

Guide des prélèvements de pièces calcifiées



Système d'Informations Halieutiques, Action Obsbio

Romain ELLEBOODE • Solène Telliez • Yoann Aumond • Louis Wambergue • Kélig Mahé • Geoffrey Bled

Août 2022

Version	Date	Commentaires
1.0	Août 2022	Création et dissociation avec l'ancien guide de prélèvements et d'envois des pièces calcifiées

Sommaire

1	Contexte	4
2	Pièces calcifiées utilisées	4
3	L'échantillonnage	5
3.1	Echantillonnage en mer.....	6
3.2	Echantillonnage des débarquements commerciaux	6
4	Types de prélèvement	7
4.1	Prélèvement d'otolithes	7
4.1.1	Coupe frontale.....	8
4.1.2	Coupe transversale	10
4.1.3	Coupe ventrale	11
4.1.5	Spécifications chez les grands pélagiques	12
4.1.5.1	Exemple d'une coupe frontale chez le thon rouge (<i>Thunnus thynnus</i>).....	12
4.1.5.2	Exemple d'une coupe transversale chez l'espardon (<i>Xiphias gladius</i>)	13
4.2	Prélèvement des écailles	16
4.3	Prélèvement de l'illicium	17
4.4	Prélèvement des rayons épineux	18
4.5	Exemple de prélèvement d'opercules pour le Zambas (<i>Eumegistus illustris</i>).....	20
5	Post traitement des pièces calcifiées avant envoi.	25
5.1	Nettoyage	25
5.2	Conditionnement.....	26
6	Table des illustrations	28
7	Bibliographie	29
8	Annexes	31
8.1	Annexe 1 : Bonnes pratiques à adopter lors du prélèvement des pièces calcifiées	32
8.2	Annexe 2 : Tableau récapitulatif du stockage des pièces calcifiées pour les espèces de métropole.....	33

1 Contexte

Ce guide présente les règles de prélèvement des pièces calcifiées ayant pour objectif d'obtenir la donnée d'âge par le pôle national de sclérochronologie de l'Ifremer de Boulogne sur Mer. Cette donnée d'âge répond aux objectifs inscrits au Plan de Travail National (PTN) (<https://datacollection.jrc.ec.europa.eu/wp-np-ar> & <https://sih.ifremer.fr/Le-SIH/Appui-aux-politiques-publiques/Plan-de-Travail-National-francais-et-rapports-annuels>).

2 Pièces calcifiées utilisées

Dans ce contexte, le type de pièce calcifiée sélectionnée pour chaque espèce est en concordance avec les consignes issues des protocoles de collecte et workshops, des groupes de travail internationaux (exemple pour le bar <https://doi.org/10.17895/ices.pub.9556>). La pièce calcifiée utilisée est majoritairement l'otolithe (*Sagittae*) à l'exception de certaines espèces (se référer à l'annexe 8.2).

Les otolithes sont les pièces calcifiées les plus utilisées car ils ne jouent pas le rôle de réservoir à calcium, comme le font les écailles et les éléments du squelette interne (Simkiss, 1974). Ils ne sont donc presque jamais résorbés, sauf sous des conditions de stress extrêmes, et conservent ainsi la séquence complète des marques de croissance enregistrées (Panfili *et al.*, 2002).

Dans le cas de l'estimation de l'âge de nouvelles espèces, d'autres pièces calcifiées peuvent être prélevées comme des rayons épineux ou des os de l'opercule (Figure 1).

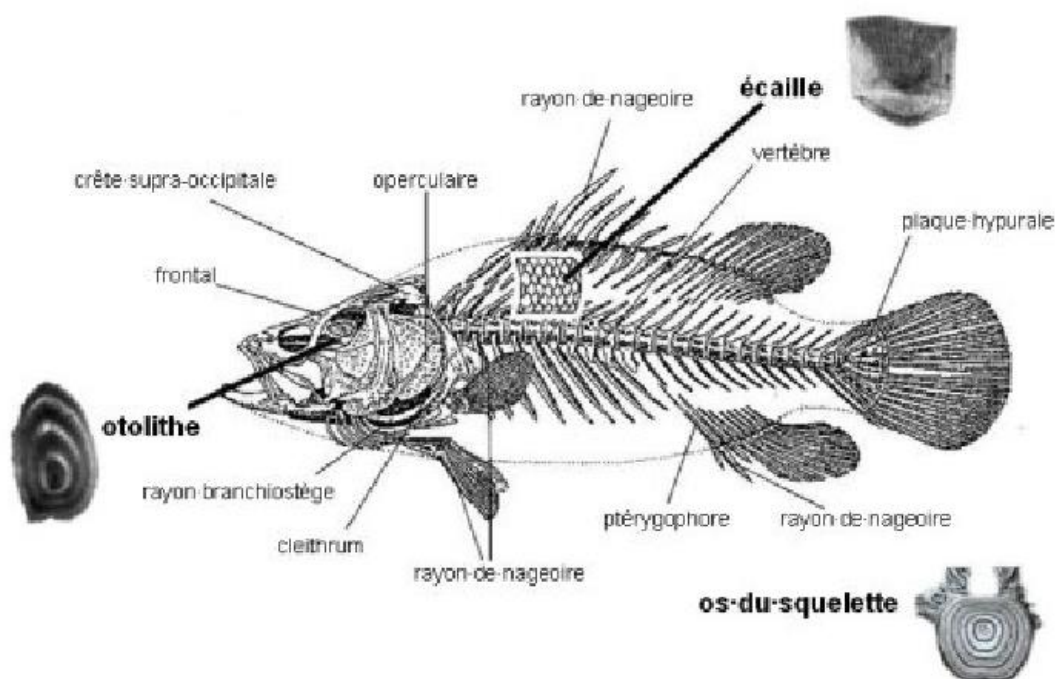


Figure 1: Différentes pièces calcifiées pouvant être utilisées dans les études de sclérochronologie (Panfili *et al.* 2002b)

3 L'échantillonnage

Pour le suivi des populations de poissons en métropole, des prélèvements sont réalisés soit au cours des 4 trimestres soit une fois dans l'année. Les prélèvements sont réalisés en mer lors de campagnes scientifiques ou à terre (laboratoire, criée ...). Lorsqu'un poisson est échantillonné pour estimer son âge, il est nécessaire de noter ses paramètres biologiques (espèce, taille et poids individuels, sexe, stade de maturité...) et le contexte d'échantillonnage (date, lieu de capture, lieu d'échantillonnage...). La planification de la collecte est coordonnée au niveau national, elle est inscrite dans l'outil Imagine à travers les lignes de plan (<https://doi.org/10.13155/86111>). La bancarisation de la collecte de données à terre est réalisée par cette même interface, en mer sur les bateaux scientifiques à l'aide de l'outil Allegro campagne (<https://doi.org/10.13155/71340> & <https://archimer.ifremer.fr/doc/00597/70945/>). Un code de traçabilité unique faisant référence aux lignes de plan Imagine est généré à l'aide de l'exécutable QrCodeGenerator (<https://doi.org/10.13155/86231>).

L'utilisation d'un code de traçabilité devient primordiale dans la vie de la donnée et des échantillons biologiques. Le projet du SI MORSE (Marine Organisms and Ressources and Storage systEm) a pour objectif de tracer tous les échantillons biologiques non détruits (<https://w3z.ifremer.fr/morse/>) à l'Ifremer.

Le code de traçabilité Imagine a pour objectif de tracer tous les échantillons depuis leur prélèvement, leur traitement, jusqu'à leur archivage.

Ces actions viennent compléter les dispositifs déjà en place tels que l'utilisation du module workflow dans Labcollector pour le suivi des lots de pièces calcifiées (<https://archimer.ifremer.fr/doc/00116/22764/>).

3.1 Echantillonnage en mer

De nombreuses pièces calcifiées sont prélevées lors des campagnes scientifiques (IBTS, COMOR, CGFS, EVHOE, MEDITS, ORHAGO...) selon des protocoles définis par les groupes de travail internationaux coordonnant les campagnes tels le groupe IBTS pour la Mer du Nord (<https://www.ices.dk/community/groups/Pages/IBTSWG.aspx>)

Lors des observations à la mer sur les bateaux professionnels, des prélèvements de pièces calcifiées peuvent être effectués lorsqu'ils sont prévus par le plan d'échantillonnage national.

3.2 Echantillonnage des débarquements commerciaux

L'échantillonnage des débarquements commerciaux est réalisé en criée (Roscoff, Brest, Audierne, Lorient, Concarneau, La Rochelle, Royan...) ou en laboratoire s'il est trop difficile de l'échantillonner en criée.

Sous la criée, il se déroule dans les halles à marée climatisées, parfois en chambre froide. La durée de disponibilité du poisson est en général courte et de plus fluctuante. L'échantillonnage nécessite 2 ou 3 personnes car 1 ou 2 personnes mesurent les poissons à l'aide d'un ichtyomètre (Badts & Bertrand, 2012), effectuent les prélèvements et la dernière personne enregistre les données et recueille les pièces calcifiées en pochette ou micro-tubes. La manipulation de poissons destinés à la commercialisation est effectuée avec des gants de caoutchouc propres, granuleux et robustes (Figure 2).



Figure 2 : Echantillonnage de bars en criée.

4 Types de prélèvement

4.1 Prélèvement d'otolithes

Les otolithes étant dans la boîte crânienne (Figure 3), il est nécessaire d'ouvrir celle-ci. Pour accéder aux cavités qui renferment les otolithes, il y a plusieurs plans de coupes possibles.

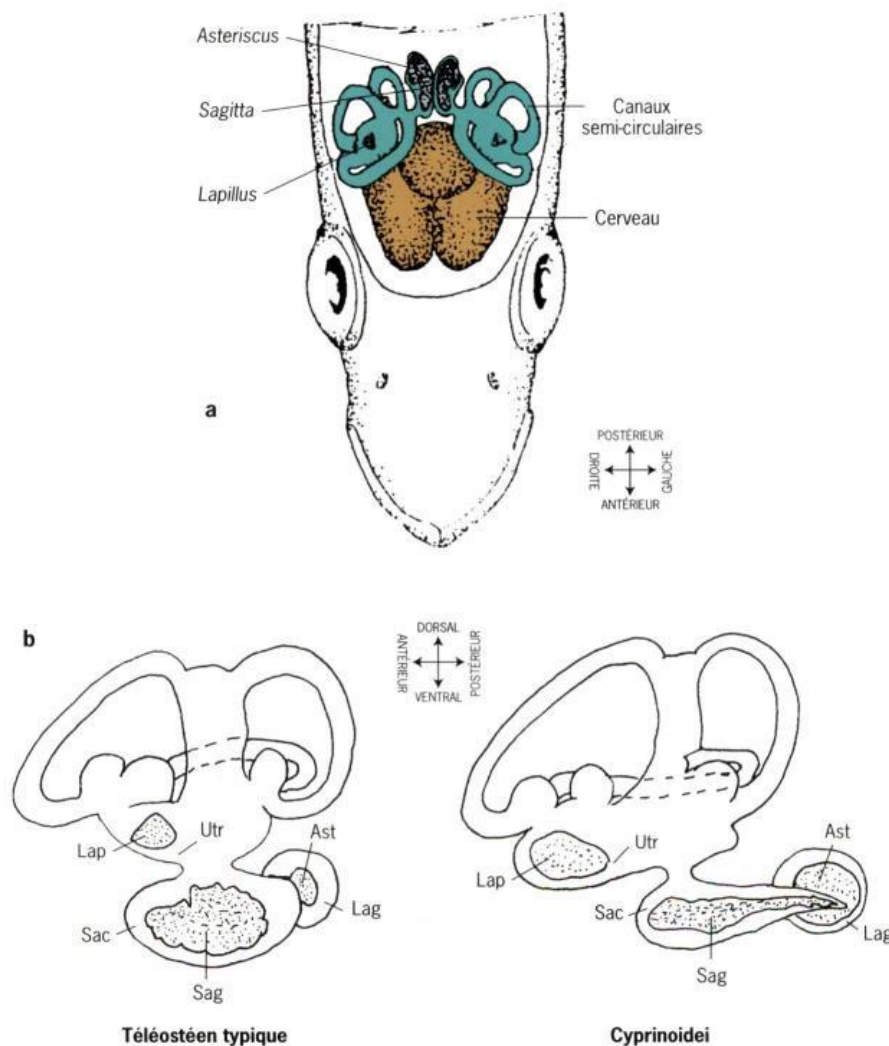


Figure 3: Position des otolithes à l'intérieur de l'oreille interne des poissons Téléostéens (modifié d'après Secor et al., 1992).

Le plan de coupe en section frontale est le plus courant et peut être utilisé avec succès pour tous les types de poissons (quelle que soit l'espèce, la taille individuelle ou encore la morphologie crânienne). Cependant, une méthode donnée est utilisée pour une espèce donnée après une phase d'adaptation et de mise au point technique. Les outils de coupe varient en fonction de la taille du crâne mais en général un couteau est parfaitement adapté. La coupe doit être réalisée avec précaution pour éviter de sectionner l'oreille interne et les otolithes. Après avoir effectué la coupe appropriée, les otolithes sont en général prélevés avec des pinces fines brucelles.

4.1.1 Coupe frontale

Le poisson est maintenu par les yeux entre le pouce et l'index, une coupe à 45° est réalisée au niveau du front (Figure 4).

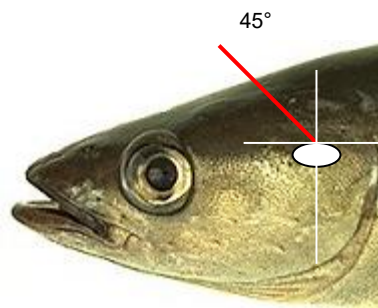


Figure 4 : Position de la coupe frontale du crâne (trait rouge).

Une autre technique utilisée pour les rougets barbets de roche et de vase est une coupe frontale inversée (Figure 5).



Figure 5 : Position de la coupe frontale inversée du crâne (trait noir).

Après avoir ouvert le crâne et déplacé l'encéphale en basculant la région antérieure de la tête du poisson, les deux plus gros otolithes (les *sagittae*) sont facilement observables. Ils sont prélevés à l'aide d'une pince brucelles en acier inoxydable (Figure 6).





Figure 6 Prélèvement des otolithes à partir d'une coupe frontale sur un poisson rond (In Panfili et al., 2002).

Ce type de prélèvement est aussi réalisé chez des poissons plats. Pour prélever les otolithes, le poisson est maintenu à plat sur le ventre et une coupe frontale est réalisée. Après avoir écarté les deux parties du crâne, les otolithes sont prélevés (Figure 7).

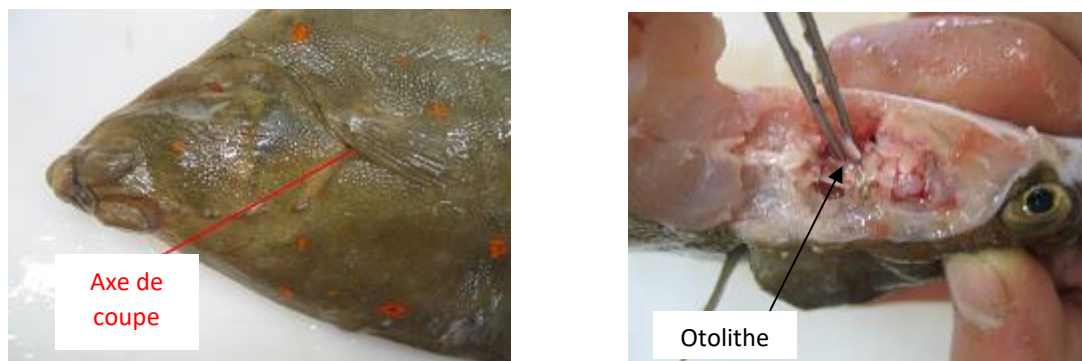


Figure 7 : Prélèvement des otolithes à partir d'une coupe frontale sur un poisson plat.

4.1.2 Coupe transversale

La coupe transversale est réalisée en séparant le corps de la tête du poisson. Cette coupe se réalise de la partie dorsale vers la partie ventrale (Figure 8 et Figure 9).



Figure 8 : Position de la coupe transversale du crâne (trait noir).



Figure 9 : Prélèvement des otolithes à partir d'une coupe transversale sur un poisson rond (In Panfili et al., 2002).

4.1.3 Coupe ventrale

Sur la face ventrale, l'opercule est écarté par rapport à la tête du poisson. Les branchies sont alors visibles et les arcs branchiaux sont coupés sur leur bord interne. La structure ventrale des os du neurocrâne apparaît et tous les tissus environnants doivent ensuite être retirés. Les bulles pré-otiques sont alors localisées dans la partie médio-latérale du neurocrâne. Une légère incision dans la partie externe de ces bulles ouvre l'oreille interne à partir de laquelle les *sagittae* peuvent être prélevés (Figure 10). Cette technique a l'avantage de ne pas détériorer l'aspect du poisson en vue de sa commercialisation ultérieure. Elle est utilisée pour les poissons ronds éviscérés et saignés ainsi que pour la cardine franche.

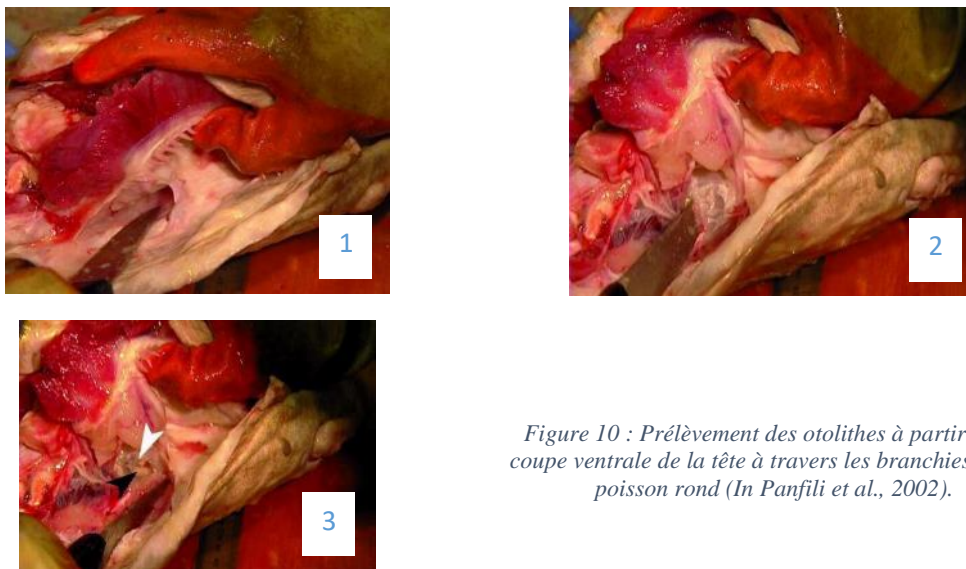


Figure 10 : Prélèvement des otolithes à partir d'une coupe ventrale de la tête à travers les branchies sur un poisson rond (In Panfili et al., 2002).

4.1.5 Spécifications chez les grands pélagiques

Chez les grands pélagiques, la boîte crânienne étant très grosse et très dure, il faut utiliser du matériel adapté, c'est à dire un grand couteau à dents et/ou une scie de boucher (ou équivalent comme une scie à métaux) (<https://doi.org/10.13155/32318>).

4.1.5.1 Exemple d'une coupe frontale chez le thon rouge (*Thunnus thynnus*)

La tête de thon est déposée sur le rebord de la table. L'entaille pour la coupe frontale se fait au "couteau à thon". Puis la coupe se fait à la scie à métaux selon les photos de la Figure 11 .

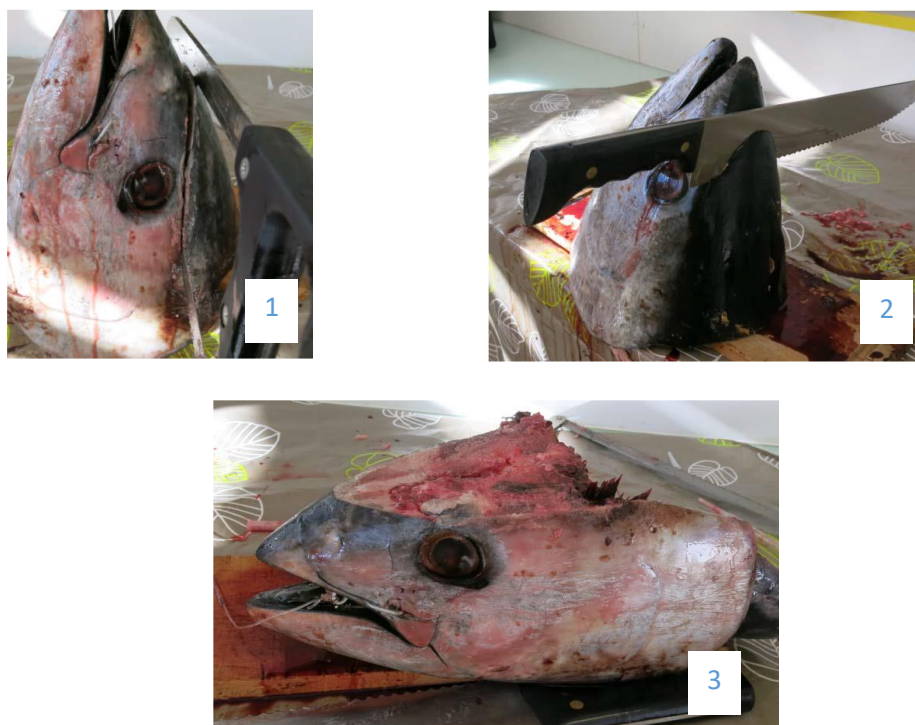


Figure 11 Photos des étapes lors de la coupe frontale d'une tête de Thon rouge (<https://doi.org/10.13155/32318>).

Après avoir ouvert le crâne et déplacé l'encéphale les deux plus gros otolithes (les sagittae) se situent dans les deux logettes telles que l'on peut les voir sur les photos de la Figure 12 et Figure 13. Ils sont prélevés à l'aide d'une pince en acier inoxydable, nettoyés, rincés et séchés avant d'être stockés.

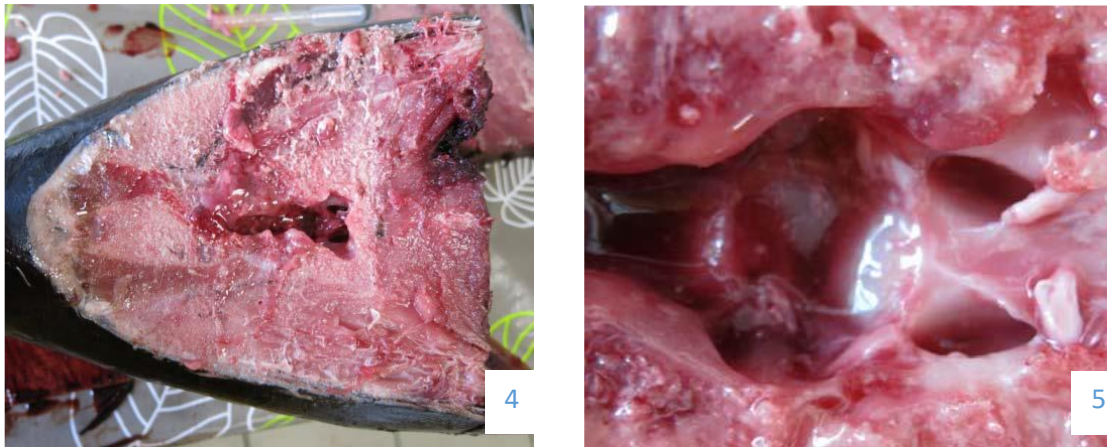


Figure 12 : Photos permettant de situer les otolithes (<https://doi.org/10.13155/32318>).



Figure 13 : Photos des otolithes de Thon rouge pour repérer le droit du gauche (<https://doi.org/10.13155/32318>).

4.1.5.2 Exemple d'une coupe transversale chez l'espadon (*Xiphias gladius*)

Pour être sûr que la tête contient effectivement les otolithes, D2 (distance entre l'arrière de l'oeil et la coupe) doit être supérieure à D1 (diamètre de l'oeil) (Figure 14).

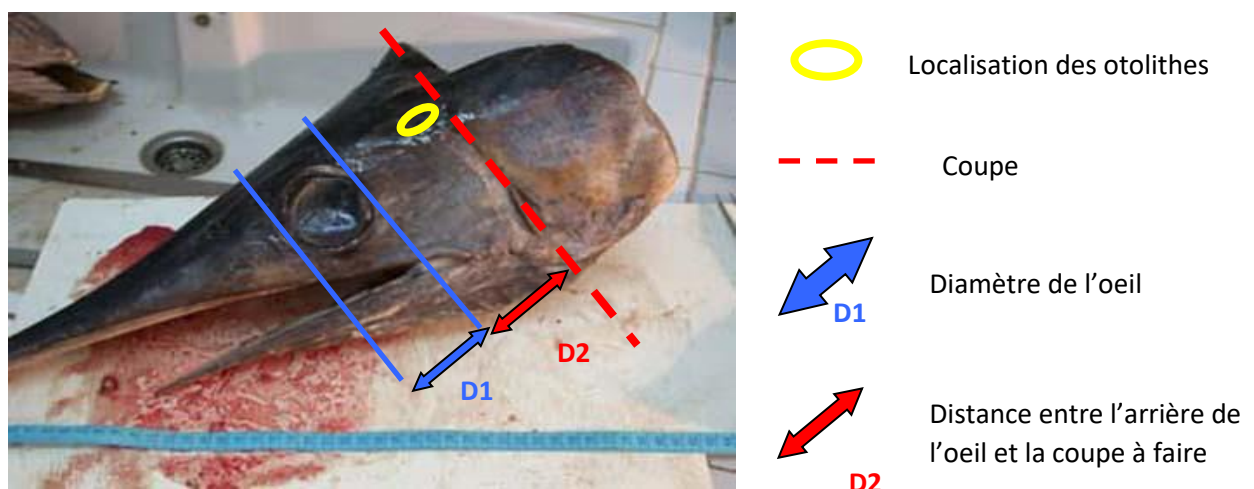


Figure 14 Eléments important avant l'extraction des otolithes (<https://doi.org/10.13155/32318>)

Pour commencer, couper un morceau de tête le plus petit possible (contenant les otolithes) pour le stocker sur un bateau jusqu'au débarquement (Figure 16 Images 1-2-3-4). Couper derrière l'œil et conserver la partie postérieure (sans œil) (Figure 16 Images 5-6). Ensuite, il faut couper les parties molles de chaque côté (Figure 16 Images 7-8). Effectuer une coupe longitudinale de la partie supérieure (Figure 16 Images 9-10).



N'hésitez pas à effectuer plusieurs coupes pour éviter d'abîmer les canaux semi-circulaires qui contiennent les otolithes.

Enlever délicatement la graisse à l'aide de la spatule. Attention à ne pas abîmer les filaments rouges présents en périphérie de la cavité (Figure 16 Image 11).

A l'aide d'une pince de prélèvement, récupérer délicatement les canaux semi-circulaires contenant les otolithes de chaque côté de la cavité centrale (Figure 16 Image 12)

Placer ces canaux semi-circulaires dans un tube au congélateur. Les otolithes se trouvent dans ces canaux

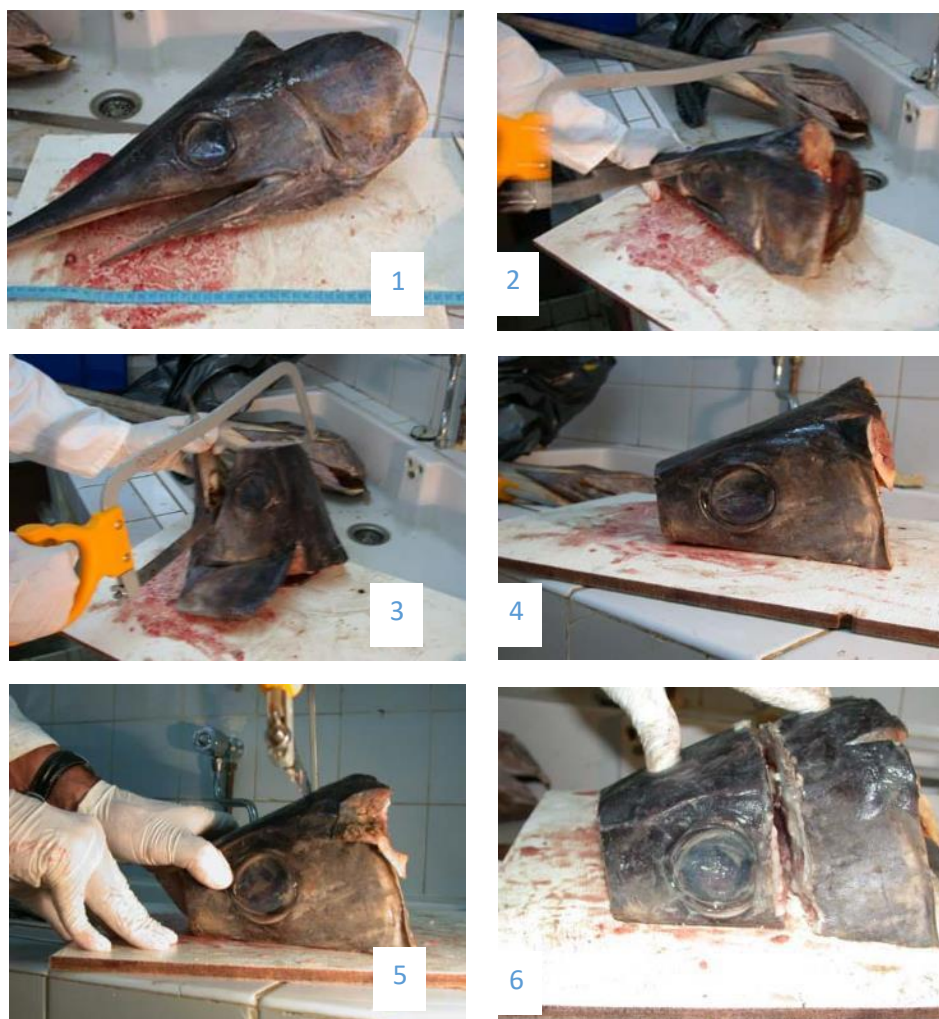
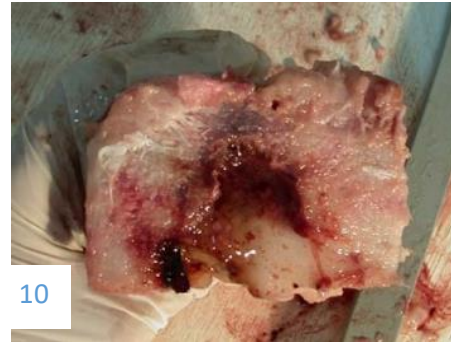


Figure 15 : Images du prélèvement des otolithes d'espadon (<https://doi.org/10.13155/32318>).



Canaux semi-circulaires



Figure 16 : Images du prélèvement des otolithes d'espadon (<https://doi.org/10.13155/32318>).

4.2 Prélèvement des écailles

Les écailles sont certainement les structures les plus simples à prélever. Cependant, la zone de prélèvement est très importante pour éviter les écailles régénérées. Chez le bar et la daurade royale, elles sont toutes prélevées sous la nageoire pectorale, zone où la régénération est moins fréquente et laissant peu de traces visibles lors de la commercialisation du poisson (Figure 17).

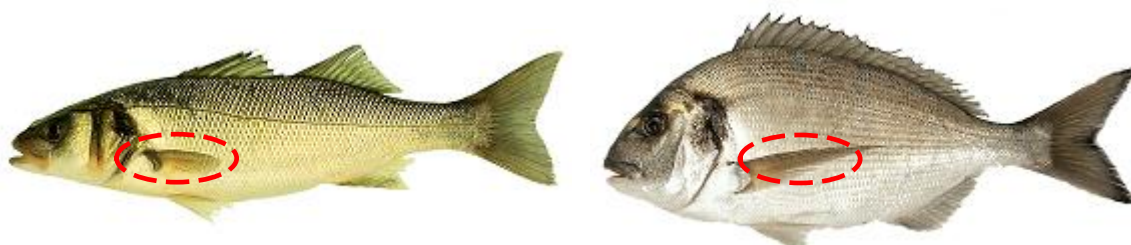


Figure 17 : Prélèvement des écailles sous la nageoire pectorale (zone de prélèvement en rouge) chez le bar et la daurade royale (photographies Pierre Porché).

Le prélèvement d'écailles s'effectue à l'aide d'un couteau à lame en inox propre ou éventuellement avec des pinces brucelles (Figure 18). Le préleveur passe d'abord la lame d'avant en arrière pour enlever le maximum de *mucus*, les impuretés voire des écailles détachées ne provenant pas nécessairement du poisson puis la lame est passée sur un chiffon propre. La personne effectue, ensuite, un mouvement d'arrière en avant en mettant la lame à 60° et le pouce servant à bloquer les écailles prélevées sur la lame à la fin du mouvement. Le poisson est ainsi écaillé sur 1 à 3 cm² suivant la grandeur du poisson. Il est conseillé de prendre suffisamment d'écailles car sur la totalité du nombre prélevé, le pourcentage d'écailles lisibles peut varier de 0 à 70%. Suivant le contexte du prélèvement il est conseillé de prendre sur un poisson destiné à la vente une vingtaine d'écailles.



Figure 18 : Prélèvement des écailles sous la nageoire pectorale d'un bar en criée.

4.3 Prélèvement de l'illicium

Chez les baudroies noire et blanche, le filament pêcheur aussi appelé *illicium* est extrait avec un couteau et les 5 premiers centimètres à partir de la base sont collectés. Ce prélèvement ne détériore pas l'aspect du poisson (Figure 19).

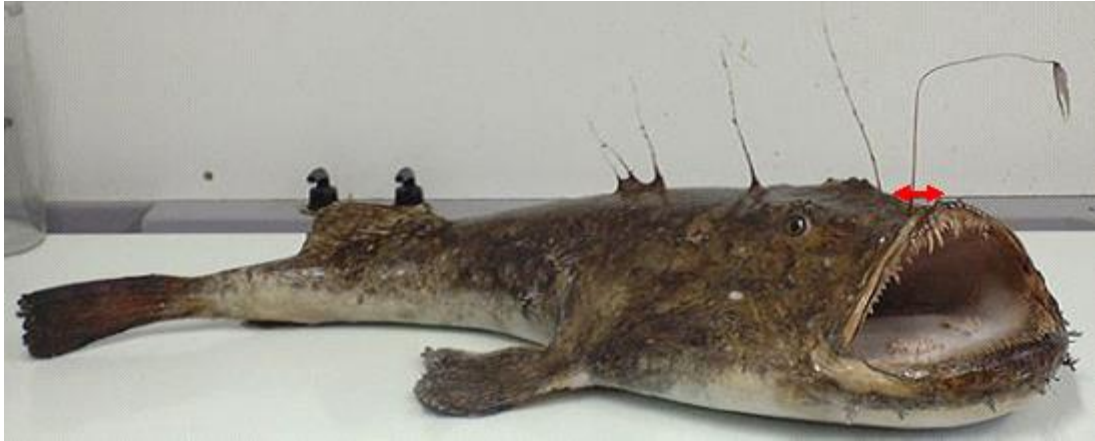


Figure 19 : Prélèvement de l'illicium chez les baudroies (axe de coupe en rouge). L'illicium est extrait avec sa base nettoyée des tissus mous.



Lorsque les *illiciums* sont prélevés, il est particulièrement nécessaire de les nettoyer car ils présentent souvent énormément de mucus ou de chair au niveau de la base. Ceux-ci se collant par la suite aux pochettes de stockage peut rendre les prélèvements inutilisables.

4.4 Prélèvement des rayons épineux

Les rayons épineux à prélever sont ceux de la nageoire dorsale 1.

Il faut prélever les **3 premiers rayons épineux** (Figure 20) en partant de la tête du poisson, en prenant garde à ne pas les casser ni les fêler lors de l'extraction.

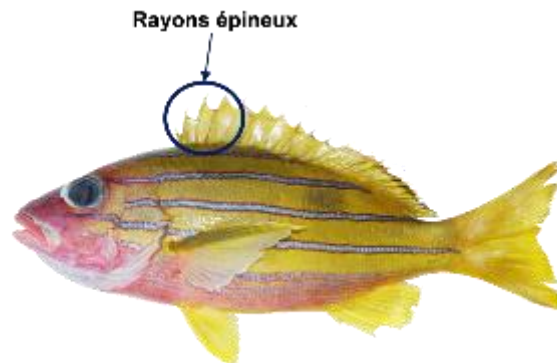


Figure 20 : Schéma de prélèvements des rayons épineux

Pour certaines espèces, (ex : dorade coryphène *Coryphaena hippurus*) les 3 premiers rayons épineux sont trop petits et moins calcifiés, dans ce cas préférer **les rayons épineux les plus grands** (ex rayon épineux 5, 6, 7, pour le cas de la dorade coryphène).

Les rayons épineux doivent être nettoyés et débarrassés de la peau, de la membrane et de la chair, pour ne laisser que la partie osseuse. Ce nettoyage doit être réalisé sans grattage ou ponçage (notamment avec des outils métalliques) pour ne pas endommager la partie osseuse.

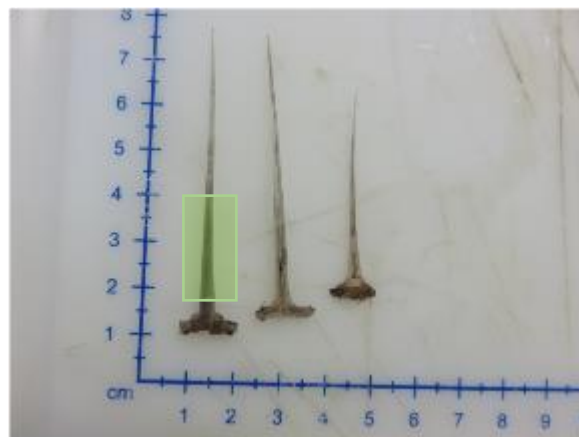


Figure 21 : Image d'épines de bonites *Katsuwonus pelamis* nettoyées

Pour information, la **zone de lecture privilégiée** par le laboratoire de sclérochronologie est indiquée sur la Figure 21 (encadré vert), veiller particulièrement à ce que cette zone soit intacte et correctement nettoyée.

Détails :

Pour prélever les épines des gros individus sans les casser et faciliter l'extraction, il peut être nécessaire d'inciser de chaque côté et de découper la membrane préalablement.



Pour certains poissons dont la membrane est particulièrement solide, il peut être plus pratique de prélever toute la nageoire dorsale, et d'extraire ensuite les rayons épineux (ex : dorade coryphène).



4.5 Exemple de prélèvement d'opercules pour le Zambas (*Eumegistus illustris*).

Les pièces calcifiées identifiées pour le prélèvement sont (Figure 22) :

1. la sous-opercule (subopercle *en anglais*)
2. l'ensemble d'os sous orbitaux (metapterygoid et quadrate *en anglais*)

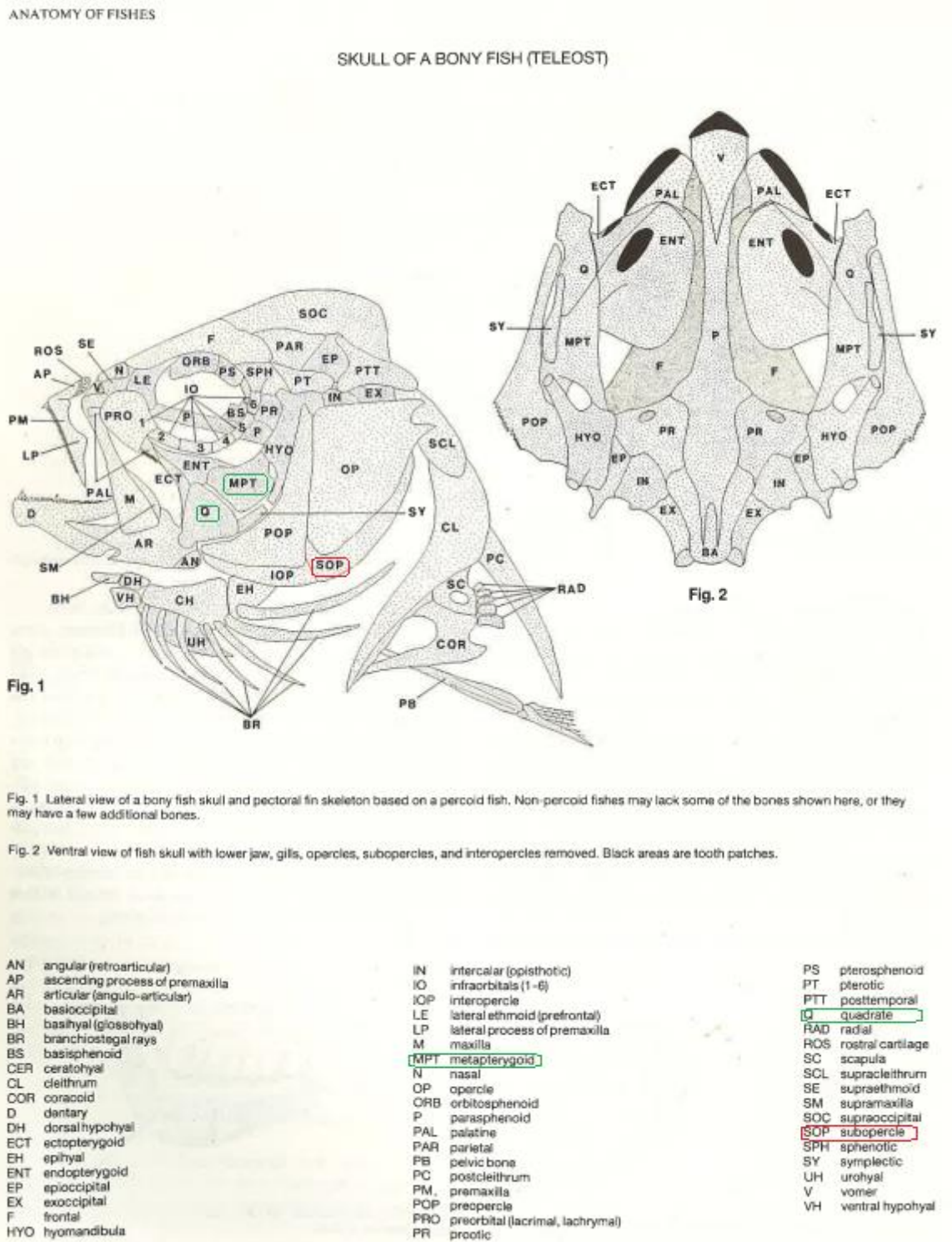


Figure 22 : Système operculaire du poisson (P4 Smiths' Sea Fishes Margaret, M. Smith, Phillip C. Heemstra 1986)

Pour les décharner et les extraire, il est nécessaire de faire bouillir la tête dans de l'eau afin d'ôter tous résidus de peau et de chair des pièces calcifiées.

On veillera à conserver la différenciation gauche-droite lors de l'extraction et du stockage des pièces.

Pour plus d'efficacité dans le traitement, il peut être envisagé de congeler plusieurs têtes et de les traiter de manière groupée. Dans ce cas il est préférable de décongeler les têtes avant traitement.



Renouveler l'eau à chaque échantillon, sinon il y a un risque d'imprégnation par la graisse, des pièces calcifiées.

- Matériel :**
- une casserole
 - une plaque de cuisson ou bec gaz
 - un écumoire ou louche
 - un chronomètre ou minuteur
 - une planche de découpe
 - cuillère
 - pincettes
 - plateaux ou boîtes de pétries pour séchage
 - deux pochettes papier de stockage

Méthode :

A – Couper la tête et prélever les otolithes par section frontale (cf Prélèvement d'otolithes Figure 23 Figure 23 :Illustration d'un zambas avant prélèvement.).



Figure 23 :Illustration d'un zambas avant prélèvement.

B – Porter à ébullition un volume d'eau pour immerger la tête (Figure 24Figure 23).



Figure 24 : Illustration du matériel pour immerger une tête de poisson avant dissection.

C – Immerger la tête 3 minutes Figure 25. (Augmenter éventuellement le temps de cuisson en fonction de la taille de la tête)



Figure 25 : Illustration de la préparation d'une tête de poisson avant dissection.

D – Sortir la tête de l'eau, et décharner pour identifier les pièces calcifiées Figure 26

Tête décharné



Figure 26 : Illustration de la préparation d'une tête de poisson sortie de l'eau.

E- Prélever les sous-opercules + les os sous-orbitaux Figure 27

Identification des pièces calcifiées

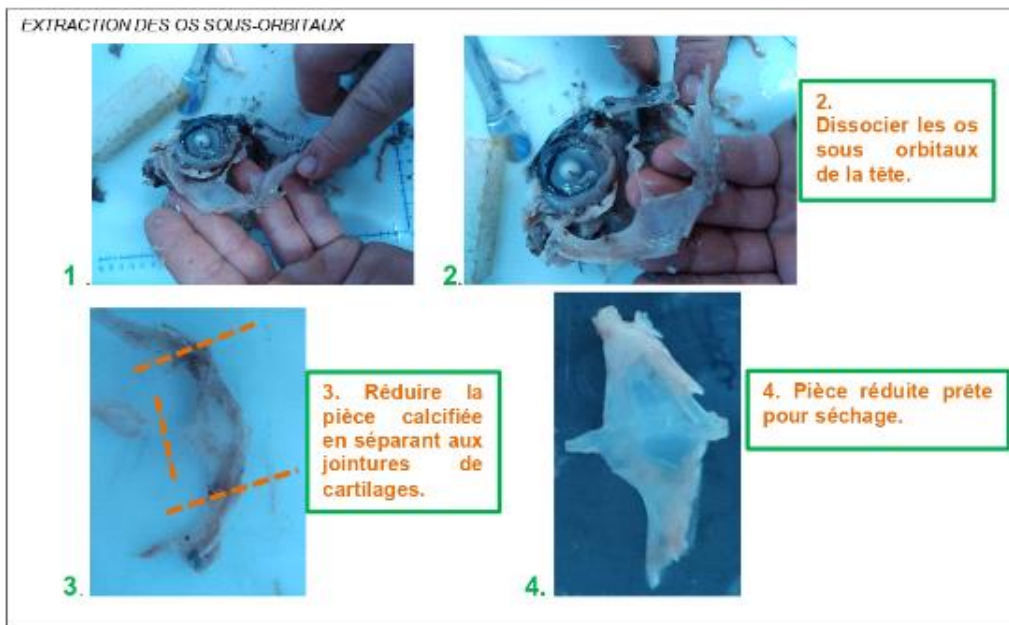
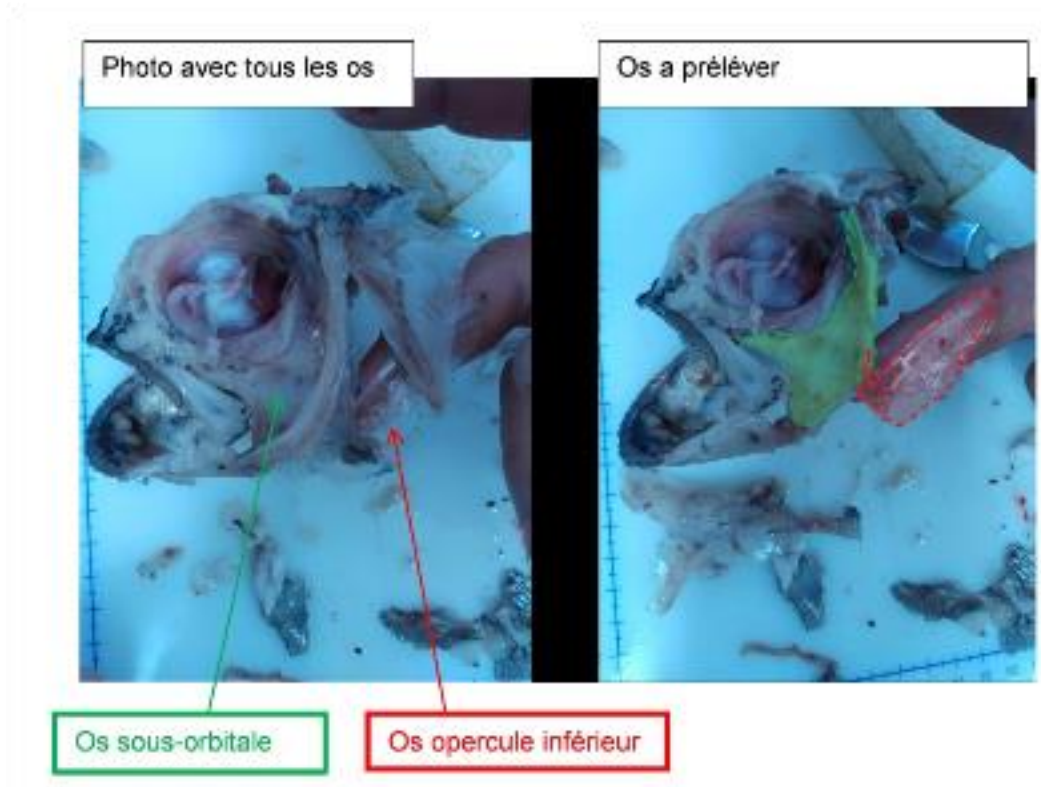


Figure 27 : Illustration de la dissection d'opercules pas à pas.

F- Sécher et conditionner (Figure 28 & Figure 29)

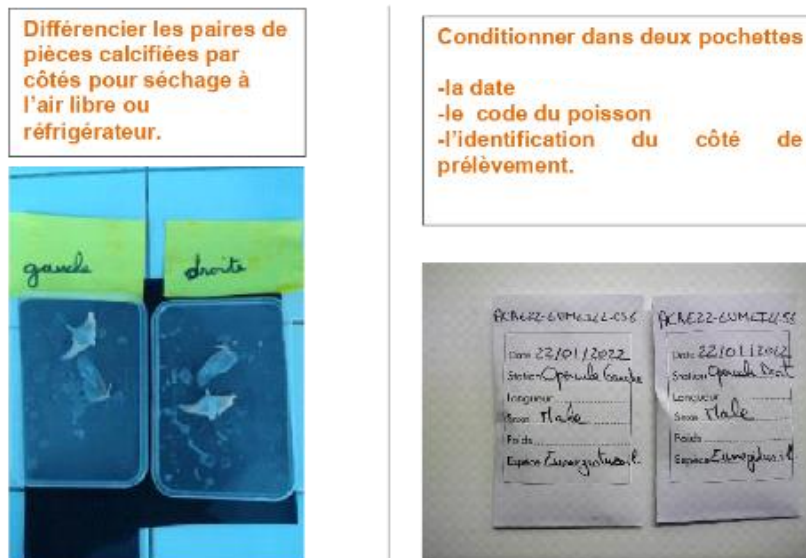
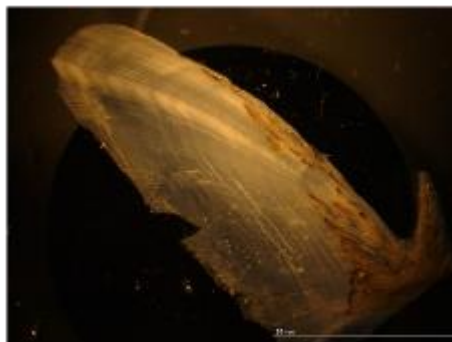


Figure 28 : Illustration du conditionnement des opercules.



Sous-opercule (subopercle)



Ensemble sous-orbitale
(metapterygoid+quadrate)

Figure 29 : Illustration d'opercules pour estimation d'âge

5 Post traitement des pièces calcifiées avant envoi.

5.1 Nettoyage



Avant de positionner les pièces calcifiées dans leur contenant, il est nécessaire qu'elles soient nettoyées lors du prélèvement afin de retirer le *mucus* et autres dépôts organiques sur la pièce. *Des pièces calcifiées mal nettoyées lors du prélèvement peuvent être inutilisables et ne pourront pas se conserver.*

Les pièces calcifiées doivent être essuyées sur une éponge humide ou sur le gant immédiatement après leur extraction.



5.2 Conditionnement

La meilleure méthode pour conserver les otolithes est de les stocker complètement à sec. Après nettoyage, ils sont séchés par simple exposition à l'air à température ambiante ou dans une étuve à basse température (Panfili *et al.*, 2002).

Il y a 2 modes de conditionnement avec identifiant (<https://doi.org/10.13155/86231>) unique utilisés à l'Ifremer en fonction de l'espèce cible (Figure 30 et Annexe 2 : Tableau récapitulatif du stockage des pièces calcifiées):

- des enveloppes papier,
- des micro tubes colorés en plastique de 2mL.



Figure 30 : Pochettes en papier et micro tubes avec identifiant unique utilisés pour le stockage des pièces calcifiées.

Remarques : les pochettes en papier, recommandées par Williams & Bedford (1974), sont très pratiques lors des échantillonnages et lors du rangement pour conserver des pièces calcifiées assez volumineuses. Les micro tubes ont l'avantage d'être suffisamment rigides pour protéger efficacement les otolithes des cassures consécutives à la manipulation lors d'envoi ou de rangement.

Vous trouverez en Annexe 2 : Tableau récapitulatif du stockage des pièces calcifiées un tableau récapitulant quel packaging est utilisé selon les espèces.



S'assurer que la pièce calcifiée soit au fond de la pochette,

Ne jamais utiliser d'élastiques qui peuvent casser les otolithes,

Ne jamais agraffer les enveloppes papier.

Les zones de stockage fraîches et obscures sont probablement les meilleures et les otolithes séchés peuvent ainsi être conservés indéfiniment (Brothers, 1987 *In* Panfili *et al.*, 2002).

Avant l'envoi au pôle national de sclérochronologie de l'Ifremer de Boulogne sur Mer, vous pouvez stocker les pièces calcifiées dans des valises dédiées (Figure 31). Si vous n'en avez pas, contactez sclero@ifremer.fr qui pourra vous en envoyer.



Figure 31 : Illustration de valises pour stockage pièces calcifiées



Consulter le *Guide d'utilisation de Labcollector Labsih* pour l'utilisation du module Workflow et le *Guide d'envoi des pièces calcifiées* avant de transmettre les valises au pôle de sclérochronologie.

6 Table des illustrations

Figure 1: Différentes pièces calcifiées pouvant être utilisées dans les études de sclérochronologie (Panfili et al. 2002b)	4
Figure 2 : Echantillonnage de bars en criée	6
Figure 3: Position des otolithes à l'intérieur de l'oreille interne des poissons Téléostéens (modifié d'après Secor et al.,1992).	7
Figure 4 : Position de la coupe frontale du crâne (trait rouge).	8
Figure 5 : Position de la coupe frontale inversée du crâne (trait noir).....	8
Figure 6 Prélèvement des otolithes à partir d'une coupe frontale sur un poisson rond (In Panfili et al., 2002).	9
Figure 7 : Prélèvement des otolithes à partir d'une coupe frontale sur un poisson plat.	9
Figure 8 : Position de la coupe transversale du crâne (trait noir).....	10
Figure 9 : Prélèvement des otolithes à partir d'une coupe transversale sur un poisson rond (In Panfili et al., 2002).	10
Figure 10 : Prélèvement des otolithes à partir d'une coupe ventrale de la tête à travers les branchies sur un poisson rond (In Panfili et al., 2002).	11
Figure 11 Photos des étapes lors de la coupe frontale d'une tête de Thon rouge (https://doi.org/10.13155/32318).	12
Figure 12 : Photos permettant de situer les otolithes (https://doi.org/10.13155/32318).	13
Figure 13 : Photos des otolithes de Thon rouge pour repérer le droit du gauche (https://doi.org/10.13155/32318).	13
Figure 14 Eléments important avant l'extraction des otolithes (https://doi.org/10.13155/32318)	13
Figure 15 : Images du prélèvement des otolithes d'espadon (https://doi.org/10.13155/32318).	14
Figure 16 : Images du prélèvement des otolithes d'espadon (https://doi.org/10.13155/32318).	15
Figure 17 : Prélèvement des écailles sous la nageoire pectorale (zone de prélèvement en rouge) chez le bar et la daurade royale (photographies Pierre Porché).	16
Figure 18 : Prélèvement des écailles sous la nageoire pectorale d'un bar en criée.	16
Figure 19 : Prélèvement de l'illicium chez les baudroies (axe de coupe en rouge). L'illicium est extrait avec sa base nettoyée des tissus mous.	17
Figure 20 : Schéma de prélèvements des rayons épineux.....	18
Figure 21 : Image d'épines de bonites Katsuwonus pelamis nettoyées.....	18
Figure 22 : Système operculaire du poisson (P4 Smiths' Sea Fishes Margaret, M. Smith, Phillip C. Heemstra 1986)	20
Figure 23 :Illustration d'un zambas avant prélèvement.	21
Figure 24 : Illustration du matériel pour immerger une tête de poisson avant dissection.	22
Figure 25 : Illustration de la préparation d'une tête de poisson avant dissection.	22
Figure 26 : Illustration de la préparation d'une tête de poisson sortie de l'eau.	22
Figure 27 : Illustration de la dissection d'opercules pas à pas.....	23
Figure 28 : Illustration du conditionnement des opercules.....	24
Figure 29 : Illustration d'opercules pour estimation d'âge.....	24
Figure 30 : Pochettes en papier et micro tubes avec identifiant unique utilisés pour le stockage des pièces calcifiées.....	26
Figure 31 : Illustration de valises pour stockage pièces calcifiées	27

7 Bibliographie

Badts, V. & Bertrand, J. (2012). **Guide de la mensuration des espèces en halieutique, poissons, mollusques, crustacés, reptiles marins, mammifères marins.** <http://archimer.ifremer.fr/doc/00001/6237/>

Badts Vincent, Cornou Anne Sophie (2019). **2019. ALLEGRO CAMPAGNES V5.2 Guide d'utilisation.** <https://doi.org/10.13155/71340>

Bled--Defruit Geoffrey, Elleboode Romain, Telliez Solene, Badts Vincent, Mahe Kelig (2021). **Guide de prélèvements et d'envoi des pièces calcifiées.** <https://archimer.ifremer.fr/doc/00116/22764/>

Brothers, E.B., (1987). **Methodological approaches to the examination of otoliths in ageing studies.** In : Summerfelt, R.C. & Hall, G.E. (Eds.) *The age and growth of fish. Ames, Iowa, USA: The Iowa State University Press.* 319-330

Elleboode Romain, Badts Vincent, Prigent Glenn, Aumond Yoann, Dussuel Antoine (2022). **Guide d'utilisation de l'exécutable QrCodeGenerator.** <https://doi.org/10.13155/86231>

Elleboode Romain, Badts Vincent, Bonnet Christian, Destreez Caroline, Prigent Glenn (2022). **Guide d'utilisation de l'interface de saisie IMAGINE : Integration and MAnagement tool for bioloGical INdicEs.** <https://doi.org/10.13155/86111>

Evano Hugues, Metral Luisa, Brisset Blandine, Bourjea Jerome, Nikolic Natacha, Mahe Kelig (2021). **Guide de prélèvements des otolithes chez les grands pélagiques.** <https://doi.org/10.13155/32318>

Garren Francois, Lazard Coline, Le Roy Didier (2019). **Guide salle tri Thalassa 2019. Campagnes halieutiques.** RBE/STH-HMMN. <https://archimer.ifremer.fr/doc/00597/70945/>

ICES (2021). **Workshop 2 on age reading of sea bass (Dicentrarchus labrax) (WKARDL2).** *ICES Scientific Reports/Rapports scientifiques du CIEM*, 3(111), 102pp. Publisher's official version : <https://doi.org/10.17895/ices.pub.9556>

Mahé, K., Bellail, R., Dufour, J.L., Boiron-Leroy, A., Diméet, J., Duhamel, E., Elleboode, R., Félix, J., Grellier, P., Huet, J., Labastie, J., Le Roy, D., Lizaud, O., Manten, M.L., Martin, S., Metral, L., Nédelec, D., Vérin, Y., Badts, V., (2009). **Synthèse française des procédures d'estimation d'âge / French summary of age estimation procedures.** <http://archimer.ifremer.fr/doc/00000/7294/>

Mahe Kelig, Rabhi Khalef, Bellamy Elise, Elleboode Romain, Aumond Yoann, Huet Jerome, Roos David (2016). **Comparison between the opercular bones, the scales and the otoliths to investigate the growth of the brilliant pomfret (Eumegistus illustris) off the coast of Reunion Island (SW Indian Ocean).** *International Journal of Fisheries and Aquatic Studies*, 4(1 Part C), 176-179. Open Access version : <https://archimer.IFREMER.fr/doc/00307/41861/>

Margaret M. Smith, Phillip C. Heemstra (1986). **Smiths' Sea Fishes** Springer Science & Business Media, 2012

Panfili, J., Pontual, H. (de)., Troadec, H. & Wright, P.J. (Eds.), (2002). **Manuel de sclérochronologie des poissons.** Coédition Ifremer-IRD, 464p.

Secor DH (1992) **Application of otolith microchemistry analysis to investigate anadromy in Chesapeake Bay striped bass Morone saxatilis.** *Fishery Bulletin* 90:798-806

Simkiss, K., 1974. **Calcium metabolism of fish in relation to ageing.** In : Bagenal, T.B. (Eds.) *Ageing of Fish. Proceedings of an International Symposium. Old Working Survey England Unwin Brothers.* 1-12.

Williams, T. & Bedford, B.C., 1974. **The use of otoliths for age determination.** In : Bagenal, T.B. (Eds.) Ageing of Fish. *Proceedings of an International Symposium. Old Working Survey England Unwin Brothers.* 114-123.



8 Annexes




- Annexe 1 : Bonnes pratiques à adopter lors du prélèvement des pièces calcifiées
- Annexe 2 : Tableau récapitulatif du stockage de Pièces Calcifiées

8.1 Annexe 1 : Bonnes pratiques à adopter lors du prélèvement des pièces calcifiées

- Lorsqu'un poisson est échantillonné pour estimer son âge, il est préférable si possible de noter manuellement sur le contenant comportant l'identifiant unique (<https://doi.org/10.13155/86231>) les paramètres biologiques ensuite enregistrer les données (date, lieu, taille et poids individuels, sexe, stade de maturité...) dans l'outil prévu : Allegro Campagne <https://doi.org/10.13155/71340> ou Imagine <https://doi.org/10.13155/86111>.
- Nettoyer les pièces calcifiées afin de retirer le *mucus* et autres dépôts organiques. En effet, des pièces calcifiées mal nettoyées lors du prélèvement peuvent être inutilisables. L'importance du soin apporté au nettoyage des pièces calcifiées, selon les espèces, est précisée en Annexe 2 : Tableau récapitulatif du stockage des pièces calcifiées et cf Nettoyage5.1
- Respecter les règles de stockage des pièces calcifiées (cf Nettoyage5.1 et 8.2Annexe 2 : Tableau récapitulatif du stockage des pièces calcifiées)
- Pour les pochettes, s'assurer que la pièce calcifiée soit au fond
- Ne jamais utiliser d'élastiques pour les pochettes, qui peuvent casser les otolithes
- Ne jamais agraffer les pochettes papier

8.2 Annexe 2 : Tableau récapitulatif du stockage des pièces calcifiées pour les espèces de métropole.

	Espèces		Pièces calcifiées à prélever	Nettoyage des Pièces calcifiées	Stockage
Pélagiques	Anchois	ENGRENC	Otolithes	+ + +	
	Sardine	SARDPIL			
	Sprat	SPRASPR			
	Hareng	CLUPHAR			
	Maquereaux	SCOMSCO SCOMCOL			
	Chinchards	TRACTRA TRACMED			
Gadiformes	Merlan	MERLMNG	Otolithes	+	
	Eglefin	MELAAEG		+	
	Cabillaud	GADUMOR		+	
	Lieu Noir	POLLVIR		+	
	Lieu Jaune	POLLPOL		+	
	Tacauds	TRISLUC TRISESM TRISMIN		+	
	Merlu	MERLMCC		+	
	Lingue Franche	MOLVMOL		+	
	Phycis de fond	PHYCBLE		+	

Poissons plats	Plie d'Europe	PLEUPLA	Otolithes	+++	
	Plie cynoglosse	GLYPCYN		+++	
	Cardine franche	LEPIWHI		+++	
	Limande	LIMALIM		+++	
	Limande sole	MICRKIT		+++	
	Turbot	SCOPMAX		+++	
	Barbue	SCOPRHO		+++	
	Flet d'Europe	PLATFLE		+++	
	Sole commune	SOLESOL		++	
Autres espèces	Rougets	MULLSUR MULLBAR	Otolithes	+++	
	Grondins	EUTRGUR ASPICUC CHELLUC			
	Maigre	ARGYREG	Otolithes	+	
	Baudroies	LOPHPIS LOPHBUD	Illicium	++	
	Bar européen	DICELAB	Ecailles	+++	
	Dorades	SPARAUR SPONCAN	Ecailles	+++	

+++ : Pièce calcifiée TRES BIEN nettoyée = EPONGE OBLIGATOIRE

++ : Pièce calcifiée BIEN nettoyée

+ : Pièce calcifiée nettoyée