

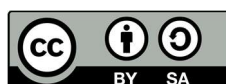
Guide pratique pour la normalisation des mesures de paramètres biologiques



Illustration source : Océanothèque Ifremer

Romain Elleboode • Vincent Badts • Kelig Mahe • Émilie Le Roy • Sylvain Bonhommeau • Magali Duval • Jean-Baptiste Romagnan

Septembre 2023



Version	Date	Commentaires
1.0	Septembre 2023	Création

Sommaire

Table des matières

1	Contexte	4
2	Les paramètres biologiques.....	4
2.1	Les variables	5
2.2	La mensuration des individus	6
2.3	La pesée d'un individu	7
2.4	La pesée des gonades et du foie	9
3	Mesures complémentaires sur l'échantillon	9
3.1	L'utilisation de la circonférence et de la largeur du corps des poissons.....	9
3.2	Mesures du diamètre de la gueule des poissons	10
3.3	Mesures du diamètre de l'œil des poissons.....	10
4	Mesure complémentaire a partir d'images	11
4.1	Normalisation du champ d'acquisition d'images en sclérochronologie	12
4.2	L'imagerie du zooplancton pour l'analyse semi-automatisée des oeufs de poissons et des champs trophiques pélagiques: ZooScan et ZooCAM.....	13
5	Bibliographie	25
	Table des illustrations	27

1 Contexte

L'objectif de ce document est de recenser les méthodes recommandées en halieutique, pour la prise de mesures de paramètres biologiques. Les procédures décrites dans ce guide sont conformes aux référentiels du Système d'Informations Halieutiques de l'Ifremer (SIH).

La collecte normalisée et qualitative puis l'analyse des données sont devenues des éléments clés pour une prise de décision éclairée dans tous les domaines, et les systèmes d'information tels que le SIH jouent un rôle crucial dans cette évolution.

Les objectifs du SIH s'inscrivent dans l'un des dix axes stratégiques de l'Ifremer : contribuer à une pêche durable. Il s'agit de permettre à la pêche d'assurer, d'une manière durable, l'approvisionnement alimentaire en produits de la mer tout en répondant aux nouveaux défis de l'état de la ressource, de la hausse des prix de l'énergie, de la rentabilité des entreprises et de la protection des habitats.

L'intégration des paramètres biologiques à l'Ifremer en tant que données fondamentales pour l'évaluation des stocks revêt une importance capitale dans la réalisation des objectifs de gestion durable des ressources marines. En considérant ces informations de manière formelle, il devient possible de garantir la préservation à long terme des écosystèmes marins et de soutenir une exploitation raisonnée des ressources, en harmonie avec les impératifs de durabilité environnementale.

2 Les paramètres biologiques

La collecte de données biologiques dans le cadre du SIH, soutenue par les actions telles que ObsBio, ObsMer, ObsVentes et les campagnes, est une des composantes essentielles pour atteindre les objectifs de gestion durable des ressources marines. Cette collecte s'inscrit dans une logique de synergie entre la recherche et la gestion et permet de collecter des données biologiques cruciales telles que la taille, le poids, le sexe, la maturité, la fécondité, le contenu stomacal, l'estimation de l'âge, etc. sur les poissons, mais aussi des données biologiques contextuelles de l'habitat des poissons, comme les niveaux trophiques intermédiaires (zooplancton, benthos). Ces données sont nécessaires pour évaluer l'état des stocks, élaborer des modèles de gestion adaptés et des clés de compréhension des dynamiques halieutiques observées, en répondant aux exigences de la Data Collection Framework (DCF) et aux objectifs énoncés dans le Plan de Travail National (PTN).

En plus de son importance pour la gestion des ressources marines, la collecte de données biologiques revêt également un grand intérêt pour la recherche en sciences marines. Les paramètres biologiques collectés permettent de mieux comprendre les écosystèmes marins et les cycles de vie des espèces, ce qui peut être utilisé pour améliorer les connaissances en écologie marine et élaborer des modèles prédictifs. De plus, les données collectées peuvent être valorisées sous plusieurs formes au fil des années, notamment par le biais de publications scientifiques.

Pour garantir la qualité des données collectées et l'efficacité du SIH, la normalisation des mesures dans le cadre de la collecte de données biologiques est cruciale. En standardisant les paramètres biologiques collectés, les données peuvent être plus facilement comparées entre différentes saisons et régions. A ce jour, on compte, par exemple, presque 2 méthodes de mesures de tailles

différentes pour une même espèce, parmi les 37 inscrites au PTN (exemple Figure 3). La non harmonisation des méthodes de mesures rend plus difficile la valorisation des données.

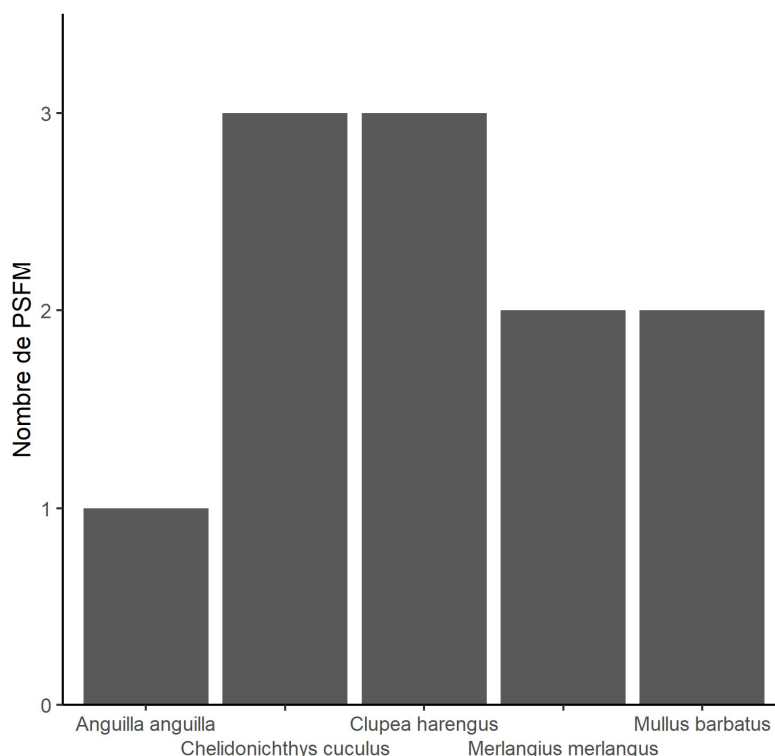


Figure 1 : Illustration du nombre de méthodes de mensuration pour quelques espèces (source : base de donnée Harmonie bf 2023)

Ce guide se veut une tentative de synthèse des écarts tolérables sur les outils de mesures utilisés tel que les balances et ichtyomètres, dans le cadre de la collecte. Il doit également servir de référence pour la métrologie des équipements que ce soit en interne (ex : activités du processus 6 ISO9001 de l'Institut) ou en externe (ex : exigence à spécifier dans les marchés). Ces tolérances sont fixées au regard des exigences du SIH et il appartient à chaque responsable de collecte autres que celle du SIH de fixer ses propres tolérances. Ainsi, un programme de recherche peut avoir des tolérances plus ou moins strictes au regard de ses objectifs ; il conviendra de les tracer dans un protocole dédié.

2.1 Les variables

Dans le contexte européen, les paramètres biologiques sont considérés comme une mesure individuelle de variables telles que la taille, le poids, le sexe, la maturité, la fécondité, le contenu stomacal et l'âge. Ces paramètres peuvent toutefois être complétés par d'autres mesures biologiques relatives à l'habitat ou aux communautés biologiques co-occurentes aux poissons. L'objectif de l'action ObsBio du SIH est de collecter, contrôler, archiver et mettre à disposition ces données (des chercheurs, experts etc.). Depuis 2022, l'historique des données de cette action est stocké dans la base nationale du SIH appelée Harmonie. Cette base de données vise à intégrer les données de toutes les actions du SIH ainsi que, progressivement, les données halieutiques provenant de diverses activités (ex : programme de recherche). Les variables collectées, notamment les paramètres biologiques, sont décrites en Paramètre Support Fraction Méthode (PSFM) pour être intégrées dans cette base de données Harmonie.

Ce formalisme décompose la variable pour éviter les erreurs d'analyses. Exemple de la taille :

Paramètre	Support	Fraction	Méthode
Longueur à la fourche (LF)	Individu	Totale	Mesure au cm par un observateur

Cependant, ce document ne traite pas de toutes les métadonnées associées aux mesures individuelles - variables importantes qui sont nécessaires pour une utilisation optimale des mesures. Par exemple, il est crucial de spécifier l'échantillon, le nom scientifique de l'espèce, l'environnement de prélèvement (comme la zone CIEM), le contexte (tel que la campagne scientifique), ainsi que la date d'échantillonnage. Des PSFMs qualitatifs, tels que la présentation de l'échantillon sous forme de liste à choix, sont gérés dans des référentiels issus de la base. Tous les PSFMs disponibles sur le site du SIH sont accessibles aux personnes de l'Ifremer <https://sih.ifremer.fr/privé/Acces-aux-donnees/Extractions/Referentiels/Tables-de-reference> (Erreur ! Source du renvoi introuvable.)



Figure 2 : Illustration de l'interface web du SIH pour l'extraction des PSFMs.



Dans le contexte de projets de recherche, il est crucial de préciser un certain nombre d'éléments préalablement à la collecte de données et à leur saisie. Pour cela, il faut remplir le formulaire suivant « [Utiliser un logiciel d'acquisition de données halieutiques](#) ». L'équipe du SIH prendra alors contact avec le responsable de projet pour identifier le besoin, trouver l'outil de saisie adapté et choisir les PSFM adéquats. A l'issue du projet, cela permettra d'optimiser la valorisation des données.

2.2 La mensuration des individus

La taille d'un individu est le paramètre biologique principal collecté en association avec d'autres paramètres tels que le poids et le sexe. Ce document a pour but de fournir des gammes de tolérance pour les mesures de taille et d'établir des normes en fonction des espèces principales. Pour obtenir des directives générales sur la méthode de mesure, il est recommandé de consulter le Guide de la mensuration des espèces en halieutique, qui couvre les poissons, mollusques, crustacés, reptiles marins et mammifères marins. Vous pouvez accéder au guide en suivant ce lien: <https://archimer.ifremer.fr/doc/00001/6237/>

La méthode de mensuration d'un individu dépend de l'espèce, de sa taille maximale (longueur à l'infini Linf [Von Bertalanffy model (1938)]) voire de la précision requise pour l'étude et de sa présentation (ex : certains grands pélagiques sont débarqués étêtés). Les espèces dites « petites » (Linf < 30 cm) nécessitent des mesures plus précises car de petites variations de taille peuvent avoir un impact important sur les inférences d'autres paramètres biologiques tels que la maturité

sexuelle, l'âge etc. obtenus par des relations biométriques. En général, les tolérances d'erreur suivantes sont acceptées : de 1 à 5 mm pour les espèces de petite taille et de 1 à 2 cm pour les espèces plus grandes ($L_{inf} > 30$ cm). Pour garantir la fiabilité des mesures, des tolérances d'erreur appropriées doivent être appliquées en fonction de chaque espèce.



En général, une seule mesure de taille pour un individu est requise. Cependant, dans des cas particuliers, tels que la mise à jour des coefficients de relation taille-taille (RTT), des mesures supplémentaires peuvent être nécessaires. Cela permettra par exemple de convertir la mesure standard d'un individu, en une mesure de la longueur totale par rétro calcul (Figure 3).

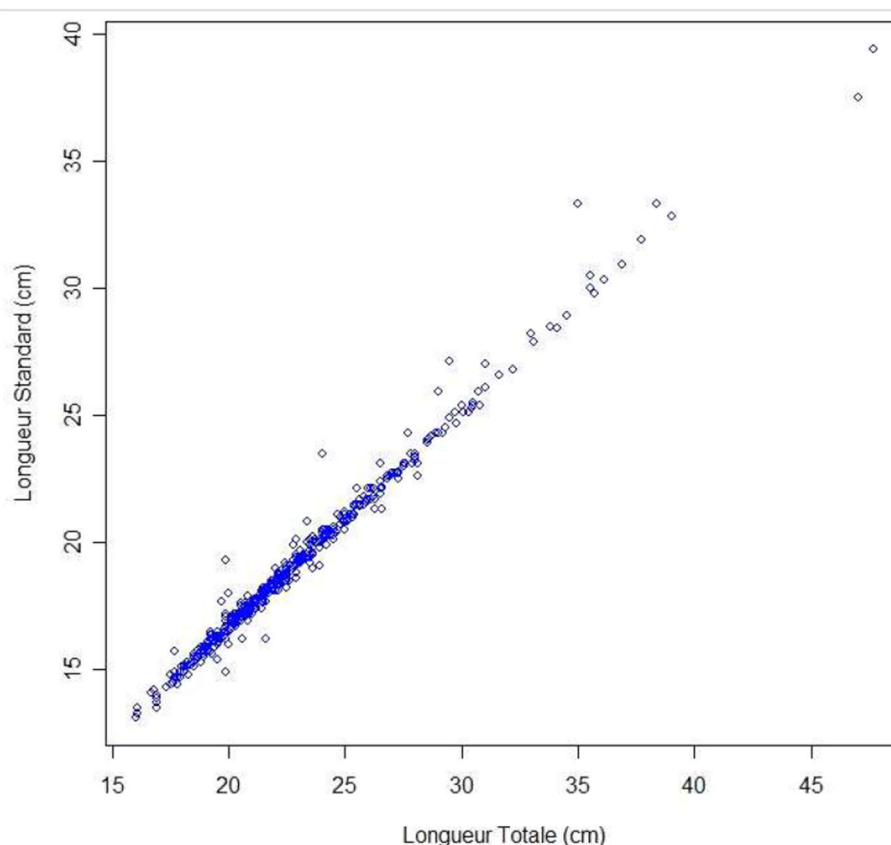


Figure 3 : exemple de relation taille/taille RTT pour (Romdhani et al.2016)

En pratique, il existe une liste de 37 espèces, à la date de parution de ce guide, suivies chaque année dans le cadre de la DCF et qui sont inscrites au PTN. Des mesures ont été sélectionnées pour ces espèces, avec un seuil de tolérance acceptable. (cf annexe Indicateurs de tailles : tableaux de référence)

2.3 La pesée d'un individu

Le poids d'un individu est un autre paramètre biologique très souvent mesuré en conjonction avec d'autres paramètres tels que la taille et le sexe. Bien que la taille soit souvent considérée comme l'indicateur le plus important, le poids est également un facteur clé généralement pris en compte dans les études biologiques des espèces. A partir des relations taille/poids des individus, des indices de condition (K) peuvent être calculés, selon le sexe et le groupe d'âge, informatifs sur leur

état de santé. L'objectif de ce document est de fournir des gammes de tolérance pour les mesures de poids et d'établir des normes en fonction des principales espèces.

La méthode de mesure du poids d'un individu dépend de l'espèce, de sa taille/poids maximaux et de la précision requise pour l'étude. Les espèces plus petites (Linf < 30 cm) nécessitent des mesures plus précises car de petites variations de poids peuvent avoir un impact important sur leur biologie. En général, les tolérances d'erreur suivantes sont acceptées : de 1 à 5 g pour les espèces de petite taille et de 10 grammes à 500 g pour les espèces plus grandes (Linf >30 cm). Pour garantir la fiabilité des mesures, des tolérances d'erreur appropriées doivent être appliquées en fonction de chaque espèce.



Il est essentiel de suivre les recommandations du fabricant pour étalonner et calibrer votre balance ou votre peson. De plus, il est indispensable d'utiliser un équipement adapté à la situation sur le terrain, comme une balance à compensation de houle en mer.



En règle générale, une seule mesure de poids pour un individu est suffisante. Toutefois, dans certaines circonstances particulières, telles que la mise à jour des coefficients de la relation poids-poids (RPP), des mesures supplémentaires peuvent être nécessaires. Cela peut permettre de convertir par exemple un poids éviscéré en un poids plein.

Relation poids total - poids vide du Vivaneau la flamme
Corrélation = 0.99

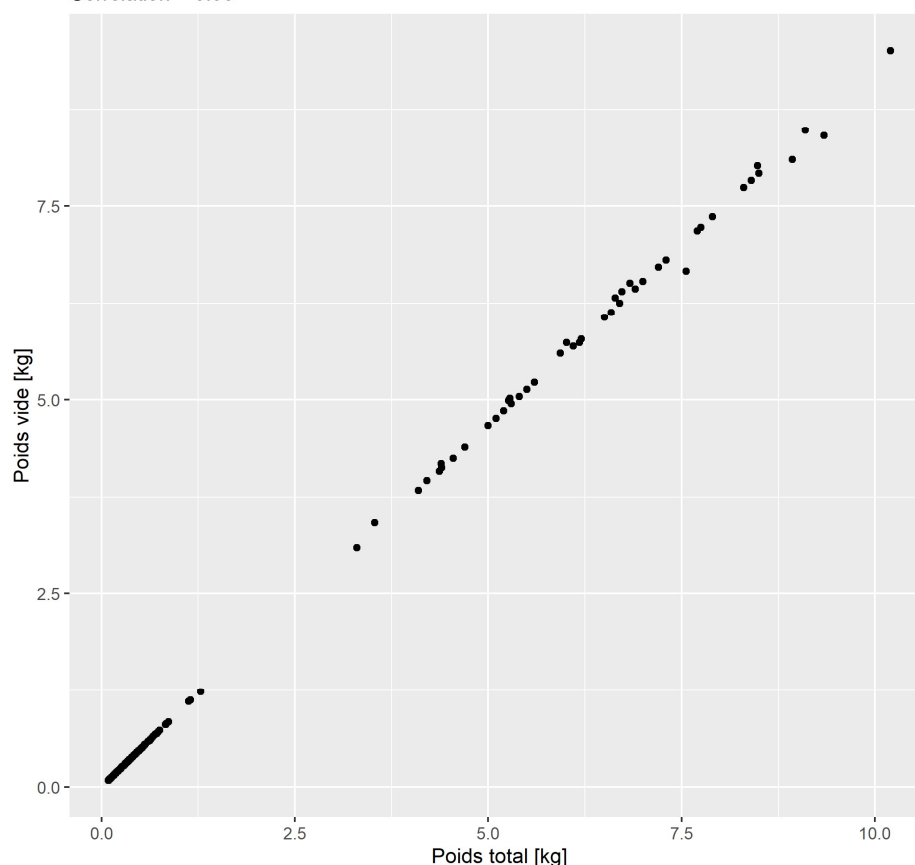


Figure 4 : exemple de relation poids/poids RPP (Roos et al.2022).

Dans le cadre de la DCF, le poids total du poisson est mesuré, avec une limite de tolérance acceptable pour chaque espèce analysée qui est fourni dans l'annexe Indicateurs de poids :

tableaux de référence. Selon la méthode d'échantillonnage, il est possible que le poisson soit présenté sous une forme modifiée (par exemple vidé, tête enlevée ou queue coupée). Il est important de saisir cette présentation dans le logiciel de saisie. Il est également utile de vérifier s'il existe des coefficients de conversion poids-poids pour permettre une conversion précise.



Dans la base Harmonie, tous les poids sont exprimés en kilogramme. Néanmoins les outils de saisie connectés à Harmonie peuvent permettre la saisie dans d'autres unités, à l'image du logiciel Allegro campagne qui permet la saisie en gramme avec une précision au décigramme.

Le PSFM usuel pour la mesure du poids à l'Ifremer ayant vocation à intégrer Harmonie est décomposé comme suit :

Paramètre	Support	Fraction	Méthode
Poids kg	Individu	Totale	Mesure par un observateur

2.4 La pesée des gonades et du foie

En prélevant les gonades d'un individu, nous pouvons calculer le rapport gonado-somatique (RGS) en divisant leur poids par le poids total de l'individu, ce qui permet de connaître la période de ponte et sa durée tout au long de l'année. De même, le poids du foie de l'individu peut être mesuré pour évaluer la condition physiologique et l'embonpoint de l'individu en calculant le rapport hepato-somatique (RHS), qui divise le poids du foie par le poids total de l'individu. Pour obtenir des résultats précis, il est important d'utiliser une balance au milligramme ou au gramme, en fonction de l'espèce et de la limite de tolérance, et de la vérifier voire calibrer régulièrement. Bien que le poids des gonades et du foie ne soit pas une donnée requise pour les 37 espèces suivies et inscrites au PTN dans le cadre de la DCF, ces poids sont souvent utilisés dans les projets de recherche avec une limite de tolérance acceptable pour chaque espèce analysée. (cf annexe Indicateurs de poids : tableaux de référence)

Le PSFM usuel pour la mesure du poids des gonades à l'Ifremer ayant vocation à intégrer Harmonie est décomposé comme suit :

Paramètre	Support	Fraction	Méthode
Poids (kg)	Individu	Gonades	Mesure par un observateur

3 Mesures complémentaires sur l'échantillon

3.1 L'utilisation de la circonférence et de la largeur du corps des poissons

Ces mesures fournissent des informations complémentaires sur la morphologie d'un individu. Les mesures du tour du corps sont prises habituellement à deux endroits: au niveau des opercules pour assurer une homogénéité des mesures et à l'endroit où le tour est le plus important. Un mètre ruban sera utilisé pour prendre la mesure avec précision, en s'assurant que le ruban reste droit et que la mesure est prise du même côté à chaque fois. Concernant la largeur du poisson, une mesure est généralement effectuée au niveau de la pointe des opercules, à l'aide d'un pied à coulisse sans appliquer de pression (Figure 5 & Figure 6).

Le millimètre est l'unité de référence pour ce type de mesure la tolérance de la mesure est habituellement de 5 millimètre (mètre ruban classe 1). Un pied à coulisse d'une précision de 50/100ème est utilisable (0,5mm de précision).



Figure 5: Illustration de la mesure du tour du corps (Cresson et al.2016).



Figure 6: Illustration de la mesure de la largeur (Cresson et al.2016).

3.2 Mesures du diamètre de la gueule des poissons

Le diamètre de la gueule est un paramètre important chez les poissons prédateurs. Pour mesurer ce paramètre, des cônes tronqués de différents diamètres sont insérés dans la gueule du poisson. Le diamètre maximal de l'ouverture de la gueule est mesuré à l'aide des cercles concentriques présents sur le cylindre (Figure 7). Ces cercles doivent faire l'objet d'un contrôle régulier au pied à coulisse pour vérifier qu'il n'y a pas d'usure trop importante pouvant provoquer un biais de plus de 2%.



Figure 7 : Illustration de mesure du diamètre de la gueule (Cresson et al.2016).

3.3 Mesures du diamètre de l'œil des poissons

De même, le diamètre de l'œil peut également être considéré comme indicateur trophique ou relation direct avec la taille du poisson comme pour les anguilliformes pour qui il est difficile de mesurer la longueur totale (Figure 8). Si la rotondité de l'œil n'est pas certaine, il est préférable de mesurer séparément la plus grande hauteur et la plus grande largeur en millimètre. Une tolérance de 2% de la mesure est tolérée.



Figure 8 : Illustration de la mesure de l'œil (Cresson et al.2016).



Pour mesurer le diamètre de l'œil, la dissymétrie entre les deux côtés du poisson doit être prise en compte en mesurant les deux yeux et analysé statistiquement de même que l'axe de prise de mesure.

4 Mesure complémentaire a partir d'images

Les mesures réalisées sur des images, qu'elles soient effectuées automatiquement ou non, ont une importance cruciale dans de nombreux domaines.

En biologie marine, les mesures sont souvent effectuées sur des images d'organismes ou de parties d'organismes tels que les pièces calcifiées chez les poissons, les coquilles de mollusques ou les squelettes de coraux. Ces mesures sont importantes pour identifier les différentes espèces et comprendre leur biologie. Par exemple, mesurer la longueur, la largeur et la surface des pièces calcifiées (ex : otolithes chez les poissons) peut aider à identifier les différentes espèces. D'autre part l'imagerie et les mesures réalisées à partir d'images d'individus ou de communautés entières d'invertébrés marins sont important pour contextualiser l'habitat et le champ trophique des poissons (zooplancton pour les poissons pélagiques, Grandrémy *et al.*, 2023, et benthos pour les poissons démersaux REF).

Afin de garantir la précision des mesures effectuées sur les images, il est essentiel de suivre des bonnes pratiques spécifiques. Idéalement, les images devraient être prises sur un fond uniforme, ce qui facilite l'identification et la mesure des différentes parties de l'objet ou de la structure en question. De plus, il est crucial d'utiliser des images calibrées avec une résolution adéquate, comme expliqué en détail dans les pages suivantes. En respectant ces recommandations, les mesures effectuées sur les images peuvent fournir des données normalisées et, dans certains cas, être automatisées. (Voir pages suivantes pour le détail).

Ces guides recensent des indications concordantes à prendre en compte ce que l'on appelle la normalisation:

- assurer que l'image permettra toujours une mesure postérieure en incluant une référence incrustée, telle qu'une barre de calibration, une règle graduée, un quadrillage normé ou des métadonnées intégrées dans le format de l'image (Tiff, CZI...);
- positionner l'échantillon sur un fond d'image contrasté pour faciliter sa dissociation avec le support ;

- normaliser la position de l'échantillon sur l'espace de prise de vue par convention ;
- utiliser un éclairage homogène et ajusté pour éviter les ombres et les zones surexposées ;
- inclure l'identifiant de l'échantillon dans l'image ou dans son nom pour faciliter l'association avec les données correspondantes.

Ces recommandations s'appliquent aussi bien pour l'imagerie de macro organismes, que pour l'imagerie de pièces et/ou organes de petites tailles ou d'organismes microscopiques. Il existe plusieurs guides pour l'acquisition normalisée et l'analyse d'images en fonction de l'échantillon et des thèmes abordés à l'Ifremer ou dans les groupes de travail spécialisés (Cresson *et al.* 2016 ; Elleboode *et al.* 2022 ; Oudard *et al.* 2012 ; Le Meleder *et al.* 2012 ; Ices SmartDots User Manual 2023, WGALES 2022 ; Gorsky *et al.*, 2010).

En fonction de la nature des échantillons à imager et mesurer, de nombreux paramètres peuvent varier, tels que la résolution, la profondeur de champ, la durée d'exposition, etc. De même, l'utilisation d'outils incorporés dans les logiciels adaptés pour l'acquisition et le traitement d'images auront un impact, tels que le zoom numérique, la correction de la distorsion, la suppression du bruit et la fusion d'images. L'éventuel algorithme de détection de formes, peut avoir un impact important sur la qualité et la répétabilité des mesures obtenues. Une vérification occasionnelle ou systématique des résultats de l'analyse par imagerie, et une estimation des erreurs d'identification ou de mesure, sont donc également bien souvent recommandés pour qualifier scientifiquement les données issues de techniques d'imagerie (Gorsky *et al.*, 2010).

Afin de garantir la qualité des mesures et d'obtenir une vérification d'un indice d'erreur, voici une liste de contrôles pouvant être mis en place :

- effectuer des mesures en duplicat ou triplicat pour évaluer la répétabilité des résultats ;
- réaliser une analyse de l'incertitude de mesure pour estimer l'erreur associée aux résultats ;
- contrôler la qualité de l'image avant et après le traitement ;
- documenter toutes les étapes de la mesure, y compris les méthodes de traitement d'images utilisées, pour associer un enregistrement des étapes de la génération de la donnée aux images de travail ;
- utiliser des échantillons de référence ou étalon de mesure pour calibrer les mesures.

De la même manière, si une série de mesures doit être interrompue puis reprise avec un capteur d'imagerie différent, quelle qu'en soit la raison (panne, obsolescence, ou mise à niveau technique), une étude de comparaison ou benchmarking est fortement recommandée afin d'évaluer et quantifier les éventuels biais instrumentaux (Grandrémy *et al.*, 2023b) générés par le changement de méthode ou d'outil.

4.1 Normalisation du champ d'acquisition d'images en sclérochronologie

Depuis 2008, l'usage d'images pour estimer l'âge des individus est devenu de plus en plus fréquent et standardisé au fil du temps. En 2022, le processus ObsBio a été intégré dans un flux de travail standardisé comprenant une série de logiciels pour l'acquisition, le contrôle et d'estimation de l'âge (Elleboode *et al.*, 2022 ; Elleboode *et al.*, 2023). Dans le but de standardiser la capture d'images pour l'estimation de l'âge et faciliter le travail des futurs algorithmes de deep learning (Andrialovanirina *et al.*, 2023), une normalisation des champs d'images acquises a été mise en place. Cette normalisation permet aussi d'habituer l'œil de l'expert à un champ d'image spécifique

pour éviter les biais d'interprétation induits par un grossissement inadapté à la taille de la pièce calcifiée (WKARHOM3 2018). La précision des mesures des rayons d'anneaux de croissances pour l'estimation d'âge en année est de **0,05** millimètre, pour d'autres analyses journalier par exemple une précision de **50** microns est préférable. (cf annexe Mesure normalisée des champs de vision caméra pour l'évaluation de l'âge des pièces calcifiées de référence)

4.2 L'imagerie du zooplancton pour l'analyse semi-automatisée des oeufs de poissons et des champs trophiques pélagiques: ZooScan et ZooCAM

L'analyse des oeufs de poissons

Les oeufs de poissons sont une série de paramètres biologiques conventionnée DCF pour plusieurs campagnes, par exemple PELGAS dans le Golfe de Gascogne et IBTS en Manche Orientale et Mer du Nord. Les oeufs de poissons sont collectés en continu à l'aide d'une pompe de coque (CUFES, PELGAS, Doray *et al.*, 2018) ou au filet (IBTS, REF). Dans le passé, les œufs étaient ensuite identifiés, stadés (PELGAS) et comptés à l'aide d'une loupe binoculaire à bord du navire (PELGAS) ou a terre après la campagne (IBTS). La nécessité d'optimiser les coûts et le temps de ces analyses, concomitante à la raréfaction d'experts taxonomistes qualifiés (départs en retraite) à conduit à l'adoption puis au développement spécifique de méthodes basées sur des instruments d'imagerie, nommément le ZooScan (Gorsky *et al.*, 2010) et le ZooCAM (Colas *et al.*, 2018).

L'analyse du zooplancton

Le Zooplancton est collecté et analysé sur les campagnes halieutiques depuis parfois plusieurs décennies (IBTS 30 ans, PELGAS 23 ans, PELMED 7 ans, EVHOE 9 ans, CGFS 9 ans). Ce paramètre biologique n'est toutefois pas encore conventionné DCF bien que des recommandations de groupes de travail CIEM se multiplient (WGALES 2022, MEDIAS 2021, 2022, 2023, WGACEGG 2021, 2022).

Ces deux instruments doivent obligatoirement permettre l'identification taxonomique des œufs de poisson et des organismes du zooplancton à un niveau de détail suffisant pour répondre aux attendus de la DCF et aux questions scientifiques relatives aux relations plancton poissons. L'imagerie permettant également la mesure de la taille des organismes et de traits écologiques (Oreinstein *et al.*, 2023), ces instruments doivent renseigner précisément et de manière répétable la taille et les traits écologiques étudiés. Enfin, ces deux instruments, utilisés alternativement ou conjointement, doivent aussi être interopérables pour assurer une continuité des séries et une interopérabilité des données, de manière quantitative, notamment pour le calcul des abondances.

Aspects techniques imagerie:

Comme souligné précédemment la qualité des images repose sur un système d'illumination suffisamment stable et puissant associé à un fond d'image homogène et contrasté (par rapport aux objets d'intérêt) pour générer des images brutes où les objets d'intérêt sont facilement différenciables du fond de l'image. Le ZooScan utilise un éclairage planaire en lumière blanche, sur fond noir. Le ZooCAM utilise une LED rouge collimatée, en mode pulsée. Les deux dispositifs d'éclairage permettent d'obtenir des images des objets d'intérêt suffisamment contrastées pour un traitement et une identification efficace, et sont réglés par les fournisseurs et développeurs. Ces dispositifs d'éclairage sont fonctionnels, adaptés à leur usage et n'ont pas vocation à être réglés ni modifiés par les utilisateurs au cours de la durée de vie de l'instrument sauf en cas de panne.

Mise au point - gestion de la netteté

Le ZooScan n'a pas de dispositif de réglage de la mise au point. La mise au point s'opère automatiquement en s'assurant que les objets à imager sont positionnés au contact de la vitre du scanner sous quelques mm d'eau. Si certains objets flottent en surface, il est nécessaire de les faire couler manuellement, jusque sur la vitre du scanner pour qu'ils soient imagés 'au point'. La netteté des images dépend aussi de l'horizontalité et de la stabilité du ZooScan. L'instrument doit être mis au niveau horizontal avec un niveau à bulles et impérativement dans un environnement exempt de vibrations. Le ZooCAM dispose d'un dispositif de mise au point manuel. La mise au point se fait en ajustant la position de la cellule entre l'éclairage et le capteur (caméra) à l'aide de 3 vis. L'estimation de la mise au point est visuelle, et se fait selon processus essai-erreur, jusqu'à ce que les objets soient correctement imagés, à l'appréciation des opérateurs.

Les deux instruments ont une résolution similaire (10.56 $\mu\text{m}/\text{pixel}$ et 10.3 $\mu\text{m}/\text{pixel}$, pour le ZooScan et le ZooCAM, respectivement), qui permet d'imager et d'identifier des objets entre 0.3 et 3.39 mm de manière interopérable (Grandrémy *et al.*, 2023b). Cet intervalle de taille est adéquat pour les oeufs de poissons, et le grand mésozooplancton. Le ZooScan est toutefois plus adapté à l'imagerie des grands objets (> 2.5 mm) qui peuvent parfois n'être que partiellement imagés avec le ZooCAM en raison de la nature dynamique de la capture d'images et de la taille du champs de vue dans la cellule optique (Colas *et al.*, 2018 ; Grandrémy *et al.*, 2023a).

Aspect techniques : identification automatique et validation taxonomique

Les deux instruments sont pilotés par des logiciels dédiés, différents, mais qui proposent sensiblement les mêmes fonctionnalités, en terme de sorties d'analyse, et de pipeline de traitement des sorties. Typiquement ces sorties s'organisent en un lot d'images d'objets individuel associés à un fichier texte contenant des métadonnées (échantillon : stations, coordonnées géographique de la station, etc ; réglages de l'acquisition des images ; traitements des images) et des données associées à chaque objet imagé (taille et autres descripteurs morphométriques), par échantillon. Il est impératif dans le cas des deux instruments de s'assurer de la sauvegarde de ces 2 types de sorties, pour pouvoir générer des données utilisables scientifiquement. Ces données scientifiques s'obtiennent en dépouillant (tri et comptages taxonomiques) les lots d'images à l'aide d'outil d'apprentissage machine (autrement appelé machine learning).

Outils d'apprentissage machine et de tri

Le logiciel qui pilote le ZooCAM comprend un module d'apprentissage automatique qui permet de traiter directement les sorties (tri des images et des données associées). Au contraire, les sorties du ZooScan doivent être traitées avec l'application web Ecotaxa (Picheral *et al.*, 2017). Les sorties du ZooScan sont toutefois formatés pour être importées directement dans Ecotaxa sans manipulation supplémentaire.

Dans les deux cas, l'opérateur doit générer ou utiliser un jeu de données d'apprentissage, ou training set, qui permet à un algorithme d'apprentissage machine, ou classifieur, de créer un modèle de tri. Le training set se compose d'images et leurs données associées triées en groupes taxonomiques par un taxonomiste expérimenté. C'est une sorte « d'exemple » fourni au classifieur. Le détail taxonomique de ce training set va directement impacter le tri final du jeu de vignettes « échantillons » non encore identifiés. L'application d'un classifieur à un jeu de vignettes non

identifié est appelé tri automatique, ou prédiction. La finesse du tri automatique dépend donc du training set utilisé, et de l'aptitude au tri de l'opérateur. Notez ici que le tri automatique n'est jamais parfait, comporte des erreurs, qui sont quantifiables et corrigibles. Le tri automatique peut être considéré comme une étape intermédiaire facilitée par les outils d'apprentissage machine. Pour une ligne de base des caractéristiques du training set adapté aux données d'imagerie du zooplancton, se référer à Gorsky *et al.*, 2010. Simplement, il n'est pas nécessaire de créer ou d'utiliser des training set ayant plus d'une trentaine de catégories, et chaque catégorie doit contenir au moins 300 à 400 objets. Pour une revue systématique, le lecteur peut se référer à Irisson *et al.*, 2022. Dans tous les cas, si le temps le permet, ces deux auteurs recommandent de procéder à une étape d'évaluation-correction/validation du tri automatique.

Validation experte

La validation experte suit l'étape de tri automatique, et permet de générer des données scientifiquement exploitables. Elle consiste en une inspection visuelle de tous les objets identifiés automatiquement, et en validation explicite, individuelle, ou une correction, individuelle elle aussi, du tri automatique. La validation experte peut aussi être l'occasion d'un raffinement du tri automatique : par exemple les organismes triés automatiquement dans une catégorie peuvent être dispatchés dans des catégories taxonomiques plus fines, si discernables par le taxonomiste en charge de la validation. Cette étape, bien que chronophage et parfois source d'erreurs (Culverhouse, 2014), permet la qualification des données issues de l'imagerie pour une utilisation scientifique.

Annexes

Tolérances de mesure et les outils de mesure : classes et précisions

Les tolérances de mesure indiquent à quel point les résultats d'une mesure peuvent varier par rapport à la valeur réelle. Les outils de mesure peuvent être classés en différentes catégories en fonction de leur précision et de leur utilisation. Plus la classe est élevée, plus l'outil est précis.

Par exemple, en métrologie (la science des mesures), on utilise généralement les classes suivantes :

Classe I : Très haute précision,

Classe II : Haute précision,

Classe III : Précision moyenne,

Classe IV : Précision inférieure.

L'étalonnage

L'étalonnage permet de vérifier si l'instrument de mesure fournit des résultats fiables et précis en le comparant à un standard de mesure reconnu pour sa stabilité et son exactitude. Si des différences sont identifiées lors du processus d'étalonnage, des ajustements peuvent être apportés à l'instrument pour corriger les erreurs de mesure.

L'incertitude de l'étalon, également connue sous le nom d'"incertitude de mesure", est une composante clé de l'étalonnage. Elle représente l'estimation de l'écart entre le résultat de mesure fourni par l'étalon de référence et la valeur réelle (la "vraie" valeur) de la grandeur à mesurer. L'incertitude exprime ainsi la confiance que l'on peut accorder à la mesure effectuée avec l'instrument étalonné.

Erreur Maximale Tolérée EMT

L'erreur maximale tolérée d'un outil de mesure est la plus grande valeur d'écart ou de différence acceptable entre la mesure effectuée par cet outil et la vraie valeur de la grandeur à mesurer. En d'autres termes, c'est la limite d'erreur admissible pour que la mesure soit considérée comme acceptable dans un contexte donné. Lorsque vous effectuez une mesure avec un outil, il est presque inévitable que l'écart entre la valeur mesurée et la vraie valeur puisse exister. Cette différence est due à divers facteurs, tels que l'imperfection de l'outil, les variations de température, l'usure de l'instrument, etc. Pour garantir que les mesures restent dans des limites acceptables, les fabricants spécifient généralement une erreur maximale tolérée pour leurs instruments de mesure. Cette erreur est souvent exprimée en pourcentage de la pleine échelle de l'instrument ou en unités de mesure absolues.

Par exemple, un thermomètre avec une erreur maximale tolérée de ± 1 °C signifie que la mesure réelle peut varier de plus ou moins 1 °C par rapport à la vraie température. Lorsqu'un outil de mesure dépasse l'erreur maximale tolérée ou n'est plus capable de fournir des mesures précises, il est généralement temps de le recalibrer ou de le remplacer.

Le recalibrage consiste à ajuster l'outil pour corriger ses erreurs et le ramener dans les spécifications de précision requises. Il est essentiel de connaître l'Erreur Maximale Tolérée (EMT) de l'outil de mesure utilisé pour s'assurer que les résultats obtenus sont fiables et pertinents. Les

erreurs de mesure peuvent varier selon les applications et les exigences spécifiques. Par conséquent, il est important de choisir le bon outil de mesure en fonction des besoins et de l'importance de la précision dans chaque situation.

Vous pouvez consulter cette page pour obtenir un exemple précis et illustré : <https://www.process-instruments.ma/post/comment-se-fixer-des-tol%C3%A9ances-sur-les-pes%C3%A9es>

L'équipe du processus P6 (Exploiter, maintenir, développer les moyens expérimentaux et maîtriser les appareils de mesure) de L'Ifremer est là pour vous aider, orienter sur ces spécifications (<https://www.process-instruments.ma/post/comment-se-fixer-des-tol%C3%A9ances-sur-les-pes%C3%A9es>).

Indicateurs de tailles : tableaux de référence.

Classification	Espèces	Erreur Maximale Tolérée pour la mesure de taille	PSFM souhaitable (DCF)
Argentimaculatus (Clupeiformes)	Engraulis encrasicolus	0,5 cm	Longueur totale (LT) - cm - individu - totale - Mesure au 1/2 cm par un observateur
Argentimaculatus (Clupeiformes)	Sardina pilchardus	0,5 cm	Longueur totale (LT) - cm - individu - totale - Mesure au 1/2 cm par un observateur
Argentimaculatus (Clupeiformes)	Sprattus sprattus	0,5 cm	Longueur totale (LT) - cm - individu - totale - Mesure au 1/2 cm par un observateur
Argentimaculatus (Clupeiformes)	Clupea harengus	0,5 cm	Longueur totale (LT) - cm - individu - totale - Mesure au 1/2 cm par un observateur
Pleuronectiformes	Solea solea	1cm	Longueur totale (LT) - cm - individu - totale - Mesure au cm par un observateur
Pleuronectiformes	Pleuronectes platessa	1cm	Longueur totale (LT) - cm - individu - totale - Mesure au cm par un observateur
Pleuronectiformes	Glyptocephalus cynoglossus	1cm	Longueur totale (LT) - cm - individu - totale - Mesure au cm par un observateur
Pleuronectiformes	Lepidorhombus whiffiagonis	1cm	Longueur totale (LT) - cm - individu - totale - Mesure au cm par un observateur
Pleuronectiformes	Scophthalmus maximus	1cm	Longueur totale (LT) - cm - individu - totale - Mesure au cm par un observateur
Pleuronectiformes	Scophthalmus rhombus	1cm	Longueur totale (LT) - cm - individu - totale - Mesure au cm par un observateur
Pleuronectiformes	Limanda limanda	1cm	Longueur totale (LT) - cm - individu - totale - Mesure au cm par un observateur
Gadiformes	Gadus morhua	1cm	Longueur totale (LT) - cm - individu - totale - Mesure au cm par un observateur
Gadiformes	Molva molva	1cm	Longueur totale (LT) - cm - individu - totale - Mesure au cm par un observateur
Gadiformes	Molva dypterygia	1cm	Longueur totale (LT) - cm - individu - totale - Mesure au cm par un observateur
Gadiformes	Pollachius pollachius	1cm	Longueur totale (LT) - cm - individu - totale - Mesure au cm par un observateur
Gadiformes	Pollachius virens	1cm	Longueur totale (LT) - cm - individu - totale - Mesure au cm par un observateur
Gadiformes	Phycis blennoides	1cm	Longueur totale (LT) - cm - individu - totale - Mesure au cm par un observateur

Gadiformes	Merluccius merluccius	1cm	Longueur totale (LT) - cm - individu - totale - Mesure au cm par un observateur
Gadiformes	Merlangius merlangus	1cm	Longueur totale (LT) - cm - individu - totale - Mesure au cm par un observateur
Perciformes	Dicentrarchus labrax	1cm	Longueur totale (LT) - cm - individu - totale - Mesure au cm par un observateur
Perciformes	Chelidonichthys cuculus	1cm	Longueur totale (LT) - cm - individu - totale - Mesure au cm par un observateur
Perciformes	Sparus aurata	1cm	Longueur totale (LT) - cm - individu - totale - Mesure au cm par un observateur
Perciformes	Pagellus bogaraveo	1cm	Longueur totale (LT) - cm - individu - totale - Mesure au cm par un observateur
Perciformes	Mullus barbatus	0,5 cm	Longueur totale (LT) - cm - individu - totale - Mesure au 1/2 cm par un observateur
Perciformes	Mullus surmuletus	0,5 cm	Longueur totale (LT) - cm - individu - totale - Mesure au 1/2 cm par un observateur
Scombriformes	Thunnus alalunga	1cm	Longueur à la fourche (LF) - cm - individu - totale - Mesure au cm par un observateur
Scombriformes	Thunnus obesus	1cm	Longueur à la fourche (LF) - cm - individu - totale - Mesure au cm par un observateur
Scombriformes	Thunnus albacares	1cm	Longueur à la fourche (LF) - cm - individu - totale - Mesure au cm par un observateur
Scombriformes	Istiophorus platypterus	1cm	Longueur à la fourche (LF) - cm - individu - totale - Mesure au cm par un observateur
Scombriformes	Kajikia audax	1cm	Longueur à la fourche (LF) - cm - individu - totale - Mesure au cm par un observateur
Perciformes	Argyrosomus regius	1cm	Longueur totale (LT) - cm - individu - totale - Mesure au cm par un observateur
Lophiiformes	Lophius budegassa	1cm	Longueur totale (LT) - cm - individu - totale - Mesure au cm par un observateur
Lophiiformes	Lophius piscatorius	1cm	Longueur totale (LT) - cm - individu - totale - Mesure au cm par un observateur
Xiphiiformes	Xiphias gladius	1cm	Longueur cleithrum quille (LCK) - cm - individu - Cleithrum-quille - Mesure au cm par un observateur
Decapoda	Homarus gammarus	0,5 cm	Longueur céphalothoracique (LC) - mm - individu - céphalothorax - Mesure au mm par un observateur
Istiophoriformes	Coryphaena hippurus	1cm	Longueur à la fourche (LF) - cm - individu - totale - Mesure au cm par un observateur
Istiophoriformes	Istiompax indica	1cm	Longueur à la fourche (LF) - cm - individu - totale - Mesure au cm par un observateur

Indicateurs de poids : tableaux de référence.

Classification	Espèces	Erreur Maximale Tolérée pour la mesure du poids gramme	PSFM souhaitable (DCF)
Argentimaculatus (Clupeiformes)	Engraulis encrasicolus	1	Poids - kg - individu - totale - Mesure par un observateur
Argentimaculatus (Clupeiformes)	Sardina pilchardus	1	
Argentimaculatus (Clupeiformes)	Sprattus sprattus	1	
Argentimaculatus (Clupeiformes)	Clupea harengus	1	
Pleuronectiformes	Solea solea	1	
Pleuronectiformes	Pleuronectes platessa	1	
Pleuronectiformes	Glyptocephalus cynoglossus	1	
Pleuronectiformes	Lepidorhombus whiffiagonis	1	
Pleuronectiformes	Scophthalmus maximus	1	
Pleuronectiformes	Scophthalmus rhombus	1	
Pleuronectiformes	Limanda limanda	1	
Gadiformes	Gadus morhua	1	
Gadiformes	Molva molva	1	
Gadiformes	Molva dypterygia	1	
Gadiformes	Pollachius pollachius	1	
Gadiformes	Pollachius virens	1	
Gadiformes	Phycis blennoides	1	
Gadiformes	Merluccius merluccius	1	
Gadiformes	Merlangius merlangus	1	

Perciformes	Dicentrarchus labrax	1
Perciformes	Chelidonichthys cuculus	1
Perciformes	Sparus aurata	1
Perciformes	Pagellus bogaraveo	1
Perciformes	Mullus barbatus	1
Perciformes	Mullus surmuletus	1
Scombriformes	Thunnus alalunga	500
Scombriformes	Thunnus obesus	500
Scombriformes	Thunnus albacares	500
Scombriformes	Istiophorus platypterus	500
Scombriformes	Kajikia audax	500
Perciformes	Argyrosomus regius	1
Lophiiformes	Lophius budegassa	1
Lophiiformes	Lophius piscatorius	1
Xiphiiformes	Xiphias gladius	500
Decapoda	Homarus gammarus	1
Istiophoriformes	Coryphaena hippurus	500
Istiophoriformes	Istiompax indica	500

Classification	Espèces	Tolérance de la mesure du poids des gonades en gramme	PSFM souhaitable	Tolérance de la mesure du poids du foie en gramme
Argentimaculatus (Clupeiformes)	Engraulis encrasicolus	0,01	Poids - kg - individu - Gonades - Mesure par un observateur	0,01
Argentimaculatus (Clupeiformes)	Sardina pilchardus	0,01		0,01
Argentimaculatus (Clupeiformes)	Sprattus sprattus	0,01		0,01
Argentimaculatus (Clupeiformes)	Clupea harengus	0,01		0,01
Pleuronectiformes	Solea solea	0,01		0,01
Pleuronectiformes	Pleuronectes platessa	0,01		0,01
Pleuronectiformes	Glyptocephalus cynoglossus	0,01		0,01
Pleuronectiformes	Lepidorhombus whiffiagonis	0,01		0,01
Pleuronectiformes	Scophthalmus maximus	0,01		0,01
Pleuronectiformes	Scophthalmus rhombus	0,01		0,01
Pleuronectiformes	Limanda limanda	0,01		0,01
Gadiformes	Gadus morhua	0,01		0,01
Gadiformes	Molva molva	0,01		0,01
Gadiformes	Molva dypterygia	0,01		0,01
Gadiformes	Pollachius pollachius	0,01		0,01
Gadiformes	Pollachius virens	0,01		0,01
Gadiformes	Phycis blennoides	0,01		0,01
Gadiformes	Merluccius merluccius	0,01		0,01
Gadiformes	Merlangius merlangus	0,01		0,01
Perciformes	Dicentrarchus labrax	0,01		0,01
Perciformes	Chelidonichthys cuculus	0,01	0,01	

Perciformes	<i>Sparus aurata</i>	0,01	Poids - kg - individu - Gonades - Mesure par un observateur	0,01
Perciformes	<i>Pagellus bogaraveo</i>	0,01		0,01
Perciformes	<i>Mullus barbatus</i>	0,01		0,01
Perciformes	<i>Mullus surmuletus</i>	0,01		0,01
Scombriformes	<i>Thunnus alalunga</i>	0,050		0,050
Scombriformes	<i>Thunnus obesus</i>	0,050		0,050
Scombriformes	<i>Thunnus albacares</i>	0,050		0,050
Scombriformes	<i>Istiophorus platypterus</i>	0,050		0,050
Scombriformes	<i>Kajikia audax</i>	0,050		0,050
Perciformes	<i>Argyrosomus regius</i>	0,01		0,01
Lophiiformes	<i>Lophius budegassa</i>	0,01		0,01
Lophiiformes	<i>Lophius piscatorius</i>	0,01		0,01
Xiphiiformes	<i>Xiphias gladius</i>	0,050		0,050
Decapoda	<i>Homarus gammarus</i>	0,01		0,01
Istiophoriformes	<i>Coryphaena hippurus</i>	0,050		0,050
Istiophoriformes	<i>Istiompax indica</i>	0,050	0,050	

Mesure normalisée des champs de vision caméra pour l'évaluation de l'âge des pièces calcifiées de référence

	Champs de vision bino (mm)
Micromesistius poutassou	17,42 x 13,06
Pleuronectes platessa	
Lepidorhombus whiffiagonis	14 x 10,5
Argyrosomus regius	
Melanogrammus aeglefinus	11,22 X 8,41
Pollachius pollachius	
Pollachius virens	
Gadus morhua	
Chelidonichthys cuculus	8,78 X 6,58
Molva molva	
Merlangius merlangus	
Phycis blennoides	
Trachurus trachurus	6,98 X 5,23
Clupea harengus	
Trisopterus luscus	
Engraulis encrasicolu	5,62 x 4,41
Anguilla anguilla	
Scomber scombrus	
Sardina pilchardus	
Solea solea	

5 Bibliographie

Andrialovanirina Nicolas, Hache Alizee, Mahe Kelig, Couette Sébastien, Poisson-Caillault Emilie (2023). **Automatic method to transform routine otolith images for a standardized otolith database using R.** *Cybium*, 47(1), 31-42. <https://doi.org/10.26028/cybium/2023-471-003>

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

Colas Florent, Tardivel Morgan, Perchoc Jonathan, Lunven Michel, Forest Bertrand, Guyader Gerard, Danielou Marie-Madeleine, Le Mestre Sophie, Bourriau Paul, Antajan Elvire, Sourisseau Marc, Huret Martin, Petitgas Pierre, Romagnan Jean-Baptiste (2018). **The ZooCAM, a new in-flow imaging system for fast onboard counting, sizing and classification of fish eggs and metazooplankton.** *Progress In Oceanography*, 166, 54-65. Publisher's official version : <https://doi.org/10.1016/j.pocean.2017.10.014>, Open Access version : <https://archimer.ifremer.fr/doc/00407/51833/>

Cresson Pierre, Denamiel Margaux, Rouquette Manuel, Timmerman Charles-Andre (2016). **Guide des protocoles pour la dissection et le prélèvement des échantillons en vue de l'étude des réseaux trophiques. Version 1** - Novembre 2016. Archimer Document n°46852

Culverhouse, P.F., Macleod, N., Williams, R., Benfield, M.C., Lopes, R.M., Picheral, M., 2014. **An empirical assessment of the consistency of taxonomic identifications.** *Mar. Biol. Res.* 10, 73–84. <https://doi.org/10.1080/17451000.2013.810762>

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>

Doray, M., Petitgas, P., Romagnan, J.B., Huret, M., Duhamel, E., Dupuy, C., Spitz, J., Authier, M., Sanchez, F., Berger, L., Dorémus, G., Bourriau, P., Grellier, P., Massé, J., 2018b. **The PELGAS survey: Ship-based integrated monitoring of the Bay of Biscay pelagic ecosystem.** *Prog. Oceanogr., Multidisciplinary integrated surveys* 166, 15–29. <https://doi.org/10.1016/j.pocean.2017.09.015>

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, Bled--Defruit Geoffrey, Guerinel Anais, Telliez Solene (2022). **Guide d'utilisation du logiciel ICY & Micro-Manager.** <https://doi.org/10.13155/89457>

Elleboode Romain, Le Roy Emilie, Cornou Anne Sophie, Badts Vincent, Vigneau Joel, Jadaud Angélique (2023). **Processus Obsbio dans le cadre des campagnes halieutiques.** <https://doi.org/10.13155/94104>

Elleboode Romain, Le Roy Emilie, Prigent Glenn, Cornou Anne Sophie, Badts Vincent, Gauduchon Thibault (2022). **Validation et exploration des données halieutiques dans l'application Valparaiso. Volet ObsBio .** <https://doi.org/10.13155/92258>

Gorsky, G., Ohman, M.D., Picheral, M., Gasparini, S., Stemmann, L., Romagnan, J.-B., Cawood, A., Pesant, S., García-Comas, C., Prejger, F., 2010. **Digital zooplankton image analysis using the ZooScan integrated system.** *J. Plankton Res.* 32, 285–303. <https://doi.org/10.1093/plankt/fbp124>

Grandremy, N., Romagnan, J.-B., Dupuy, C., Doray, M., Huret, M., Petitgas, P., 2023a. **Hydrology and small pelagic fish drive the spatio-temporal dynamics of springtime zooplankton assemblages over the Bay of Biscay continental shelf.** *Progress in Oceanography* 210, 102949. <https://doi.org/10.1016/j.pocean.2022.102949>

Grandremy, N., Dupuy, C., Petitgas, P., Le Mestre, S., Bourriau, P., Nowaczyk, A., Forest, B., Romagnan, J.-B., 2023b. **ACCEPTED. The ZooScan and the ZooCAM zooplankton imaging systems are intercomparable: a benchmark on the Bay of Biscay zooplankton.** *Limnology and Oceanography - Methods*

Irisson, J.-O., Ayata, S.-D., Lindsay, D.J., Karp-Boss, L., Stemmann, L., 2022. **Machine Learning for the Study of Plankton and Marine Snow from Images.** *Annual Review of Marine Science* 14, 277–301. <https://doi.org/10.1146/annurev-marine-041921-013023>

Le Meleder Anna, Sauger Carine, Dubroca Laurent (2022). **Protocole de photographie des gonades de poisson / Fish gonads' photography protocol.** RBE-HMMN-LRHPB. <https://doi.org/10.13155/89703>

Orenstein, E.C., Ayata, S., Maps, F., Becker, É.C., Benedetti, F., Biard, T., de Garidel-Thoron, T., Ellen, J.S., Ferrario, F., Giering, S.L.C., Guy-Haim, T., Hoebeke, L., Iversen, M.H., Kjørboe, T., Lalonde, J., Lana, A., Laviale, M., Lombard, F., Lorimer, T., Martini, S., Meyer, A., Möller, K.O., Niehoff, B., Ohman, M.D., Pradalier, C., Romagnan, J., Schröder, S., Sonnet, V., Sosik, H.M., Stemmann, L.S., Stock, M., Terbiyik-Kurt, T., Valcárcel-Pérez, N., Vilgrain, L., Wacquet, G., Waite, A.M., Irisson, J., 2022. **Machine learning techniques to characterize functional traits of plankton from image data.** *Limnol. Oceanogr.* 67, 1647–1669. <https://doi.org/10.1002/lno.12101>

Oudard Clemence, Elleboode Romain, Mahe Kelig (2012). **Utilisation du logiciel TNPC : Acquisition automatique d'images de pièces calcifiées à partir d'un scanner.** <https://archimer.ifremer.fr/doc/00063/17419/>

Roos David, Taconet Julien, Gentil Claire, Brisset Blandine, Evano Hugues, Aumond Yoann, Huet J, Lepetit C, Boymond-Morales R, Rungassamy T, Elleboode Romain, Mahé Kelig (2022). **Variation of the relationships between lengths and weights applied to 123 fish species observed at Réunion Island (Indian Ocean)** . *African Journal Of Marine Science* , 44(2), 171-180 . <https://doi.org/10.2989/1814232X.2022.2075936>

Picheral, M., Colin, S., Irisson, J.O., 2017. **EcoTaxa, a tool for the taxonomic classification of images.** <https://www.ecotaxa.obs-vlfr.fr>

Romdhani Ahlem, Ktari Mohamed-Hedi, Dufour Jean-Louis, Mahe Kelig, Francour Patrice (2016). **Growth and age estimation of the greater forkbeard, *Phycis blennoides* (Actinopterygii: Gadiformes: Phycidae), from the Gulf of Tunis (central Mediterranean).** *Acta Ichthyologica Et Piscatoria*, 46(1), 25-32. Publisher's official version : <https://doi.org/10.3750/AIP2016.46.1.03> , Open Access version : <https://archimer.ifremer.fr/doc/00324/43532/>

Von Bertalanffy L (1938). **A Quantitative Theory of Organic Growth** (inquiries on Growth Laws. li). Human Biology 10, 181–213. Available at: <https://www.jstor.org/stable/41447359>

Workshop on Age reading of Horse Mackerel, Mediterranean Horse Mackerel and Blue Jack Mackerel (Trachurus trachurus, T. mediterraneus and T. picturatus) (WKARHOM3), 5–9 November 2018. Livorno, Italy. ICES CM 2018/EOSG:28. <https://archimer.ifremer.fr/doc/00471/58264/>

Working Group on Atlantic Fish Larvae and Eggs Surveys (WGALES; outputs from 2022 meeting). ICES Scientific Reports/Rapports scientifiques du CIEM, 5(30), 43pp. Publisher's official version : <https://doi.org/10.17895/ices.pub.22189954> , Open Access version : <https://archimer.ifremer.fr/doc/00827/93920/>

Sites :

<https://sih.ifremer.fr/prive/Acces-aux-donnees/Extractions/Referentiels/Tables-de-reference>

<https://sih.ifremer.fr/prive/Acces-aux-donnees/Extractions/Referentiels/Demander-une-mise-a-jour-des-referentiels>

<https://www.ices.dk/data/tools/Pages/smarddots.aspx>

<https://ecotaxa.obs-vlfr.fr/>

<https://www.process-instruments.ma/post/comment-se-fixer-des-tol%C3%A9ances-sur-les-pes%C3%A9es>

Table des illustrations

Figure 1 : Illustration du nombre de méthodes de mensuration pour quelques espèces (source : base de donnée Harmonie bf 2023).....	5
Figure 2 : Illustration de l'interface web du SIH pour l'extraction des PSFMs.	6
Figure 3 : exemple de relation taille/taille RTT pour (Romdhani et al.2016).....	7
Figure 4 : exemple de relation poids/poids RPP (Roos et al.2022).	8
Figure 5: Illustration de la mesure du tour du corps (Cresson et al.2016).....	10
Figure 6: Illustration de la mesure de la largeur (Cresson et al.2016).	10
Figure 7 : Illustration de mesure du diamètre de la gueule (Cresson et al.2016).....	10
Figure 8 : Illustration de la mesure de l'œil (Cresson et al.2016).....	11