chez une minorité d'espèces. Ainsi, seules *P. phosphoreum* (espèce type), *P. leiognathi*, *P. aquimaris*, *P. kishitanii* et *P. ganghwense* ont été formellement identifiées comme produisant de la lumière.

Les espèces luminescentes entretiennent parfois des relations symbiotiques avec des poissons des grandes profondeurs, au sein desquels elles résident dans des organes lumineux spécialisés (Ast & Dunlap, 2005 ; Dunlap & Ast, 2005). À l'inverse, d'autres membres du genre, comme *P. damsela*, présentent un comportement pathogène pour divers animaux marins.

La plupart des espèces de *Photobacterium* ont été isolées de milieux marins à différentes profondeurs, tandis que d'autres proviennent directement d'organismes marins. Bien que ce genre ait initialement été considéré comme majoritairement luminescent, plus de la moitié des espèces actuellement reconnues ne possèdent pas cette capacité (Kim *et al.*, 2010).

I.3.3.5.3. Les signes cliniques de la vibriose

Les signes cliniques de la vibriose chez les poissons débutent généralement par des altérations externes et peuvent évoluer vers une infection systémique entraînant la mortalité si l'affection n'est pas prise en charge. Les espèces du genre *Vibrio*, responsables de cette maladie, provoquent habituellement des ulcères cutanés et des infections généralisées (Sonia & Lipton, 2012). Les symptômes ont été décrits pour la première fois chez l'anguille européenne (*Anguilla d'Amsellem*) en Norvège puis au Royaume-Uni (McCarthy, 1976). Ils incluent la léthargie, l'anorexie, des comportements

de nage anormaux ou des mouvements en rotation, des lésions cutanées hémorragiques ou ulcératives, une distension abdominale, une exophtalmie, une nécrose branchiale, un assombrissement de la peau ainsi que la mort.

Des signes respiratoires tels qu'une augmentation du rythme operculaire, des sifflements et une détresse respiratoire ont également été rapportés (Ransangan & Mustafa, 2009). Chez le mérou, la vibriose affecte tous les stades de vie, les premiers signes étant la perte d'appétit et la décoloration cutanée, suivies d'une léthargie et d'une nage anormale à proximité de la surface. Les ulcères peuvent devenir hémorragiques, les nageoires évoluées vers la nécrose, et des anomalies oculaires comme l'exophtalmie ou l'opacité cornéenne sont fréquentes (Nagasawa & Cruz-Lacierda, 2004). Enfin, certaines espèces comme *Vibrio carchariae* (syn. *V. harveyi*) peuvent induire une gastro-entérite caractérisée par un intestin gonflé contenant un liquide jaune (Nagasawa & Cruz-Lacierda, 2004).

I.3.3.6. Traitement contre les maladies bactériennes

Les infections bactériennes restent une cause majeure de mortalité en pisciculture, mais la prise en charge repose de plus en plus sur la prévention (biosécurité, vaccination, probiotiques, phytothérapie) plutôt que sur les seuls antibiotiques.

I.3.3.6.1. Principales options thérapeutiques et préventives

La lutte contre les maladies bactériennes en aquaculture repose sur une approche intégrée combinant traitements thérapeutiques et mesures préventives. Les antibiotiques demeurent historiquement les principaux agents utilisés, notamment l'oxytétracycline, le florfénicol, les sulfamides, l'amoxicilline, l'érythromycine et les fluoroquinolones. Toutefois, leur usage intensif peut favoriser l'émergence de résistances bactériennes, entraîner la présence de résidus médicamenteux dans les produits aquacoles et provoquer leur dispersion dans l'environnement, constituant ainsi un risque pour la santé humaine et les écosystèmes (Kuebutornye *et al.*, 2020). Afin de limiter ces effets, la vaccination s'est imposée comme une stratégie préventive majeure, avec l'utilisation de vaccins inactivés, vivants atténués, recombinants ou à ADN ; des millions de poissons sont

vaccinés chaque année, ce qui permet de réduire significativement l'usage des antibiotiques et les pertes économiques liées à des bactéries telles que *Vibrio* et *Aeromonas*. Néanmoins, cette stratégie présente certaines contraintes, notamment le coût, la main-d'œuvre requise et la disponibilité limitée de vaccins pour certaines espèces ou pathogènes (Mohd-Aris *et al.*, 2019). Par ailleurs, les mesures de gestion et de biosécurité constituent un pilier essentiel de la prévention, incluant le maintien d'une bonne qualité de l'eau, une densité d'élevage adaptée, une alimentation équilibrée, la quarantaine des nouveaux lots, la désinfection du matériel et le traitement des eaux entrantes par UV ou ozone, ce qui permet de réduire considérablement l'incidence des flambées bactériennes (Noga, 2010 ; Austin & Austin, 2016).

I.3.4. Utilisation de l'intelligence artificielle pour surveiller les poissons contre les maladies

L'intelligence artificielle (IA) est aujourd'hui largement mobilisée pour la surveillance et la détection des maladies en aquaculture, en proposant des solutions à la fois rapides, précises et automatisées. Grâce à des techniques telles que l'apprentissage automatique et la vision par ordinateur, il est possible d'analyser des images ainsi que des données comportementales afin de repérer précocement des signes cliniques, comme des lésions, des changements de coloration ou des comportements inhabituels, permettant ainsi d'intervenir avant la propagation de la maladie (Rao, 2025).

Des systèmes reposant sur des réseaux de neurones convolutifs (CNN) et sur des modèles hybrides, tels que NAM-YOLO v7, ont atteint des taux de précision dépassant 90 % dans l'identification de pathologies spécifiques, tout en garantissant des temps de traitement rapides, adaptés notamment aux exploitations aquacoles de petite taille (Mandal & Ghosh, 2023 ; Jutagate *et al.*, 2024).

Par ailleurs, l'association de capteurs IoT et d'algorithmes d'IA assure un suivi en temps réel des paramètres environnementaux et du comportement des poissons, favorisant une gestion préventive et optimisée de la santé des élevages. Certains dispositifs avancés combinent même plusieurs approches d'intelligence artificielle afin d'améliorer les

performances de détection et intègrent des interfaces conviviales, telles que des chatbots, pour accompagner les éleveurs dans le diagnostic (Jutagate *et al.*, 2024).

Chapitre II : Matériel et méthodes

Chapitre II : Matériel et méthodes

II.1. Sites étudiés et échantillonnage

L'échantillonnage s'est étalé entre septembre 2021 et juillet 2024, et n'était pas réaliser d'une façon régulière (mensuel ou saisonnier), à cause des spécificités liées aux espèces étudiées (la rareté des espèces étudiés, la vende direct de poissons pêchés sans passer par les poissonneries, l'absence des statistiques de pêche,). Nos échantillons concernent Cinq espèces ; le bar européen *Dicentrarchus labrax*, la dorade royale *Sparus aurata*, le rouget de vase *Mullus barbatus*, le mérrou (*Epinephelus marginatus* et *Epinephelus costae*). Ces échantillons ont été prélevés sur divers sites de la côte ouest algérienne, incluant trois sites naturels : deux situés à Mostaganem (près du golfe d'Arzew) (port de Sidi-Lakhdar et port de Salamandre) et un dans la baie de Beni-Saf (Port de Béni-Saf), ainsi qu'une ferme aquacole située à Tlemcen (ferme aquacole de Honaine). Quelques fois des individus entiers ont été prélevés de trois régions de l'Algérie (Est, centre et Ouest) (Figure.17), en vue de l'analyse virologique.

Les individus de chaque espèce de poisson prélevées ont été photographiés à l'aide d'un appareil photo numérique Cannon EOS 750d objectif Macro 18,135 mm et transportés au laboratoire de Protection, Valorisation des Ressources Marines Littorales et Systématique Moléculaire où ils ont été clairement identifiés (Figure.18).

Chaque individu a été pesé (Poids humide du corps) à l'aide d'une balance électronique ($\pm 0.001\text{g}$), mesurés par un ichtyomètre ($\pm 1\text{mm}$).

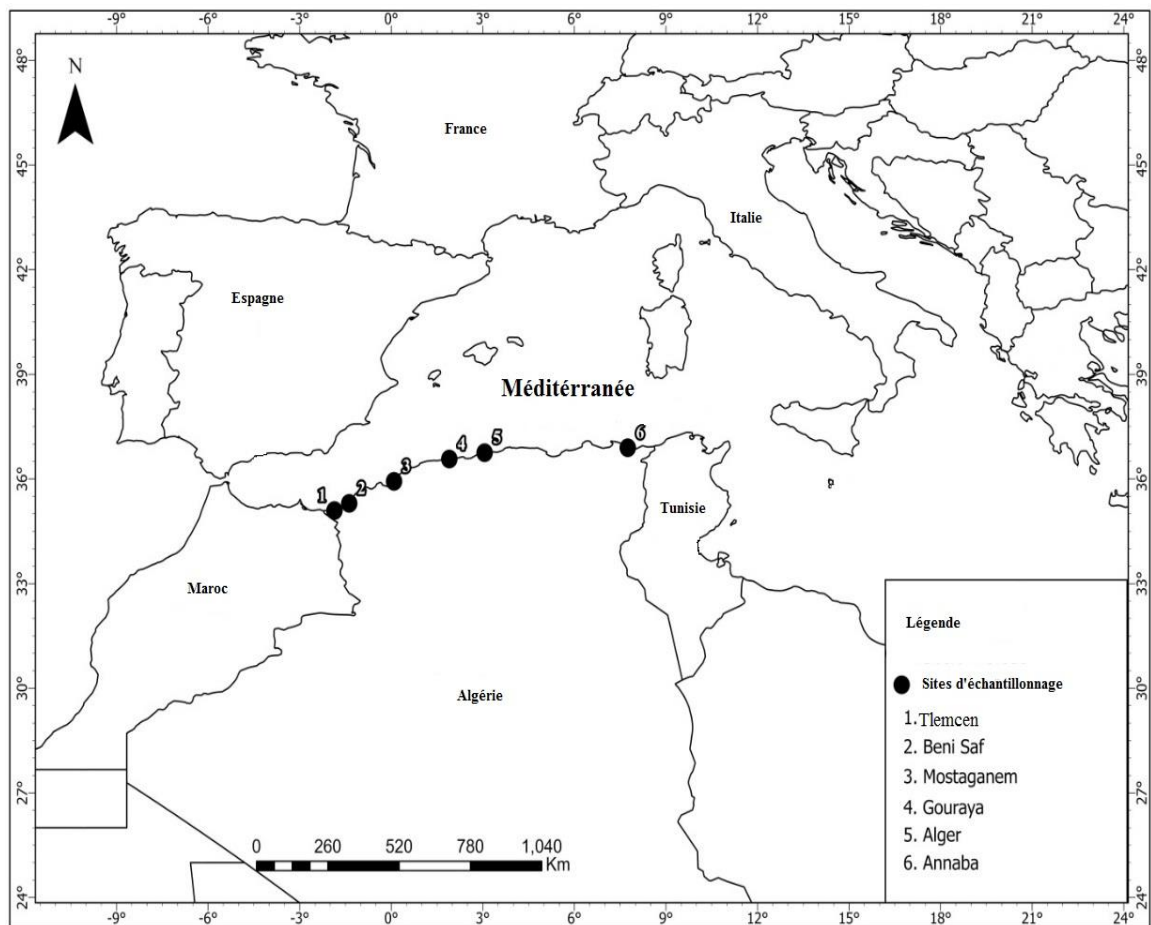


Figure 17. Localisation des sites d'échantillonnages des espèces étudiées (*Dicentrarchus labrax* ; *Sparus aurata* ; *Mullus barbatus* ; *Epinephelus costae* ; *Epinephelus marginatus*)

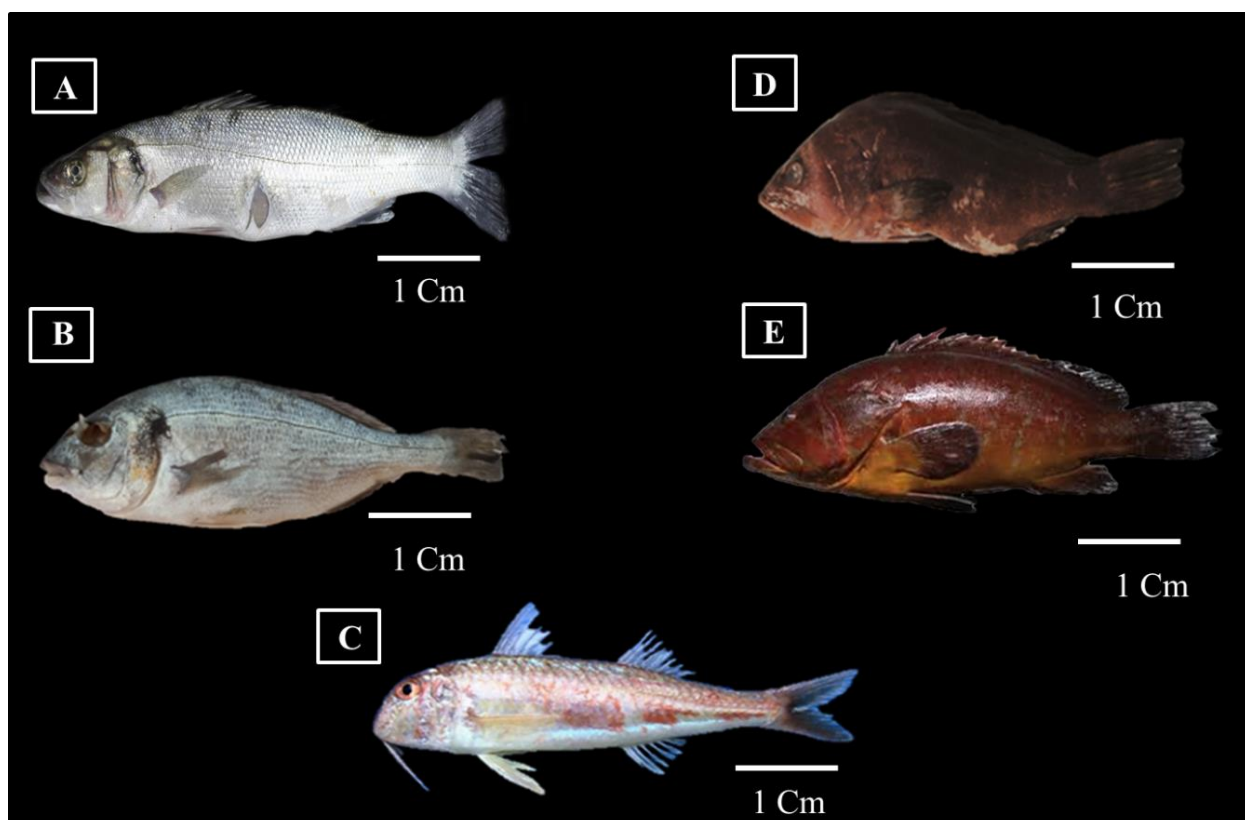


Figure 18. Morphologie externe des trois espèces de poissons perciformes étudiés (A : *Dicentrarchus labrax*, B : *Sparus aurata*, C : *Mullus barbatus*, D : *Epinephelus costae*, E : *Epinephelus marginatus*) (Photos prises par S. Benmokrane, 2025).

II.2. Etude biométrique

La biométrie vise principalement à mettre en évidence, au sein d'une même population, des variations permettant de distinguer des espèces, des sous-espèces ou encore des groupes raciaux, en s'appuyant sur des caractères morphométriques et méristiques. En halieutique comme en aquaculture marine, la délimitation des stocks d'une espèce constitue une étape fondamentale pour comprendre la biologie et le fonctionnement de ses populations. Les traits morphologiques qui reflètent la plasticité phénotypique des poissons (Sain & Foote, 1999) résultent de l'action de divers facteurs environnementaux salinité, luminosité, teneur en oxygène, température (Ali & Lindsey, 1974 ; Beacham, 1990) ainsi que de l'alimentation, notamment la disponibilité et la nature des proies. Ces paramètres influencent particulièrement la variabilité des caractères méristiques (Meyer, 1990 ; Robinson & Wilson, 1995 ; Day & Mc Phail, 1996).

II.2.1. Caractères métriques

Un total de quinze caractères métriques a été utilisé pour décrire la morphologie des espèces étudiées : la longueur totale (Lt); la longueur standard (Ls); la longueur à la fourche (Lf); la longueur pré-pectorale (LPp); la longueur post-pectorale (LPP); le diamètre de l'oeil (Do); la longueur pré-orbitaire (Lpo); la longueur post-orbitaire (LPO); la hauteur du corps (Hc); la hauteur du pédoncule caudale (Hpc); l'épaisseur du corps (Ec); la longueur pré-dorsale (Lpd); la longueur pré-anale (Lpa); la longueur du maxillaire (Lmax); l'espace interorbitaire (Dio) et la longueur céphalique (Lc). Les mesures ont été effectuées à l'aide d'un ichthyomètre (Figure.19).

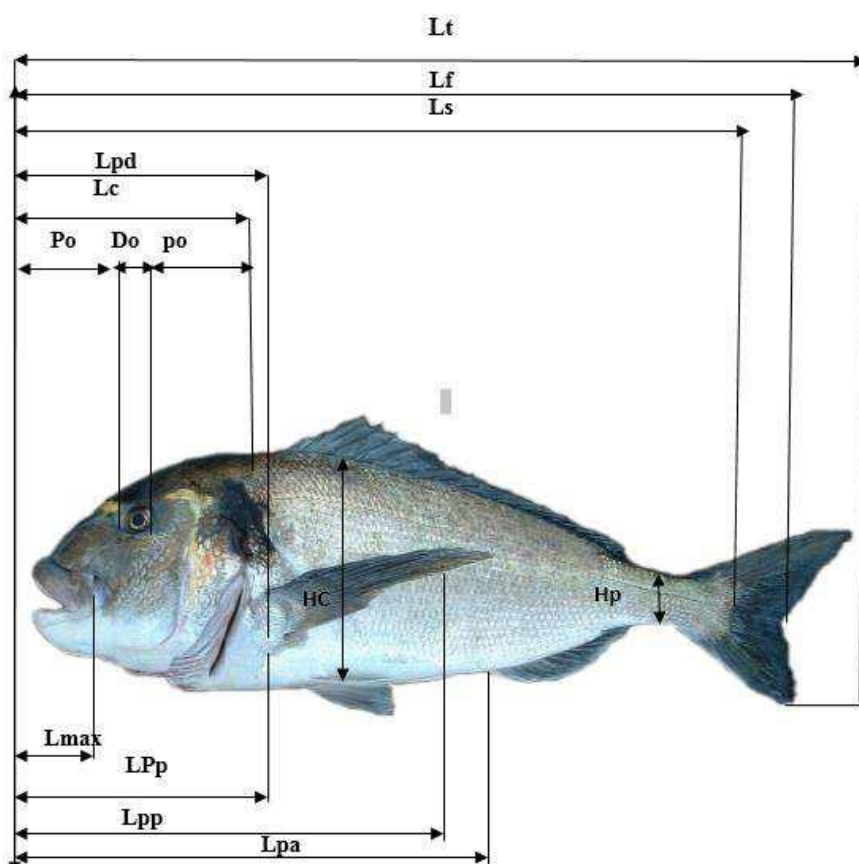


Figure 19. Mesure effectuée des caractères métriques chez la dorade royale *Sparus aurata* Lt : longueur totale ; Lf : longueur à la fourche ; Ls : longueur standard ; Lc : longueur céphalique; Lpd : longueur pré-dorsale ; Po : longueur pré-orbitaire ; Do : Diamètre orbitaire ; Po : longueur post-orbitaire ; Ec : épaisseur du corps ; Hc : hauteur du corps ;Hpc : hauteur du pédoncule caudal ; Lmax: longueur du maxillaire ;LPp: longueur prépectorale ;Lpp: longueur post-pectorale ;Lpa: longueur post-anale ; Eio: espace interorbitaire.

II.2. 2.Estimation de l'âge

En halieutique, l'évaluation de l'âge individuel est un élément fondamental pour une meilleure connaissance de la dynamique des populations ichthyologiques et la gestion de leurs stocks (Casselman, 1987; Cailli *et al.*, 2001).

Chez les populations ichthyologiques, la mesure de l'âge peut se faire suivant deux grandes catégories de méthodes :

La méthode directe : par la lecture des lignes d'arrêt de croissance (annuli) inscrites sur les diverses pièces anatomiques (sclérochronologie ou otolithométrie).

La méthode indirecte : l'âge est déterminé indirectement par l'étude de la distribution statistique des effectifs par classe de taille (méthode graphique de Petersen, méthode des maximums successifs de Le Guen, méthode des différences logarithmiques ou de Bhattacharya...)

II.2.2.1. Méthode directe

II.2.2.1.1. Prélèvement des otolithes

Les otolithes sont des concrétions acellulaires composé de carbonate de calcium et d'autres sels inorganiques, qui se développent sur une matrice protéique (Carlström, 1963 ; Blacker, 1969 ; Degens *et al.*, 1969 ; Cermeño *et al.*, 2006) présentes dans l'oreille interne des poissons osseux, ils sont trois en tout : *sagitta*, *lapillus* et *asteriscus*. Selon Degens *et al.*, 1969, la *sagitta*, composée de cristaux d'aragonite, elle est la plus grande, nommée souvent otolithe sacculaire ou encore sacculithe (Veen & Hoedemakers, 2005).

Les otolithes, l'une des structures anatomiques les plus précieuses chez les poissons pour diverses recherches, engendrent une multitude d'applications pratiques (Panella 1971 ; Morales-Nin & Panfili, 2002). Ces applications vont au-delà de l'ichtyologie et englobent largement la recherche en écologie alimentaire des poissons prédateurs, ainsi que divers aspects de la paléontologie, de la stratigraphie, de l'archéologie et de la zoogéographie. (Degens *et al.*, 1969).

Les otolithes étant logés dans la boîte crânienne, il est indispensable d'ouvrir celle-ci pour les prélever. À cette fin, nous avons utilisé la coupe frontale décrite par Mahé *et al.*, (2013).

Le poisson est maintenu fermement par les yeux entre le pouce et l'index, puis une incision d'environ 45° est pratiquée au niveau du front. Après ouverture du crâne, l'encéphale est délicatement déplacé en basculant la partie antérieure de la tête, ce qui permet d'accéder aux deux sagitta, retirées à l'aide d'une pince.

Une fois extraits, les otolithes doivent être nettoyés pour éliminer le mucus et les résidus organiques. Ils sont ensuite séchés soit à l'air libre à température ambiante, soit à l'aide de papier absorbant. En attendant leur analyse, les otolithes sont conservés dans des microtubes de type Eppendorf® étiquetés conformément aux recommandations de Mahé *et al.*, (2013).

Les otolithes de *Sparus aurata* et de *Dicentrarchus labrax* ont été examinés à l'aide d'un stéréomicroscope (EUROMEX®) couplé à une caméra numérique reliée à un ordinateur équipé du logiciel ImageFocus Plus (Figure.20). Ce dispositif a permis l'acquisition, la visualisation et l'analyse d'images numériques des otolithes, facilitant l'examen détaillé de leur morphologie et l'archivage des données pour des analyses ultérieures. Les observations ont été réalisées en conditions de laboratoire afin de décrire leur morphologie générale et leurs caractéristiques macroscopiques, notamment la forme, la structure et les variations de surface visibles à faible grossissement. L'utilisation du stéréomicroscope a permis une observation tridimensionnelle précise des otolithes, facilitant leur identification et la comparaison interspécifique.



Figure 20. Observation des otolithes des deux espèces étudiées (*Sparus aurata* et *Dicentrarchus labrax*)

II.2.2.1.2. Détermination de l'âge

L'identification des structures saisonnières de croissance au sein de l'otolithe permet d'estimer l'âge de la structure calcifiée. Il est primordial de fixer, dès le début de l'estimation, l'axe de lecture reliant le noyau au bord afin d'assurer un suivi temporel précis. Les annuli saisonniers se distinguent habituellement par des contrastes d'opacité et des variations dans la proportion de matrice organique.

En réflexion de lumière, les zones opaques semblent claires tandis que les zones translucides apparaissent sombres. Les marques de croissance diminuent progressivement depuis le centre de la pièce calcifiée jusqu'à son pourtour, en corrélation avec la diminution du rythme de croissance en fonction de l'âge.

Après avoir identifié l'ensemble des marques de croissance présentes sur la structure calcifiée, les éléments suivants sont nécessaires pour déterminer l'âge de l'individu :

- La date de capture ;
- La date de naissance individuelle ;
- Les marques de croissance considérées ;
- La nature du bord de la pièce calcifiée.

L'estimation de l'âge à partir d'un dénombrement de marques de croissance nécessite une corrélation entre la date de formation des marques en relation, la date d'individuation et la date de naissance.

L'âge d'un individu peut être déterminé en utilisant les tableaux de décision suivants (Bellail, 2005). Le dénombrement commence à partir de la première zone translucide saisonnière mise en place après la zone opaque de l'année de naissance.

Par convention, le 1er janvier est fixé comme date de naissance pour tous les individus (Williams & Bedford, 1974).

Tableau 7. Attribution d'un âge par dénombrement de n zones translucides

Nature du bord	Date de capture	
	1er Janvier- 31 Juin	1er Juillet- 31 Décembre
Translucide	Age = n	Age = n-1
Opaque	Age = n+1	Age = n

II.2.2.2. Méthode indirecte

II.2.2.2.1. La méthode de Bhattacharya

Cette méthode permet de décomposer une population en sous populations ou classes d'âge ou cohortes, les tailles moyennes de chaque sous population, reportées en droites de pentes négatives (Boufersaoui, 2012).

La méthode de Bhattacharya est une méthode de décomposition en classes de tailles (de poids) qui est simple à mettre en œuvre.

Le principe de la méthode consiste en une représentation graphique de la différence des logarithmes des effectifs $\Delta \log_{10} y$ de chaque classe de taille, en fonction des centres de classes.

La formule de Bhattacharya est telle que :

Avec :

$Y(x + h)$: effectif de la classe $x+h$.

$Y(x)$: effectif de la classe x .

Sur le graphe, on choisit les points qui s'alignent en ligne droite avec une pente négative (Bhattacharya, 1967).

Le nombre de droites obtenu, correspond au nombre de composantes autrement dit aux groupes d'âge. Les moyennes de ces composantes, c'est à dire les tailles moyennes des différents âges, sont ensuite estimées par la formule suivante :

: Abscisse des points d'intersection de droites de pente négative avec l'axe des abscisses.

θ : angle aigu que fait la droite de pente négative avec l'axe des abscisses.

h : intervalle de classe.

$h^2/12$: correction de sheppard.

Il faut bien choisir l'intervalle de classes car le choix de l'intervalle de classe dans l'application de cette méthode a une grande importance pour la mise en évidence des différentes classes d'âge et leur suivi dans le temps (Nouar, 2003).

La croissance linéaire a été étudiée par une analyse des distributions de fréquences de tailles en utilisant la méthode de progression modale de Bhattacharya (1967) à l'aide du logiciel FISAT Version (1.2.2), élaborée par (Gyanilo *et al.*, 2005), qui permet de déterminer directement la clé âge-longueur.

II.3. Etude de la croissance

II.3.1. Croissance linéaire

La modélisation de la croissance offre une meilleure compréhension de l'évolution des biomasses au fil du temps et joue un rôle crucial dans la gestion des stocks de poissons.

En fait, aucun modèle mathématique n'offre une satisfaction totale et ne décrit avec exactitude la croissance d'une population naturelle. Généralement, le modèle de Von Bertalanffy (1938) est le plus approprié pour décrire l'accroissement individuel en termes

de longueur et de masse. On estime que le poids d'un organisme est soumis à deux processus physiologiques opposés, l'anabolisme et le catabolisme, qui représentent respectivement une augmentation puis une diminution du poids du poisson. L'auteur indique que le taux de catabolisme est proportionnel à la masse corporelle (volume du corps). Les deux processus physiologiques qui agissent sans interruption et en même temps tout au long de la vie de l'animal, la distinction entre eux à un moment précis détermine le taux de variation à ce moment-là. Habituellement, le développement conduit à l'expression finale qui symbolise l'équation de croissance linéaire absolue :

$$L_t = L_{\infty} [1 - e^{-k(t - t_0)}] \text{ où:}$$

L_t : longueur totale à l'âge t (cm).

L_{∞} : longueur asymptotique ou longueur théorique maximale (cm).

k : taux de croissance ou coefficient instantané de la croissance ($k > 0$).

t_0 : âge théorique (année) que le poisson aurait eu à la taille zéro ($L_t = 0$).

II.3. 1.1. Analyse des structures d'âge

II.3. 1.1.1. Méthode de Tomlinson-Abramson (1961 in Harchouche, 2006)

La méthode de Tomlinson-Abramson, décrite par le programme de Abramson (1971) est basée sur un principe d'ajustement de types moindres carrés de la courbe de Von Bertalanffy (Sparre, 1987). Cette méthode considère toutes les valeurs observées, de plus elle permet de mieux apprécier les estimations des paramètres en minimisant la somme des carrés des écarts des points observés par rapport à la courbe ajustée.

Cette méthode nécessite comme données d'entrée, les couples d'âge-longueur calculés auparavant par la méthode de Bhattacharya (1967).

II.3.1.2. Analyse des structures de taille

Cette méthode est particulièrement utilisée dans le cas où il n'y a pas d'information sur l'âge caractérisant le stock des poissons étudiés (Boufersaoui, 2012), elle est basée sur la

détermination des paramètres de croissance à partir de la distribution de fréquence de taille.

II.3.2.1. Méthode de Powell Wetherall (1979)

Du fait de l'absence d'informations sur l'âge pour les espèces étroitement liées aux espèces visées, nous avons employé la méthode actuelle pour déterminer les paramètres de croissance basés sur la répartition des longueurs en termes de fréquence. Selon Powell (1979, cité dans Sparre & Venema, 1996), il propose une application de l'équation de Beverton et Holt.

$$Z = K ((L - L_m) / (L_m - L'))$$

L_m : la longueur moyenne des poissons de longueur L' et plus.

L' correspond à la longueur au-delà de laquelle tous les poissons sont pleinement exploités.

Cette équation devient alors équivalente à l'équation (*) qui permet d'estimer L_∞ et Z/K .

$$L_m - L' = a + b L' \quad (*) \quad \text{où } Z/K = - (1 + b) / b ; L_\infty = - a / b$$

Ainsi, en portant sur un graphique $L_m - L'$ en fonction de L' on obtient une régression linéaire à partir de laquelle on peut estimer a et b et par conséquent L et Z/K . L'application de cette méthode est réalisée par le logiciel FISAT II version 1.2.0 (Gayanilo *et al.*, 2005).

II.3.2.2. Équation empirique de Pauly (1985)

Connaissant L_∞ et K , l'estimation du paramètre t_0 est obtenue à partir de l'expression empirique de Pauly (1980) :

$$\text{Log}_{10} (-t_0) = -0,3922 - 0,2752 \text{Log}_{10} L_\infty - 1,038 \text{Log}_{10} K$$

II.3.2.3. Méthode ELEFAN

Le logiciel FISAT II (la méthode d'ELEFAN) a été utilisé pour les calculs des valeurs des paramètres de croissance L_{∞} de K, sauf le t_0 , ce dernier a été calculé à partir de la méthode de Pauly (1994).

II.3.2. Croissance relative

La croissance d'un individu est la résultante de la croissance des diverses parties de son corps. Nous avons établi dans ce travail des relations mathématiques entre les grandeurs de deux parties du corps mesurées à partir d'un ensemble d'individus. Cette étude a pour but la conversion d'une dimension en une autre.

II.3.2.1. Relations biométriques

Les relations mathématiques entre les valeurs de deux dimensions du corps du poisson sont établies par sexe selon un ajustement de type moindre carré. Les variables mises en jeu sont :

- Longueur totale – Longueur standard ($LT - L_s$),
- Longueur totale – Longueur de la tête ($LT - L_t$),
- Longueur totale – Hauteur du corps ($LT - H_c$).

Ces mensurations sont reliées entre elles par une relation linéaire $y = b x + a$. Les coefficients "a" et "b" sont obtenus par une courbe de tendance linéaire où la progression de b (pente) déterminera le type de croissance entre les deux grandeurs mesurées d'une même dimension. L'allométrie est testée par le test t de comparaison de la valeur de b (pente observée) à la valeur de 1 (pente théorique), trois cas se présentent :

$b = 1$ c'est-à-dire que la croissance est isométrique, ce qui signifie que LT et les reste des mensurations sont proportionnelles ;

$b < 1$ c'est-à-dire qu'il y a une allométrie minorante, LT croît relativement moins rapidement que le reste des mensurations ;

$b > 1$ c'est-à-dire qu'il y a une allométrie majorante, LT croît plus rapidement que le reste des mensurations.

II.3.2.2. Relation taille-poids

Cette relation relie le poids (PT) à sa taille (LT), c'est une relation d'allométrie (Daget, 1976) qui s'écrit comme suit : $PT = a LT^b$

a: est une constante fonction des unités utilisées,

b : représente le coefficient d'allométrie.

L'obtention des coefficients a et b se fait par une courbe de tendance puissance où la progression de b déterminera le type de croissance, l'allométrie est testée par le test t de comparaison de la valeur de b (pente observée) à la valeur de 3 (pente théorique), trois cas se présentent :

$b = 3$ c'est-à-dire que la croissance est isométrique qui signifie que LT et PT sont proportionnels;

$b < 3$ c'est-à-dire qu'il y a une allométrie minorante, PT croît moins vite que le cube de LT ;

$b > 3$ c'est-à-dire qu'il y a une allométrie majorante PT croît plus vite que le cube de LT.

II.3.3. Croissance pondérale : modèle de von Bertalanffy

La combinaison la relation de la croissance linéaire de von Bertalanffy et la relation taille-poids l'équation de croissance pondérale s'écrit comme suit :

$$P_t = P_{\infty}(1 - e^{-K(t-t_0)})^b \quad P_{\infty} = a L_{\infty}^b$$

P_{∞} : poids asymptotique en gramme, L_{∞} : longueur totale asymptotique en centimètre, a ; b : coefficients de la croissance relative entre le poids et la longueur.

II.4. Analyse virologique

Un total de 248 individus a été échantillonné entre septembre 2021 et juillet 2024 le long de la côte algérienne, dans le cadre de cette étude. Parmi eux, trois espèces (*Dicentrarchus labrax*, *Sparus aurata* et *Mullus barbatus*) ont été prélevés entre septembre 2021 et janvier 2023 au niveau de centre ouest la côte algérienne. Les échantillons provenaient de trois sites naturels le port de Sidi-Lakhdar et le port de Salamandre à Mostaganem (près du golfe d'Arzew), ainsi que le port de Béni-Saf dans la baie de Béni-Saf en plus deux sites aquacoles un situé à la ferme de Honaine (Tlemcen) et l'autre à Gouraya (Tipaza). Le prélèvement comprenait 51 individus de *Dicentrarchus labrax* (48 congelés et 3 fixés dans du RNA-later), 150 individus de *Sparus aurata* dont 78 juvéniles et 12 pré-adultes et adultes 60 (146 congelés à -20°C et 4 fixés dans du RNA-later) et 24 individus de *Mullus barbatus* conservés par congélation (Tableau. A.1 ; Annexe).

En complément, 23 individus de mérou ont été collectés entre mai 2023 et juillet 2024 à partir de différents sites répartis le long du littoral algérien (Ghazaouet, Béni-Saf, Gouraya, Alger et Annaba). La majorité des prélèvements a été réalisée durant les périodes de température élevée de l'eau, facteur reconnu pour favoriser l'activation du bétanodavirus et l'apparition des symptômes de la nécrose nerveuse virale (Toffan *et al.*, 2016). Parmi ces spécimens, les têtes de trois individus ; un mérou brun (*Epinephelus marginatus*) et deux *Epinephelus costae* ont été congelés, tandis que les cerveaux et les yeux des vingt autres individus d'*Epinephelus costae* ont été prélevés et fixés dans une solution de RNA-later afin de préserver l'intégrité de l'ARN pour les analyses virologiques ultérieures (Tableau A.2. : Annexe).

II.4.1. Culture cellulaire

L'isolement du bétanodavirus a été réalisé sur tous les échantillons selon le protocole (IZSve PDPITT021REV05) sur la lignée cellulaire SSN-1 dérivée de la tête de la couleuvre rayée (Frerichs *et al.*, 1996). Les cultures de cellules ont été incubées à 25°C

pendant 10 jours et ont été contrôlées tous les 3 à 5 jours pour détecter l'apparition de l'effet cytopathique typique. Trois passages d'une durée de 10 jours chacun ont été effectués.

II.4.2. Histologie

Seuls les échantillons de mérou ont été soumis à une analyse histologique. Ils ont ensuite été déshydratés à l'aide d'une série croissante d'éthanol et de xylène et inclus dans de la paraffine. Des coupes de 3 μm ont d'abord été déparaffinées, réhydratées et ensuite colorées avec de l'hématoxyline-éosine (H&E) de Mayer (Toffan *et al.*, 2019).

II.4.3. Extraction de l'ARN

Les échantillons ont été homogénéisés manuellement avec du quartz stérile dans un milieu (MEM), puis centrifugés pendant 15 minutes à 4 000 g dans une centrifugeuse réfrigérée. L'ARN total a été extrait des échantillons de cerveau et des yeux fixés dans l'ARN later et les cerveaux et les yeux des échantillons congelés à partir de 100 μl de surnageant récolté à l'aide du kit RNeasy Mini (Qi Agen).

II.4.4. RT-PCR et méthode basée sur les gènes de ménage

Les réactions RT-PCR ont été réalisées dans 25 μl et le protocole a été réalisé avec un thermocycleur CFX96 (Bioered) respectivement 30min à 50°C suivies de 15 min à 95°C et 40 cycles de dénaturation à 94°C pendant 15 sec et 60 sec à 60°C d'hybridation.

Pour assurer la robustesse des résultats et que l'extraction de l'ARN a été réussie et que l'échantillon contenait bien de matériel biologique. La méthode basée sur les gènes de ménage a été réalisée de manière à ce que chaque échantillon soit analysé en triplicat et que chaque série d'analyses inclue des témoins positifs pour l'analyse (ARN artificiel) et des témoins négatifs (sans matrice) en triplicat également. Les amorces et sondes de test β -actine ont été diluées à 10 μM , et les sondes à 5 μM dans un tampon TE (10 mM Tris, pH 8,0, 10 mM EDTA). L'ARN de contrôle positif artificiel a été produit par transcription *in vitro*, suivi d'un traitement à la DNase et d'une purification conformément aux

instructions du fabricant (kit MEGA shortscript™ T7 Transcription, Invitrogen) (Gigante *et al.*, 2018).

II.4.5. Géotypage, séquençage et analyse phylogénétique

La caractérisation génétique des échantillons positifs a été obtenue par transcription inverse suivie d'amplifications PCR ciblant l'ARN polymérase dépendante de l'ARN (ARN1) et la protéine de capsid (ARN2). Les amorces utilisées pour l'amplification des séquences partielles d'ARN1 et d'ARN2 avaient déjà été publiées par Toffolo *et al.*, (2007) et Bovo *et al.*, (2011). Les conditions de thermocyclage étaient les suivantes : 50 °C pendant 30 minutes, 95 °C pendant 15 minutes, puis 40 cycles composés de 30 secondes de dénaturation à 94 °C, 30 secondes d'hybridation à 60 °C et 45 secondes d'élongation à 72 °C ; la réaction se terminait par une élongation finale de 10 minutes à 72 °C.

Les produits de PCR ont été analysés pour vérifier leur pureté et leur taille par électrophorèse sur gel d'agarose à 2 %, après coloration au GelRed™ (Biotium), puis purifiés avec le kit ExoSAP-IT® (USB). Les amplicons ont été séquencés dans les deux sens en utilisant les mêmes amorces que celles utilisées pour la RT-PCR, grâce au kit de séquençage Big Dye Terminator v3.1 (Applied Biosystems). Les produits ont été purifiés avec le kit PERFORMA® DTR Ultra 96-Well Plate (Edge BioSystems) puis séquencés sur un analyseur génétique ABI PRISM® 3130xl à 16 capillaires (Applied Biosystems). Les données de séquence ont été assemblées et éditées à l'aide du logiciel SeqScape® v2.5 (Applied Biosystems). Les séquences partielles d'ARN1 et d'ARN2 ont été alignées et comparées aux régions correspondantes de souches représentatives de betanodavirus disponibles dans GenBank en utilisant le logiciel MEGA 7 (Kumar, 2018). Les arbres phylogénétiques ont été construits selon la méthode du voisin le plus proche (neighbour-joining) (Bovo *et al.*, 2011).

II.5. Analyse bactériologique

II.5.1. Analyse ciblant *Vibrio harveyi*

La PCR quantitative est utilisée pour quantifier précisément la quantité d'une séquence spécifique d'ADN ou d'ADNc (ADN complémentaire) dans un échantillon. La réaction de la PCR de l'ARN extrait de tous les échantillons précédemment analysés, a été réalisée à l'aide du kit Fast Start Essential DNA Green Master de Roche Diagnostics. Soit un volume final de 20 μ L composé de 5 μ L d'extrait d'ARN dilué, 2 μ L du mélange d'amorces (mreB11F et mreB9bis), 10 μ L de SYBR Master Mix et 3 μ L d'eau exempte de nucléases. La réaction PCR quantitative a été réalisée dans les conditions suivantes : 5 min à 95 °C, suivies de 40 cycles de 10 s à 95 °C, 20 s à 55 °C et 10 s à 72 °C.

II.5.2. Analyse ciblant *Photobactérium*

Le test a été développé sous forme de qPCR en une seule étape, combinant la transcription inverse pour les cibles ARN et l'amplification dans une unique réaction ; pour les cibles ADN comme le gène bamB, une seule étape d'amplification suffit. Le mélange réactionnel comprenait généralement 1 $\times$ de mélange maître qPCR contenant la Taq polymérase, les dNTP et le tampon, 300 à 500 nM d'amorces, 100 à 250 nM de sonde, 5 à 50 ng d'ADN matrice, et de l'eau sans nucléase jusqu'au volume final. Le protocole thermique comportait une dénaturation initiale à 95 °C pendant 2 à 5 minutes, suivie de 40 cycles comprenant une dénaturation à 95 °C pendant 10 à 15 secondes et un recuit/une extension à 60 °C pendant 30 à 60 secondes avec acquisition de fluorescence. (Carraro *et al.*, 2018).

Chapitre III : Résultats et discussion

III.1. Résultats

III.1.1. Age et croissance

III.1.1.1 Estimation de l'âge par méthode directe : Otolithométrie

Chez la dorade royale, généralement les annulis annuels sont associés à des périodes de ralentissement de croissance liées à la baisse température ou à des changements métaboliques.

En élevage méditerranéen, la présence de deux cycles annuels ce qui correspond à un individu proche ou ayant la taille commerciale.

De plus, les conditions d'élevage (alimentation contrôlée, température relativement stable, manipulations, tri ou stress) peuvent modifier le rythme de la croissance et entraîner la formation d'anneaux supplémentaires ou faux anneaux.

D'un point de vue halieutique, un âge de 2 ans est cohérent avec les schémas de production intensive de *Sparus aurata* en Méditerranée, où les atteignent généralement des tailles commerciales entre 18 et 30 mais selon les conditions environnementales.

La concordance entre l'âge otolithaire et les paramètres de croissance permet de valider la performance d'élevage et d'évaluer la variabilité intra-lot.

Chez le bar européen d'élevage, une estimation d'âge de 4 ans à partir des otolithes correspond souvent à un stade subadulte ou proche de la taille commerciale, bien que la taille réelle puisse varier fortement selon la température de l'eau, la densité d'élevage, la qualité de l'alimentation et la gestion zootechnique.

D'un point de vue productif, un bar d'élevage âgé de 2 ans atteint généralement des tailles variables selon les systèmes intensifs souvent comprises entre des commerciales intermédiaires à élevées.

III.1.1. 1.1. La description des otolithes de *Sparus aurata*

Les otolithes de *Sparus aurata*, en particulier les "sagittae", présentent une forme générale ovale à elliptique (Figure.21), mais ils se caractérisent surtout par une forte plasticité

morphologique. Cette plasticité signifie que leur forme n'est pas strictement fixe : elle varie en fonction des conditions environnementales et biologiques rencontrées par le poisson au cours de son développement.

Le contour de l'otolithe, son degré d'asymétrie bilatérale ainsi que sa composition chimique constituent de véritables archives biologiques. Ces caractéristiques permettent de distinguer les individus issus du milieu naturel de ceux provenant de l'élevage, mais aussi de retracer l'influence de facteurs tels que la température durant les stades embryonnaires et larvaires, le pH de l'eau, ou encore le type d'habitat fréquenté (lagunes, zones côtières, milieu marin ouvert).

Les études montrent notamment que les poissons d'élevage possèdent des otolithes avec un périmètre plus important et une asymétrie fluctuante plus élevée que ceux des populations sauvages. Cette asymétrie accrue est généralement interprétée comme un indicateur de stress développemental, lié aux conditions artificielles de l'élevage (densité élevée, température contrôlée, alimentation standardisée) (Geladas *et al.*, 2020 ; Geladakis *et al.*, 2021). Par ailleurs, les otolithes de *S. aurata* présentent une croissance continue et irréversible, sans résorption du matériau déposé. Cette croissance se traduit par l'alternance de zones opaques et translucides, qui correspondent à des variations saisonnières du métabolisme et de la croissance. Chez la dorade royale, la zone opaque annuelle se forme le plus souvent durant la période hivernale (novembre à mars) (Talijančić *et al.*, 2021).

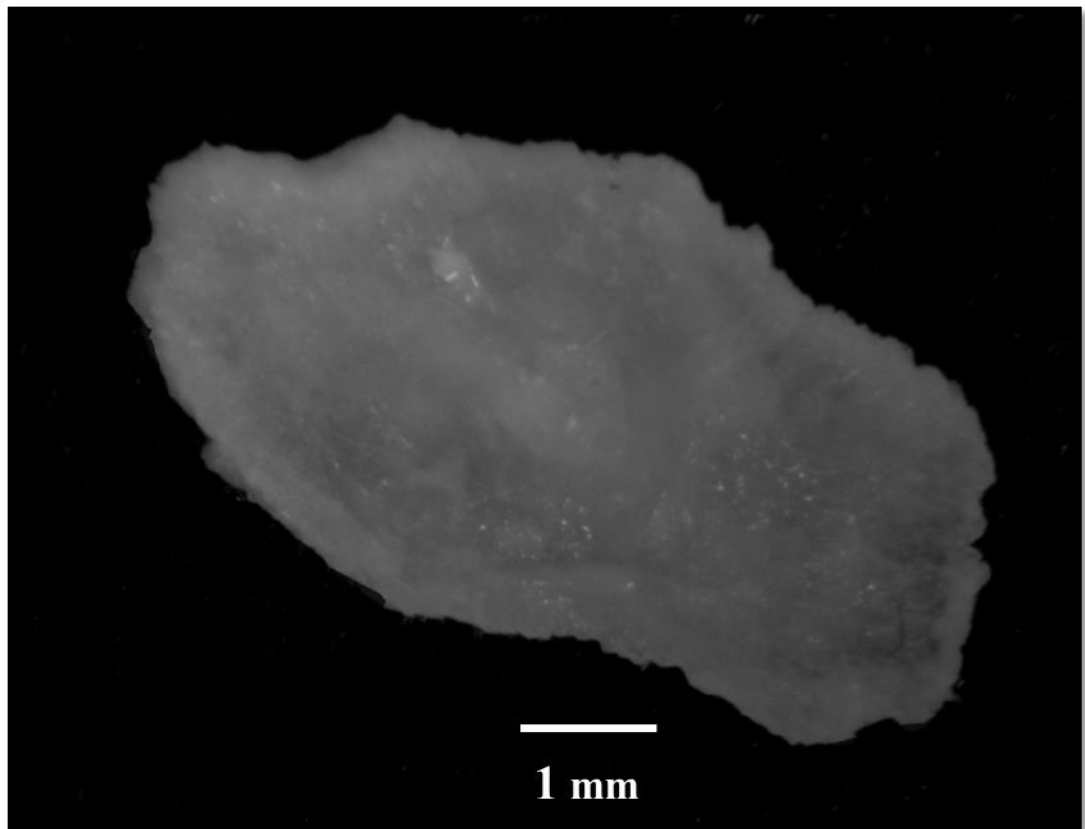


Figure 21. Otolithe de *Sparus aurata* (Benmokrane S, 2025)

III.1.1.1.2. La description des otolithes de *Dicentrarchus labrax*

L'otolithe de *Dicentrarchus labrax* est de forme ovale ou oblongue. Légèrement arrondie sur le bord dorsal, qui est plutôt rectiligne. La marge ventrale prend la forme d'un V peu prononcé. Le rostre est allongé et bien en relief, tandis que l'antirostre, bien qu'assez élaboré, est court. Côté proximal très convexe et côté distal très concave. Cauda assez profonde, courbée, de taille assez grande en comparaison aux autres espèces de même taille (Figure.22) (Mahé *et al.*, 2024).

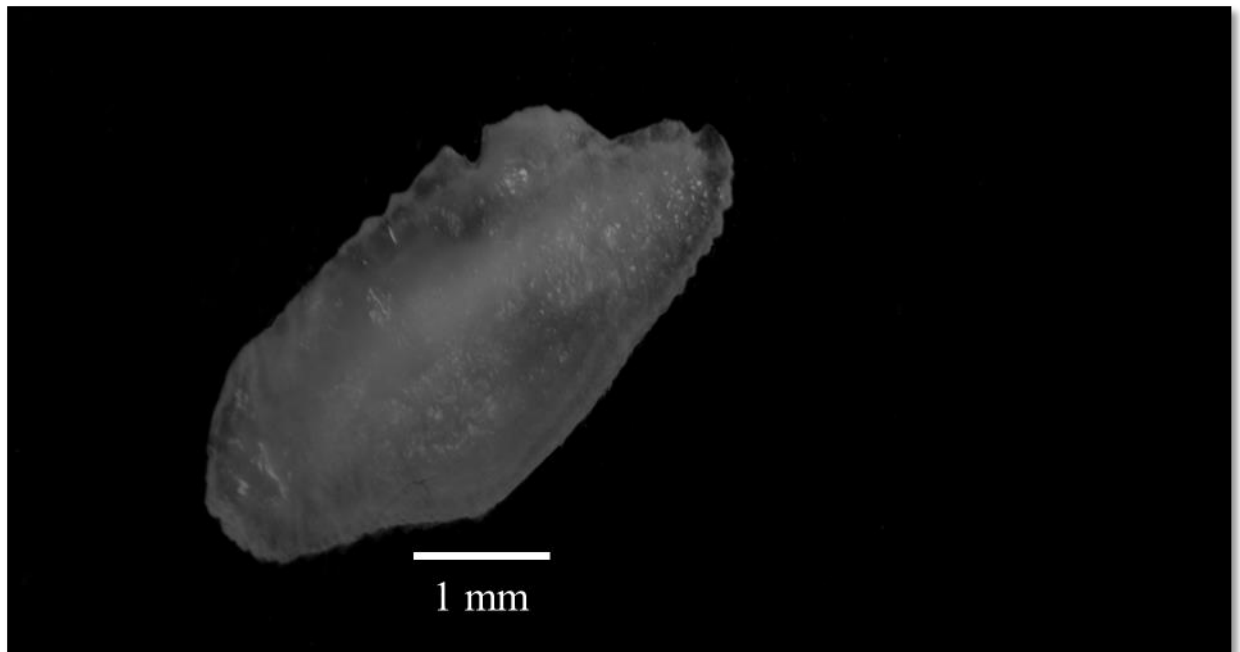


Figure 22. Otolithe de *Dicentrarchus labrax* (Benmokrane S, 2025)

III.1.1.2. Méthode indirecte (Méthode de Bhattacharya)

A partir de la distribution de fréquences de taille, on a constaté ce qui suit : la taille des individus de la dorade royale est comprise entre 5.2 et 30 cm et la tailles des individus de bar européen est comprise entre 28.6 et 34.8 cm (Tableau 8. Figure 23) et (Tableau 9 ; Figure.24).

Tableau 8. Distribution de fréquence de taille de la dorade royale *Sparus aurata*

Centre de classe	Effectif	Cumulé
6.2	42	42
8.2	40	82
10.2	1	83
12.2	0	83
14.2	0	83
16.2	0	83
18.2	0	83
20.2	0	83
22.2	0	83
24.2	10	93
26.2	49	142
28.2	25	167
30.2	2	169

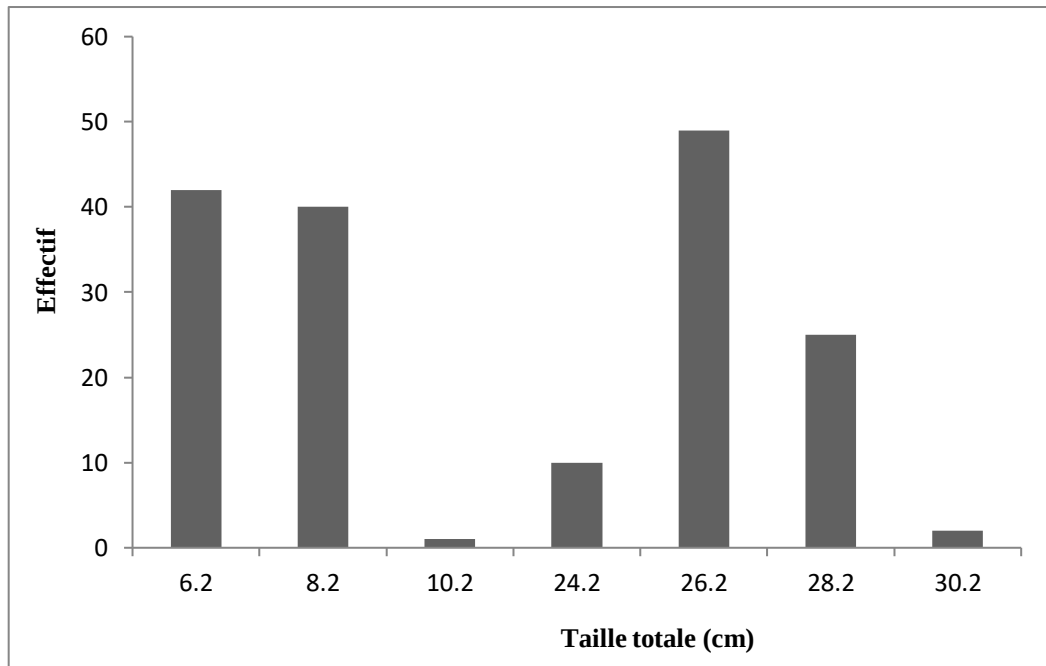
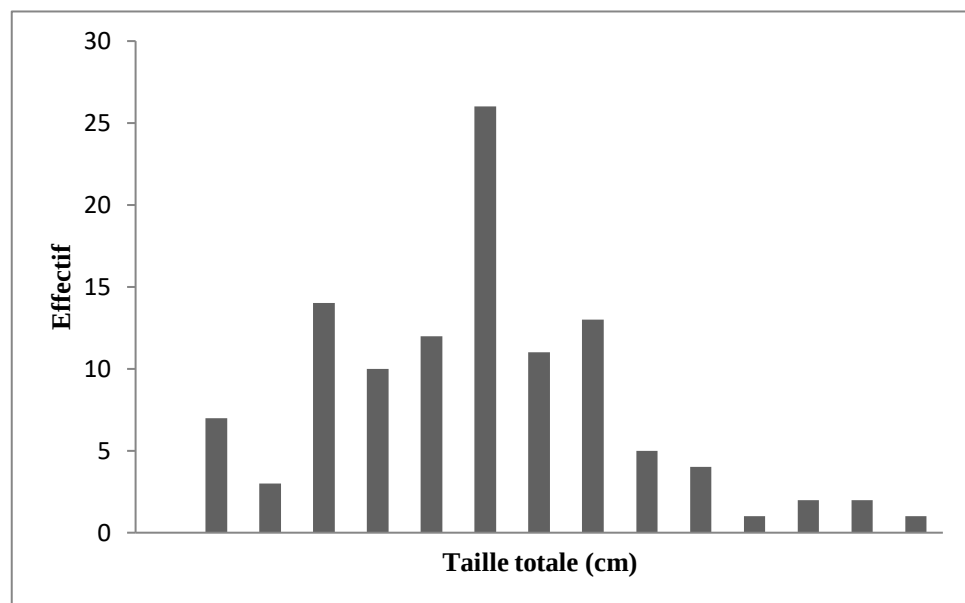


Figure 23. Histogramme de la distribution de fréquence de tailles de la dorade royale *Sparus aurata* de la côte ouest algérienne.

Tableau 9. Distribution de fréquence de taille du bar européen *Dicentrarchus labrax*

Centre de classe	Effectif	Cumulé
23	7	7
24	3	10
25	14	24
26	10	34
27	12	46
28	26	72
29	11	83
30	13	96
31	5	101
32	4	105
33	1	106
34	2	108
35	2	110
36	1	111

**Figure 24.** Histogramme de la distribution de fréquence de tailles de bar européen *Dicentrarchus labrax* de la côte ouest algérienne.

La présentation graphique de la distribution fréquences/tailles est sous forme des histogrammes pour la dorade royale et le bar européen respectivement à des sous populations ou classes d'âge. L'application de la méthode de Bhattacharya (1967) par le FISAT II 1.2.0 (Gayanilo *et al.*, 2005), nous a permis d'obtenir les résultats consignés dans la figure 25 et tableau12.

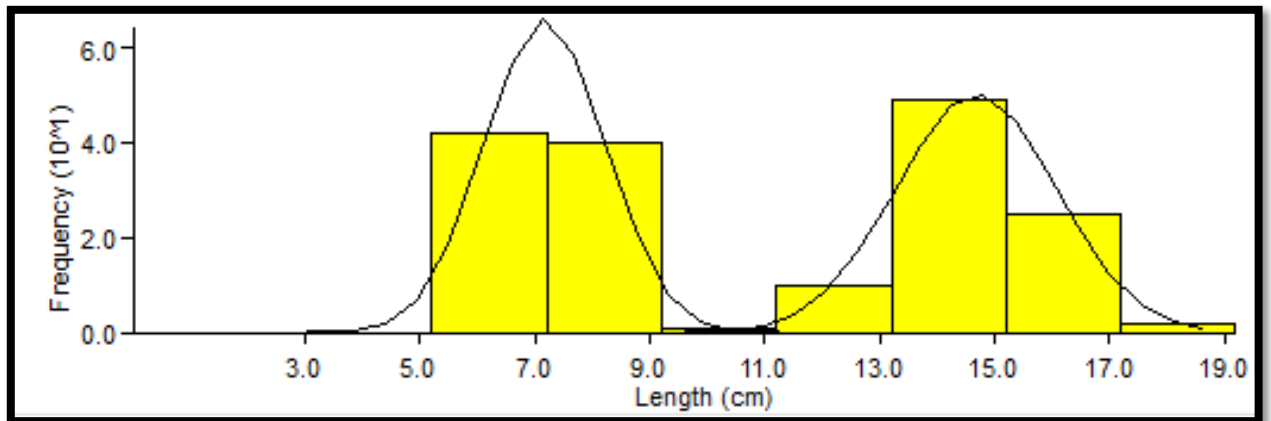


Figure 25. Décomposition de la distribution de fréquence de tailles de la dorade royale *Sparus aurata* en cohortes par la méthode de Bhattacharya.

La clé âge longueur (Tableau 10) obtenue par la méthode indirecte de Bhattacharya (1967) met en évidence deux d'âge du stock de la dorade royale exploité sur la côte ouest algérienne.

Tableau 10. Clé âge longueur de la dorade royale *Sparus aurata* obtenu à partir de la méthode indirecte (Bhattacharya ,1967).

Group	Computed Mean	S.D.	Population	S.I.
1	7.17	1.050	86.91	n.a
2	14.68	1.390	87.64	3.230

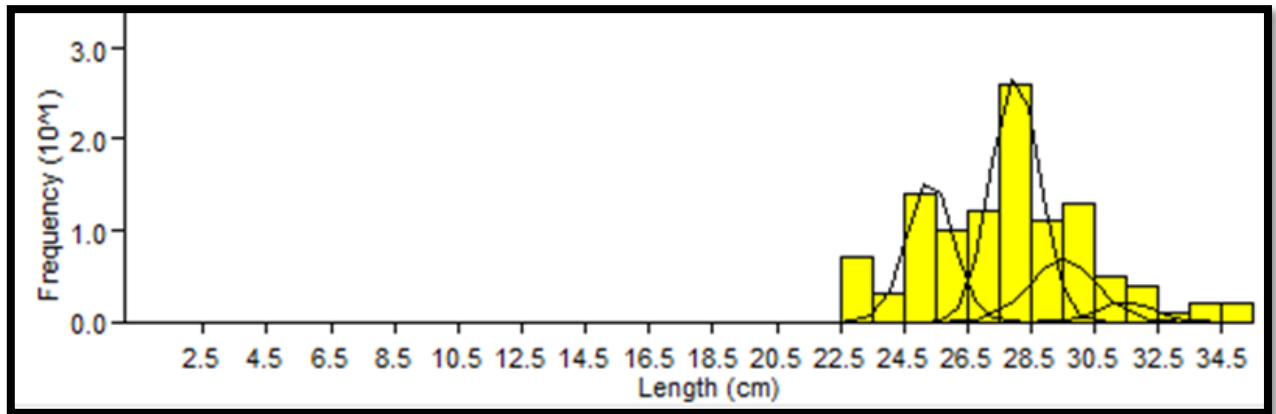


Figure 26. Décomposition de la distribution de fréquences de tailles de bar européen *Dicentrarchus labrax* en cohortes par la méthode de Bhattacharya

Tableau 11. Clé âge longueur de bar européen *Dicentrarchus labrax* obtenu à partir de la méthode indirecte (Bhattacharya ,1967).

Group	Computed Mean	S.D.	Population	S.I.
1	25.32	0.730	28.78	n.a
2	28.01	0.750	50.74	2.090
3	29.50	1.070	18.26	1.980
4	31.50	0.880	4.68	2.000

La clé âge longueur (Tableau11) obtenue par la méthode indirecte de Bhattacharya (1967) met en évidence quatre d'âge du stock de bar européen exploité sur la côte ouest algérienne.

III.1.2. Etude de la croissance

III.1.2.1. Croissance linéaire

III.1.2.1.1. Estimation des paramètres de la croissance de la dorade royale

Cette méthode permet de déterminer L_{∞} et Z/K qui sont représentés dans la figure 27 ; les droites de régression retenues sont celles qui présentent le coefficient de régression le plus élevé.

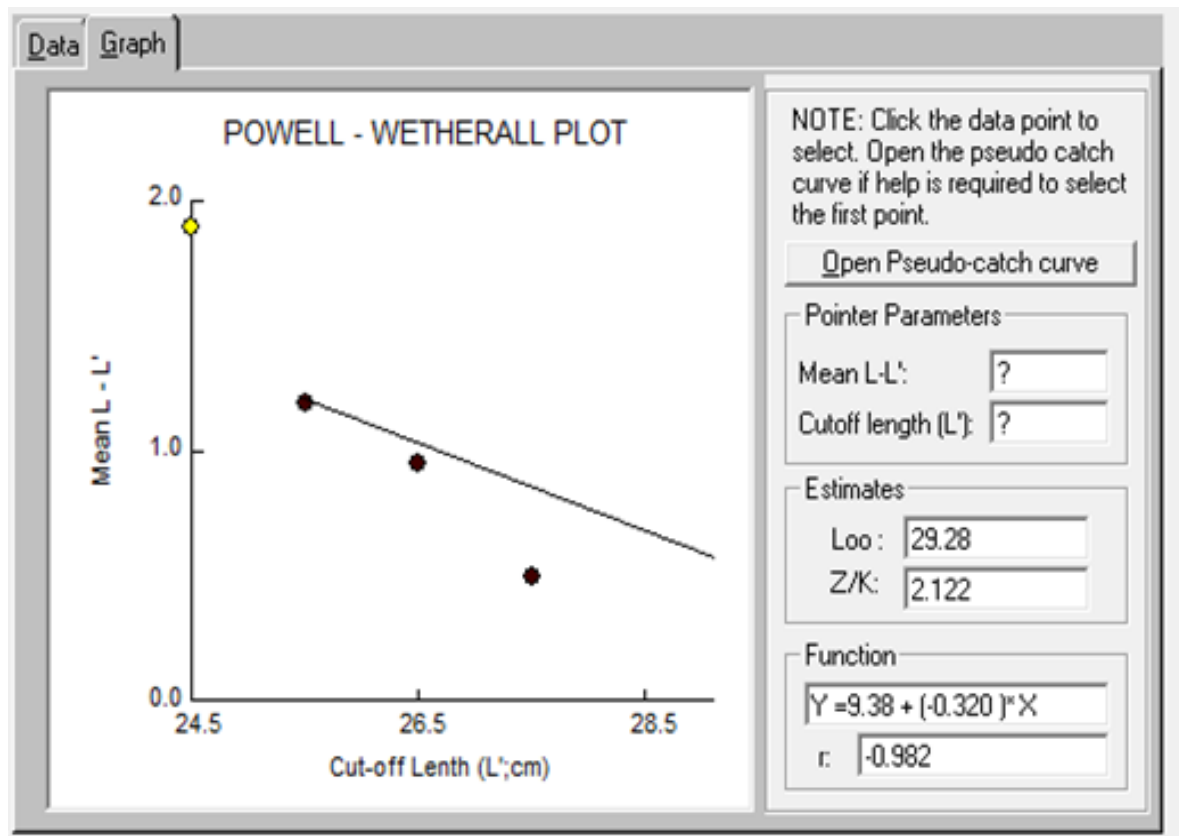


Figure 27. Détermination de L_{∞} et Z/K de la dorade royale *Sparus aurata* par la méthode de Powell- Wetherall.

La méthode d'ELEFAN a été réalisée par le programme FISAT II (version 1.2.2) ; les données d'entrées sont les tableaux de fréquences de tailles et la taille asymptotique de Powell et Wetherall. La méthode d'ELEFAN permet de déterminer L_{∞} et K (Figure.28).

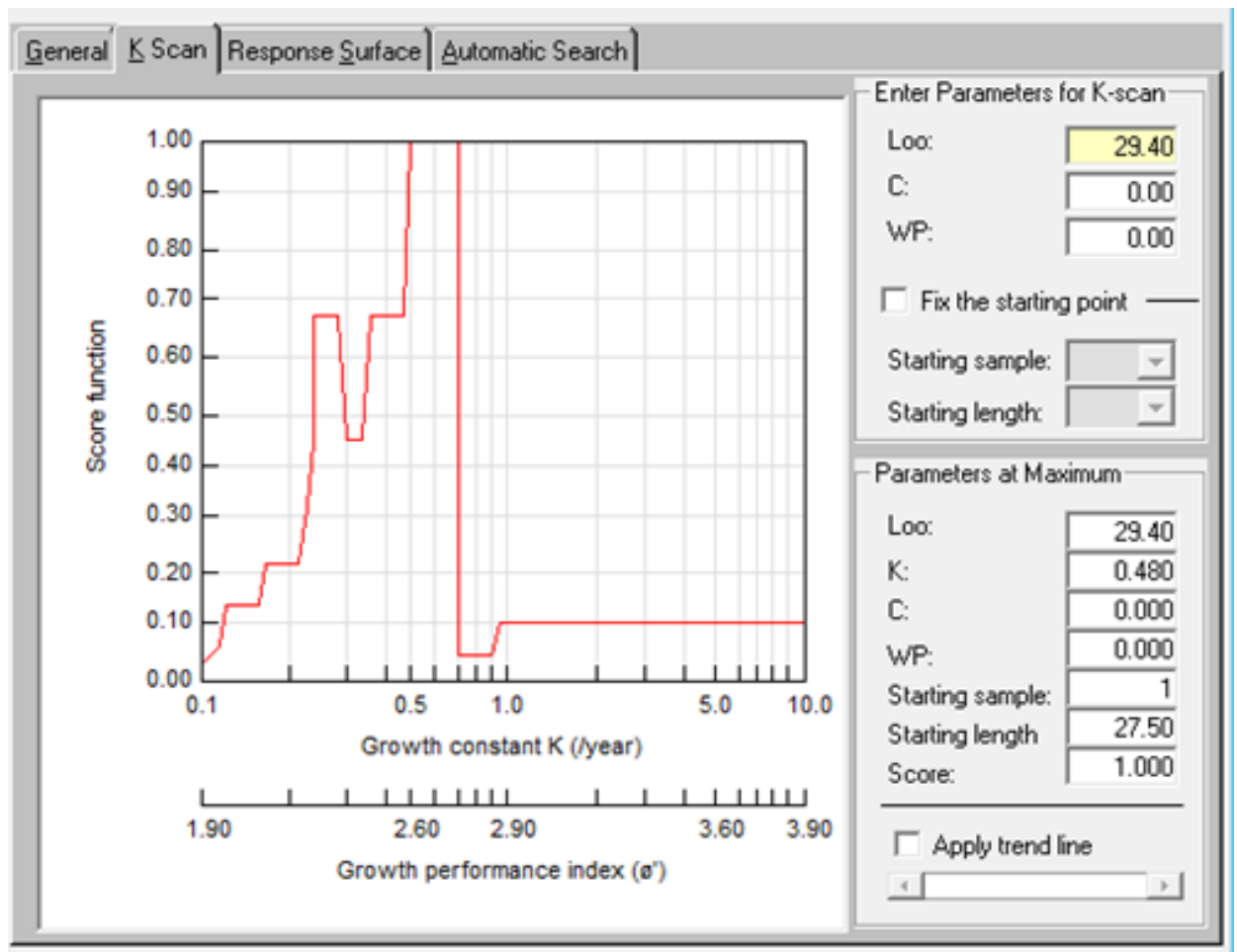


Figure 28. Détermination de L_{∞} et K de la dorade royale *Sparus aurata* par la méthode d'Elefan.

III.1.2.1.2. Estimation des paramètres de la croissance du bar européen

Cette méthode permet de déterminer L_{∞} et Z/K qui sont représentés dans les figures ci-dessous ; les droites de régression retenues sont celles qui présentent le coefficient de régression le plus élevé (Figure.29).

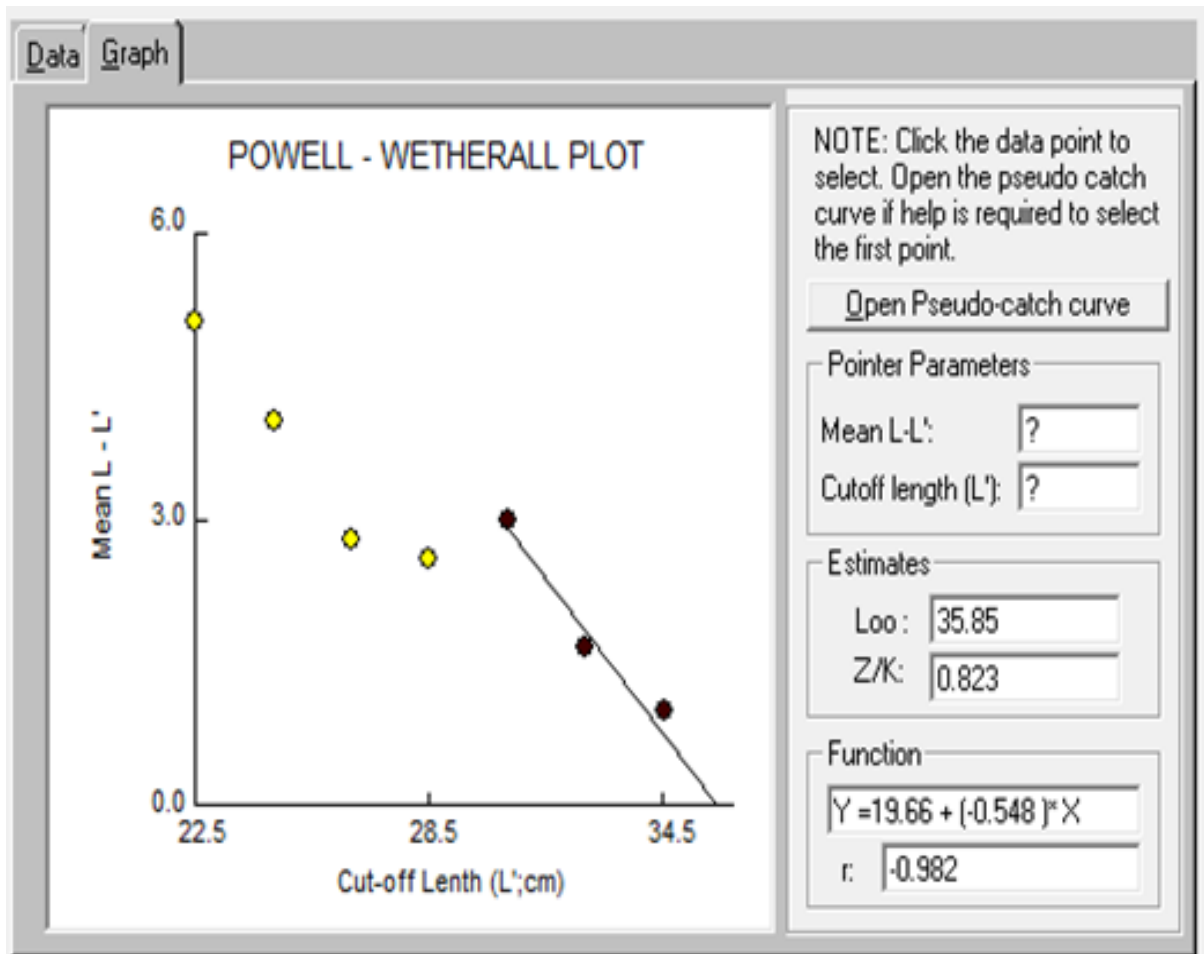


Figure 29. Détermination de L_{∞} et Z/K de bar européen *Dicentrarchus labrax* par la méthode de Powell- Wetherall.

La méthode d'ELEFAN a été réalisée par le programme FISAT II (version 1.2.2) ; les données d'entrées sont les tableaux de fréquences de tailles et la taille asymptotique de Powell et Wetherall. La méthode d'ELEFAN permet de déterminer L_{∞} et K (Figure.30).

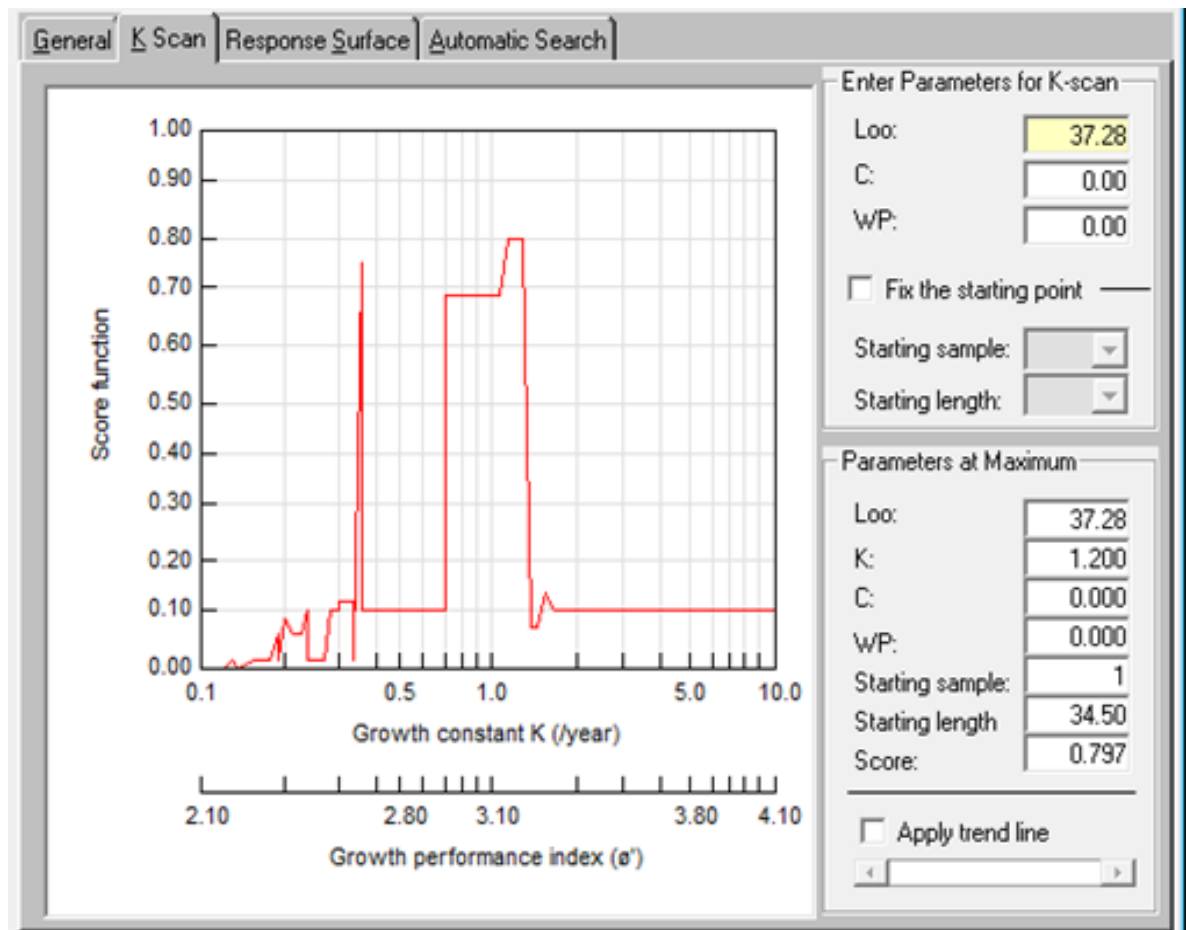


Figure 30. Détermination de L_{∞} et K de l'espèce *Dicentrarchus labrax* par la méthode d'Elefan.

Tableau 12. Résumé de paramètres de croissance estimés pour *Dicentrarchus labrax* et *Sparus aurata*.

Espèce	Lmax obs. (cm)	Lmax/ 0,95 (cm)	Tomlinson& Abramson			Powell Wetherall				ELEFAN I		
										K-Scan		
<i>S. aurata</i>	30	31.58	32,68	1,04	-0,16	29,28	2,12	0,68	-0,24	29,4	0,48	-0,34
<i>D. labrax</i>			L_{∞}	K	t0	L_{∞}	Z/K	K	t0	L_{∞}	K	t0
	35	36.84	32,68	1,66	-0,09	35,85	0,82	0,2	-0,82	37,28	1,2	-0,12

III.1.2.1.3. Elaboration de la courbe de Von Bertalanffy

Les couples de données âge-longueur obtenues par la méthode de Bhattacharya pour les deux espèces *Sparus aurata* et *Dicentrarchus labrax* ont été introduits dans le programme FISAT II (1.2.0) (Gayaniilo *et al.*, 2005) pour le calcul des paramètres de l'équation de croissance de Von Bertalanffy. Les paramètres de croissance L_{∞} , K et t_0 ont été calculés ainsi que les courbes de la croissance linéaire sont représentés dans la figure 31.

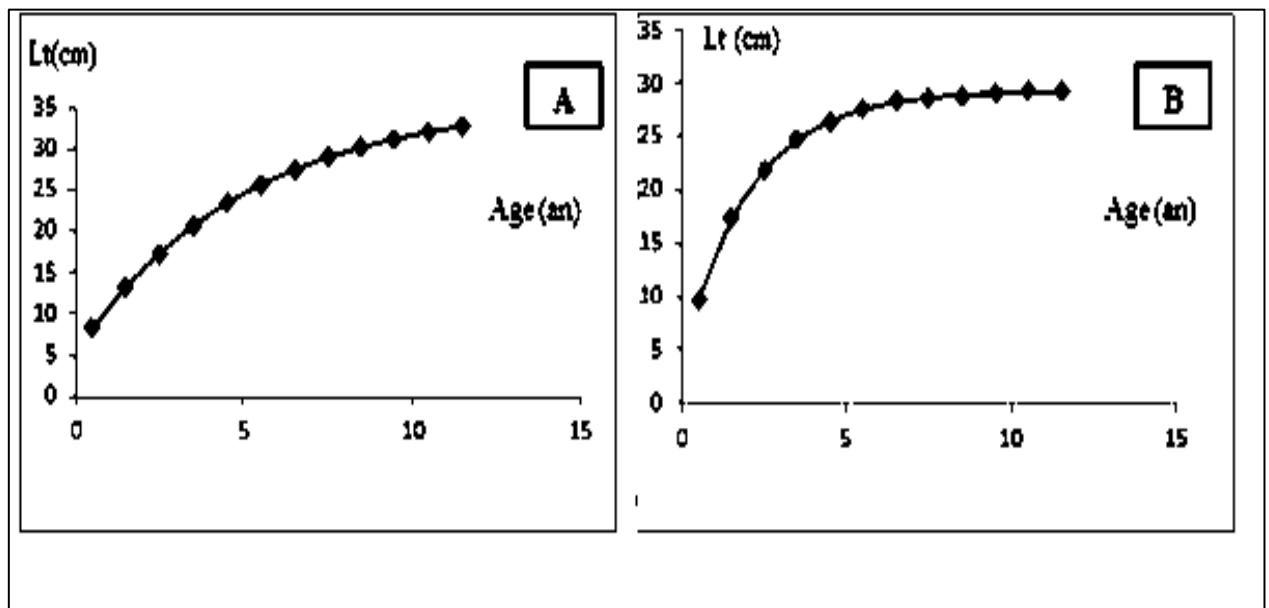


Figure 31. La croissance linéaire de deux espèces ; A : *Sparus aurata*; B : *Dicentrarchus labrax*

III.1.2.2. Croissance relative

III.1.2.2.1. Relations biométriques

Les relations d'allométrie des caractères métriques en fonction de la longueur totale (LT) sont représentées dans le tableau (13). Quelle que soit l'espèce, les coefficients de détermination sont élevés et s'échelonnent de 0,7 à 1.

Les valeurs des pentes sont supérieures à 1 ($P < 0,05$), ce qui traduit une allométrie majorante, ceci signifie que la longueur totale croît plus rapidement que la hauteur du corps et la longueur de la tête. Cependant les longueurs à la fourche et standards croissent

avec la même vitesse que la taille totale du poisson, il s'agit d'une croissance isométrique, ce résultat est confirmé par le test de conformité des pentes (t, $P > 0,05$).

Tableau 13. Paramètres des relations linéaires entre la taille du poisson ($LT = a \cdot x + b$) et les mensurations biométriques des deux espèces : la dorade royale et le bar européen. (LT : longueur totale, LS : longueur standard, LF : longueur à la fourche, Hc : hauteur du corps, Lc : longueur de la tête)

	Dorade royale	t observée	Bar européen	t observée
LT- Ls	$y = 0.83x + 1.55$ $R^2 = 0.95$	1.1	$y = 0.76x + 1.6$ $R^2 = 0.98$	1.02
LT- Lf	$y = 0.99x + 1.44$ $R^2 = 0.98$	1.03	$y = 0.95x + 0.14$ $R^2 = 0.95$	1.2
LT- HC	$y = 0.32x + 1.35$ $R^2 = 0.70$	1.43	$y = 0.23x + 1.81$ $R^2 = 0.98$	1.84
LT- Lc	$y = 0.30x + 1.68$ $R^2 = 0.95$	1.96	$Y = 0.21x + 1.02$ $R^2 = 0.80$	1.71

III.1.2.2.2. La relation taille –poids

Les paramètres de la relation taille-poids sont illustrés dans le tableau 14 et la figure 32.

Tableau 14. Résumé de paramètres de la relation taille-poids de deux espèces *S. aurata* et *D. labrax*

Espèce	A	B	R^2	P_{∞}
<i>S. aurata</i>	0,005	3,38	0,91	459,18
<i>D. labrax</i>	0,021	2,815	0,96	499,01

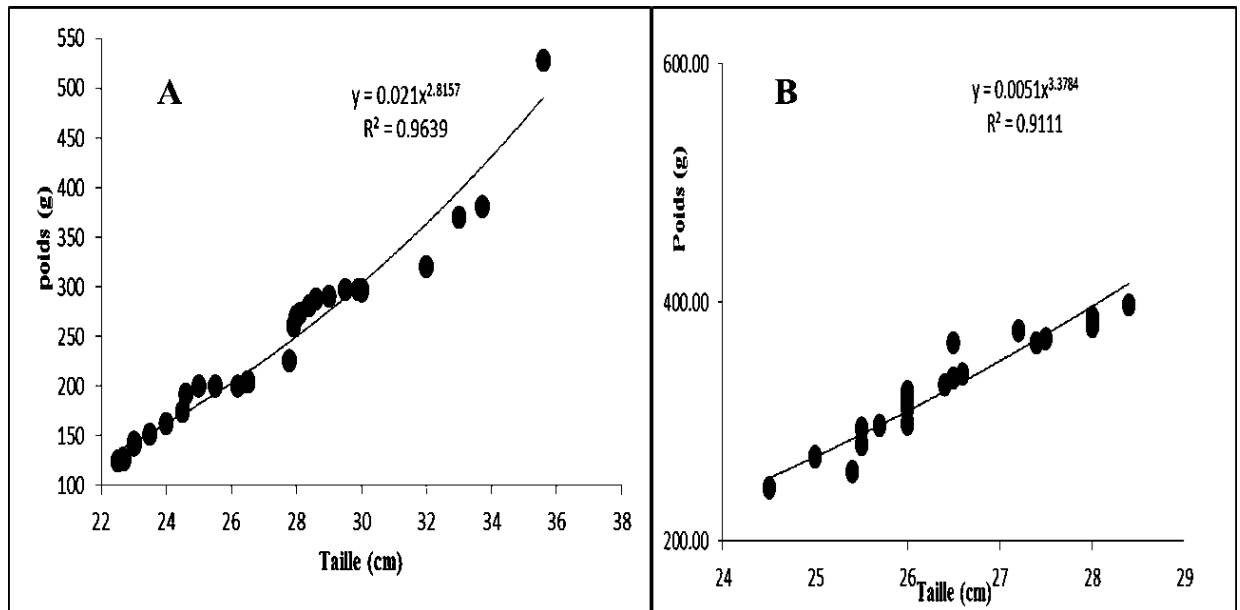


Figure 32. Relation taille-poids des deux espèces ; A : *Sparus aurata* ; B : *Dicentrarchus labrax* de la côte ouest algérien.

III.1.2.3. Croissance pondérale

La combinaison de l'équation de croissance linéaire de Von Bertalanffy (1938) avec la relation Taille poids, nous a permis de tracer les courbes de croissance pondérale représentées dans la figure (33), ils mettent en rapport le poids total (Pt) et l'âge du poisson.

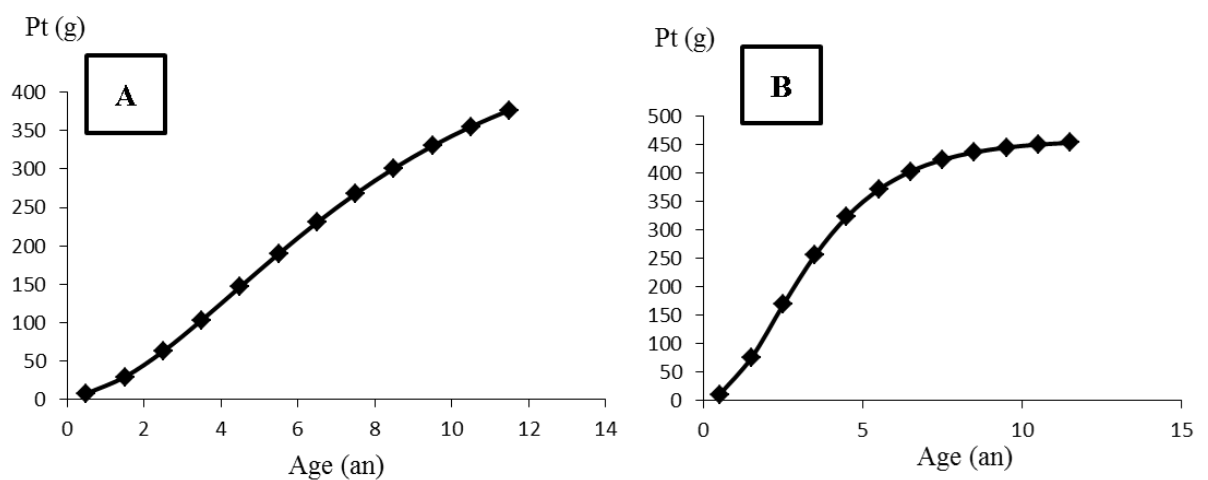


Figure 33. La croissance pondérale de deux espèces ; A : *Dicentrarchus labrax* ; B : *Sparus aurata*.

III.1.3. Analyse virologique chez la dorade royale, le bar européen et le rouget de vase

III.1.3.1. Isolement du virus

Après deux passages dans de nouvelles cultures cellulaires afin de favoriser la multiplication virale, aucun effet cytopathique n'a été observé sur les échantillons congelés (*Dicentrarchus labrax*, *Sparus aurata* et *Mullus barbatus*). Par conséquent, ces échantillons ont été considérés comme négatifs pour l'isolement du bétanodavirus parce que le bétanodavirus peut nécessiter un certain stade d'infection pour induire des effets cytopathiques, en plus dans certains cas le système immunitaire de l'hôte peut supprimer et limiter les effets cytopathiques du bétanodavirus.

III.1.3.2. Résultats de la RT-PCR

Les résultats obtenus pour la RT-PCR des échantillons congelés pour les individus de *Dicentrarchus labrax*, *Sparus aurata* et *Mullus barbatus* (dont chaque courbe violet correspondant à un échantillon) indiquent que tous les échantillons sont négatifs à l'exception d'un individu de *Dicentrarchus labrax* (VV46) provenant du port de Salamandre (Mostaganem) et deux individus de *Mullus barbatus* (VV54 et VV55) provenant du port de Béni-Saf sont révélés faiblement positifs au bétanodavirus avec des cycles seuil (Ct) élevés (34, 53, 38, 11 et 36,63 respectivement). Cela veut dire que ces trois individus sont des porteurs de virus puisque le bétanodavirus a été amplifié et les autres échantillons ont des valeurs nulles ce qui indique que ces échantillons ne sont pas des porteurs de bétanodavirus puisqu'il n'y a pas une amplification de virus.

L'ensemble des échantillons fixés dans le RNA-later et les surnageants de culture cellulaire sur la lignée SSN-1 (individu VV46 de *Dicentrarchus labrax* provenant du port de Salamandre et l'individu VV55 de *Mullus barbatus* provenant de port de Béni-Saf) se sont révélés négatifs au bétanodavirus. Par contre, un seul réplica correspondant à l'individu VV46 de *Dicentrarchus labrax* est détecté de manière très tardive (proche de la limite de la détection 40) (Ct=37,46) (Figure.34).

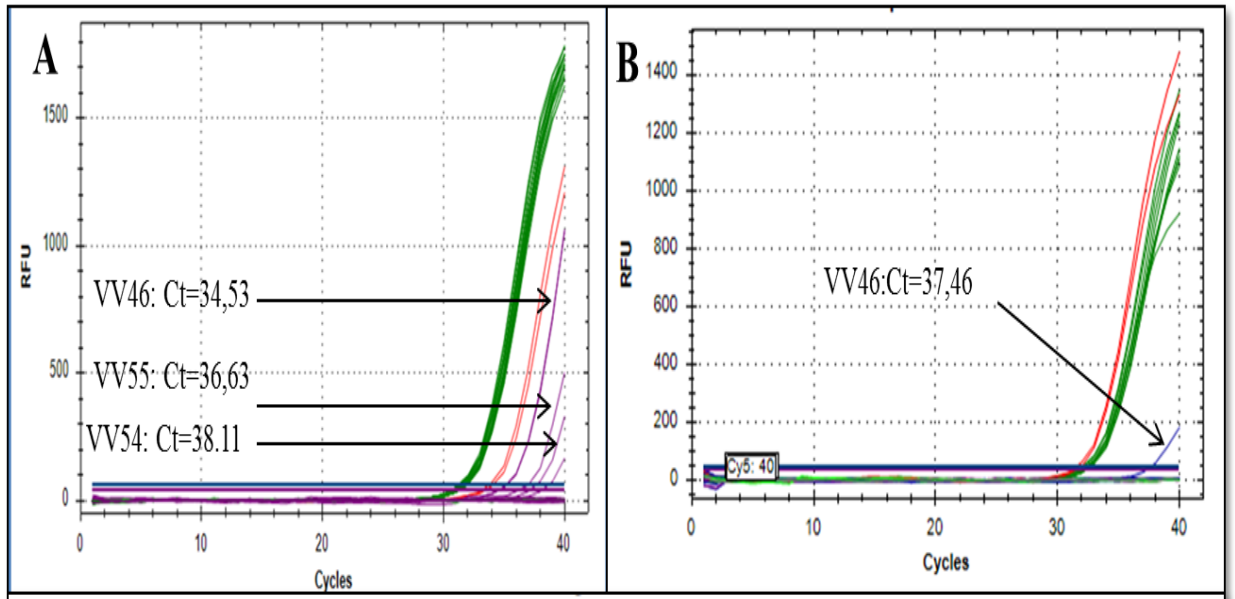


Figure 34. Résultats de la RT-PCR de l'ensemble des échantillons congelés (*Dicentrarchus labrax*, *Sparus aurata* et *Mullus barbatus*) [Vert : amplification de la bactérie MS2 ; rouge : amplification du témoin positif du bétanodavirus (T+) ; violet : amplification du bétanodavirus qui existe dans les échantillons de trois espèces] ; B : Résultats de la RT-PCR des échantillons fixés dans le RNA-later (*Dicentrarchus labrax* et *Sparus aurata*) et les surnageants de la culture cellulaire des deux individus (VV46 de *Dicentrarchus labrax* et VV55 de *Mullus barbatus*) qui apparaissent précédemment positives à la RT-PCR [Vert: amplification de la bactérie MS2 ; Rouge : amplification du témoin positif du bétanodavirus (T+) ; Violet : amplification de bétanodavirus qui existe dans les échantillons fixés dans le RNA-later ; Bleu : amplification des échantillons en culture cellulaire]

III.1.4. Analyse bactériologique chez la dorade royale, le bar européen et le rouget de vase

III.1.4.1. Résultats des analyses bactériologiques ciblant *Vibrio harveyi*

Les résultats de la PCR quantitative pour la détection de la bactérie *Vibrio harveyi* montrent sa présence avec un nombre de cycles dans lequel la fluorescence commence à être détectée (Cq). Il est compris entre 29,27 et 40,89 sur huit échantillons (pool E de *Sparus aurata*/et les pools A, F, J et I de *Dicentrarchus labrax*/ les individus VV53, VV55 et VV56 de *Mullus barbatus*) (Figure.35 ; Tableau.15).

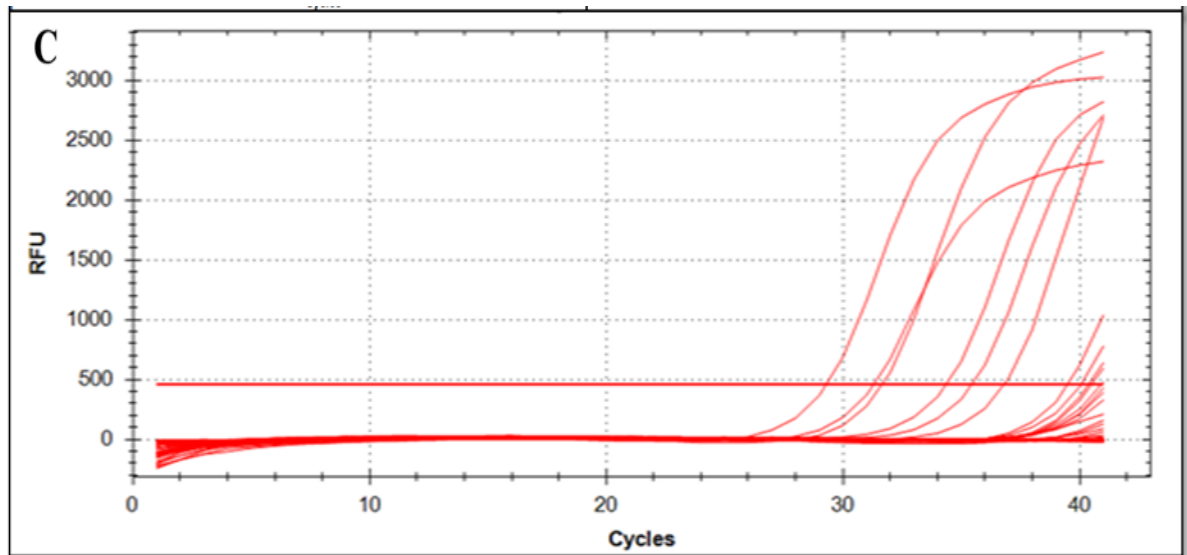


Figure 35. Résultats de la PCR des échantillons congelés (*Dicentrarchus labrax*, *Sparus aurata* et *Mullus barbatus*), amplification : amplification de *Vibrio harveyi* qui existe dans les échantillons des trois espèces de poissons étudiées, RFU : unités de fluorescence relative.

Tableau 15. Les valeurs de la PCR quantitative pour la détection de la bactérie *Vibrio harveyi* chez les trois espèces de poissons étudiées ; Ech : échantillon ; Cq : nombre de cycles ; SQ : la moyenne de la "Sarting Quantity" (la quantité initiale de l'ADN ou de l'ARN cible dans l'échantillon d'origine), Pool E= *Sparus aurata*/ et les pools A, F, J et I= *Dicentrarchus labrax*/ les individus VV53, VV55 et VV56= *Mullus barbatus*.

Ech	E	A	F	J	I	VV53	VV55	VV56
Cq	29.27	40.89	31.62	40.05	40.48	36.78	35.41	39.46
SQ	6.53E+03	1.42E+00	1.36E+03	2.63E+00	2.01E+00	2.82E+01	1.21E+02	4.01E+00

III.1.4.2. Résultats des analyses bactériologiques ciblant *photobacterium*

Les analyses bactériologiques ciblant *Photobacterium* se sont révélées négatives pour l'ensemble des échantillons, à l'exception de trois dorades. Cette positivité s'explique par le fait que ces dorades présentaient une exophtalmie, signe compatible avec une infection bactérienne.

III.1.5. Analyse virologique chez le mérrou brun et la badèche

III.1.5.1. Isolement du virus et histologie chez le mérrou brun et la badèche

Aucun effet cytopathique n'a été observé dans les échantillons analysés ; ceux-ci ont donc été considérés comme négatifs pour l'isolement viral.

En outre les coupes histologiques n'ont révélé aucunes lésions vacuolaires affectant la rétine et le cerveau. (Tableau A.4 ; Annexe).

III.1.5.2. Real –time PCR, housekeeping PCR et séquençage de l'ARN chez le mérrou brun et la badèche

Les organes (cerveaux et yeux) des deux espèces ont été testés en appliquant une rRT-PCR pour le diagnostic du bétanodavirus dont quatre échantillons d'*E. Costae* (25ITT-V/84, 25ITT-V/89, 25ITT-V/92) ont été testés positifs. En plus, Les valeurs de β -actine housekeeping RT-PCR est considéré comme fiable et de niveau modéré, suggérant une bonne qualité d'ARN.

Les échantillons 25ITT-V/84 ; 25ITT-V/86 ; 25ITT-V/89 et 25ITT-V/92 ont fait l'objet d'une caractérisation génétique par l'amplification de segments partiels de l'ARN1 et de l'ARN2.

La détection d'un génome de taille plus importante par électrophorèse a permis d'obtenir une séquence génétique suffisamment informative pour établir l'arbre phylogénétique.

III.1.5.3. Analyse phylogénétique

L'arbre phylogénétique Neighbour-joining (NJ) déduit pour les séquences partielles des segments RNA1 et RNA2 a révélé qu'ils appartiennent tous au génotype RGNNV et que les séquences ont été regroupées avec des bétanodavirus provenant de différents pays méditerranéens précédemment signalés dans d'autres études.

D'après les séquences nucléotidiques de RNA1, les virus nouvellement isolés ont été regroupés en deux branches distinctes parmi les trois ; la première étroitement liée au bétanodavirus algérien précédemment signalé [2011 (Kara *et al.*, 2014) et 2017 (Boukedjouta *et al.*, 2020)] et la seconde étroitement liée au bétanodavirus espagnol détecté plus récemment [2023 (Kersting *et al.*, 2024)] (Figure 36).

D'après les séquences nucléotidiques de l'ARN2, une corrélation similaire à celle observée pour l'ARN1 a été observée, bien qu'avec un soutien statistique moins fort.

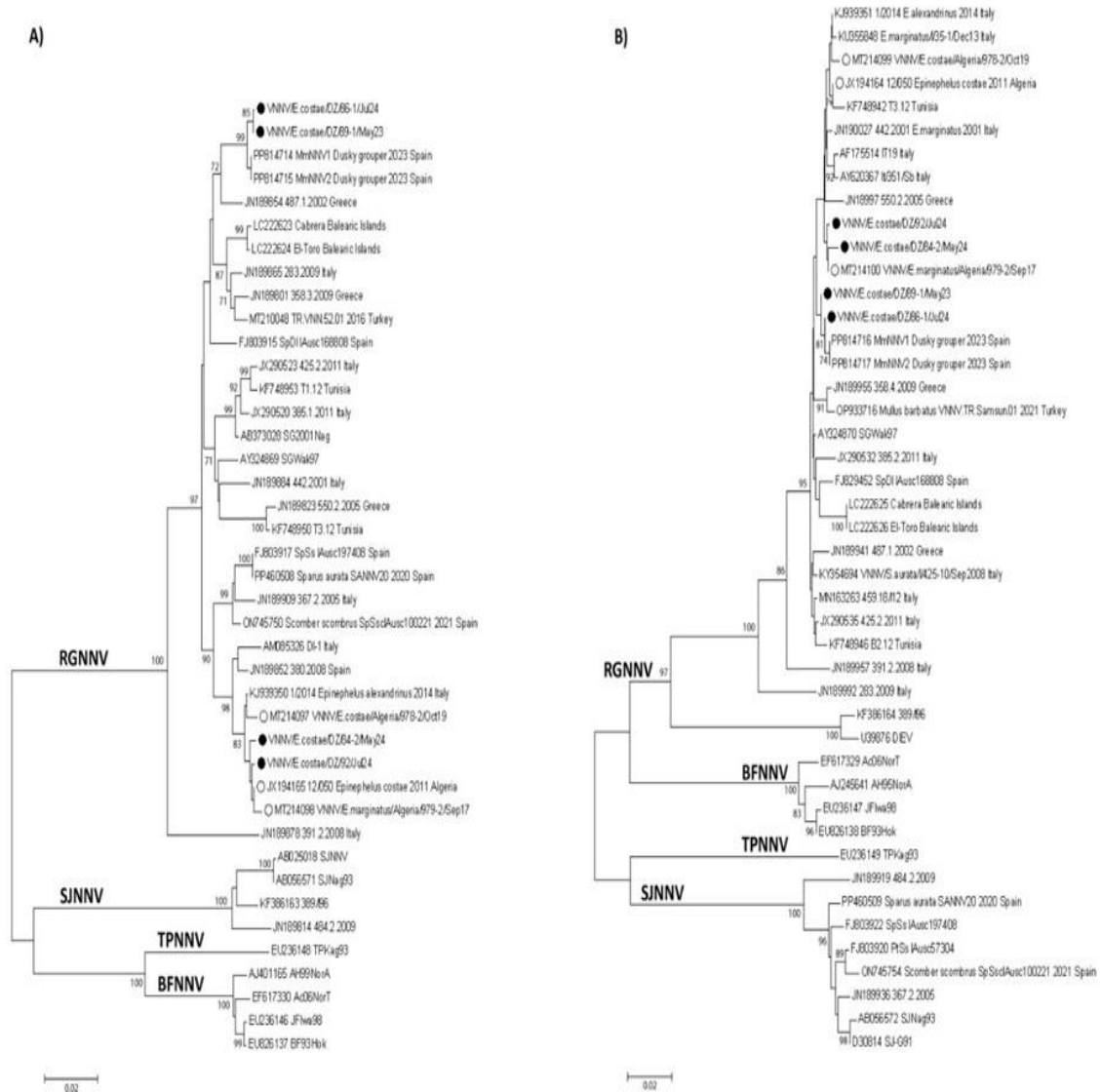


Figure 36. Arbre phylogénétique de type « neighbour-joining » (NJ) basé sur les séquences nucléotidiques de l'ARN1 (A) et de l'ARN2 (B). Les bétanodavirus collectés dans le cadre de ce travail sont mis en évidence par des cercles noirs. Les séquences précédemment détectées (Kara *et al.*, 2014 ; Boukedjouta *et al.*, 2020) sont marquées par des cercles blancs. Les chiffres aux points de ramification représentent les valeurs bootstrap exprimées en pourcentage (seules les valeurs bootstrap exprimées sont indiquées). RNA1 et RNA2 (B) sont indiqués sur les branches principales. La barre d'échelle représente le nombre de substitutions par site.

III.2. Discussion

III.2. 1. Age et croissance

La détermination de l'âge constitue une étape essentielle dans l'analyse de la croissance et de la dynamique des populations de *Sparus aurata* et *Dicentrarchus labrax*. Dans la présente étude, l'âge de la dorade a été déterminé par otolithométrie, méthode directe reconnue pour sa précision, tandis que la structure des cohortes a été confirmée par l'analyse des fréquences de taille sous FISAT II. Les résultats montrent que *S. aurata* atteint un âge maximal de deux ans dans notre échantillonnage. Cette structure d'âge est nettement inférieure à celle rapportée dans la littérature (Tableau 16), où l'espèce peut atteindre 6 à 8 ans selon les régions (Mehanna, 2007 ; Salem, 2010 ; Hadj Taieb *et al.*, 2013, 2015). Toutefois, il convient de souligner que la majorité des individus analysés dans notre étude proviennent de l'élevage, ce qui explique la prédominance de cohortes jeunes et l'absence d'individus âgés. En aquaculture, les poissons sont généralement commercialisés à l'âge d'un à deux ans, ce qui limite naturellement la représentation des classes d'âge élevées observées en milieu naturel.

Les paramètres de croissance estimés pour *S. aurata* montrent une longueur asymptotique inférieure à celles rapportées dans plusieurs études réalisées en Méditerranée orientale et occidentale, notamment en Turquie (Akyol & Gamsız, 2011), en France (Mercier *et al.*, 2011) et en Tunisie (Hadj Taieb *et al.*, 2013 ; 2015). Cette différence peut être attribuée à la faible taille maximale observée dans notre échantillon, conséquence directe de la récolte commerciale précoce en élevage. En revanche, le coefficient de croissance obtenu est proche de ceux rapportés par Salem (2010), Mehanna (2007) et Chaoui *et al.*, (2006), ce qui indique que la vitesse de croissance reste comparable, voire élevée, sous conditions contrôlées.

L'analyse de la relation taille–poids chez la dorade révèle une allométrie majorante ($b > 3$), traduisant une augmentation du poids plus rapide que celle de la longueur. Ce résultat diffère de certaines études où une croissance isométrique ou légèrement minorante a été observée, mais peut s'expliquer par les conditions nutritionnelles optimales en élevage favorisant l'accumulation de réserves énergétiques. Selon Barnabé (1976) et Begnal & Tesch (1978), la relation taille–poids est fortement influencée par la disponibilité alimentaire, le stade de maturité sexuelle et les conditions environnementales, éléments généralement stabilisés en aquaculture.

Concernant *Dicentrarchus labrax*, l'analyse a montré que l'espèce peut atteindre quatre ans, bien que la majorité des individus soient âgés de deux ans. Cette structure d'âge reste inférieure à celle décrite par Kara (1999), Mehanna *et al.*, (2010) et Abd Elnabi *et al.*, (2022) (Tableau 17), qui rapportent une longévité pouvant atteindre cinq à huit ans en milieu naturel. Là encore, l'origine aquacole prédominante des échantillons explique la faible représentation des classes d'âge avancées. En élevage, les cycles de production sont planifiés et les individus sont commercialisés avant d'atteindre leur longévité maximale biologique.

Les paramètres de croissance du bar montrent également une longueur asymptotique inférieure à celles rapportées dans la littérature. Cette diminution pourrait refléter non seulement la limitation de la taille maximale dans les échantillons, mais aussi l'absence d'individus âgés de grande taille. Salem (2010) souligne que la disparition ou la rareté des grands individus influence fortement l'estimation de la longueur asymptotique. Toutefois, le coefficient de croissance observé demeure comparable à ceux rapportés par Boulineau-Coatanea *et al.*, (1969), Bou Ain *et al.*, (1977) et Kennedy & Fitzmaurice (1972), suggérant que la dynamique de croissance intrinsèque de l'espèce reste stable malgré les différences de milieu.

La relation taille–poids chez *D. labrax* met en évidence une allométrie minorante ($b < 3$), indiquant que le poids augmente proportionnellement moins vite que la longueur. Cette tendance peut refléter une morphologie plus élancée ou une allocation énergétique différente, possiblement liée aux conditions d'élevage (densité, gestion alimentaire, stade physiologique). Des variations similaires ont été signalées dans différentes régions, confirmant que cette relation dépend fortement des conditions écologiques et biologiques locales.

Dans l'ensemble, les différences observées entre nos résultats et ceux rapportés par les auteurs précédents peuvent être attribuées à plusieurs facteurs combinés : la méthode de détermination de l'âge (otolithométrie versus analyse modale), la structure démographique des échantillons, la taille maximale observée, ainsi que l'origine aquacole majoritaire des individus étudiés. Les paramètres de croissance obtenus traduisent donc à la fois le potentiel biologique des espèces et l'influence des conditions contrôlées d'élevage. Les comparaisons avec les populations sauvages doivent ainsi être interprétées avec prudence, car les facteurs environnementaux, la pression de pêche et la variabilité

écologique jouent un rôle déterminant dans l'expression des paramètres de croissance en milieu naturel. Cette distinction est essentielle pour l'élaboration de stratégies adaptées de gestion halieutique et de production aquacole.

Tableau 16. Les paramètres de la croissance de *Sparus aurata* selon la littérature

Lieux et auteurs	Sexe	L_{∞}	K	t_0	P_{∞}	a	b	Groupe d'âge
Port Said (Egypt)								
Mehanna (2007)	confondus	37,9	0,50	- 0,6	747,19	0,0123	3,02	4 ans
Port Said (Egypt)	confondus	34,2	0,48	- 0,78		0,030	2,76	
(Salem ,2010)								
Sud de la mer Egée (Turquie)								
Akyol & Gassi (2011)	confondus	64,9	0,14	- 2,47		0,0515	2,73	2-7 ans
Golf de Lion (France)								
Mercier <i>et al</i> , (2011)	confondus	72,3	0,10	- 2,20		0,0093	3,11	6 ans
Golf de Gabès (Tunisie)								
Hadj Taieb <i>et al</i> , (2013)	confondus	38,2	0,20	- 1,88		0,0107	3,07	8 ans
Golf de Gabès (Tunisie)								
Hadj Taieb <i>et al</i> , (2015)	confondus	47,1	0,11	- 2,95		0,0107	3,07	6 ans
Bardwil (Egypt)								
Mokbel <i>et al</i> , (2020)	confondus	32,1	0,33	-1,33	523,8	0,0132	3,02	5 ans
Benmokrane (2025)	confondus	29.4	0.48	-0.34	459.18			2 ans

Tableau 17. Les paramètres de la croissance de *Dicentrarchus labrax* selon la littérature

Lieux et auteurs	Sexe	L_{∞}	K	t_0	P_{∞}	a	b	Groupe d'âge
Golfe d'Annaba								
(Kara, 1999)	confondus	48,14	0,52	+ 0,05	1118,81	0,0063	3.12	5 ans
Sables d'Olonne (France)								
(Lam Hoai Thong, 1970)	confondus	103,5	0,11	+ 0,08	-	-	-	-
Irlande	M	62	0,18	+ 0,33				
(Kemedi & Fritzmaurice, 1972)	F	73,1	0,15	+ 0,14				
Sète, (Barnabé, 1973)	F	91,3	0,17	- 0,26				3 ans
Côtes tunisiennes	M	54,9	0,18	- 0,98				2 à 3 ans
(Bou Ain, 1977)	F	105,8	0,07	- 1,45				4 à 5 ans
Bardwil (Egypt)	confondus	48,69	0,1677	-0,447		0,0054	3,1428	4 ans
(El-Desk et al., 2021)								
Bardwil (Egypt)								
(Abd Elnabi ,2022)	confondus	75,6	0,16	- 0,82	3962,4	0,0081	3,0287	6 ans
Benmokrane (2025)	confondus	35.85	0.2	-0.82	499.01	0.021	2.815	4 ans

III.2.2. Analyse virologique et bactériologique

L'encéphalopathie et rétinopathie virale (VER), causée par le Betanodavirus (NNV), constitue une menace majeure pour les poissons marins, affectant aussi bien les populations sauvages que celles issues de l'aquaculture. Depuis sa première identification en Australie chez *Lates calcarifer* (Glazebrook et al., 1987), le virus a été signalé dans de nombreuses régions, notamment chez *Dicentrarchus labrax* à Porto Rico et en Méditerranée, ainsi que chez *Sparus aurata*, *Solea senegalensis* et plusieurs espèces de mérous dans la péninsule ibérique. En Algérie, le NNV a été détecté pour la première fois en 2011 chez *Epinephelus marginatus* et *E. costae* (Kara et al., 2014), puis confirmé en 2020 sur différents sites du littoral, démontrant sa circulation persistante.

Dans la présente étude, le dépistage par RT-qPCR et le séquençage des segments génomiques ARN1 et ARN2 ont permis d'identifier et de caractériser les Betanodavirus présents chez *D.* chez les mérous (*E. marginatus* et *E. costae*). Chez les mérous, l'analyse

phylogénétique des deux segments a montré que toutes les souches appartiennent au génotype RGNNV, le plus répandu en Méditerranée. Les souches détectées en 2023 et 2024 étaient étroitement apparentées à des isolats déjà signalés dans la même région, confirmant une circulation virale continue. Certaines souches provenant de Mostaganem étaient également liées à des isolats espagnols récents, suggérant l'introduction possible de nouvelles variantes via le transport maritime et le commerce (des échanges commerciaux existent déjà entre les deux pays, notamment facilités par la route maritime reliant Valence à Mostaganem, qui permet le transport de passagers et potentiellement de marchandises) ou des pays voisins par l'introduction de populations de poissons d'élevage, ou la migration de poissons sauvages. Ces résultats illustrent la pertinence de l'analyse phylogénétique des segments ARN1 et ARN2 pour identifier les génotypes, retracer leur origine et suivre la dynamique du virus dans les populations sauvages et aquacoles.

Chez *D. labrax*, *S. aurata* et *M. barbatus*, la RT-qPCR a révélé une faible charge virale chez quelques individus sauvages, suggérant soit un stade précoce d'infection, soit une infection partiellement contrôlée, potentiellement modulée par la résistance naturelle ou les traitements prophylactiques en aquaculture. La majorité des dorades et bars issus de l'élevage sont restés indemnes de NNV détectable par culture cellulaire, ce qui confirme l'effet protecteur possible des conditions sanitaires et des traitements en élevage.

Parallèlement, les analyses bactériologiques ont révélé la présence de *Vibrio harveyi* chez plusieurs pools de *D. labrax* issus de la ferme aquacole de Honaine et chez certains individus de *M. barbatus* du port de Béni-Saf, avec un cas de co-infection avec le NNV. Chez *Sparus aurata*, la majorité des individus sont indemnes de cette bactérie, à l'exception d'un pool affecté, tandis que trois pools ont révélé la présence de *Photobacterium*, indiquant que la dorade royale peut héberger des bactéries opportunistes même dans des conditions aquacoles contrôlées. Ces observations soulignent l'importance des interactions entre agents pathogènes : les infections virales peuvent affaiblir l'immunité et favoriser l'émergence d'infections bactériennes secondaires.

La prolifération de ces pathogènes est influencée par des facteurs environnementaux et anthropiques, tels que l'élévation de la température, la pollution chimique et organique, la fragmentation des habitats ou les rejets urbains. Les périodes physiologiquement stressantes, comme la phase post-reproductive des mérous, augmentent également la

susceptibilité aux infections. De plus, les invertébrés marins, tels que les mollusques bivalves, peuvent servir de réservoirs ou de vecteurs passifs du NNV, contribuant à sa dissémination dans la colonne d'eau. Le transport maritime et la migration des poissons sauvages favorisent également l'introduction et la circulation de nouvelles souches virales.

L'ensemble de ces résultats démontre que Betanodavirus, *Vibrio harveyi* et *Photobacterium* circulent simultanément dans les populations marines algériennes, tant sauvages qu'aquacoles. Ils mettent en évidence la nécessité d'une surveillance sanitaire intégrée, combinant analyses virologiques, bactériologiques et environnementales, afin de mieux comprendre les dynamiques d'infection et d'élaborer des stratégies de prévention adaptées. La détection de co-infections et la circulation continue du RGNNV soulignent l'importance d'adopter une approche globale pour limiter les risques pour la santé des poissons et assurer la durabilité de l'aquaculture nationale.

Conclusion générale

Conclusion générale

Cette étude apporte une contribution significative à la compréhension de la biologie, de la croissance et de la pathologie de plusieurs espèces marines d'importance économique et écologique, en particulier *Sparus aurata*, *Dicentrarchus labrax*, *Mullus barbatus* et les mérours (*Epinephelus marginatus* et *E. costae*). L'analyse de l'âge et de la croissance a révélé que les populations de dorades et de bars échantillonnées sont majoritairement jeunes, avec des âges moyens de 2 ans pour la dorade royale et 4 ans pour le bar européen. Cette cohorte homogène suggère un recrutement récent et efficace, reflétant des conditions environnementales favorables à la reproduction et à la survie des juvéniles. Ces informations sont cruciales pour évaluer la dynamique des populations, optimiser les pratiques d'aquaculture, ajuster les régimes alimentaires, planifier la taille et la densité des stocks, et déterminer les périodes de capture les plus appropriées tout en maintenant un équilibre écologique durable.

Sur le plan pathologique, les analyses virologiques ont mis en évidence la circulation continue du Betanodavirus RGNNV dans les populations de poissons algériens, avec une faible prévalence chez *D. labrax*, *S. aurata* et *M. barbatus*, et une sensibilité marquée des mérours. L'approche combinant RT-qPCR et séquençage des segments ARN1 et ARN2 a permis d'identifier des souches locales stables ainsi que l'introduction probable de nouvelles variantes provenant de zones étrangères, soulignant le rôle du transport maritime, du commerce et des migrations de poissons sauvages dans la dissémination virale. La présence de bactéries opportunistes, notamment *Vibrio harveyi* chez *D. labrax* et *M. barbatus*, et *Photobacterium* chez plusieurs pools de dorade royale, met en évidence les interactions complexes entre virus et bactéries et l'importance de la surveillance des co-infections. Ces pathogènes peuvent être modulés par les facteurs environnementaux, tels que la température, la qualité de l'eau, la pollution et le stress physiologique des poissons, ainsi que par les pratiques aquacoles, incluant l'usage de traitements prophylactiques et la gestion des bassins.

La persistance du NNV dans l'environnement est amplifiée par la capacité du virus à survivre longtemps dans l'eau de mer et par l'existence de vecteurs naturels tels que les mollusques bivalves, qui peuvent servir de réservoirs ou de vecteurs passifs. La transmission horizontale du virus entre poissons sains et infectés, ainsi que le transfert possible à partir d'espèces résistantes vers des espèces sensibles comme les mérours,

accentuent le risque d'infection et soulignent la nécessité de stratégies de gestion intégrées. Ces résultats montrent que même dans des populations apparemment saines, la circulation de pathogènes persistants peut représenter une menace latente pour la santé des poissons et la durabilité de l'aquaculture.

Sur le plan de la conservation, les mérous, caractérisés par une croissance lente, une maturité tardive et une protogynie, sont particulièrement vulnérables aux pressions combinées de la pêche et des infections virales. La création et l'expansion de zones marines protégées, la réduction des impacts anthropiques, et la mise en œuvre de programmes de surveillance coordonnés sont essentielles pour préserver ces populations. La mise en place de réseaux internationaux permettrait d'harmoniser les activités de conservation, d'améliorer la capacité de diagnostic des laboratoires et de renforcer la détection précoce des nouvelles épidémies virales, garantissant ainsi une meilleure gestion des maladies infectieuses à l'échelle méditerranéenne ainsi la maîtrise des maladies infectieuses en aquaculture repose avant tout sur une approche préventive intégrée associant vaccination, biosécurité et bonnes pratiques d'élevage. Le développement de stratégies innovantes, telles que les immunostimulants, les probiotiques, les antiviraux et la sélection génétique de souches résistantes, constitue une perspective prometteuse pour améliorer la santé des poissons et assurer la durabilité des productions aquacoles.

En conclusion, met en évidence une prévalence plus élevée du bétanodavirus chez les poissons sauvages que chez les poissons d'élevage, ce qui suggère un rôle potentiel des populations sauvages dans le maintien et la circulation du virus dans le milieu marin.

Cette étude fournit également un cadre complet reliant la biologie des populations, la pathologie et les facteurs environnementaux dans le contexte algérien. Elle souligne la nécessité d'une approche intégrée combinant gestion de la pêche, aquaculture durable, surveillance des pathogènes et protection des habitats naturels pour assurer la résilience des écosystèmes marins et la durabilité

des ressources halieutiques. Les résultats obtenus permettent de mieux comprendre la dynamique des populations de poissons et les interactions complexes entre virus, bactéries et environnement, tout en offrant des bases scientifiques solides pour la conservation et la gestion durable des espèces marines vulnérables.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

« A »

- Abayneh, T., Colquhoun, D. J., & Sørum, H. (2013). *Edwardsiella piscicida* sp. nov., a novel species pathogenic to fish. *Journal of applied microbiology*, 114(3), 644-654.
- Abdel-Hakim, NF., Mehanna, SF, Eisa, IA, Hussein, MS, Al-Azab, DA, & Ahmed, AS (2010). Relation longueur-poids, facteur de condition et contenu stomacal du bar européen, *Dicentrarchus labrax*, dans le lagon de Bardawil, au nord du Sinaï, en Égypte.
- Abd Elnabi, H. E., Desouky, M. G., Mokbell, S. A., & Omar, S. A. (2022). *Some biological measurements on the European sea bass (Dicentrarchus labrax) in Bardawil Lagoon, Egypt. Egyptian Journal of Aquatic Biology & Fisheries*, 26(5), 571–593. <https://doi.org/10.21608/EJABF.2022.264478>
- Actis, L. A., Tolmasky, M. E., & Crosa, J. H. (1999). Bacterial plasmids: replication of extrachromosomal genetic elements encoding resistance to antimicrobial compounds. *Front Biosci*, 4, D43-62.
- Aguirre-Guzmán, G., Mejia Ruíz, H., & Ascencio, F. (2004). A review of extracellular virulence product of *Vibrio* species important in diseases of cultivated shrimp. *Aquaculture Research*, 35(15), 1395-1404.
- Akyol, O., & Gamsiz, K. (2011). Age and growth of adult gilthead seabream (*Sparus aurata* L.) in the Aegean Sea. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom*, 91(6), 1255-1259.
- Alcaide, E., Amaro, C., Todoli, R., & Oltra, R. (1999). Isolation and characterization of *Vibrio parahaemolyticus* causing infection in Iberian toothcarp *Aphanius iberus*. *Diseases of aquatic organisms*, 35(1), 77-80.
- Ali, M. Y., & Lindsey, C. C. (1974). Heritable and temperature-induced meristic variation in the medaka, *Oryzias latipes*. *Canadian Journal of Zoology*, 52(8), 959-976.
- Allan, B. J., & Stevenson, R. M. (1981). Extracellular virulence factors of *Aeromonas hydrophila* in fish infections. *Canadian journal of microbiology*, 27(10), 1114-1122.

Altinok, I., Grizzle, J. M., & Liu, Z. (2001). Detection of *Yersinia ruckeri* in rainbow trout blood by use of the polymerase chain reaction. *Diseases of Aquatic Organisms*, 44, 29-34.

Appawu, M. A., Dadzie, S. K., Baffoe-Wilmot, A., & Wilson, M. D. (2001). Lymphatic filariasis in Ghana: entomological investigation of transmission dynamics and intensity in communities served by irrigation systems in the Upper East Region of Ghana. *Tropical Medicine & International Health*, 6(7), 511-516.

Ast, J. C., & Dunlap, P. V. (2005). Phylogenetic resolution and habitat specificity of members of the *Photobacterium phosphoreum* species group. *Environmental Microbiology*, 7(10), 1641-1654.

Athanassoupoulou, F., Billinis, C., Psychas, V., Karipoglou, K (2003). Viral encephalopathy and retinopathy of *Dicentrarchus labrax* in fresh water in Greece. *Journal of fish diseases*, 26, 361-365.

Austin, B., & Zhang, XH (2006). *Vibrio harveyi* : un pathogène important des vertébrés et invertébrés marins. *Lettres en microbiologie appliquée*, 43 (2), 119-124.

Austin, B., Austin, D.A., 2016. Bacterial Fish Pathogens, pp. 499–503.

Azzurro, E. (2010). Unusual occurrences of fish in the Mediterranean Sea: an insight into early detection. *Fish Invasions of the Mediterranean Sea: change and renewal*, 99-126.

« B »

Bagdonas, K., Nika, N., Bristow, G., Jankauskiene, R., Salyte, A., Kontautas, A. 2011. First record of *Dicentrarchus labrax* (Linnaeus, 1758) from the southeastern Baltic Sea (Lithuania). *Journal of Applied Ichthyology*, 27: 1390–1391.

Bagenal, TB & Tesch, FW, 1978. Âge et croissance, dans : Bagenal TB (éd.), Méthodes d'évaluation de la production piscicole en eau douce, 3e éd. Manuel IBP n° 3, *Blackwell Scientific Publications, Oxford, Royaume-Uni*, p. 101-101.

Ball, RA, Purcell, LC et Vories, ED (2000). Compensation du rendement du soja à saison courte en réponse à la population et au régime hydrique. *Crop science*, 40 (4), 1070-1078.

- Bandín, I. & Souto, S. (2020). “Betanodavirus and VER Disease: A 30-Year Research Review”. *Pathogens* 9 (2): 106. <https://doi.org/10.3390/pathogens9020106>.
- Bañón, R., Villegas-Ríos, D., Rodríguez Tamargo, P., Alonso-Fernández, A., Barros-García, D *et al.*, (2018). “First record of *Epinephelus costae* (Actinopterygii: Perciformes: Epinephelidae) from Galician waters (north-western Spain): Exploring the northward range expansion”. *Acta Ichthyologica et Piscatoria* 48 (4): 399–402. 10.3750/AIEP/02490. <http://doi.org/10.3750/aiep/02490>.
- Barnabe, G. (1973). Étude morphologique du loup *Dicentrarchus labrax* L. de la région de Sète. *Revue des Travaux de l'Institut des Pêches Maritimes*, 37(3), 397-410.
- Barreiros, J. P., & Santos, R. S. (1998). Notes on the food habits and predatory behaviour of the dusky grouper, *Epinephelus marginatus* (Lowe, 1834) (Pisces: Serranidae) in the Azores.
- Bauchot, M. L. (1987). Poissons osseux. Fiches FAO d'identification pour les besoins de la pêche (rev. 1). *Méditerranée et mer Noire. Zone de pêche*, 37(2), 891-1421.
- Baud, M., Cabon, J., Salomoni, A., Toffan, A., Panzarin, V., & Bigarré, L. (2015). “First generic one step real-time Taqman RT-PCR targeting the RNA1 of betanodaviruses”. *Journal of Virological Methods* (211): 1–7. <https://doi.org/10.1016/j.jviromet.2014.09.016>.
- Beacham, TD (1990). Une analyse génétique de la variation méristique et morphométrique chez le saumon keta (*Oncorhynchus keta*) à trois températures différentes. *Canadian Journal of Zoology*, 68 (2), 225-229.
- Begossi, A., Salivonchyk, S., Lopes, P. F., & Silvano, R. A. (2016). Fishers’ knowledge on the coast of Brazil. *Journal of Ethnobiology and Ethnomedicine*, 12(1), 20.
- Bellance, R. (1988). L'encéphalite virale du loup de mer. *Caraïbes Médical*.
- Berzak, R., Scheinin, A., Davidovich, N., Regev, Y., Diga, R., Tchernov, D., & Morick, D. (2019). “Prevalence of nervous necrosis virus (NNV) and *Streptococcus* species in wild marine fish and crustaceans from the Levantine Basin, Mediterranean Sea”. *Diseases of Aquatic Organisms* (133): 7–17. <https://doi.org/10.3354/dao03339>.

- Besbes, N., Ben Khemis, I & Sadok, S. (2016). Spécificités nutritionnelles et évaluation de la qualité du loup *Dicentrarchus labrax* (Linnaeus, 1758) provenant d'élevages aquacoles en cages dans les régions du Nord de la Tunisie. Qualité des produits aquacoles: les cas d'études. *Secur aqua*. 1 :3. 20.
- Betancur-R, R. et al., (2017). Phylogenetic classification of bony fishes. *BMC Evolutionary Biology*, 17:162.
- Betancur-R, R., Wiley, E. O., Arratia, G., Acero, A., Bailly, N., Miya, M., & Orti Ortiz (2017). Phylogenetic classification of bony fishes. *BMC evolutionary biology*, 17(1), 162.
- Bhattacharya, CG (1967). Une méthode simple de résolution d'une distribution en composantes gaussiennes. *Biométries*, 115-135.
- Biasini, L., Berto, P., Abbadi, M., Buratin, A., Toson, M., Marsella, A., Toffan, A., & Pascoli, F. (2022). "Pathogenicity of Different Betanodavirus RGNNV/SJNNV Reassortant Strains in European Sea Bass". *Pathogens* (11): 458. <https://doi.org/10.3390/pathogens11040458>.
- Bitchava, K., Chassalevris, T., Lampou, E., Athanassopoulou, F., Economou, V., & Dovas, C. I. (2019). "Occurrence and molecular characterization of betanodaviruses in fish and invertebrates of the Greek territorial waters". *Journal of Fish Diseases* (2): 1773–1783. <https://doi.org/10.1111/jfd.13098>.
- Blacker, J. G., & Patterson, D. (1969). Molecular mechanisms of disperse dyeing of polyester and nylon fibres. *Journal of the Society of Dyers and Colourists*, 85(12), 598-605.
- Bombace G., (1972) - Ittiofauna e produzione terziaria del coral-ligeno di substrato duro della costa settentrionale di Sicilia. Quad. Laboratorio. *Technologie. Pesca* ,1 :23 :37.
- Bouain, A. (1977). Etude des caractères morphologiques et anatomiques de *Dicentrarchus labrax* (Linne 1758) et de *Dicentrarchus punctatus* (Bloch, 1792) des côtes tunisiennes. *Bulletin de la Société des Sciences Naturelles de Tunisie*, 12.

- Bouain, A. (1980). Relations taille-poids et coefficients de condition des mérours (poissons, téléostéens serranidés) du sud Tunisien. *Bulletin de l'Office National des Pêches*, 4.
- Bou-Ain, A. (1984). Contribution à l'étude des Serranidés des côtes tunisiennes. 1970 (*Doctoral dissertation, Thèse (Doctorat Etat)-Université de Tunis, Tunis*).
- Bouain, A., & Siau, Y. (1983). Observations sur le cycle de reproduction femelle et la fécondité de trois espèces de mérours (*Epinephelus*) des côtes du sud-est tunisien. *Marine Biology*, 73 (2), 211-220.
- Boufersaoui, S. (2012). Contribution à l'étude du Sparidé *Pagellus acarne* (Risso, 1826) dans la région d'Alger: la structure des peuplements associés, les indices de reproduction, la croissance et l'exploitation.
- Boukedjouta, R., Pretto T., Abbadi M, Biasini L., Toffan A., & Mezali K. (2020). "Viral encephalopathy and retinopathy is endemic in wild groupers (genus *Epinephelus* spp.) of the Algerian coast". *Journal of Fish Diseases* 00 :1–12. <https://doi.org/10.1111/jfd.13181>.
- Boulineau-Coatanea, F. (1969). Régime alimentaire du bar *Dicentrarchus labrax* (Serranidae) sur la côte atlantique bretonne. *Bulletin du Muséum National d'Histoire Naturelle*, 41, 1106-1122.
- Bovo, G., Gustinelli, A., Quaglio, F., Gobbo, F., Panzarin, V., Fusaro, A., et al. (2011). "Viral encephalopathy and retinopathy outbreak in freshwater fish farmed in Italy". *Diseases of Aquatic Organisms* 96: 45–54. <https://doi.org/10.3354/dao02367>.
- Breitbart, M. (2012). Marine viruses: truth or dare. *Annual review of marine science*, 4, 425-448.
- Breuil, G., Bonami, J. R., Pepin, J. F., & Pichot, Y. (1991). "Viral infection (picorna-like virus) associated with mass mortalities in hatchery-reared sea-bass (*Dicentrarchus labrax*) larvae and juveniles". *Aquaculture* (97): 109–116. [https://doi.org/10.1016/0044-8486\(91\)90258-9](https://doi.org/10.1016/0044-8486(91)90258-9).

Brown, J. H., Gillooly, J. F., Allen, A. P., Savage, V. M., & West, G. B. (2004). Toward a metabolic theory of ecology. *Ecology*, 85(7), 1771-1789.

Bruslé, J., & Bruslé, S. (1976). Contribution à l'étude de la reproduction de deux espèces de mérous (*Epinephelus aeneus* et *Ep. guaza*) des côtes de Tunisie. *Rapports et procès-verbaux des réunions Commission Internationale pour l'Exploration Scientifique de la Mer Méditerranée*, 23(8), 49-50.

Buchanan-Wollaston, H. J. (1929). The spawning and migration of the plaice. *Fishery Investigations, London*.

Bussotti, S., & Guidetti, P. (2009). Les assemblages de poissons méditerranéens associés aux grottes marines et aux falaises rocheuses diffèrent-ils ? *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 81 (1), 65-73.

«C»

Campana, SE, & Neilson, JD (1985). Microstructure des otolithes de poissons. *Journal canadien des sciences halieutiques et aquatiques*, 42 (5), 1014-1032.

Campana, SE et Thorrold, SR (2001). Otolithes, incréments et éléments : clés d'une compréhension globale des populations de poissons ? *Revue canadienne des sciences halieutiques et aquatiques*, 58 (1), 30-38.

Campillo, A. (1992) Les pêcheries françaises de Méditerranée : synthèse des connaissances. *Institut Français de Recherche pour l'Exploitation de la Mer, France*, 206 p.

Carbonara, P., Intini, S., Modugno, E., Maradonna, F., Spedicato, MT, Bembo, G., & Carnevali, O. (2015). Caractéristiques de la biologie reproductive du rouget (*Mullus barbatus* L., 1758) dans le sud de la mer Adriatique et implications pour la gestion. *Aquatic Living Resources*, 28 (1), 21-31.

Carlstrom, D. (1963). Une étude cristallographique des otolithes de vertébrés. *The Biological Bulletin*, 125 (3), 441-463.

Cassie, R. M. (1954). Some uses of probability paper in the analysis of size frequency distributions. *Australian Journal of Marine and Freshwater Research*, 5, 513–522.

- Casselmann, J.W., Wilms, G.E. et Baert, A.L. (1987). Tomodensitométrie des tumeurs bilatérales du corps carotidien. *Rofo: Fortschritte auf dem Gebiete der Röntgenstrahlen und der Nuklearmedizin*,
- Cermeño, P., Morales-Nin, B., & Uriarte, A. (2006). Juvenile European anchovy otolith microstructure.
- Chaoui, L.; Kara, M.H.; Faure, E.; Quignard, J.P. (2006). Growth and Reproduction of the Gilthead Seabream *Sparus aurata* in Mellah Lagoon (North-Eastern Algeria). *Sci. Mar.* 70, 545–552.
- Chauvet C., P. Francour, 1989 - Les mérours *Epinephelus guaza* du Parc National de Port-Cros (France) : Aspects socio-démographiques. *Bull. Soc. zool. Fr.*,114 (4) : 5-13.
- Chauvet, C., Francour, P., Harmelin, J. G., Laborel, J., Laurent, L., Pergent, G. & Gravez. (1991). Recommandations du groupe d'experts. In *Les espèces marines à protéger en Méditerranée .France: GIS Posidonie*. (pp. 433-442).
- Chen, Z. J., Scheffler, B. E., Dennis, E., Triplett, B. A., Zhang, T., Guo, W., ... & Paterson, A. H. (2007). Toward sequencing cotton (*Gossypium*) genomes. *Plant physiology*, 145(4), 1303-1310.
- Chérif, M., Amor, M. B., Selmi Selim Gharbi, H., Missaoui, H., & Capapé, C. (2011). Food and feeding habits of the red mullet, *Mullus barbatus* (Actinopterygii: Perciformes: Mullidae), off the northern Tunisian coast (central Mediterranean). *Acta Ichthyologica et Piscatoria*, 41, 109-116.
- Cherif, M., Zarrad, R., Gharbi, H., Missaouf, H., Jarboui, O. (2007) Quelques paramètres biologiques du rouget, *Mullus barbatus* L., 1758, du golfe de Tunis. *Acta Adriatica* 48 (2): 131-144.
- Cherif, N., & Fatma, A. (2017). “Nodaviruses in Wild Fish Population Collected Around Aquaculture Cage Sites from Coastal Areas of Tunisia”. *Fisheries and Aquaculture Journal* 8(3): 2–7. <https://doi.org/10.4172/2150-3508.1000209>.
- Chérif, N., Amdouni, F., Bessadok, B., Tagorti, G., & Sadok, S. (2021). Chitosan Treatment of E-11 Cells Modulates Transcription of Nonspecific Immune Genes and Reduces Nodavirus Capsid Protein Gene Expression. *Animals*, 11, 3097.

- Chérif, N., El-Jeni, R., Amdouni, F., Bouhaouala-Zahar, B., & El-Bour, M. (2022). Anti-nodavirus potential activity of R.A73 *Enterococcus faecium* strain, isolated from Tunisian freshwater fish mucus. *Animals*. DOI: <https://doi.org/10.21203/rs.3.rs-1757655/v1>
- Chine, N., Chine, F., Chine, S., Abdel, M., Al-Sayed, M., Souliman, A., Monem, M., & Abou, A. (2025). Fish farming projects around the world: a presentation of selected statistics from the food and agriculture organisation (FAO), 2022 report. *International Journal of Innovative Technologies in Economy*. [https://doi.org/10.31435/ijite.2\(50\).2025.3330](https://doi.org/10.31435/ijite.2(50).2025.3330).
- Ciulli, S., Galletti, E., Grodzki, M., Alessi, A., Battilani, M. & Prosperi, S. (2007). Isolement et caractérisation génétique du Betanodavirus à partir de poissons marins sauvages de la mer Adriatique. *Communications sur la recherche vétérinaire*, 31 (1), 221-224.
- Colwell, RR et Grimes, DJ (1984). Maladies vibrioniques des populations de poissons marins. *Helgoländer Meeresuntersuchungen*, 37 (1), 265-287.
- Comps, M., Pépin, J.F., Bonami, J.R. (1994). “Purification and characterization of two fish encephalitis viruses (FEV) infecting *Lates calcarifer* and *Dicentrarchus labrax*”. *Aquaculture* 123 : 1–10.
- Condini, M. V., Albuquerque, C. Q., & Garcia, A. M. (2014). Age and growth of dusky grouper (*Epinephelus marginatus*) (Perciformes: Epinephelidae) in the southwestern Atlantic, with a size comparison of offshore and littoral habitats. *Fishery Bulletin*, 112(4).
- Condini, MV, AM Garcia et JP Vieira, (2007). Profil du pêcheur et description de la pêche du garoupa (Poissons, Serranidae) dans la région occidentale de Barra de Rio Grande, RS. *Journal panaméricain des sciences aquatiques* 2 : 279-287.
- Cornish, A., & Harmelin-Vivien, M. (2004). *Epinephelus marginatus*. IUCN Red List of Threatened Species.
- Costa, J. Z., & Thompson, K. D. (2016). “Understanding the interaction between Betanodavirus and its host for the development of prophylactic measures for viral

encephalopathy and retinopathy”. *Fish and Shellfish Immunology* (53): 35–49.
<https://doi.org/10.1016/j.fsi.2016.03.033>.

Craig, M. T., de Mitcheson, Y. J. S., & Heemstra, P. C. (2024). Groupers of the world: a field and market guide. *CRC Press*.

Craig, MT, & Hastings, PA (2007). Une phylogénie moléculaire des mérous de la sous-famille des Epinephelinae (Serranidae) avec une classification révisée des Epinephelini. *Ichthyological Research*, 54 (1), 1-17.

Cutrín, J. M., Dopazo, C. P., Thiéry, R., Leao, P., Oliveira, J. G., Barja, J. L., & Bandín, I. 2007. “Emergence of pathogenic betanoda - viruses belonging to the SJNNV genogroup in farmed fish species from the Iberian Peninsula”. *Journal of Fish Disease* (30): 225–232. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2761.2007.00803.x>.

« D »

Dalla Valle, L., Negrisolo, E., Patarnello, P., Zanella, L., Maltese, C., Bovo, G., & Agripolis, P.T. (2001). “Sequence comparison and phylogenetic analysis of fish nodaviruses based on the coat protein gene”. *Archives of Virology* (146): 1125–1137.
<https://doi.org/10.1007/s007050170110>.

Dawson, J. W., Lincoln, H., Sturrock, A. M., Martinho, F., & McCarthy, I. (2024). Recruitment of European sea bass (*Dicentrarchus labrax*) in northerly UK estuaries indicates a mismatch between spawning and fisheries closure periods. *Journal of Fish Biology*. <https://doi.org/10.1111/jfb.15843>.

Day, T., & Michail, (1996). L'effet de la plasticité comportementale et morphologique sur l'efficacité de la recherche de nourriture chez l'épinoche à trois épines (*Gasterosteus sp.*). *Oecologia*, 108 (2), 380-388.

Degens, E. T., Deuser, W. G., & Haedrich, R. L. (1969). Molecular structure and composition of fish otoliths. *Marine biology*, 2(2), 105-113.

Delsert, C., Morin, N., & Comps, M. (1997). A fish encephalitis virus that differs from other nodaviruses by its capsid protein processing. *Archives of Virology*, 142(12), 2359-2371.

Derbal, F., & Kara, M. H. (2001). Inventaire des poissons des côtes de l'Est algérien. *Rapp. Comm. Int. Mer Médit*, 36, 258.

Derbal, F., and Kara, M. H. (1996). "Alimentation estivale du mérout *Epinephelus marginatus* (Serranidae), des côtes est algériennes". *Cybium* 20 (3): 295-301.

Derbal, F., Francour, P., Thibaut, T., & Kara, M. H. (2013). Ecologie des sars *Diplodus cervinus Cervinus* (Lowe, 1838) et *Diplodus puntazzo* (Cetti, 1777), de la badèche *Epinephelus costae* (Steindachner, 1875) et du corb *Sciaena umbra* (Linnaeus, 1758) dans le golfe d'Annaba (Est, Algérie). *Revue Nature et Technologie*, 5(1), 02-11.

Diatla, Y., Bouaïn, A., & Capapé, C. (2003). Diet of four serranid species from the Senegalese coast (eastern tropical Atlantic). *Acta Adriatica*, 44(2), 175-182.

Djabali, F., Mehailia, A., Koudil, M., & Brahmi, B. (1993). Empirical equations for the estimation of natural mortality in Mediterranean teleosts.

Do, HH (2014). Précision de l'analyse des otolithes de poissons et quelques méthodes de validation. 14 (3). <https://doi.org/10.15625/1859-3097/14/3/3821>

Do-Ghi, N. (1978). Étude de la structure d'âge des populations de poissons par l'analyse des fréquences de longueur. Travaux de dynamique des populations halieutiques.

Doan, Q.K., Vandeputte, M., Chatain, B., Morin, T., & Allal, F. (2017). "Viral encephalopathy and retinopathy in aquaculture": A review. *Journal of Fish Disease* (40): 717–742. <https://doi.org/10.1111/jfd.12541>.

Duarte, L., Coelho, F., Cleary, D., Bonifacio, D., Martins, P., & Gomes, N. (2019). Communautés planctoniques bactériennes et microeucaryotes dans un système d'aquaculture semi-intensive de bar (*Dicentrarchus labrax*) : une étude saisonnière. *Aquaculture*. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2018.12.066>.

« E »

Egidius, E., Andersen, K., Clausen, E., & Raa, J. (1981). Cold-water vibriosis or 'Hitra disease' in Norwegian salmonid farming. *Journal of Fish Diseases*, 4(4).

El-Desoki, MO, & Younis, YM, Youssef ED, A, Ahmed SM, Al-Beak AM, *et al.*, (2021) Âge, croissance et mortalité du bar européen (*Dicentrarchus labrax*) dans la lagune de Bardawil, Nord Sinaï, Égypte. *Int J Aquac Fish SCI*, 7 (4), 042-046.

Enes, P.; Pérez-Jiménez, A.; Peres, H.; Couto, A.; Pousão-Ferreira, P. and Oliva-Teles, A. (2012). Oxidative status and gut morphology of white sea bream, *Diplodus sargus* fed soluble non-starch polysaccharide supplemented diets. *Aquaculture*, 358, 79-84. *Epinephelus marginatus* (Serranidae)". *Cybio* (28):27–35. <https://doi.org/10.1111/jfd.12020>.

« F »

Falcó, A., Bello-Perez, M., Díaz-Puertas, R., Mold, M., & Adamek, M. (2021). Update on the Inactivation Procedures for the Vaccine Development Prospects of a New Highly Virulent RGNNV Isolate. *Vaccines*, 9. <https://doi.org/10.3390/vaccines9121441>.

FAO (2023). FAO Species Fact Sheets. *Epinephelus marginatus*. Food and Agriculture Organization of the United Nations.

Fenner, N., Freeman, C., Lock, MA, Harmens, H., Reynolds, B., et Sparks, T. (2007). Les interactions entre l'élévation du CO₂ et le réchauffement pourraient amplifier les exportations de DOC des bassins versants des tourbières. *Environmental science & technology*, 41 (9), 3146-3152.

Fennessy, S. T. (2006). Reproductive biology and growth of the yellow belly rockcod *Epinephelus marginatus* (Serranidae) from South-East Africa. *African Journal of Marine Science*, 28(1), 1-11.

Fischer W, Schneider M, Bauchot M-L, (1987). Fisheries and Aquaculture Management Division. Fiches FAO d'identification des espèces pour les besoins de La Pêche. (Révision 1). Méditerranée et Mer noire. Zone de Pêche 37. II: vertébrés. *Rome FAO*.;2:761– 1530. <https://open.knowledge.fao.org/handle/20.500.14283/x0170f>. Accessed 3 April 2025.

Fischer, T. (2025). Call for proposals: The 2027 Leadership Quarterly Yearly Review (LQYR) issue. *The Leadership Quarterly*, 36(4), 101896.

- Fouzi, M. N. M., & Sakajamary, N. (2023). "First Report of Viral Nervous Necrosis in Asian Sea Bass, *Lates Calcarifer* Cultured in Sri Lanka". *Journal of Agro-Technology and Rural Sciences* 3(1):18–23. <https://doi.org/10.4038/atrsj.v3i1.47>.
- Frerichs, G. N., Rodger, H.D., & Peric, Z. (1996). "Cell culture isolation of piscine neuropathy nodavirus from juvenile sea bass, *Dicentrarchus labrax*". *Journal of General Virology* (77): 2067–2071. <https://doi.org/10.1099/0022-1317-77-9-2067>.
- Frerichs, G.N., Tweedie, A., Starkey, W.G., & Richards, R.H. (2000). "Temperature, pH and electrolyte sensitivity, and heat, UV and disinfectant inactivation of sea bass (*Dicentrarchus labrax*) neuropathy nodavirus". *Aquaculture* 1–2: 13–24. [https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(99\)00337-3](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(99)00337-3).
- Frimodt, C. (1995). Multilingual illustrated guide to the world's commercial warm water fish. *Fishing News Books. Osney Mead.Oxford. England*. 215 p.
- Froese, R., & Pauly, D. (2023). FishBase.
- Froese, R., & Pauly, D. (2023). FishBase. World Wide Web electronic publication. www.fishbase.org

« G »

- Galeotti, M., Beraldo, P., Gusmani, L., Patarnello, P., Alborali, L., De Simone, N., DeSimone, F., (2001). Updates on enteropathic larval syndrome (ELS) in gilthead seabream (*Sparus aurata*) and seabass (*Dicentrarchus labrax*) larvae. European Association of Fish Pathologists. In: 10th International Conference "Disease of fish and shellfish", Dublin, Ireland p. O-050
- Gayanilo, F. C., & Sparre, P. (2005). FAO-ICLARM stock assessment tools II: User's guide (Vol. 8). *Food & Agriculture Org*.
- Geladakis, G., Kourkouta, C., Somarakis, S., & Koumoundouros, G. (2022). Developmental Temperature Shapes the Otolith Morphology of Metamorphosing and Juvenile Gilthead Seabream (*Sparus aurata* Linnaeus, 1758). *Fishes*. <https://doi.org/10.3390/fishes7020082>

- Geladakis, G., Somarakis, S., & Koumoundouros, G. (2020). Differences in otolith shape and fluctuating-asymmetry between reared and wild Gilthead seabream (*Sparus aurata* Linnaeus, 1758). *Journal of fish biology*. <https://doi.org/10.1111/jfb.14578>.
- Geladakis, G., Somarakis, S., et Koumoundouros, G. (2021). Différences de forme et d'asymétrie fluctuante des otolithes entre la daurade royale d'élevage (*Sparus aurata* Linnaeus, 1758) et la daurade sauvage. *Journal of Fish Biology*, 98 (1), 277-286.
- Gharbi, H., Ben Meriem, S., Bedoui, R., & El Abed, A. (2004). Les pêcheries tunisiennes du rouget de vase (*Mullus barbatus* Linnaeus, 1758): évaluation des stocks et aménagement des pêcheries. *Mar Life*, 14, 49-57.
- Gigante, C. M., Dettinger, L., Powell, J. W., Seiders, M., Condori, R. E. C., Griesser, R. & Li, Y. (2018). Multi-site evaluation of the LN34 pan-lyssavirus real-time RT-PCR assay for post-mortem rabies diagnostics. *PloS one*, 13(5), e0197074.
- Glazebrook, JS, Heasman, MP & De Beer, SW (1990). Particules virales de type picorna associées à des mortalités massives chez les larves de barramundi, *Lates calcarifer* Bloch. *Journal of Fish Diseases*, 13 (3).
- Golani, D., & Sonin, O. (2006). The Japanese threadfin bream *Nemipterus japonicus*, a new Indo-Pacific fish in the Mediterranean Sea. *Journal of Fish Biology*, 68(3), 940-943.
- Gomez, D.K., Lim, D.J., Baeck, G.W., Youn, H.J., Shin, N.S., Youn, H.Y., Hwang, C.Y., Park, J.H and Park, S.C. (2006). “Detection of betanodaviruses in apparently healthy aquarium fishes and invertebrates”. *Journal of Veterinary Science* (7): 369–374 <https://doi.org/10.4142/jvs.2006.7.4.369>.
- Gomez-Gil, B., Soto-Rodríguez, S., Lozano, R., & Betancourt-Lozano, M. (2014). Draft genome sequence of *Vibrio parahaemolyticus* strain M0605, which causes severe mortalities of shrimps in Mexico. *Genome Announcements*, 2(2), 10-1128.
- Grimes, DJ, Stemmler, J., Hada, H., May, EB, Maneval, D., Hetrick, FM & Colwell, RR (1984). Espèces de *Vibrio* associées à la mortalité des requins en captivité. *Microbial Ecology*, 10 (3), 271-282.
- GSA, S. A. (2023). FAO Fisheries and Aquaculture Report No. 1359 NFIAN/R1359 (En).

Guéno, J., & Le Guen, D. (1972). Analyse des populations de poissons par les fréquences de longueur. CNEXO, France.

Guo, Y.X., Wei, T., Dallmann, K., Kwang, J. (2003). Induction of caspase-dependent apoptosis by betanodaviruses GGNNV and demonstration of protein a as an apoptosis inducer. *Virology* 308 74–82.

« H »

Haberle, I., Hackenberger, D., Djerdj, T., Bavcevic, L., Geček, S., Hackenberger, B., Marn, N., Klanjšček, J., Purgar, M., Ilić, J. et Klanjšček, T. (2023). Effets du changement climatique sur l'aquaculture de dorade royale en Méditerranée. *Aquaculture*. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2023.740052>.

Haddad-Boubaker, S., Bigarré, L., Bouzgarou, N., Megdich, A., Baud, M., Cabon, J., & Chéhida, N. B. (2013). Molecular epidemiology of betanodaviruses isolated from sea bass and sea bream cultured along the Tunisian coasts. *Virus Genes*, 46(3), 412-422.

Hadj Taieb, A., Sley, A., Ghorbel, M., & Jarboui, O. (2015). Age estimation and growth pattern of the gilthead seabream *Sparus aurata* (pisces: sparidae) of the gulf of gabes, Tunisia. *Bulletin de la Société zoologique de France*, 140(3).

Haldar, S., Maharajan, A., Chatterjee, S., Hunter, SA, Chowdhury, N., Hinenoya, A. & YamasYamakasi (2010). Identification de *Vibrio harveyi* comme bactérie responsable d'une maladie de pourriture de la queue chez la daurade royale *Sparus aurata* provenant d'une éclosure de recherche à Malte. *Microbiological research*, 165 (8), 639-648.

Harding, J. P. (1949). The use of probability paper for the graphical analysis of polymodal frequency distributions. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom*, 28, 141–153.

Harb, M., Faris, R., Gad, A. M., Hafez, O. N., Ramzy, R., & Buck, A. A. (1993). The resurgence of *lymphatic filariasis* in the Nile delta. *Bulletin of the World Health Organization*, 71(1), 49.

Hebbar, C., & Boutiba, Z. Mortality of red mullet *Mullus barbatus Mullis* (Linnaeus., 1758) in Western Algerian coasts.

Heemstra, FJ, & Kusters, RJ (1991). Analyse des points de fonction : Évaluation d'un modèle d'estimation des coûts logiciels. *European Journal of Information Systems*, 1 (4)229-237.

Heemstra, P. C., & Randall, J. E. (1993). “Groupers of the world (family serranidae, subfamily epinephelinae). An annotated and illustrated catalogue of the grouper, rockcod, hind, coral grouper and lyretail species known to date”. Rome: FAO. *FAO Fish. Synopes* 125 (16): 382. 10.1016/j.rsma.2020.101388.

Hoffbauer, C. (1898). Die Altersbestimmung des karpfens an seiner Schuppe. *Allgemeine Fischerei-Zeitung*, 23(19), 341-343.

Hulo, C., De Castro, E., Masson, P., Bougueleret, L., Bairoch, A., Xenarios, I. & Le Mercier, P. (2011). Viral Zone : une ressource de connaissances pour comprendre la diversité des virus. *Recherche sur les acides nucléiques*, 39 (suppl_1), D576-D582.

Hureau, J. C. (1986). Relations phylogenetiques au sein des Notothenioidei. *Océanis (Paris)*, 12(5), 367-376.

« I »

Ilestad, A.-M., Haugen, T. O., & Colman, J. E. (2012). Differential habitat use between adult European sea bass and North Atlantic cod in the inner Oslo Fjord: influence of abiotic environmental variables. In *Advances in Fish Tagging and Marking Technology*, pp. 265–288. Ed. by J. R. McKenzie, B. Parsons, A. C. Seitz, R. K. Kopf, M. G. Mesa, and Q. Phelps. *American Fisheries Society, Symposium* 76.

IUCN (2023). The IUCN Red List of Threatened Species.

Iwamoto, T., Mise, K., Takeda, A., Okinaka, Y., Mori, KI, Arimoto, M. & NakaiAkai (2005). Caractérisation de l'ARN sous-génomique 3 du virus de la nécrose nerveuse du jacquier rayé et activités biologiques de sa protéine codée B2. *Journal of general virology*, 86 (10), 2807-2816.

« J »

Jin, P., Alisch, R. S., & Warren, S. T. (2004). RNA and microRNAs in fragile X mental retardation. *Nature cell biology*, 6(11), 1048-1053.

John, U., Litaker, R. W., Montresor, M., Murray, S., Brosnahan, M. L., & Anderson, D. M. (2014). Formal revision of the *Alexandrium tamarense* species complex (Dinophyceae) taxonomy: the introduction of five species with emphasis on molecular-based (rDNA) classification. *Protist*, 165(6), 779-804.

Jordan, D. S., & Evermann, B. W. (1896). *The fishes of North and Middle America: A descriptive catalogue of the species of fish-like vertebrates found in the waters of North America, north of the Isthmus of Panama. Part I. Bulletin of the United States National Museum*, 47, 1–1240.

Jutagate, A., Pitakaso, R., Khonjun, S., Srichok, T., Kaewta, C., Luesak, P., Gonwirat, S., Enkvetchakul, P., & Jutagate, T. (2024). Adaptive artificial multiple intelligence fusion system (A-AMIFS) for enhanced disease detection in Nile Tilapia. *Aquaculture Reports*. <https://doi.org/10.1016/j.aqrep.2024.102418>.

«K»

Kai, Y., & Chi, S. (2008). Efficacies of inactivated vaccines against betanodavirus in grouper larvae (*Epinephelus coioides*) by bath immunization. *Vaccine*, 26 11, 1450-7. <https://doi.org/10.1016/j.vaccine.2007.12.043>.

Kallitsis, E., Korre, A., Mousamas, D., & Avramidis, P. (2020). Évaluation du cycle de vie environnemental du bar et de la dorade de Méditerranée. *Durabilité*, 12 (22), 9617.

Kaplan, M. K., Pekmez, A.A., Çağırzan, B.K., Tekelioğlu, U., Oğuz, B., et al., (2023). “Survey on Betanodavirus in Wild Fish Species in the Turkish Coastlines of the Mediterranean Sea and Molecular Characterization: Detecting Different Genotypes from Different Fish in Different Locations”. *Bulletin of the European Association of Fish Pathologists* 43 (2): 72–91. <https://doi.org/10.48045/001c.74914>.

Kara, M. H., & Derbal, F. (1999). Données biologiques sur le mérrou *Epinephelus marginatus* (Lowe, 1834) des côtes algériennes. *Marine Life (Marseille)*, 9(2), 21-27.

Kara, M. H., & Quignard, J. P. (2018). Les poissons des lagunes et des estuaires de Méditerranée 3A: *Les poissons migrants*. ISTE Group.

- Kara, M. H., Chaoui, L., Derbal, F., Zaidi, R., De Boisseson, C., Baud, M., & Bigarre, L. 2014. "Betanodavirus-associated mortalities of adult wild groupers *Epinephelus marginatus* (Lowe) and *Epinephelus costae* (Steindachner) in Algeria". *Journal of Fish Diseases* 37: 273–278. <https://doi.org/10.1111/jfd.12020>.
- Kennedy, M., & Fitzmaurice, P. (1972). La biologie du bar, *Dicentrarchus labrax*, dans les eaux irlandaises. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom*, 52 (3), 557-597.
- Kersting, D. K., García-Quintanilla, C., Quintano, N., Estensoro, I., and Ortega-Villaizan, M. del M. (2024). "Dusky grouper massive die-off in a Mediterranean marine reserve". *Mediterranean Marine Science* 25(3): 578–585. <https://doi.org/10.12681/MMS.38147>
- Kesteven, G. L. (1947). Population studies in fisheries biology. *Nature*.
- Kim, M. Y., Lee, S., Van, K., Kim, T. H., Jeong, S. C., Choi, I. Y., ... & Lee, S. H. (2010). Whole-genome sequencing and intensive analysis of the undomesticated soybean (*Glycine soja* Sieb. and Zucc.) genome. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 107(51), 22032-22037.
- Kousoulaki, K., Sæther, B., Albrektsen, S., & Noble, C. (2015). Synthèse sur la nutrition et l'alimentation du bar européen (*Dicentrarchus labrax*, Linnaeus, 1758) : guide pratique pour l'optimisation de la formulation des aliments et des protocoles d'élevage. *Aquaculture Nutrition*, 21, 129-151. <https://doi.org/10.1111/anu.12233>.
- Krondiris, J. V., & Sideris, D. C. (2002). Intramolecular disulfide bonding is essential for betanodavirus coat protein conformation. *Journal of general virology*, 83(9), 2211-2214.
- Kuebutornye, F., Abarike, E., Lu, Y., Hlordzi, V., Sakyi, M., Afriyie, G., Wang, Z., Li, Y., & Xie, C. (2020). Mechanisms and the role of probiotic *Bacillus* in mitigating fish pathogens in aquaculture. *Fish Physiology and Biochemistry*, 46, 819 - 841. <https://doi.org/10.1007/s10695-019-00754-y>.
- Kumar, S., Stecher, G., Li, M., Knyaz, C., & Tamura, K. 2018. "MEGA X: molecular evolutionary genetics analysis across computing platforms". *Molecular biology and evolution* 35(6): 1547-1549. doi:10.1093/molbev/msy096.

« L »

Layachi, M., Melhaoui, M., Srouf, A. & Ramdani, M. (2007). Contribution à l'étude de la reproduction et de la croissance du Rouget-barbet de vase (*Mullus barbatus* L., 1758) de la zone littorale méditerranéenne de Nador (Maroc). *Bulletin de l'Institut Scientifique, Rabat, section Sciences de la Vie*, 29, 43-51.

Le Breton, A., Grisez, L., Steenman, J., & Ollevier, F. (1997). Viral nervous necrosis (VNN) associated with mass mortalities in cage-reared sea bass, *Dicentrarchus labrax* (L.). *Journal of fish diseases*, 20(2), 145-151.

Liu, C., G. UN. Calin, B. Melon, N. Gamliel, C. Seignani, M. Ferracine, C.D. Dumitru, M. Shimizu, S. Zupo, M. Dono, H. Aulne, F. Bullrich, M. Negrini, & C.M. Croce (2004). Une micropuce à oligonucléotides pour le profilage microARN à l'échelle du génome dans les tissus humains et de souris, *Proc. Natl. Acad. Sci. USA* 101 (26) 9740-9744, <https://doi.org/10.1073/pnas.0403293101> (2004).

Lombarte, A., & Cruz, A. (2007). Tendances de la taille des otolithes dans les communautés de poissons marins de différentes strates de profondeur. *Journal of Fish Biology*, 71 (1), 53-76.

Louisy, P. (2002). Guide d'identification des poissons marins : Europe de l'ouest et Méditerranée. *Éditions Eugen Ulmer*.

Louisy, P., Ganteaume, A., & Francour, P. (2007, May). Les relations des espèces de mérours à leur habitat-*Epinephelus marginatus*, *E. costae* et *Mycteroperca rubra*-dans la région de Kas, Turquie, Méditerranée orientale. In *2nd Symposium on Mediterranean Groupers*. Francour, P. & Gratiot (eds). Nice, France, May 10th-13 th (pp. 121-123).

Lounas, R., Kasmi, H., Chernai, S., Amarni, N., Ghebriout, L., & Hamdi, B. (2021). Concentrations en métaux lourds chez les dorades royales sauvages et d'élevage du sud de la Méditerranée : évaluation des risques pour la santé humaine. *Environmental Science and Pollution Research*, 28, 30732-30742. <https://doi.org/10.1007/s11356-021-12864-3>.

« M »

Mahé, K. Dufour, J.L. Elleboode, R. Felix, J. Sévin, K. & Badts, V. (2013). Guide de prélèvements des pièces calcifiées. [<http://archimer.ifremer.fr/doc/00116/22764/>].

- Mahé, K., Matéos, A., Poisson Caillault, É., Couette, S., Laffont, R., MacKenzie, K., & Andrialovanirina, N. (2024). Identification des poissons par leurs otolithes en 3D: *Manche et mer du Nord* (p. 78). Éditions Quæ.
- Mallouchos, A., Mikrou, T., & Gardeli, C. (2020). Profilage métabolique par chromatographie en phase gazeuse et spectrométrie de masse pour l'évaluation de la fraîcheur de la dorade royale (*Sparus aurata*). *Foods*, 9. <https://doi.org/10.3390/foods9040464>.
- Mandal, A., & Ghosh, A. (2023). Role of artificial intelligence (AI) in fish growth and health status monitoring: a review on sustainable aquaculture. *Aquaculture International*, 32, 2791 - 2820. <https://doi.org/10.1007/s10499-023-01297-z>.
- Manilo, L., Redinov, K., & Park, K. (2019). Distribution of the gilthead seabream, *Sparus aurata* Linnaeus, 1758 (Perciformes) in waters of Ukraine. *GEO&BIO*. <https://doi.org/10.15407/gb1808>.
- Marino, G., & Azzurro, E. (2001). “Nodavirus in dusky grouper *Epinephelus marginatus* (Lowe,1834) of the Natural Marine Reserve of Ustica, South Tyrrhenian sea”. *Biologia Marina Mediterranea* (8): 837-841.
- Marino, G., Azzurro, E., Massari, A., Finoia, MG, & Mandich, A. (2001). Reproduction chez le mérrou sombre du sud de la Méditerranée. *Journal of Fish Biology*, 58 (4), 909-927.
- Mathieu-Tissot, V. (1999). Suivi saisonnier (printemps-été) de la population de mérours bruns *Epinephelus marginatus* (LOWE, 1834) de la Réserve naturelle marine de Cerbère-Banyuls-sur-Mer. *Mar. Life*, 9(2), 55-62.
- Maurin, C. (1968). Ecologie ichthyologique des fonds chalutables atlantiques (de la baie ibéro-marocaine à la Mauritanie) et de la Méditerranée occidentale. *Revue des Travaux de l'Institut des Pêches Maritimes*, 32(1).
- Mavruk, S., Saygu, İ., Bengil, F., Alan, V., & Azzurro, E. (2018). Grouper fishery in the Northeastern Mediterranean: An assessment based on interviews on resource users. *Marine Policy*, 87, 141-148.

- McCarthy, D. H. (1976). *Vibrio anguillarum* and vibriosis in fish. In: A. P. Roberts (Ed.), *Microbial Diseases of Fish. Academic Press, London*, pp. 41–69.
- Mehanna, S.F. A Preliminary Assessment and Management of Gilthead Bream *Sparus aurata* in the Port Said Fishery, the Southeastern Mediterranean, Egypt. *Turk. J. Fish. Aquat. Sci.* 2007, 7, 123–130.
- Mehanna, SF (2007). Évaluation préliminaire et gestion de la dorade royale *Sparus aurata* dans la pêche de Port Saïd, dans le sud-est de la Méditerranée, en Égypte. *Turkish Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 7 (2).
- Mehanna, SF, El-Aiatt, AA, Ameran, MA & Salem, M. (2010). Dynamique des populations et réglementation de la pêche du bar européen *Dicentrarchus labrax* (Moronidae) dans le lagon de Bardawil, en Égypte.
- Meinesz, A., BIANCONI, C., & Miniconi, R. (1990). Une troisième espèce de mérout dans la réserve naturelle de Vcandola: la Badèche (*Epinephelus alexandrinus*). Travaux scientifiques—Parc naturel régional et réserves naturelles de Corse, (26), 57-60.
- Mercier L, Mouillot D, Bruguier O, Vigliola L, Darnaude AM (2012) Multi-element otolith fingerprints unravel sea–lagoon lifetime migrations of gilthead sea bream *Sparus aurata*. *Mar Ecol Prog Ser* 444:175-194 <https://doi.org/10.3354/meps09444>
- Meyer, F., & Beucher, S. (1990). Segmentation morphologique. *Journal of visual communication and image representation*, 1 (1), 21-46.
- Miniconi, R. (1989). Les poissons et la pêche en Corse (Doctoral dissertation).
- Miniconi, R., & Thersiquel, M. (1990). Histoire de la pêche en Corse. *Chasse-Marée (Le)*, (46), 2-17.
- Mohd-Aris, A., Muhamad-Sofie, M., Zamri-Saad, M., Daud, H., & Ina-Salwany, M. (2019). Live vaccines against bacterial fish diseases: A review. *Veterinary World*, 12, 1806 - 1815. <https://doi.org/10.14202/vetworld.2019.1806-1815>.

Mokbel, M., Hosseini, K., Aland, S., & Fischer-Friedrich, E. (2020). Le coefficient de Poisson du cortex d'actine cellulaire dépend de la fréquence. *Biophysical Journal*, 118 (8), 1968-1976.

Morales-Nin, B., & Panfili, J. (2002). Age estimation. Manual of Fish Sclerochronology' (Eds J. Panfili, H. Troadec, H. de Pontual and PJ Wright.) pp, 91-98.

Morat, J., Devernay, F., Ibanez-Guzman, J., & Cornou, S. (2007). Méthode d'évaluation des systèmes de vision stéréoscopique automobile. Dans 2007 *IEEE Intelligent Vehicles Symposium* (pp. 202-208).

Mori, K.I., Nakai, T., Muroga, K., Arimoto, M., Mushiake, K., & Furusawa, I. (1992). "Properties of a new virus belonging to nodaviridae found in larval striped jack (*Pseudocaranx dentex*) with nervous necrosis". *Virology* (187): 368–371. [https://doi.org/10.1016/0042-6822\(92\)90329-n](https://doi.org/10.1016/0042-6822(92)90329-n).

Mugimba, K.K., Byarugaba, D.K., Mutoloki, S., Evensen, Ø., & Munang'andu, H.M. (2021). Challenges and Solutions to Viral Diseases of Finfish in Marine Aquaculture. *Pathogens*, 10, 673.

Munday, B. L., Kwang, J., & Moody, N. (2002). "Betanodavirus infections of teleost fish": A review. *Journal of Fish Diseases* (25): 127–142. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2761.2002.00350.x>.

Muniesa, A., Basurco, B., Aguilera, C., Furones, D., Reverté, C., Sanjuan Vilaplana, A., & Tavoranpanich, S. (2020). "Mapping the knowledge of the main diseases affecting sea bass and sea bream in Mediterranean". *Transboundary and Emerging Diseases* 67(3): 1089-1100. <https://doi.org/10.1111/tbed.13482>.

« N »

Nagasawa, K. & Cruz-Lacierda, ER (2004). Maladies des mérus d'élevage. Iloilo, Philippines : *Centre de développement des pêches d'Asie du Sud-Est, Département de l'aquaculture*.

- Neill, JR (1967). Observations sur le comportement des espèces de mérous *Epinephelus guaza* et *Epinephelus alexandrinus* (Serranidae). *Rapport de l'Association sous-marine*, (1966-1967): 101-106.
- Nelson, GC, Bennett, E., Berhe, AA, Cassman, K., DeFries, R., Dietz, T. & Zurek, M. (2006). Facteurs anthropiques de changement des écosystèmes : *un aperçu*. *Ecology and Society*, 11 (2).
- Nelson, PE, Dignani, MC & Anaissie, EJ (1994). Taxonomie, biologie et aspects cliniques des espèces de *Fusarium*. *Clinical microbiology reviews*, 7 (4), 479-504.
- Neubert K., Yulianto I., Kleinertz S., Theisen S., Wiryawan B., & Palm H.W. (2016). "Parasite fauna of white-streaked grouper, *Epinephelus ongus* (Bloch,1790) (Epinephelidae) from Karimunjawa". *Indonesia.Parasitology Open* 2: e12. DOI: 10.1017/pao.2016.6.
- Nishioka, T., Sugaya, T., Kawato, Y., Mori, K. I., & Nakai, T. (2016). Pathogenicity of striped jack nervous necrosis virus (SJNNV) isolated from asymptomatic wild Japanese jack mackerel *Trachurus japonicus*. *Fish Pathology*, 51(4), 176-183.
- Nishizawa, T., Morimm, K.I., Furuhashi, M., Nakai, T., Furusawa, I., & Muroga, K. (1995). "Comparison of the Coat Protein Genes of Five Fish Nodaviruses, the Causative Agents of Viral Nervous Necrosis in Marine Fish". *Journal of General Virology* 76 (7): 1563–69. <https://doi.org/10.1099/0022-1317-76-7-1563>.
- Nishizawa, T., Okamoto, H., Konishi, K., Yoshizawa, H., Miyakawa, Y., & Mayumi, M. (1997). A novel DNA virus (TTV) associated with elevated transaminase levels in posttransfusion hepatitis of unknown etiology. *Biochemical and biophysical research communications*, 241(1), 92-97.
- Noga, EJ (2010). *Maladies des poissons : diagnostic et traitement*. John Wiley & Sons.
- Nylund, A., Watanabe, K., Nylund, S., Karlsen, M., Saether, PA, Arnesen, CE, & Karlsbakk, E. (2008). Morphogenèse du poxvirus branchial des salmonidés associés à une maladie branchiale proliférative chez le saumon atlantique d'élevage (*Salmo salar*) en Norvège. *Archives of virology*, 153 (7), 1299-1309.

« O »

Oudard, C., Elleboode, R. & Mahé, K., (2012). Utilisation du logiciel TNPC : Acquisition automatique d'images de pièces calcifiées à partir d'un scanner, *Rapport IFREMER*, 27 pp.

Olveira, J. G., Souto, S., Dopazo, C. P., Thiéry, R., Barja, J. L., & Bandin, I. (2009). Comparative analysis of both genomic segments of betanodaviruses isolated from epizootic outbreaks in farmed fish species provides evidence for genetic reassortment. *Journal of General Virology*, 90(12), 2940-2951.

Özcan Gökçek, E., Işık, R., Karahan, B & Gamsız, K. (2023). Characterisation of Single Nucleotide Polymorphisms and Haplotypes of MSTN Associated with Growth Traits in European Sea Bass (*Dicentrarchus labrax*). *Marine Biotechnology*, 25(3) : 347-357. <https://doi.org/10.1007/s10126-023-10211-w>.

« P »

Panella, G. (1971). Otolithes de poissons : couches de croissance journalières et motifs périodiques. *Science New York*, 173, 1124-1127. CrossRef Google Scholar PubMed

Panfilli J., 1992, Estimation de l'âge individuel des poissons : méthodologie et applications à des populations naturelles tropicales et tempérées. Thèse Evolution Ecologie, Univ. Montpellier I, 456 p.

Panzarin, V., Fusaro, A., Monne, I., Cappelozza, E., Patarnello, P., *et al* (2012). "Molecular epidemiology and evolutionary dynamics of betanodavirus in southern Europe". *Infection, Genetics and Evolution* 12(1): 63-70. <https://doi.org/10.1016/j.meegid.2011.10.007>.

Panzarin, V., Patarnello, P., Mori, A., Rampazzo, E., Cappello, E., Bovo, G., & Cattoli, G. (2010). "Development and Validation of a Real-Time TaqMan PCR Assay for the Detection of Betanodavirus in Clinical Specimens". *Archives of Virology* 155 (8): 1193–1203. <https://doi.org/10.1007/s00705-010-0701-5>.

- Panzarin, V., Toffan, A., Abbadi, M., Buratin, A., Mancin, M., Braaten, S. & Cattoli, G. (2016). Molecular basis for antigenic diversity of genus Betanodavirus. *PloS one*, 11(7), e0158814.
- Parenti, P. (2019). Une liste annotée des poissons de la famille des Sparidae. *FishTaxa-Journal of Fish Taxonomy*, 13, 47-98.
- Parenti, P., & Bressi, N. (2001). Première observation du mérrou à taches orange, *Epinephelus coioides* (Hamilton, 1822) (Perciformes : Serranidae) dans le nord de la mer Adriatique. *Cybium*, 25 (3), 281-284.
- Patz, JA, Campbell-Lendrum, D., Holloway, T., & Foley, JA (2005). Impact du changement climatique régional sur la santé humaine. *Nature*, 438 (7066), 310-317.
- Pauly, D. (1980). Une sélection de méthodes simples pour l'évaluation des stocks de poissons tropicaux.
- Pauly, D. (1994). De la croissance à la surpêche malthusienne : étapes de la mauvaise utilisation des ressources halieutiques. *Bulletin d'information sur la gestion et les connaissances traditionnelles des ressources marines*.
- Peng, Z., Kang, X., Fan, Z., Zhang, J., Song, Y., Zhang, J., et Han, Q. (2025). Analyse du mécanisme moléculaire et un aptacapteur fluorescent DNA-Walker pour trois microcystines utilisant des mutations de base d'aptamères. *Microchemical Journal*, 215, 114175.
- Perez-Ruzafa A. & Marcos C. (2014) Ecology and distribution of *Dicentrarchus labrax* (Linnaeus 1758). In: Biology of European Sea Bass (Ed. by F.J. Sanchez Vasquez & J.A. Munoz-Cueto), pp. 3–33. *CRC Press, Boca Raton, FL*.
- Picchietti, S., Pianese, V., Fausto, A., et Scapigliati, G. (2025). Le bar méditerranéen *Dicentrarchus labrax* : une espèce modèle marine en immunologie des poissons. *Fish & shellfish immunology*, 161, 110288. <https://doi.org/10.1016/j.fsi.2025.110288>.
- Pickett, G. D., & Pawson, M. G. (1994). Sea bass. Biology, Exploitation and Conservation, *Fish and Fisheries Series 12, Chapman & Hall, London*. 342 pp.

Pita, C.; Gamete S.; Erzini, K. (2002). Feeding Habits of the Gilthead Seabream (*Sparus aurata*) from the Ria Formosa (Southern Portugal) as Compared to the Black Seabream (*Spondylusoma cantharus*) and the Annular Seabream (*Diplodus annularis*). *J. Appl. Ichthyol.* 18, 81–86.

Pujalte, MJ, Sitjà-Bobadilla, A., Macián, MC, Belloch, C., Alvarez-Pellitero, P., Pérez-Sánchez, J. & Garay, E. (2003). Virulence et typage moléculaire des souches de *Vibrio harveyi* isolées de cultures de dentex, de dorade royale et de bar européen. *Microbiologie systématique et appliquée*, 26 (2), 284-292.

« R »

Rankin, JC, & Jensen, FB (2012). Écophysiologie des poissons (Vol. 9). *Springer Science & Business Media*.

Ransangan, J., & Mustafa, S. (2009). Identification of *Vibrio harveyi* isolated from diseased Asian seabass *Lates calcarifer* by use of 16S ribosomal DNA sequencing. *Journal of Aquatic Animal Health*, 21(3), 150-155.

Rao, K. (2025). Deep Learning and AI Tools for Monitoring and Detecting Diseases in Freshwater Fish Populations. *International Journal of Forest, Animal and Fisheries Research*. <https://doi.org/10.22161/ijfaf.9.2.3>.

Reibisch, J., & Hensen, V. (1899). Ueber die Eizahl bei *Pleuronectes platessa* und die Altersbestimmung dieser Form aus den Otolithen, nebst Bemerkung zu vorstehender Arbeit von Dr. V. Hensen. *Wissenschaftliche Meeresuntersuchungen: Abteilung Kiel*, 231-253.

Refes, W., Semahi, N., Boulahdid, M., & Quignard, J. P. (2010). Inventaire de la faune ichtyologique du secteur oriental de la côte algérienne (El Kala–Annaba–Skikda–Jijel–Béjaïa). *Rapport Commission internationale Mer Méditerranée*, 39, 646.

Robinson, BW, & Wilson, DS (1995). Diversité morphologique induite expérimentalement chez les guppys de Trinité-et-Tobago (*Poecilia reticulata*). *Copeia*, 294-305.

Rosati, S., Maiuro, L., Lombardi, S., Iaffaldano, N., Di Iorio, M., Cariglia, M., Lopez, F., Cofelice, M., Tremonte, P. & Sorrentino, E. (2025). Stratégies biotechnologiques

intégrées pour la durabilité et la qualité du bar de Méditerranée (*Dicentrarchus labrax*) et de la dorade (*Sparus aurata*). *Aliments*, 14. <https://doi.org/10.3390/foods14061020>.

«S»

Sadovy de Mitcheson, Y., Craig, M. T., Bertoncini, A. A., Carpenter, K. E., Cheung, W. W. L., Choat, J. H., et al., (2013). Fishing groupers towards extinction: a global assessment of threats and extinction risks. *Fish and Fisheries*, 14(2), 119–136.

Salem, M., Rexroad III, C. E., Wang, J., Thorgaard, G. H., & Yao, J. (2010). Characterization of the rainbow trout transcriptome using Sanger and 454-pyrosequencing approaches. *BMC genomics*, 11(1), 564.

Sallam, N., Husseiny, W., & Ahmed, M. (2025). Identification and Growth of Gilthead Sea Bream (*Sparus aurata*) in Bardawil Lagoon, North Sinai, Egypt. *African Journal of Biological Sciences*. <https://doi.org/10.21608/ajbs.2025.459625>.

Sanciango, M., Carpenter, K., & Betancur-R, R. (2016). Phylogenetic placement of enigmatic percomorph families (Teleostei: Percomorphaceae). *Molecular phylogenetics and evolution*, 94 Pt B, 565-576. <https://doi.org/10.1016/j.ympev.2015.10.006>.

Savoca, S., Abbadi, M., Toffan, A., Salogni, C., Iaria, C., et al., (2021). “Betanodavirus infection associated with larval enteropathy as a cause of mortality in cultured gilthead sea bream (*Sparus aurata*, Linnaeus, 1758)”. *Aquaculture* (541): 736844. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2021.736844>.

Sawabe, T., Kita-Tsukamoto, K., & Thompson, F. L. (2007). Inferring the evolutionary history of vibrios by means of multilocus sequence analysis. *Journal of bacteriology*, 189(21), 7932-7936.

Secor, D. H., White, M. G., & Dean, J. M. (1991). Immersion marking of larval and juvenile hatchery-produced striped bass with oxytetracycline. *Transactions of the American Fisheries Society*, 120(2), 261-266.

Servili, A., Herrera-Pérez, P., Salmerón, J., Kah, O. et Muñoz-Cueto, J. (2014). Régulation neuroendocrinienne de la reproduction chez le bar (*Dicentrarchus Labrax*). 116-161. <https://doi.org/10.1201/b16043-8>.

- Shetty, M., Maiti, B., Shivakumar Santhosh, K., Venugopal M.N., & Karunasagar, I. (2012). Betanodavirus of marine and freshwater fish: distribution, genomic organization, diagnosis and control measures. *Indian Journal of Virology* (23): 114-123. <https://doi.org/10.1007/s13337-012-0088-x>.
- Sitar, R. (2021). La première épidémie d'encéphalopathie et de rétinopathie virales chez le bar d'élevage (*Dicentrarchus labrax*) en Slovénie. *Recherche vétérinaire slovène*, 58 (4).
- Smith, NC, Simpson, SS & Huang, CY (2007). Pourquoi les gestionnaires ne font pas ce qu'il faut : une étude empirique des comportements contraires à l'éthique et illégaux. *Business Ethics Quarterly*, 17 (4), 633-667.
- Sonia Annie Selva, G., & Lipton, A. P. (2012). Pathogenicity and antibiotic susceptibility of *Vibrio* species isolated from the captive-reared tropical marine ornamental blue damselfish, *Pomacentrus caeruleus* (Quoy and Gaimard, 1825). *Indian Journal of Geo-Marine Sciences*, 41(4), 348-354.
- Soto-Rodriguez, S. A., Gomez-Gil, B., Lozano, R., del Rio-Rodríguez, R., Diéguez, A. L., & Romalde, J. L. (2012). Virulence of *Vibrio harveyi* responsible for the “Bright-red” Syndrome in the Pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei*. *Journal of invertebrate pathology*, 109(3), 307-317.
- Souto, D., Cunha, K., Smith, VV, Prieto, CA, García-Hernández, DA, Pinsonneault, M. & Santana, F. (2018). Abondances chimiques des étoiles de la séquence principale, des étoiles de sortie de la chaîne principale, des sous-géantes et des géantes rouges à partir de spectres d'apogée. I. Signatures de diffusion dans l'amas ouvert M67. *The Astro Astrophysique*, 857 (1), 14.
- Sparre, P., & Venema, S. C. (1998). Introduction to Tropical Fish Stock Assessment. Part 1: Manual. FAO Fisheries Technical Paper No. 306/1. FAO, Rome.
- Suquet, M., & Person-Le Ruyet, J. (2001). Les rougets barbets (*Mullus barbatus*, *Mullus surmuletus*): *Biologie, pêche, marché et potentiel aquacole*. Editions Quae.
- Suttle, CA (2007). Les virus marins : acteurs majeurs de l'écosystème mondial. *Nature reviews microbiology*, 5 (10), 801-812.

Sparta, A. (1935). *Contributo alla conoscenza del branzino (Dicentrarchus labrax)*. *Bollettino di Pesca, Piscicoltura e Idrobiologia*, 11, 3–28.

« T »

Tanaka, S. (1962). Studies on the dynamics and management of fish populations. *Bulletin of the Japanese Society of Scientific Fisheries*.

Taguemount, R., Selmani, R., & Imami, M. (2023). Aquaculture in Algeria: Current Status, Analysis, and Considerations for Commercial Development. *Asian Journal of Fisheries and Aquatic Research*. <https://doi.org/10.9734/ajfar/2023/v25i5700>

Taieb, A. H., Sley, A., Ghorbel, M., & Jarboui, O. (2013). Feeding habits of *Sparus aurata* (Sparidae) from the Gulf of Gabes (central Mediterranean). *Cah. Biol. Mar*, 54, 263-270.

Talijančić, I., Žužul, I., Kiridžija, V., Šiljić, J., Pleadin, J., Grubišić, L., & Šegvić-Bubić, T. (2021). Plastic Responses of Gilthead Seabream *Sparus aurata* to Wild and Aquaculture Pressured Environments, 8. <https://doi.org/10.3389/fmars.2021.694627>.

Thiéry, R, Johnson, KL, Nakai, T., Schneemann, A., Bonami, JR., & Lightner, DV. (2012). Family Nodaviridae. In: King AMQ, Adams MJ, Carstens EB, Lefkowitz EJ (eds) *Virus taxonomy. Ninth Report of the International Committee on Taxonomy of Virus* 1061-1067.

Thiéry, R., Cozien, J., de Boissésou, C., Kerbart-Boscher, S., & Névarez, L. 2004. “Genomic classification of new betanodavirus isolates by phylogenetic analysis of the coat protein gene suggests a low host-fish species specificity”. *Journal of General Virology* (85): 3079–3087. <http://dx.doi.org/10.1099/vir.0.80264-0>.

Thong, Lam Hoai. (1970). Contribution à l'étude des bars de la région des Sables d'Olonne. *Trav. Fac. Sci., Rennes* 3: 39-68.

Toffan, A. and Panzarini, V. (2020). ‘Viral Encephalopathy and Retinopathy/Viral Nervous Necrosis (VER/VNN).’ In: Diagnostic Manual for the Main Pathogens in European Seabass and Gilthead Seabream Aquaculture. Edited by S. Zrncic. *Options Méditerranéennes, Series B: Studies and Research*, No. 75.

- Toffan, A., De Salvador, M., Scholz, F., Pretto, T & Buratin, A., *et al.*, (2019). Lumpfish (*Cyclopterus lumpus*, Linnaeus) is susceptible to viral nervous necrosis: Result of an experimental infection with different genotypes of Betanodavirus. *Journal of Fish Diseases* (42): 1667–1676. <http://dx.doi.org/10.1111/jfd.13088>.
- Toffan, A., Marsella, A., Menconi, V., & Bertola, M. (2020). Finfish infectious diseases in the Mediterranean basin: A systematic review with insights on vaccination possibilities. *Fish and Shellfish Immunology* 160 (February): 110189. <https://doi.org/10.1016/j.fsi.2025.110189>
- Toffan, A., Panzarin, V., Toson, M., Cecchetti, K., & Pascoli, F. 2016. “Water temperature affects pathogenicity of different betanodavirus genotypes in experimentally challenged *Dicentrarchus labrax*”. *Diseases of Aquatic Organisms* (119): 231–238. <http://dx.doi.org/10.3354/dao03003>.
- Toffan, A., Pascoli, F., Pretto, T., Panzarin, V. Abbadi, M., *et al* .2017. Viral nervous necrosis in gilthead sea bream (*Sparus aurata*) caused by reassortant betanodavirus RGNNV/SJNNV: *An emerging threat for Mediterranean aquaculture*. *Scientific Reports* (7):46755. <http://dx.doi.org/10.1016/j.aquaculture.2021.736605>.
- Toffolo, V., Negrisolo, E., Maltese, C., Bovo, G., Belvedere, P., *et al.*, 2007. Phylogeny of betanodaviruses and molecular evolution of their RNA polymerase and coat proteins. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 43(1): 298–308. <https://doi.org/10.1016/j.ympev.2006.08.003>.
- Tortonese E. (1975) Osteichthyes. In Pesci ossei Fauna d'Italia, 2nd ed, Part II. *Calderini Bologna*.
- Tortonese E., (1967). Citeva note comparative pirind pectii din Mediterraean ci din Marea Neagra. *Bul. Inst. Cerc. Pisc.*, 26: 37-54.
- Tortonese, E., & Cautis, I. (1967). Révision des poissons de la famille des Sparidés vivant près des côtes de Roumanie. *Annali Mus. Civ. Stor. Nat. Giacomo Doria*, 77, 295-306.

Travers, M., Nassiri, A., Appéré, G. & Bonnieux, F. (2008). Évaluation des bénéfices environnementaux par la méthode des prix hédonistes : une application au cas du littoral. *Économie & prévision*, 185 (4), 47-62.

Tucker S.J., Kurniasih E.M., and Craig M.T. (2016). A new species of grouper (*Epinephelus*; Epinephelidae) from the Indo-Pacific". *Copeia* 104 (3): 658–662. DOI:10.1643/CI-16-398.

« V »

Vadiya, V. (1984). Reproductive systems of *Epinephelus aeneus* and *Epinephelus alexandrinus* (Serranidae) from the southeastern Mediterranean. *Journal of Ichthyology*, 24, 77-81.

Valencia, J. M., Grau, A., Pretto, T., Pons, J., and Jurado-Rivera, J. A. (2019). Viral encephalopathy and retinopathy (VER) disease in *Epinephelus marginatus* from the Balearic Islands marine protected areas. *Diseases of Aquatic Organisms*. 135(1): 49–58. <https://doi.org/10.3354/dao03378>.

Vandeputte, M., Vandeputte, M., Gagnaire, P., & Allal, F. (2019). Le bar européen : un modèle clé de poisson marin à l'état sauvage et en aquaculture. *Animal Genetics*, 50, 195 - 206. <https://doi.org/10.1111/age.12779>.

Varvarigos, P. (2007). *Vibrio alginolyticus* combined with the motile Aeromonads *Aeromonas sobria* and *Aeromonas hydrophila* comprise the main bacterial taxa responsible for gilthead sea bream (*Sparus aurata*) larval enteropathy (LE). *European Aquaculture Fish Pathology 13th International Conference of Fish and Shellfish diseases*, O–126 p.

Vázquez-Salgado, L., Oliveira, JG, & Bandín, I. (2022). Modulation de la viabilité du virus de la nécrose nerveuse par la salinité et la température de l'eau. *Journal of Fish diseases*, 45 (4), 561-568.

Veen, J., & Hoedemakers, K. (2005). Synopsis iconographique des otolithes de quelques espèces de poissons des côtes ouest africaines. *Wetlands International*, 40, 40.

Vendramin, N., Patarnello, P., Toffan, A., Panzarin, V., Cappellozza, E., *et al.*, 2013. Viral encephalopathy and retinopathy in groupers (*Epinephelus* spp.) in southern Italy: A threat for wild endangered species? *BMC Veterinary Research*. (9): 1-7. <https://doi.org/10.1186/1746-6148-9-20>.

Vendramin, N., Zrncic, S., Padrós, F., Oraic, D., Le Breton, A., Zarza, C., & Olesen, N. J. 2016. Fish health in Mediterranean Aquaculture, past mistakes and future challenges. *Bulletin of the European Association of Fish Pathologists* 36(1): 38-45.

Venter, C., Pereira, B., Voigt, K., Grundy, J., Clayton, CB, Higgins, B., ... & Dean, T. (2008). Prévalence et incidence cumulative de l'hypersensibilité alimentaire au cours des 3 premières années de vie. *Allergy*, 63 (3), 354-359.

Volpe, E., Errani, F., Mandrioli, L., & Ciulli, S. (2023). Advances in Viral Aquatic Animal Disease Knowledge: *The Molecular Methods' Contribution*. *Biology* 12(3): 466. <https://doi.org/10.3390/biology12030466>.

Volpe, E., Gustinelli, A., Caffara, M., Errani, F., Quaglio, F., Fioravanti, ML & Ciulli, S. (2020). Épidémies de nécrose nerveuse virale causées par le bétanodavirus réassortant RGNNV/SJNNV chez la dorade royale (*Sparus aurata*) et le bar européen (*Dicentrarchus labrax*). *Aquaculture*, 523, 735155.

Von Bertalanffy, L. (1938). Une théorie quantitative de la croissance organique (enquêtes sur les lois de croissance. II). *Biologie humaine*, 10 (2), 181-213.

« W »

Wang, J., & Chu, L. (2016). Traitement par irradiation des produits pharmaceutiques et de soins personnels (PPCP) dans l'eau et les eaux usées : *un aperçu*. *Radiation Physics and Chemistry*, 125, 56-64.

Waschkewitz, R., & Wirtz, P. (1990). Migration annuelle et retour au même site par un mérrou, *Epinephelus alexandrinus* (Pisces, Serranidae). *J. Fish Biol*, 36 (78), 1-782.

Wassef, E.; Eisawy, A. (1985). Food and Feeding Habits of Wild and Reared Gilthead Bream *Sparus aurata* L. *Cybum*, 9, 233–242.

Weinberg, B. (2013). Réception du réalisme français (1830-1870), chapitre VIII: Flaubert. Flaubert. *Revue critique et génétique*.

Wommack, K. E., & Colwell, R. R. (2000). Virioplankton: viruses in aquatic ecosystems. *Microbiology and molecular biology reviews*, 64(1), 69-114.

Woo, P. T. K., & Bruno, D. W. (2011). Fish Diseases and Disorders, Volume 3: Viral, Bacterial and Fungal Infections, 2nd Edition. CABI.

Wright, D., Zhang, Y., & Daane, J. (2025). Convergent latitudinal erosion of circadian systems in a rapidly diversifying order of fishes. *bioRxiv*. <https://doi.org/10.1101/2025.05.28.656707>.

« Y »

Yoshikoshi, K., & Inoue, K. (1990). Viral nervous necrosis in hatchery-reared larvae and juveniles of Japanese parrotfish, *Oplegnathus fasciatus* (Temminck & Schlegel). *Journal of Fish Diseases*, 13(1), 69-77.

« Z »

Zabala, M., Louisy, P., García-Rubies, A., & Gràcia, V. (1997). Socio-behavioural context of reproduction in the Mediterranean dusky grouper *Epinephelus marginatus* (Lowe, 1834) (Pisces, Serranidae) in the Medes Islands marine reserve (NW Mediterranean, Spain).

Zaidi, R., Derbal, F., & Kara, M. H., 2025. Population Dynamics and Reproductive Biology of the Goldblotch Grouper *Epinephelus Costae* (Heemstra, 1991) from Algerian Eastern Coast. *Available at SSRN 5209251*.

Ziarati, M., Zorriehzahra, MJ, Kafilzadeh, F., & Kargar, M. (2020). Surveillance moléculaire et analyse phylogénétique du Betanodavirus chez les mérours (*Epinephelus spp.*) et le bar asiatique (*Lates calcarifer*) des eaux septentrionales iraniennes du golfe Persique. *Current microbiology*, 77 (12), 3919-3926.

Zorriehzahra, M. J. (2020). “Viral nervous necrosis disease”. In: Emerging and reemerging viral pathogens. *Academic Press* 673-703. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-819400-3.00030-2>

Zrnčić, S., Brnić, D., Panzarin, V., Abbadi, M., Lojkić, I., Zupčić, I. G., & Oraić, D. (2022). Transmission Pathways of the VNN Introduced in Croatian Marine Aquaculture. *Pathogens* 11(4). <https://doi.org/10.3390/pathogens11040418>.

Annexe

Tableau A.1 Données sur les échantillons de poissons des trois espèces (*Dicentrarchus labrax*, *Sparus aurata* et *Mullus barbatus*) collectés dans les quatre sites étudiés de la côte ouest algérienne (Pool : ensemble des individus de la même espèce).

Espèce	Code	Milieu	Station	Coordonnée Géographique	Date de collecte	Effectif	Type de conservation
<i>Dicentrarchus labrax</i>	Pool A	Sauvage	Port de Béni-Saf	35°18'1.70"N, 1°22'15.74"O	14/04/2022	3	Congelés
	Pool F	Elevage	Ferme aquacole de Honaine-(Tlemcen)	35°10'45"N, 1°38'58"O	04/10/2022	5	
	Pool G				04/10/2022	5	
	Pool H				04/10/2022	5	
	Pool I				04/10/2022	5	
	Pool J				04/10/2022	3	
	Pool 1				14/04/2022	1	
	Pool 2					3	
	Pool 3				04/10/2022	6	
	Pool 4					4	
	Pool 5					6	
	VV38	Sauvage	Port de Salamandre-(Mostaganem)	45°41'37.86"N 0°19'49.03"O	12/01/2023	1	
	VV46	Sauvage			12/01/2023	1	
	Pool K	Elevage	Ferme aquacole de Honaine-(Tlemcen)	35°10'45"N, 1°38'58"O	04/10/2022	3	Fixés dans RNA-Later
<i>Sparus aurata</i>	Pool B	Elevage	Ferme aquacole de Honaine-(Tlemcen)	35°10'45"N, 1°38'58"O	30/08/2022	4	Congelés
	Pool C				30/08/2022	6	
	Pool D				10/09/2022	5	
	Pool E				10/09/2022	5	
	Pool L				10/09/2022	3	
	VV16	Elevage			10/01/2023	1	Fixés dans RNA-Later
	VV3	Sauvage			10/01/2023	1	
	VV15	Sauvage	Port de Sidi-Lakhdar-(Mostaganem)		10/01/2023	1	
	VV17	Sauvage		36°8'34"N, 0°27'38"E	10/01/2023	1	
	VV57	Sauvage			10/01/2023	1	
	Pool M	Elevage	Ferme de Gouraya (Tipaza)	36.582° N 2.983° E	15/11/2022	10	
	Pool N					10	
	Pool O					7	
	Pool P					7	
	Pool Q					9	
	Pool R					8	
	Pool S					11	
	Pool T					16	
	Pool U				16/04/2023	6	
	Pool V					6	
	Pool W					10	
	Pool X					7	
	Pool Y					8	
<i>Mullus barbatus</i>	VV53				26/07/2022	1	Congelés
	VV54		Port de Béni-Saf	35°18'1.707"N, 1°22'15.74"O	26/07/2022	1	
	VV55				04/09/2022	1	
	VV56				15/08/2022	1	

Pool 6	26/07/2022	2
Pool 7	15/08/2022	4
Pool 8	04/09/2022	4
Pool 9	15/06/2022	5
Pool 10	03/10/2022	5

Tableau A.2. Résumé des données issues des échantillons collectés pour les deux espèces de mérrou étudiées.

Numéro d'échantillon	Espèce	Date de collecte	Site de collecte	Coordonnée géographique	Taille totale (cm)	Poids total (g)
25ITT-V/70	<i>E. marginatus</i>	27/05/2024	Annaba (Chtaibi)	37° 03' 58" N, 7° 22' 49" E	26.5	223.6
25ITT-V/71	<i>E. costae</i>	13/12/2023	Mostaganem (Sidi El Majdoub)	35.9312° N 0.0833° E	26	231.7
25ITT-V/72	<i>E. costae</i>	02/07/2024	Mostaganem (Stidia)	35° 49' 50.6" N 0° 0' 25.18" O	25.5	186.2
	<i>E. costae</i>	11/09/2023	Mostaganem (Salamandre)		20.5	376
25ITT-V/74						
25ITT-V/75	<i>E. costae</i>	15/11/2023	Mostaganem (Salamandre)		26.1	262.1
25ITT-V/76	<i>E. costae</i>	15/11/2023	Mostaganem (Salamandre)		26.8	264.8
25ITT-V/77	<i>E. costae</i>	13/12/2023	Mostaganem (Sidi El Majdoub)	35.9312° N 0.0833° E	25.3	212.9
25ITT-V/78	<i>E. costae</i>	25/01/2024	Ghazaouet	35° 05' 38" N, 1° 51' 37" O	36	950
25ITT-V/79	<i>E. costae</i>	15/02/2024	Mostaganem (Salamandre)		26.7	242.8
25ITT-V/80	<i>E. costae</i>	23/02/2024	Gouraya	36° 34' 03" N, 1° 54' 18" E	25	192.2
25ITT-V/81	<i>E. costae</i>	23/05/2024	Annaba (Chtaibi)	37° 03' 58" N, 7° 22' 49" E	27.2	240.3
25ITT-V/82	<i>E. costae</i>	23/05/2024	Annaba (Chtaibi)	37° 03' 58" N, 7° 22' 49" E	28.4	320.1
25ITT-V/83	<i>E. costae</i>	27/05/2024	Algiers	36° 46' 24" N, 3° 03' 43" E	29.4	354.8
25ITT-V/84	<i>E. costae</i>	27/05/2024	Algiers	36° 46' 24" N, 3° 03' 43" E	26.3	230.9
25ITT-V/85	<i>E. costae</i>	28/05/2024	Annaba (Chtaibi)	37° 03' 58" N, 7° 22' 49" E	25.4	180.6
25ITT-V/86	<i>E. costae</i>	02/07/2024	Mostaganem (Stidia)		29	346.5
25ITT-V/87	<i>E. costae</i>	25/07/2024	Beni-Saf	35° 18' 08" N, 1° 23' 01" O	27.6	250.7
25ITT-V/88	<i>E. costae</i>	15/07/2024	Beni-Saf	35° 18' 08" N, 1° 23' 01" O	28.1	332.3
25ITT-V/89	<i>E. costae</i>	03/05/2023	Mostaganem (Salamandre)		32	355.3
25ITT-V/90	<i>E. costae</i>	25/07/2024	Gouraya	36° 34' 03" N, 1° 54' 18" E	28.1	332.4
25ITT-V/91	<i>E. costae</i>	13/12/2024	Mostaganem (Sidi El Majdoub)	35.9312° N 0.0833° E	25.3	212.9
25ITT-V/92	<i>E. costae</i>	27/05/2024	Algiers	36° 46' 24" N, 3° 03' 43" E	26.6	241.2
25ITT-V/93	<i>E. costae</i>	15/07/2024	Beni-Saf	35° 18' 08" N, 1° 23' 01" O	27.9	325.8
25ITT-V/94	<i>E. costae</i>	11/09/2023	Beni-Saf	35° 18' 08" N, 1° 23' 01" O	22.3	384.4

Tableau A.3. Résultats des analyses virologiques, bactériologiques et biomoléculaires obtenus chez (*Dicentractus labrax*, *Sparus aurata* et *Mullus barbatus*), IV : isolement du bétanodavirus ; RT-PCRv : RT-PCR pour détecter le virus (bétanodavirus) ; qPCRv : PCR pour détecter la bactérie (*Vibrio harveyi*) et qPCR Ph pour la bactérie *Photobacterium*.

Espèce	Code	Analyse effectuée	Résultats	Espèce	Code	Analyse effectuée	Résultats
(D. labrax)	pool A	IV/RT-PCRv /qPCRVb	Négative (IV/RT-PCRv)	(D. labrax)	pool G	IV/RT-PCRv /qPCRVb	Négative (IV/RT-PCRv /pour la)
			Positive (qPCRb)				
(S. aurata)	pool B	IV/RT-PCRv /qPCRVb	Négative (IV/RT-PCRv /qPCRb)		pool H	IV/RT-PCRv /qPCRVb	Négative (IV/RT-PCRv /qPCRb)
	pool C	IV/RT-PCRv /qPCRVb	Négative (IV/RT-PCRv /qPCRVb)		VV37		
					pool I	IV/RT-PCRv /qPCRVb	Négative (IV/RT-PCRv) Positive (qPCRVb)
	pool D	IV/RT-PCRv /qPCRVb	Négative (IV/RT-PCRv /qPCRVb)		pool J	IV/RT-PCRv /qPCRVb	Négative (IV/RT-PCRv) Positive (qPCRb)
					VV38	IV/RT-PCRv /qPCRVb	Négative (IV/RT-PCRv /qPCRb)
pool E	IV/RT-PCRv /qPCRVb	Négative (IV/RT-PCRv) Positive (qPCRVb)	VV46		IV/RT-PCRv /qPCRVb	Négative (IV/qPCRVb et Positive (RT-PCRv)	
			pool K		RT-PCRv	Négative (RT-PCRv)	
(D. labrax)	pool F	IV/RT-PCRv /qPCRVb	Négative (IV/RT-PCRv) Positive (qPCRb)		Pool 1	RT-PCRv + qPCRPh	Négative (RT-PCRv) et qPCRPh)
					Pool 2		
					Pool 3		
					Pool 4		
				Pool 5			
S. aurata	VV16	IV/RT-PCRv /qPCRVb	Négative (IV/RT-PCRv /qPCRVb)	S. aurata	pool L	RT-PCRv	Négative (RT-PCRv)
					Pool M	RT-PCRv + qPCRPh	Négative (RT-PCRv) et qPCRPh)
					Pool N		
					Pool O		
					Pool P		
					Pool Q		
					Pool R		
					Pool S		
					Pool T		
					Pool U		
					Pool V		
	Pool W	RT-PCRv + qPCRPh	Négative (RT-PCRv) Positive (qPCRPh)				
Pool X							
Pool Y							
VV3	IV/RT-PCRv /qPCRVb	Négative (IV/RT-PCRv /qPCRVb)	VV57	RT-PCRv	Négative (RT-PCRv)		
VV15	IV/RT-PCRv /qPCRVb	Négative (IV/RT-PCRv /qPCRVb)	M. barbatus	VV53	IV/RT-PCRv /qPCRVb	Positive (qPCRb)	
				VV54	IV/RT-PCRv /qPCRVb	Positive (RT-PCRv) et Négative (IV/qPCRVb)	
				VV55	IV/RT-PCRv /qPCRVb	Négative (IV) et Positive (RT-PCRv et qPCRVb)	
VV56	IV/RT-PCR v/qPCRVb	Négative (IV/RT-PCRv) et Positive (qPCRVb) Négative (IV/RT-PCRv) et Positive (qPCRVb)					
S. aurata	VV17	IV/RT-PCRv /qPCRVb		Négative (IV/RT-PCRv /qPCRVb)	Pool 6	RT-PCRv + qPCRPh	Négative (RT-PCRv) et qPCRPh)
			Pool 7				
			Pool 8				
			Pool 9				
			Pool 10				

Tableau A.4. Les méthodes analytiques et les résultats correspondants sont présentés pour chaque échantillon de mérrou.

Nombre d'individu	Espèces	Organe testé (Les deux: Cerveau+yeux)	Analyses effectuées	Résultats
25ITT-V/70	<i>E. marginatus</i>	Cerveau	(PCR; CC)	Négative
25ITT-V/71	<i>E. costae</i>	Cerveau	(PCR; CC)	Negative
25ITT-V/72	<i>E. costae</i>	Cerveau	(PCR; CC)	Negative
25ITT-V/74	<i>E. costae</i>	Les deux	(PCR)	Negative
25ITT-V/75	<i>E. costae</i>	Les deux	(PCR ; His)	Negative
25ITT-V/76	<i>E. costae</i>	Les deux	(PCR)	Negative
25ITT-V/77	<i>E. costae</i>	Les deux	(PCR ; His)	Negative
25ITT-V/78	<i>E. costae</i>	Yeux	(PCR)	Negative
25ITT-V/79	<i>E. costae</i>	Les deux	(PCR)	Negative
25ITT-V/80	<i>E. costae</i>	Les deux	(PCR)	Negative
25ITT-V/81	<i>E. costae</i>	Les deux	(PCR ; His)	Negative
25ITT-V/82	<i>E. costae</i>	Les deux	(PCR)	Negative
25ITT-V/83	<i>E. costae</i>	Les deux	(PCR)	Negative
25ITT-V/84	<i>E. costae</i>	Les deux	(PCR)	Positive
25ITT-V/85	<i>E. costae</i>	Les deux	(PCR ; His)	Negative
25ITT-V/86	<i>E. costae</i>	Les deux	(PCR ; CC ; His)	(Positive en PCR et négative en CC et en His)
25ITT-V/87	<i>E. costae</i>	Les deux	(PCR)	Negative
25ITT-V/88	<i>E. costae</i>	Cerveau	(PCR ; His)	Negative
25ITT-V/89	<i>E. costae</i>	Les deux	(PCR ; His)	(Positive en PCR et négative en His)
25ITT-V/90	<i>E. costae</i>	Yeux	(PCR)	Negative
25ITT-V/91	<i>E. costae</i>	Yeux	(PCR)	Negative
25ITT-V/92	<i>E. costae</i>	Yeux	(PCR ; CC)	(Positive en PCR et négative en CC)
25ITT-V/93	<i>E. costae</i>	Les deux	(PCR ; His)	Negative
25ITT-V/94	<i>E. costae</i>	Yeux	(PCR ; His)	Negative

Travaux réalisés

1. Communications nationales





2. Communications internationales

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 للبيطرة
 École Nationale Supérieure Vétérinaire d'Alger
 مخبر البحث الصحة والإنتاج الحيواني
 Laboratoire de Recherche Santé et Productions Animales

ATTESTATION DE COMMUNICATION
 3^e Webinaire International
 Sécurité Alimentaire et Santé Animale
 Enjeux et perspectives de la mise en œuvre de l'approche one health en Algérie
 9 et 10 juillet 2023

Mme BENMOKRANE Sihem
 a participé par une communication affichée
 «Impact de l'encéphalopathie et de la rétinopathie virale sur la santé des poissons sauvages et de l'aquaculture :
 cas du bar européen et du rouget de vase»

Présidente du Webinaire



Pr. Meriem Hind Ben-Mahdi

Directrice du Laboratoire de Recherche SPA



Pr. Hacina Ainbaziz



Co-auteurs
 MEZALI Karim



Attestation de présentation

PLOUZANE, le 02 février 2023

*Laboratoire de
Ploufragan/Plouzané/Niort*
Site de Plouzané

Unité Virologie immunologie et
écotoxicologie des Poissons

L'unité Virologie, Immunologie, Eco-toxicologie des Poissons (VIMEP) du
Laboratoire de Ploufragan-Plouzané-Niort

Représentée par Thierry MORIN, chef d'unité, et Lénaïg LOUBOUTIN,
responsable LNR,

ATTESTE que

Mlle Benmokrane Sihem, actuellement doctorante en Hydrobiologie Marine et
Continental sous la direction du professeur Karim Mezali, a réalisé, lors de son stage de
perfectionnement de **dix-huit (18) jours**, du **16 janvier 2023 au 2 février 2023** au
Laboratoire National de Référence (LNR) pour les Maladies Réglementées des Poissons,
au sein de l'unité Anses Virologie, Immunologie et Ecotoxicologie des Poissons (VIMEP),
du laboratoire de Ploufragan-Plouzané-Niort (site de Plouzané, 292800, France), une
présentation de ses travaux de thèse.

Lors de son séjour au sein de notre laboratoire, Mlle Benmokrane Sihem a été
amenée à présenter ses travaux le jeudi 23/01/2023. Mlle Benmokrane Sihem a notamment
détaillé le contexte dans lequel s'est déroulé le début de sa thèse, les objectifs de celle-ci,
et est revenue sur les résultats préliminaires obtenus au sein de l'ANSES lors des analyses
réalisées sur ses échantillons.

Dossier suivi par :
Lénaïg Louboutin

Ligne directe :
02 98 22 47 20

Fax direct :
02 98 05 51 65

E-mail :
lnr.poissons@anses.fr

N. Réf. :

V. Réf. : L

La responsable du LNR,

Lénaïg Louboutin

3. Attestations des stages



Attestation de formation proposée par le LNR Maladies Réglementées des Poissons

PLOUZANE, le 02 février 2023

Laboratoire de
Ploufragan/Plouzané/Niort
Site de Plouzané

Unité Virologie immunologie et
écotoxicologie des Poissons

L'unité Virologie, Immunologie, Eco-toxicologie des Poissons (VIMEP) du
Laboratoire de Ploufragan-Plouzané-Niort

Représentée par Thierry MORIN, chef d'unité, et Lénéig LOUBOUTIN,
responsable LNR,

ATTESTE que

Dossier suivi par :
Lénéig Louboutin

Ligne directe :
02 98 22 47 20

Fax direct :
02 98 05 51 65

E-mail :
lnr.poissons@anses.fr

N. Réf. :

V. Réf. : L

Mlle Benmokrane Sihem, actuellement doctorante en Hydrobiologie Marine et Continentale sous la direction du professeur Karim Mezali, a réalisé un stage de perfectionnement de **dix-huit (18) jours**, du **16 janvier 2023 au 2 février 2023** au Laboratoire National de Référence (LNR) pour les Maladies Réglementées des Poissons, au sein de l'unité Anses Virologie, Immunologie et Ecotoxicologie des Poissons (VIMEP), du laboratoire de Ploufragan-Plouzané-Niort (site de Plouzané, 292800, France).

Lors de son séjour au sein de notre laboratoire, Mlle Benmokrane Sihem a été amenée à pratiquer la culture cellulaire et l'isolement viral à partir d'échantillons collectés en Algérie. Mlle Benmokrane Sihem a notamment pu mettre en œuvre des techniques de virologie cellulaire telles que repiquage de lignées cellulaires, titrages, isolement viral, et identification par immunofluorescence et / ou séroneutralisation. Elle a également réalisé des extractions d'acides nucléiques suivies de RT-PCR en temps réel ciblant le betanodavirus.

La responsable du LNR,

Lénéig Louboutin



To whom it may concern:

This is to certify that the WOA reference Laboratory for Viral Encephalo-Retinopathy at the Istituto Zooprofilattico Sperimentale delle Venezie, Legnaro, Italy hosted

Dr SIHEM BENMOKRANE

from 27/01/2025 to 07/02/2025 to provide her with a hands on training about the detection and characterization of Betanodavirus.

In detail, she has been trained in the following techniques:

- Fish necropsy and samples collection
- Theory and practice of SSN-1 cell culture maintenance and use
- Betanodavirus isolation
- Immunofluorescence assay (IFA) for Betanodavirus confirmation
- Molecular methods (real time RT-PCR; end point RT-PCR; sequence) for the detection and genotype identification of Betanodaviruses
- Theory and practice of phylogenetic analysis
- Histology and IHC for Betanodavirus

Dr. Anna Toffan

WOAH Reference Laboratory for Viral Encephalo-Retinopathy
National Reference Laboratory for fish, mollusc and crustacean diseases
Istituto Zooprofilattico Sperimentale delle Venezie-Italy

