

4.9 Pièces dures

On considère qu'il existe de nombreux paramètres critiques pour l'évaluation et la gestion des espèces (comme nous l'avons déjà indiqué dans ce chapitre). Il s'agit notamment de l'âge et du taux de croissance des poissons.

Les pièces dures qui présentent des marques formées à des intervalles de temps réguliers peuvent être utilisées pour déterminer l'âge du poisson. Les marques peuvent être de type saisonnier ou annuel (macrostries) et comprendre une bande opaque et translucide qui est visible au microscope optique. Les marques peuvent également avoir une base journalière (microstries) et seront visibles à l'aide d'une microscopie à haute résolution ou d'un microscope électronique d'exploration. Les microstries peuvent être particulièrement utiles pour déterminer l'âge des larves et des juvéniles. La formation et la biominéralisation de ces bandes de croissance dépendent de nombreux facteurs métaboliques et environnementaux comme le climat, les migrations, la nutrition, etc.

Il est recommandé d'utiliser la nomenclature détaillée dans Kalish *et al.* (1995) dans toutes les études présentées à ce sujet.

On renvoie également le lecteur à l'excellent manuel préparé par la CCSBT pour le thon rouge, qui est disponible à l'adresse suivante : http://www.ccsbt.org/docs/pdf/about_the_commission/age_determination_manual.pdf.

4.9.1 Validation

Avant de pouvoir être utilisées dans la détermination routinière de l'âge des poissons, les stries des pièces dures doivent être validées en utilisant une technique adéquate (Beamish et McFarlane, 1983).

L'interaction de différents facteurs influençant la formation des bandes peut faire en sorte que celles-ci se forment une ou deux fois par an (ex. Ortiz de Zárate *et al.*, 1996 pour le germon). Il faut par conséquent valider la périodicité de la formation des bandes afin de s'assurer que celles-ci puissent permettre une lecture correcte de l'âge. Une erreur dans la validation des âges peut provoquer des erreurs considérables dans l'évaluation du stock.

Il existe une panoplie de méthodes qui peuvent être utilisées pour essayer de valider les bandes dans les pièces dures. Il s'agit notamment du rétrocalcul et de l'analyse de croissance marginale. La méthode la plus concluante est l'utilisation de techniques de marquage-recapture en utilisant des marqueurs tels que l'oxytétracycline (ex. Ortiz de Zárate *et al.*, 1996). L'oxytétracycline peut être injectée par voie intramusculaire dans des poissons capturés et marqués à des doses d'environ 70mg/kg de masse corporelle, administrée à la seringue dans la zone corporelle de la nageoire dorsale. La marque ainsi obtenue apparaît aux UV comme une bande fluorescente de couleur jaune/or et peut être mise en relation avec le temps écoulé depuis la remise à l'eau et avec la formation de marques naturelles dans la pièce dure. Le chlorure de strontium (SrCl_2) peut également être utilisé lorsque les risques pour la santé publique excluent l'utilisation de l'oxytétracycline. Les marques au SrCl_2 réalisées dans des otolithes sectionnés sont visibles au microscope électronique d'exploration avec le détecteur de rétrodiffusion de Robinson (Clear *et al.*, 2000). Il faut s'assurer que le schéma de croissance ne subit pas de variation après avoir réalisé ce marquage.

Lors de la présentation d'une étude quelconque, il **faut** indiquer si la validation a été réalisée et préciser les âges pour lesquels cette validation a été obtenue.

4.9.2 Échantillonnage des pièces dures

On a utilisé une gamme étendue de pièces dures pour déterminer l'âge des thonidés et des istiophoridés. Il s'agit notamment des otolithes (sagittae, ex. thon rouge de l'Atlantique), de la 1^{ère} épine/rayon de la nageoire dorsale (où les épines sont d'habitude dures et les rayons mous) ou des épines/rayons de la nageoire anale (ex. espadons (épines), albacore, thon obèse (rayons), des vertèbres (en général du pédoncule caudal, la vertèbre n° 35, ex. thon rouge de l'Atlantique, thon obèse).

Certaines structures sont plus appropriées pour une espèce ou pour un âge en particulier que d'autres. Il faut également tenir compte d'autres considérations pratiques comme, par exemple, le fait que les épines peuvent être retirées sans causer de dommage au poisson. Ceci constitue un avantage considérable notamment lorsqu'on est contraint d'acheter des poissons coûteux pour examiner des pièces dures comme les vertèbres. On peut également accéder au pédoncule caudal sans affecter le processus commercial.

On utilise d'habitude deux stratégies pour réaliser l'échantillonnage : l'échantillonnage aléatoire ou l'échantillonnage par taille (dans lequel on prélève un certain nombre d'échantillons dans chaque groupe de taille, voir section 4.2.2). La technique d'échantillonnage dépendra de l'objectif du programme. Il peut être nécessaire de prélever des échantillons mensuels pour valider l'utilisation des pièces dures pour déterminer l'âge à l'aide de l'analyse de croissance marginale (section 4.9.2), tandis qu'on peut se contenter d'un échantillonnage moins fréquent (voire annuel) pour développer des clés d'identification âge-longueur (section 4.3), ou encore moins fréquent s'il s'agit d'estimer des paramètres de croissance générale. L'échantillonnage des deux sexes sera nécessaire pour identifier des taux de croissance spécifiques du sexe.

On préférera un programme d'échantillonnage stratifié par taille étant donné qu'il garantira un échantillonnage adéquat de toute la gamme de tailles et qu'il améliorera les estimations des paramètres de croissance (voir section 4.9.5) et l'utilité des ALK. Il est cependant parfois difficile d'obtenir des poissons dans les extrémités inférieure et supérieure de la gamme de tailles. Dans ce cas, il se peut qu'il soit nécessaire de former un groupe inférieur ou supérieur et de combiner toutes les pièces dures au sein de ce groupe.

Ruiz *et al.* (2005) a élaboré des recommandations concernant l'échantillonnage stratifié par tailles des pièces dures dont on s'est inspiré (avec son autorisation) pour rédiger une partie importante du texte qui suit. Il faut prélever chaque mois une série de pièces dures (ex. épines) pour chaque gamme de tailles de 5 cm. L'échantillonnage doit être réalisé durant différents jours du mois jusqu'à ce qu'on obtienne un nombre suffisant de pièces dures pour compléter, dans la mesure du possible, la gamme de tailles des débarquements. Les échantillonnages doivent provenir de différentes zones de prise du stock étudié afin d'inclure la plus grande partie de celles-ci. L'échantillonnage doit également viser différents bateaux et ports de débarquement.

Les pièces dures doivent être prélevées des mêmes débarquements que les échantillons de tailles lorsqu'il s'agit de générer des ALK. Si l'on travaille avec des débarquements séparés, on veillera à ce que les échantillons proviendront de zones/engins qui auront fait l'objet de mesures de tailles.

Il faudra obtenir des informations sur le poisson d'où proviennent les pièces dures et sur sa capture. Ces informations comprendront :

Données	Notes
Espèces	
Nombre unique d'identification du poisson	
Taille du spécimen	<p>La mensuration la plus commune est la longueur-fourche (FL). (Voir section 4.3.3). La longueur-fourche est la ligne droite entre l'extrémité de la mâchoire supérieure (bout du museau) et l'extrémité du rayon caudal le plus court (fourche de la nageoire caudale) (Figure 4.9.1). Le mieux pour obtenir cette mesure est d'utiliser un pied à coulisse. À défaut, on peut également utiliser un mètre ruban, mais il faudrait absolument le tenir bien tendu pendant le mesurage. Le poisson doit être mis en position horizontale sur une surface plane. Dans le cas des espèces de grandes dimensions qui sont difficiles à mesurer de cette manière, on pourra remplacer cette technique par une des deux mesures suivantes :</p> <ul style="list-style-type: none"> - Longueur de la première dorsale (LD1) : la ligne droite entre la mâchoire supérieure (bout du museau) et la base de la première épine dorsale (début de la première nageoire dorsale) (Figure 4.9.1). - Longueur courbée à la fourche (CFL) : longueur entre la mâchoire supérieure (bout du museau) et la fourche en suivant une ligne longitudinale imaginaire suivant la courbure du poisson (Figure 4.9.1). <p>Il faut indiquer clairement le type de mesure réalisé et l'unité utilisée (cm). Les FL et CFL sont mesurées au centimètre inférieur (un spécimen de 70,8 cm ou 70,2 cm correspondra à la classe de 70 cm), la LD1 est mesurée au demi-centimètre inférieur (un spécimen de 30,4 cm correspondra à 30 cm et un spécimen de 30,7 cm correspondra à 30,5 cm).</p>
Date de la capture du spécimen	Jour, mois et année
Zone de pêche	C'est le lieu de capture d'où provient l'échantillon et non le lieu où a été réalisé

	l'échantillonnage. Il faut établir une délimitation géographique précise. L'information la plus précise est la latitude et la longitude où le poisson a été capturé. Sachant que cette information n'est pas toujours disponible, dans le cas des exemplaires capturés lors de différentes opérations de pêche, on indiquera la latitude et la longitude de la zone (par exemple, entre 44°-45°N et 5°-7° W) ou au moins une zone géographique plus ou moins définie comme le Golf de Gascogne ou la mer d'Alboran.
Pays	Le pays auquel correspondent les échantillons, l'organisation et le personnel responsable de l'échantillonnage.
Date de l'échantillonnage	Jour, mois et année
Poids vif et/ou éviscéré du spécimen	kg
Sexe	Mâle, femelle, inconnu
Type de bateau et engin de pêche utilisé	Senne, palangre, canneur, etc.
Type de banc	Banc libre, associé aux DCP
Nom du bateau	Non du bateau qui a capturé le poisson et du port où il a été débarqué
Pièce dure	Otolithe (gauche, droite, les deux), vertèbre (et indication du numéro de la vertèbre) ou épine (et numéro de l'épine)

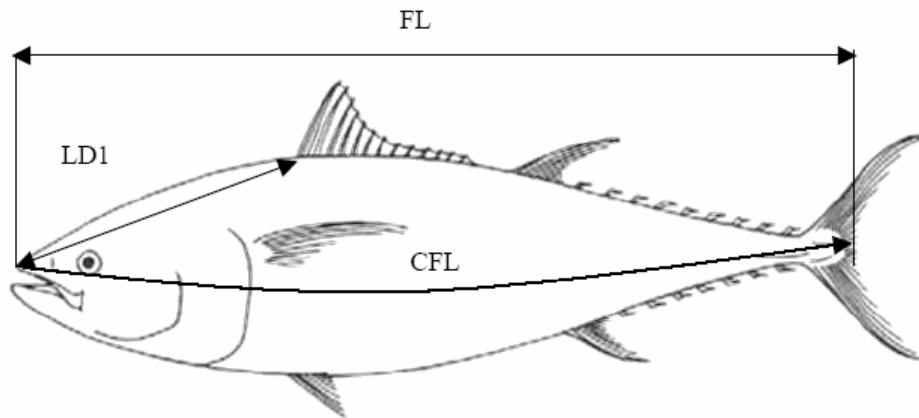


Figure 4.9.1. Types de mensurations du thon rouge : Longueur-fourche (FL), longueur de la première dorsale (LD1), longueur courbée à la fourche (CFL) (de Ruiz *et al.*, 2005, reproduits avec l'autorisation de l'auteur).

Les détails doivent être inscrits sur la fiche statistique appropriée pour s'assurer que le programme d'échantillonnage a été achevé.

Échantillonnage des épines

Il faut extraire la première épine de la première nageoire dorsale de chaque individu de l'espèce visée. L'épine doit être retirée tout entière à partir de la base.

On utilisera un couteau pour couper la membrane qui unit le premier et le deuxième rayon de la nageoire dorsale (**Figure 4.9.2**). On poussera l'épine petit à petit vers l'avant (**Figure 4.9.3B**) jusqu'à ce que le ligament casse (**Figure 4.9.3C**). On tournera l'épine à tour de rôle vers la droite et vers la gauche jusqu'à ce qu'elle se détache, puis on tirera sur celle-ci pour la retirer (**Figure 4.9.3D**).

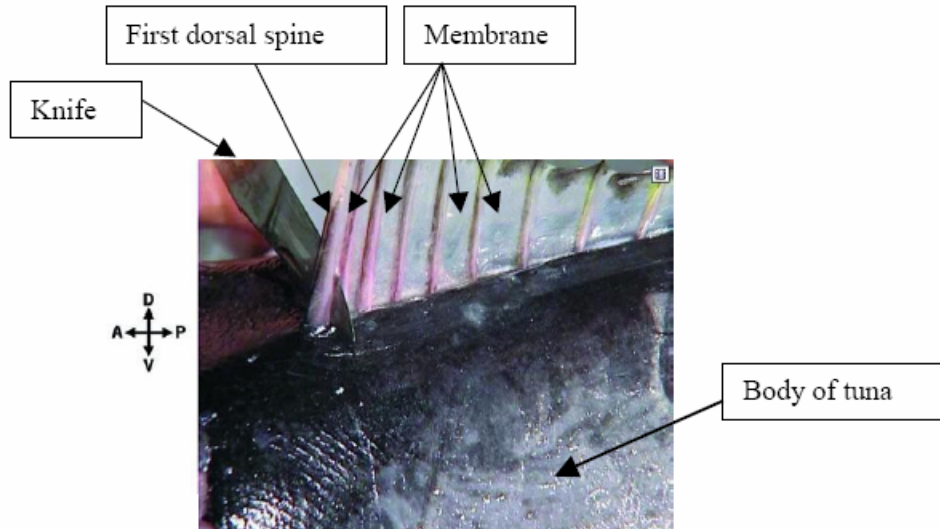


Figure 4.9.2. Insertion du couteau dans la membrane séparant les deux premières épines de la première nageoire dorsale. (Figure prise chez Panfili *et al.*, 2002).

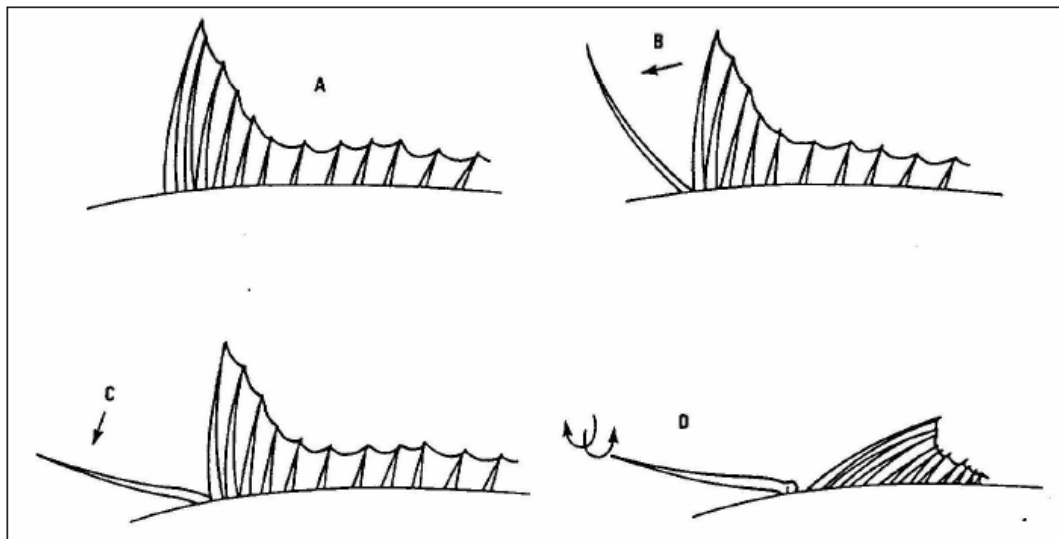


Figure 4.9.3. Technique d'extraction de la première épine de la nageoire dorsale du thon rouge. (Figures prises chez Compeán-Jiménez, 1980).

L'idéal est de conserver les épines à l'état sec dans une enveloppe en papier que l'on gardera dans un lieu froid (réfrigéré). Si l'épine prélevée est trop grande pour être mise dans une enveloppe, on pourra la couper en deux voire trois morceaux afin de la placer dans une enveloppe. Il faut savoir que la partie qui constitue la base de l'épine est la plus importante car c'est celle qui est utilisée pour interpréter l'âge du poisson. Les données du spécimen échantillonné ou son code correspondant doivent être inscrites sur l'enveloppe.

Échantillonnage des otolithes

Les otolithes sagittaux sont de petites structures calcifiées qui se trouvent dans les cavités semi-circulaires de l'oreille interne, situées à la base du cerveau. Elles se forment par accumulation de carbonate de calcium et de protéines. L'otolithe sagittal est le plus grand de trois otolithes existant dans chaque oreille interne du thon rouge.

Il existe deux techniques principales pour les extraire : la réalisation d'une section transversale de la tête ou d'une section frontale de la tête. Dans le second cas, on effectue une section frontale de la partie supérieure du crâne en passant au-dessus de l'œil et parallèlement à l'axe principal du poisson. La première technique est détaillée ci-contre.

La méthode de la section transversale de la tête consiste à faire une incision dans la partie supérieure ou postérieure de la tête au niveau d'une ligne imaginaire tracée perpendiculairement au poisson horizontal et qui passe par le point central entre le coin de la bouche et le préopercule (**Figure 4.9.4A**). On recommande à cet effet d'utiliser une règle afin de diviser cette distance en deux puis de faire une incision dans la partie supérieure du poisson qui suive cette ligne imaginaire. Après avoir marqué le point où faire l'incision, on introduira la scie métallique dans la tête perpendiculairement à l'axe du poisson.

La partie sectionnée de la tête contient les otolithes. Si la section décrite ci-dessus a été réalisée correctement, on cherchera les otolithes dans les cavités situées sous le cerveau dans la partie supérieure de la tête (**Figure 4.9.4B**). S'ils ne s'y trouvent pas, il se peut qu'ils soient logés dans l'autre partie du poisson sectionné. On extraira chaque otolithe en utilisant de petits forceps et en faisant très attention à ne pas casser ces éléments fragiles. Il faut les sortir d'une capsule transparente très fine qui les recouvre. Les otolithes ont une dimension comprise entre 7 et 20 mm et il faut prélever les deux otolithes de chaque individu. Si l'otolithe casse, il faut essayer de récupérer les morceaux et de les conserver ensemble. Après les avoir extraits, on les rincera à l'eau ou dans une dilution d'alcool, puis on les laissera sécher.

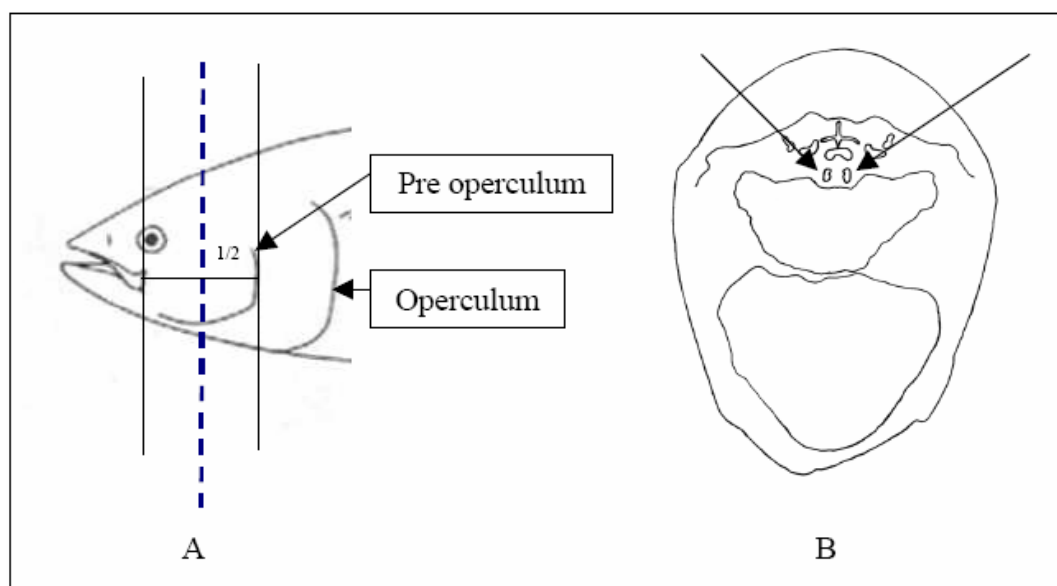


Figure 4.9.4. A. Tracer la ligne imaginaire (en pointillé) le long de laquelle on fera l'incision. B. Vue des cavités contenant les paires d'otolithes à l'arrière de la tête (de Ruiz *et al.*, 2005, utilisé avec l'autorisation de l'auteur)

La meilleure façon de conserver les otolithes est de les mettre au sec dans un tube ou une enveloppe. Si l'on utilise une enveloppe, il faut éviter d'appliquer toute pression qui pourrait les briser. Les données du spécimen échantillonné ou son code correspondant doivent figurer sur l'enveloppe ou le tube.

Vertèbres caudales

On utilise la vertèbre 35 pour étudier la croissance (Farber et Lee 1981). Il est cependant préférable de prélever les vertèbres 35 et 36 sans les séparer. Le fait de disposer des deux vertèbres permet de comparer les méthodes dites « de la vertèbre entière » et de la « section de la vertèbre ». Par ailleurs, la conservation des vertèbres 35 et 36 unies préserve la qualité de la surface intérieure et empêche la déshydratation que provoque la réfrigération. Lorsqu'elle entre en contact avec l'air, la surface se sèche et est plus difficile à lire.

Pour trouver la vertèbre 35, on fait une incision verticale dans la zone caudale entre la 4^e et la 5^e pinnule (en comptant à partir de l'extrémité de la queue vers l'avant, c'est-à-dire qu'il doit y avoir 4 pinnules derrière la pinnule indiquée). L'incision fera apparaître la vertèbre 35 et doit coïncider avec l'espace intervertébral, ce qui

permettra de couper facilement la queue. Si ce n'est pas le cas, il faudra chercher l'espace intervertébral vers l'avant du poisson. La vertèbre 35 est la première vertèbre dans la partie sectionnée. Elle peut être retirée avec la vertèbre 36 du reste des vertèbres caudales, être nettoyée et pelée en retirant les restes de chair.

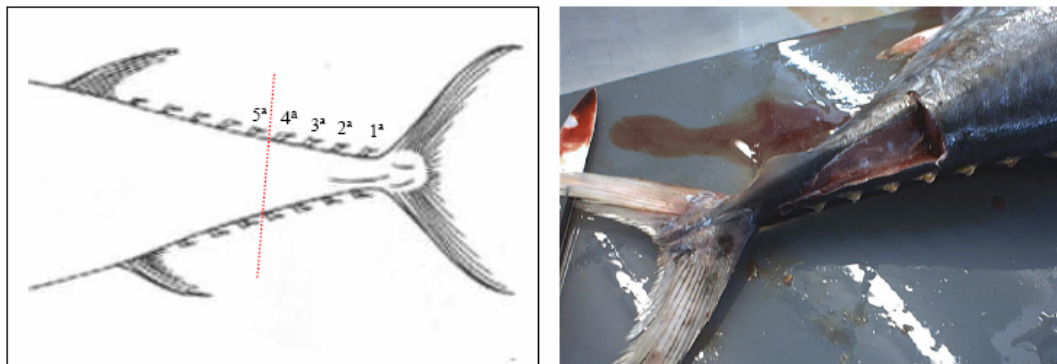


Figure 4.9.5. Ligne de coupe pour trouver la vertèbre 35. La photo montre la coupe transversale, la queue ayant été pelée pour faire apparaître les vertèbres (marques blanches). (Ruiz *et al.*, 2005, utilisé avec l'autorisation de l'auteur).

Les deux vertèbres doivent être conservées ensemble et ne doivent pas être séparées avant d'être analysées. Elles doivent être conservées au sec dans une enveloppe et dans un lieu réfrigéré (il reste toujours des morceaux de chair). Les vertèbres peuvent être conservées avec l'épine dans la même enveloppe.

4.9.3 Comment préparer les pièces dures pour la lecture

On préparera les épines en prenant une section transversale de la base de celles-ci (où l'épine a environ la moitié de la largeur maximale de la base du condyle). Ces sections sont montées dans de la résine et sont coupées à l'aide d'une scie à basse vitesse pour obtenir une fine section (ex. 0,5 mm d'épaisseur). Ces fines sections sont ensuite placées sur une lame avec de la résine et, si nécessaire, elles peuvent être plongées dans 95% d'éthanol pendant 5 minutes. Elles pourront ensuite être examinées au microscope.

S'il est possible de lire les otolithes entiers, il s'avère parfois difficile de déterminer l'âge des otolithes des individus plus âgés qui risque d'être sous-estimé. C'est pour cette raison qu'il est recommandé de les couper. Les otolithes doivent être enrobés dans une résine de polyester et il faut faire une incision transversale dans le primordium en utilisant une scie à basse vitesse. La tranche peut être fixée sur une lame pour microscope avec de la résine et, si nécessaire, être nettoyée avec du grès pour polissage. L'otolithe peut ensuite être lu à l'aide d'un microscope binoculaire.

Les vertèbres peuvent être coupées en tranches fines dans le plan sagittal (dorso-ventral), en utilisant une scie à basse vitesse. On les place ensuite sur une lame pour microscope et on les teint au nitrate d'argent ou on les polit afin de faciliter leur lecture. Les sections colorées peuvent être lues au microscope binoculaire.

4.9.4 Lecture

La lecture des pièces dures préparées permet d'attribuer un âge complet pour un poisson déterminé et, en fonction de la taille de cet individu, une taille par âge.

Les âges sont établis en fonction d'une « date de naissance » assignée à une espèce. Cette date de naissance est d'habitude associée à la période de frai de l'espèce. Lorsque l'âge est établi en fonction de cette date de naissance, un anneau annuel complet ne sera compté qu'après avoir dépassé cette date. Par exemple, si la date est le 1^{er} juin, un poisson qui présenterait un troisième anneau annuel qui vient de se terminer sera considéré comme ayant deux ans jusqu'à sa capture le 1^{er} juin ou à une date ultérieure.

En général, les responsables de la lecture ne doivent pas recevoir d'informations complémentaires sur le poisson (ex. taille, date de capture) afin d'éviter tout risque de biais. La date de la capture peut être importante au moment d'assigner des âges autour de la date de naissance de l'espèce.

Il faut être prudent lors de la lecture des épines étant donné que la partie centrale de l'épine peut être vascularisée chez les poissons âgés. Cette vascularisation peut recouvrir les bandes d'âge qui se forment lorsque le poisson est jeune. On a tenu compte de ces bandes dans la détermination de l'âge en effectuant un rétrocalcul du nombre probable d'anneaux soupçonnés (ex. Lee et Yeh, 1993) ou en utilisant des valeurs fournies dans des études antérieures (ex. chez Cort (1991) pour le thon rouge).

Une mesure simple de la précision des estimations d'âge dans les pièces dures, provenant de plusieurs lecteurs, est le pourcentage d'erreur moyen annuel (IAPE, Beamish et Fournier, 1981). Cette valeur peut être calculée comme suit :

$$IAPE = \frac{100}{N} \sum_{j=1}^N \left[\frac{1}{R} \sum_{i=1}^R \frac{|X_{ij} - X_j|}{X_j} \right]$$

où N est le nombre de poissons dont l'âge a été déterminé, R est le nombre de lectures, X_{ij} est la i ème détermination de l'âge du j ème poisson, et X_j est l'âge moyen calculé pour le j ème poisson.

4.9.5 Estimation des paramètres de croissance

Les données de taille par âge peuvent être ajustées à des équations de croissance dans le but d'estimer des paramètres importants pour l'évaluation et la gestion des stocks. En général, on ajuste une équation de croissance de von Bertalanffy à ces données. Cette équation remplit deux critères importants en s'ajustant à la plupart des données observées de la croissance du poisson et en s'intégrant aux modèles d'évaluation des stocks. La formule de cette équation est la suivante :

$$L_t = L_\infty \left[1 - e^{-K(t-t_0)} \right]$$

où L_t est la taille à l'âge t , L_∞ est la taille asymptotique, K est le coefficient de croissance, et t_0 l'âge théorique pour une taille zéro.

Gascuel *et al.* (1992) a proposé une fonction de croissance à cinq paramètres pour modéliser les courbes de croissance à deux étapes chez l'albacore de l'Atlantique. Ce modèle combinait une fonction linéaire et le modèle généralisé de von Bertalanffy :

$$L_t = L_0 + bt + [L_\infty - (L_0 + bt)] \left[1 - e^{-Kt} \right]^m$$

où L_t est la taille à l'âge t , L_0 est la taille à l'âge 0, L_∞ est la taille asymptotique, K est le coefficient de croissance, b est le taux initial de croissance, et m est un paramètre estimé.

Les équations de croissance peuvent être ajustées aux données de taille par âge issues des pièces dures en appliquant des méthodes des moindres carrés ou des méthodes de probabilité (Kimura, 1980). Dans les deux cas, il faudra présenter les erreurs types des paramètres.

Il faut être prudent quand on interprète les estimations des paramètres de croissance étant donné qu'elles sont très sensibles à la qualité et à la quantité des données disponibles. On observe en effet des problèmes causés par l'absence des individus les plus petits et les plus jeunes à cause de la sélectivité des engins et par l'absence des individus les plus grands à cause de la pression de la pêche historique. Le fait de ne pas inclure les individus les plus grands et les plus âgés réduit les informations sur le paramètre L_∞ de l'équation de croissance de von Bertalanffy, tandis que l'absence des individus les plus jeunes limite les informations sur le paramètre K . Le résultat peut contenir une incertitude considérable qui est transposée aux évaluations du stock lorsqu'on utilise ces paramètres de croissance.

4.9.6 Clefs d'identification âge-longueur (ALK)

La construction de clefs d'identification âge-longueur requiert l'utilisation de données d'âge et de taille. Le processus d'élaboration de ces clefs a été décrit à la section 4.3.6.

4.9.7 Analyses des microéléments

L'analyse des microéléments représente l'examen des oligoéléments existant dans les otolithes (Secor et Chesney, 1998). La méthode se fonde sur deux propriétés des otolithes : le fait qu'ils ne cessent de grandir tout au long de la vie du poisson et, à l'inverse des os, qu'ils sont inertes du point de vue métabolique ; le carbonate de calcium et les oligoéléments qui constituent plus de 90% de la structure de l'otolithe sont issus essentiellement de l'eau de mer modifiée par la température ambiante (Humphreys *et al.*, 2005). Certains éléments particuliers s'intègrent aux otolithes dans un rapport direct avec leur présence dans l'eau ou dans les aliments environnants. C'est pour cette raison que les individus issus de différentes zones peuvent intégrer différents mélanges d'éléments dans leurs otolithes et former une empreinte digitale unique de la zone/stock. L'analyse des microéléments des otolithes peut donc mesurer une série de caractéristiques du cycle vital. Elle peut être utilisée pour valider et pour étudier la fidélité au *homing*, les zones de nurricerie (où l'on examine les otolithes des juvéniles ; Rooker *et al.*, 2003), la structure du stock structure, le taux de migration, etc.

Le magnésium (Mg), le calcium (Ca), le strontium (Sr) et le baryum (Ba) s'intègrent et subsistent dans la structure réticulaire inorganique des otolithes. On peut par conséquent les utiliser pour examiner l'historique de l'environnement. D'autres éléments comme le sodium (Na), le soufre (S), le potassium (K) et le chlore (Cl) sont associés à un matériel organique ou à des espaces interstitiels et sont probablement moins stables.

Il est nécessaire d'appliquer des processus adéquats de décontamination et de manipulation pour éviter la lixiviation des éléments après leur extraction. La contamination peut se produire pendant les opérations de dissection, de manipulation, de stockage ou de nettoyage. En général, on plongera les otolithes dans de l'eau hautement purifiée (ex. de l'eau doublement désionisée) afin de les hydrater et de faciliter l'élimination des tissus biologiques résiduels. Après cela, on les plongera dans du peroxyde d'hydrogène à 3% pendant 5 minutes afin de dissoudre ce tissu. Ensuite, on les plongera dans de l'acide nitrique à 1% pendant 5 minutes pour éliminer la contamination superficielle, puis dans de l'eau doublement désionisée pendant 5 minutes pour éliminer l'acide. On séchera ensuite les otolithes sous une hotte à flux laminaire. Ce processus de décontamination s'est avéré efficace pour éliminer les contaminations de Mg, Mn et Ba, sans affecter la composition originale de l'otolithe.

La principale technique utilisée pour étudier les microéléments des otolithes est l'ICP-MS (Inductively Coupled Plasma Mass Spectrometry). Cette technique permet de tester de multiples éléments en même temps avec une très haute sensibilité (dans des limites de détection établies en sous-parties par million). L'ICP-MS basé sur une solution exige que le matériel soit plongé dans une solution après avoir dissous l'acide.

On peut utiliser les proportions d'isotopes stables d'oxygène ($\delta^{18}\text{O}:\delta^{16}\text{O}$) dans les otolithes comme indice approchant de la température ambiante de l'eau. À des températures plus élevées, les otolithes contiennent une proportion supérieure de l'isotope le plus léger $\delta^{16}\text{O}$. Les proportions d'isotopes de carbone ($\delta^{13}\text{C}$) peuvent être associées au métabolisme. Ceci dit, les facteurs qui contrôlent la composition des isotopes de carbone ($\delta^{13}\text{C}$) dans les otolithes sont plus complexes que ceux qui contrôlent les isotopes d'oxygène étant donné que le ^{13}C est également influencé par le métabolisme du poisson et par le schéma trophique. Les techniques d'échantillonnage à petite échelle appliquées sur les otolithes à l'aide d'un microbroyeur ou les méthodes d'ablation laser permettent d'évaluer les informations environnementales sous une haute résolution temporelle, avec la limitation que posent les contraintes du spectromètre de masse. L'échantillonnage précis du matériel provenant d'otolithes en utilisant un microbroyeur ou des techniques d'ablation laser permet d'associer les schémas de température à l'âge et, par conséquent, au cycle vital du poisson.

4.9.8 Bibliographie

- BEAMISH, R.J. and G.A. McFarlane (1983). The forgotten requirement for age validation in fisheries biology. *Trans. Am. Fish. Soc.* 112, 735-743.
- CLEAR, N.P., J.S. Gunn, and A.J. Rees (2000). Direct validation of annual increments in the otoliths of juvenile southern bluefin tuna, *Thunnus maccoyii*, by means of a large-scale mark-recapture experiment with strontium chloride. *Fish. Bull.* 98, 25-40.
- COMPEAN-JIMENEZ, G. 1980. Comparaison de techniques de détermination de l'âge chez les principales espèces de thonidés atlantiques (Tesis doctoral). Univ. Aix Marseille II, 153 pp.
- CORT, J.L. (1991). Age and growth of the bluefin tuna, *Thunnus thynnus* (L.) of the northwest Atlantic. *Col. Vol. Sci. Pap. ICCAT*, 35(2): 213-230.

- FARBER, M. I. and D.W. Lee (1981). Ageing western Atlantic bluefin tuna, *Thunnus thynnus*, using tagging data, caudal vertebrae and otoliths. Col. Vol. Sci. Pap. ICCAT, 15(2): 288-301.
- GASCUEL, D., A. Fonteneau and C. Capisano (1992). Modélisation d'une croissance en deux stances chez l'albacore (*Thunnus albacares*) de l'Atlantique Est. Aquat. Living Resour. 5, 155-172.
- HUMPHREYS, R.L., S.E. Campana and E.E. De Martini (2005). Otolith elemental fingerprints of juvenile Pacific swordfish *Xiphias gladius*. J. Fish Biol. 66, 1660-1670.
- KALISH, J.M., R.J. Beamish, E.B. Brothers, J.M. Casselman, R.I.C.C. Francis, H. Mosegaard, J. Panfili, E.D. Prince, R.E. Thresher, C.A. Wilson and P.J. Wright (1995). Glossary for otolith studies. In Recent developments in fish otolith research. (D.H. Secor, J.M. Dean and S.E. Campana, eds.). The Bella W. Baruch library in marine sciences, USA. pp.723-729.
- KIMURA, D.K. (1980). Likelihood methods for the von Bertalanffy growth curve. Fish. Bull. 77, 765-776.
- LEE, L.K. and S.Y. Yeh (1993). Studies on the age and growth of South Atlantic albacore (*Thunnus alalunga*) specimens collected from Taiwanese longliners. Col. Vol. Sci. Pap. ICCAT, 40(2): 354-360.
- ORTIZ DE ZARATE, V., P. Megalofonou, D. De Metrio and C. Rodriguez-Cabello (1996). Preliminary age validation results from tagged-recaptured fluorochrome label albacore in north east Atlantic. Col. Vol. Sci. Pap. ICCAT, 43(1): 331-338.
- PANFILI, J., H. De Pontual, H. Troadec and P.J. Wright (eds.) (2002). Manual of Fish Sclerochronology. Brest, France: IFREMER-IRD co-edition, 464 p.
- PRINCE, ED., D.W. Lee, J.L. Cort, G.A. McFarlane, A. Wild (1995). Age validation evidence for two tag-recaptured Atlantic albacore, *Thunnus alalunga*, based on dorsal, anal and pectoral fin rays, vertebrae, and otoliths. In Recent developments in fish otolith research. (D.H. Secor, J.M. Dean and S.E. Campana, eds.). The Bella W Baruch library in marine sciences, USA. pp. 375-396.
- ROOKER, J.A., D.A. Secor, V.S. Zdanowicz, G. de Metrio, L. Orsi Relini (2003). Identification of Atlantic bluefin tuna (*Thunnus thynnus*) stocks from putative nurseries using otolith chemistry. Fish. Oceanogr. 12, 75-84.
- RUIZ, M., E. Rodríguez-Marín and J. Landa. (2005). Protocol for sampling of hard parts for bluefin tuna (*Thunnus thynnus*) growth studies. In: Report of the bluefin tuna direct ageing network (under the BYP framework). Col. Vol. Sci. Pap. ICCAT, 58(4): 1403-1419.
- SECOR, D.H. and E.J. Chesney (1998). Summary of a workshop: otolith microconstituent analysis of Atlantic bluefin tuna. Col. Vol. Sci. Pap. ICCAT, 48(1): 51-58.