

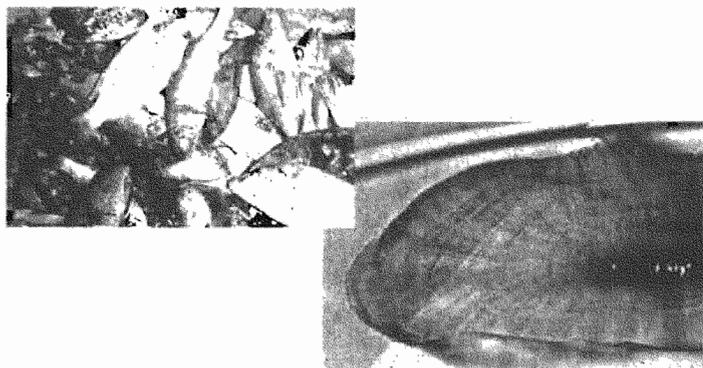
RAPPORT DE STAGE



Présenté par :

Marie-Charlotte JUMEL
DTSM Promotion Peter Blake
(2002-2004)

Etude de la croissance de 48 espèces de poissons récifaux de Nouvelle-Calédonie



Pour l'obtention du :
DIPLOME DE TECHNICIEN SUPERIEUR DE LA MER
(DTSM)

Délivré par :
Le Conservatoire des arts et métiers (Cnam) - 2004

Stage placé sous la responsabilité de Laurent Vigliola

Effectué à :

IRD
Centre de Nouméa
101 Promenade Roger Laroque – Anse Vata
BP A5 – 98848 Nouméa Cedex



En accueil à :

CPS
Secrétariat Général de la Communauté du Pacifique
Reef Fisheries Observatory
BPDS - 98848 Noumea Cedex



SOMMAIRE

Liste des figures.....	3
Liste des tableaux.....	3
Liste des abréviations.....	4
I. Introduction.....	6
II. Matériel et méthodes.....	8
A. Généralités sur les otolithes.....	8
1. Description.....	8
2. Fonction.....	10
3. Accroissements périodiques et estimation d'âge.....	10
a. Accroissements journaliers.....	10
b. Accroissements saisonniers.....	10
c. Accroissements annuels.....	11
d. Discontinuités structurales.....	11
B. Echantillonnage.....	12
1. Collection des poissons.....	12
2. Collection des otolithes.....	12
3. Recherche bibliographique.....	12
4. Sous-échantillonnage.....	12
C. Techniques d'analyse des otolithes.....	13
1. Matériel nécessaire.....	13
2. Techniques d'extraction et de conservation des otolithes.....	14
a. Extraction des otolithes chez les poissons de grande taille.....	14
b. Conservation des otolithes.....	14
3. Techniques de préparation des lames minces.....	15
a. Enrobage de l'otolithe dans la résine.....	15
b. Section de la résine contenant l'otolithe.....	16
c. Montage de la coupe d'otolithe.....	17
d. Ponçage progressif et polissage.....	17
4. Techniques de détermination de l'âge – lecture des otolithes.....	17
D. Analyse de données – estimation du taux de croissance.....	19
1. Rétrocalcul.....	19
2. Modèle de croissance de von Bertalanffy.....	20
3. Logiciels de statistique.....	20
III. Résultats.....	22
A. Lecture des otolithes.....	22
1. Description des structures de croissance.....	22
2. Indice de qualité des lectures.....	22
B. Analyse des trajectoires de croissance.....	25
1. Croissance de toutes les espèces.....	25
2. Quelques exemples.....	32
3. Application dans le domaine des pêcheries.....	37
IV. Discussion.....	39
V. Conclusion.....	42
Annexes.....	45
Résumé.....	46

Liste des figures

Figure 1: Position des otolithes à l'intérieur de l'oreille interne des poissons Téléostéens.	8
Figure 2: Section à travers une <i>Sagitta</i> typique montrant les différentes parties de cet otolithe	9
Figure 3: Otolithe entier de plie commune, <i>Pleuronectes platessa</i> , montrant les zones opaques et translucides.....	11
Figure 4 : Enrobage de l'otolithe dans la résine	15
Figure 5: Section de la résine contenant l'otolithe.	16
Figure 6 : Photo d'une coupe transversale d'un otolithe de <i>Scolopsis temporalis</i>	18
Figure 7 : Photo d'une coupe transversale d'un otolithe de <i>Plectropomus leopardus</i> montrant un double noyau.	22
Figure 8 : Photo d'une coupe transversale d'un otolithe de <i>Acanthurus nigricans</i> montrant un anneau double.....	23
Figure 9 : Photo d'une coupe transversale d'un otolithe de <i>Sargocentron diadema</i> montrant un faux anneau	24
Figure 10 : Distribution des taux de croissance K des 43 espèces étudiées.	25
Figure 11 : Distribution des tailles maximale estimées pour les 43 espèces étudiées.	27
Figure 12 : Comparaison des valeurs de Lmax estimées dans ce travail avec celles données dans Fishbase pour toutes les espèces étudiées	28
Figure 13 : Graphique des estimations de Lmax de Choat & Robertson (2002) et de ce travail pour sept espèces en fonction des valeurs de Lmax de Fishbase	29
Figure 14 : Différences en % entre les valeurs de Lmax estimés dans ce travail et celles provenant de Fishbase pour toutes les espèces étudiées.....	30
Figure 15 : Trajectoires de croissance individuelles de <i>Lutjanus vitta</i>	33
Figure 16 : Comparaison des estimations de la courbe de croissance de <i>Lutjanus vitta</i> par NLME et par Newman <i>et al.</i> (2000).....	34
Figure 17 : Estimation de la courbe de croissance de Von Bertalanffy de l'espèce <i>Atule mate</i>	35
Figure 18: Comparaison de trois courbes de croissance de l'espèce <i>Lutjanus argentimaculatus</i>	36
Figure 19: Dendrogramme de toutes les espèces basé sur leurs caractéristiques de croissance Lmax et K.....	38

Liste des tableaux

Tableau 1: Axes de lecture d'âge choisis sur la section transversale des sagittae de chaque espèce.	19
Tableau 2: Tableau comparatif de la régression non linéaire et du NLME.	21
Tableau 3 : Indices de qualité des lectures d'otolithes par famille.....	24
Tableau 4: Résultats des estimations de K et Lmax pour toutes les espèces.....	26
Tableau 5 : Valeurs des Lmax estimés par Choat & Robertson (2002).....	28
Tableau 6 : Valeurs des Lmax estimées pour toutes les espèces, en comparaison avec les valeurs données dans Fishbase	31
Tableau 7 : Comparaison des valeurs de Lmax et K estimées dans ce travail par Loubens (1980), et données dans Fishbase pour les quatre espèces communes avec Loubens.....	32
Tableau 8 : Comparaison des valeurs de K estimées par régression, avant et après avoir fixé dans les modèles la valeur de Lmax à celle donnée dans Fishbase pour les cinq espèces concernées.	37

Liste des abréviations

UR : Unité de Recherche

CoRéUs : Approche écosystémique des Communautés Récifales et de leurs Usages dans le Pacifique insulaire

PROCFish : Pacific Regional Oceanic and Coastal Fisheries

IRD : institut de recherche pour le développement

CPS : Secrétariat général de la communauté du Pacifique

Id : identifiant

L_{max} : taille maximale

K : taux de croissance

NLME : modèle non-linéaire à effet mixte

Remerciements

Je remercie Jocelyne Ferraris et toute son équipe pour m'avoir accueillie au sein de l'UR 128 à l'IRD, dans le cadre du programme CoRéUs.

Je remercie Laurent Vigliola de m'avoir accueillie au sein du « Reef Fish Observatory », dans le cadre du projet PROCFish, aussi pour son aide tout au long de mon étude, ses conseils et sa patience. Je remercie aussi toute l'équipe du « Reef Fish Observatory » pour son accueil.

Je remercie Michel Kulbicki et Dominique Ponton pour leur aide et leurs conseils, et pour m'avoir donné le matériel nécessaire à la réalisation de mon étude.

Je remercie Bruno Leroy et Valérie Allain de m'avoir acceptée dans leur laboratoire, et de m'avoir fait confiance en ce qui concerne l'utilisation de leur matériel.

Je remercie Joseph, Gérard Mou Tham, et Soazig pour m'avoir aidé durant une grande partie de mon étude.

Enfin, je remercie Claude Chauvet de m'avoir accueillie au Laboratoire d'étude des ressources vivantes et de l'environnement marin, et de m'avoir prêté tout le matériel dont j'avais besoin pour réaliser mon étude.

I. Introduction

Les captures de pêche côtière dans les îles du Pacifique sont estimées à 100000 tonnes par an, ce qui représente environ 10% des captures de thon. Si la pêche océanique de thon est une ressource majeure pour le développement économique de nombreux états du Pacifique, la pêche côtière tient cependant une place tout aussi importante dans le mode de vie des habitants car elle contribue directement à leur sécurité alimentaire. En particulier, les pêches récifales et lagonaires sont une des premières sources de revenus et de subsistance pour de nombreuses communautés rurales.

La population humaine des îles du Pacifique a doublé au cours des 30 dernières années. Cette forte pression démographique se traduit par une dégradation des ressources ichthyologiques côtières en liaison avec un fort accroissement des besoins alimentaires et de la pollution. Bien que des informations précises sur les ressources côtières et leurs utilisations soient plus que jamais nécessaires pour que les gouvernements et les communautés puissent prendre des décisions au sujet de la gestion durable de la pêche récifale, ce type d'information reste rare à l'échelle régionale du Pacifique sud. Le programme CoRéUs de l'IRD Nouméa et le projet PROCFish de la CPS portent sur les pêcheries côtières récifales à l'échelle régionale du Pacifique Sud. Ces programmes sont multidisciplinaires et combinent à la fois des approches ayant trait à l'environnement de la ressource, à ses utilisations socio-économiques et à ses caractéristiques écologiques et biologiques. Les programmes CoRéUs et PROCFish sont réalisés en étroite partenariat entre l'IRD et la CPS, bien que leurs objectifs respectifs diffèrent.

L'unité de recherche (UR) 128 CoRéUs, « Approche écosystémique des Communautés Récifales et de leurs Usages dans le Pacifique insulaire », étudie l'écologie des communautés de poissons et d'invertébrés des écosystèmes coralliens soumis à différents usages (exploitation par la pêche, par exemple) dans le Pacifique insulaire. Son objectif est de proposer des méthodes standardisées d'évaluation des ressources et de définir des indicateurs écosystémiques pour l'aide à la gestion des pêcheries récifo-lagonaires. Le chantier de l'UR concerne le Pacifique sud avec pour sites principaux la Nouvelle-Calédonie, la Polynésie française, Wallis & Futuna, Fidji et le Royaume de Tonga.

Le projet PROCFish, "Pacific Regional Oceanic and Coastal Fisheries" conduit la première analyse comparative des pêcheries récifales (aspects biologiques et socio-économiques) à l'échelle régionale du Pacifique Sud. Ce projet évalue l'état des ressources côtières en poisson et invertébré ainsi que leur exploitation dans 17 pays et territoires du Pacifique : Fidji, Kiribati, Papouasie Nouvelle Guinée, Samoa, Iles Salomon, Tuvalu, Tonga, Vanuatu, Polynésie Française, Wallis et Futuna, Nouvelle Calédonie, Iles Cook, Etats Fédérés de Micronésie, Iles Marshall, Nauru, Niue, et Palau. Les informations collectées dans ces pays et territoires ne concernent que les ressources récifo-lagonaires présentant un intérêt pour la consommation locale et la commercialisation. A terme, les résultats du projet de recherche appliquée PROCFish

seront utilisés par les gestionnaires et les décideurs pour concevoir et mettre en œuvre des plans de gestion des pêcheries récifales, dans le but de sauvegarder la sécurité alimentaire des populations tout en maintenant un équilibre durable entre la conservation des ressources et le développement économique.

Mon étude s'insère dans le cadre de la collaboration entre CoReUs et PROCFish et participe à la constitution d'une base de donnée régionale sur les pêcheries récifales. La connaissance des caractéristiques biologiques des espèces pêchées (taux de croissance juvéniles et adultes, durée de vie larvaire, taille à maturité sexuelle, et relation taille-âge en particulier) est une information essentielle pour une gestion durable des ressources ichthyologiques côtières. Mon étude s'intéresse à cet aspect et consiste à récolter des informations sur la biologie d'un certain nombre d'espèces de poissons récifaux à partir d'une analyse des otolithes et d'une recherche bibliographique. Dans ce rapport, on se concentre principalement sur la croissance adulte. Ce travail s'articule en trois parties. Dans un premier temps, les otolithes, tissus calcifiés qui enregistrent l'âge et la croissance des poissons, seront présentés. Dans un second temps, les méthodes d'analyse des échantillons, de la détermination de l'âge et du traitement des données seront décrites. Enfin, dans un dernier temps, les taux de croissance de 48 espèces de poissons récifaux seront estimés et les résultats discutés.

II. Matériel et méthodes

A. Généralités sur les otolithes

1. Description

Les otolithes, au nombre de trois paires par individu (lapillus, sagitta et asteriscus), sont des concrétions calcaires dans les trois sacs de l'oreille interne, respectivement utriculus, sacculus et lagena (Fig. 1). Elles sont chacune sur un épithélium sensible, la macula, qui contient des cellules ciliées mécano-réceptrices. Les otolithes sont inclus dans une membrane gélatineuse en contact avec la macula et sont reliés plus ou moins lâchement aux parois des chambres par des formations ligamenteuses qui s'insèrent sur leur pourtour (Baillon, 1994).

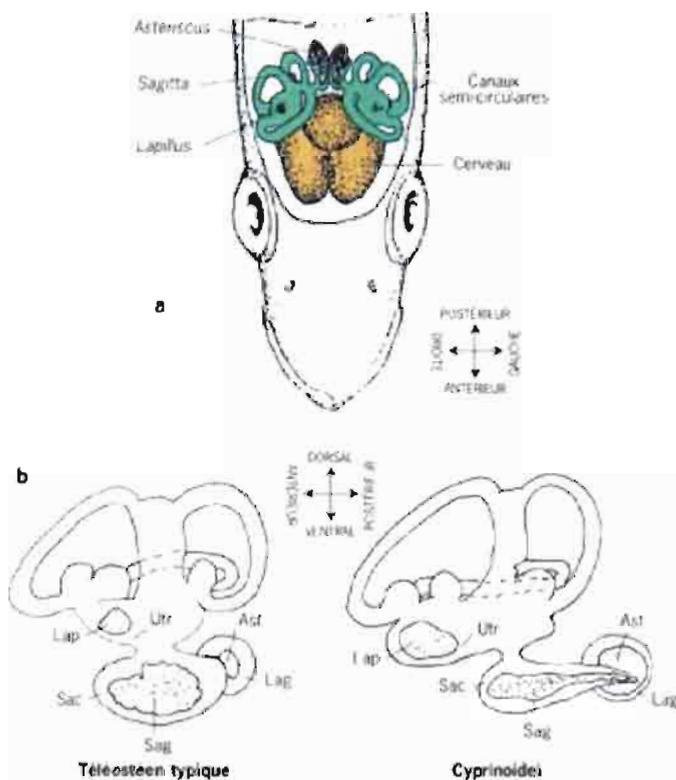


Figure 1 :
Position des otolithes à l'intérieur de l'oreille interne des poissons Téléostéens.

(Modifié d'après Secor *et al.*, 1992).

- a) Vue dorsale de l'appareil vestibulaire chez une espèce de Téléostéens typique.

La partie supérieure du crane a été enlevée (en section frontale).

- b) Otolithes a l'intérieur du système du labyrinthe chez un poisson Téléostéen typique et chez un Ostariophyse.

Les otolithes des trois paires de sacs otiques diffèrent en forme et en taille. La sagitta a généralement une forme en « croissant » alors que le lapillus et l'asteriscus sont plutôt de forme sphérique (Wright *et al.*, 2002). Chez la plupart des espèces, la sagitta est le plus grand des otolithes et c'est donc le plus utilisé dans les études d'estimation de l'âge. Dans la littérature, le terme "otolithe" est souvent utilisé pour décrire la paire de sagitta d'où la nécessité de le définir dans toute étude (Wright *et al.*, 2002).

Les otolithes droits et gauches, sont relativement symétriques. Ils sont généralement comprimés latéralement avec un côté interne ou proximal convexe, et un côté externe ou distal concave (Fig. 2a) (Wright *et al.*, 2002). La face interne des otolithes est creusée d'un sillon, le sulcus acusticus. Les otolithes ont trois plans d'orientation, sagittal, frontal et transversal (fig.2b). D'autres détails sur la terminologie utilisée dans la description des otolithes sont donnés dans la figure 2.

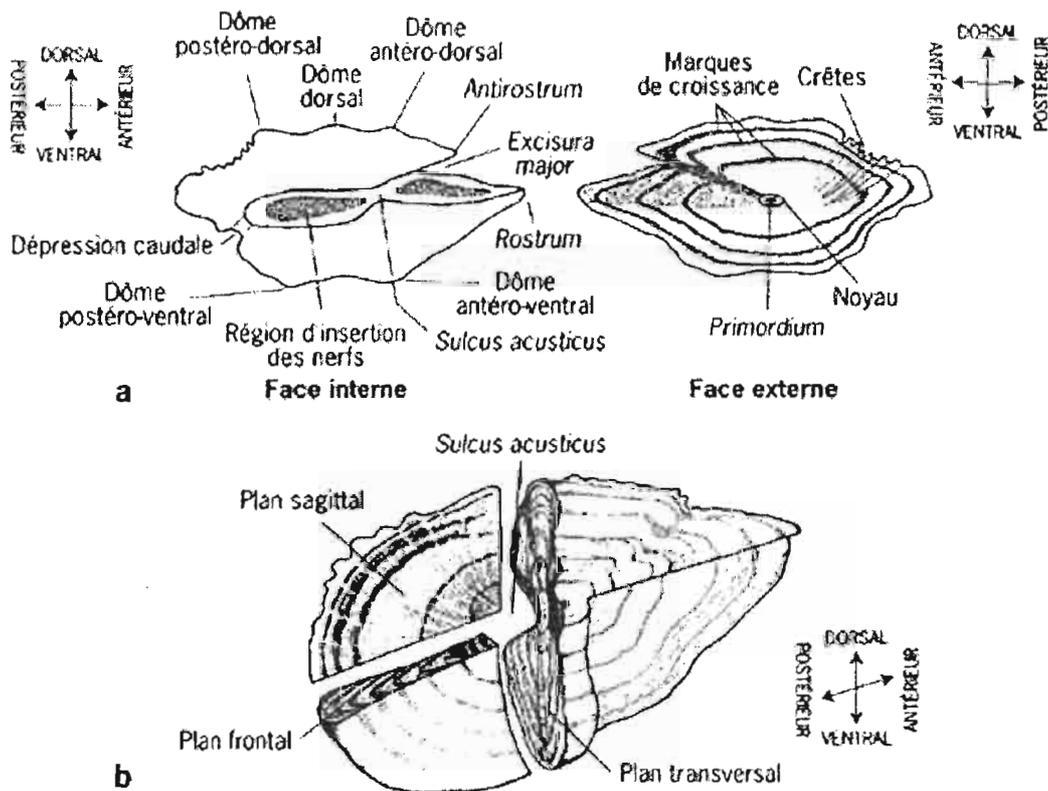


Figure 2 :

Section à travers une *Sagitta* typique montrant les différentes parties de cet otolithe (modifié d'après Pannella, 1980).

- a) Faces interne et externe d'une *Sagitta* typique.
- b) Les trois plans d'orientation d'une *Sagitta* typique.

2. Fonction

Les otolithes répondent aux forces d'inertie et de gravité et excitent mécaniquement les récepteurs de la macula. Les impulsions créées sont transmises au cerveau par l'intermédiaire du nerf auditif (Wright *et al.*, 2002). C'est ainsi que les otolithes participent à la réception des stimuli dus aux accélérations angulaires, à la gravité et aux sons (Blaker, 1974).

3. Accroissements périodiques et estimation d'âge

Les otolithes montrent une série de structures d'accroissement qui se forment régulièrement sur une échelle de temps s'étalant d'un rythme journalier à un rythme annuel (Wright *et al.*, 2002). Ces structures périodiques sont utilisées pour estimer l'âge des poissons téléostéens depuis plus de deux siècles (Hederström, 1759). Par ailleurs, les otolithes ne semblent pas sujets à des résorptions minérales excepté en cas de stress extrême (Wright *et al.*, 2002). Pour cette raison, ils apparaissent appropriés pour l'estimation de l'âge.

L'estimation de l'âge des poissons dépend des changements visibles de la croissance de l'otolithe. On note quatre niveaux de résolution :

- Accroissements journaliers, permettant une résolution des jours;
- Accroissements saisonniers, permettant une résolution de plusieurs mois ou d'une saison de croissance;
- Accroissements annuels, permettant une résolution des années;
- Discontinuités structurales dans l'otolithe, correspondant à des stress variés qui ne sont pas nécessairement réguliers durant la vie des individus (e.g. marque de recrutement, marque de maturité sexuelle).

a. Accroissements journaliers

Les accroissements primaires sont formés par dépôts successifs de couches riches en minéral et de couches riches en matrice protéique autour du noyau de l'otolithe (Wright *et al.*, 2002). Ces couches apparaissant respectivement claires et sombres quand on les observe en lumière naturelle transmise. Une succession de couches sombre et claire constitue un accroissement journalier. C'est Pannella (1971) qui le premier proposa une hypothèse de croissance des otolithes suivant un cycle journalier.

b. Accroissements saisonniers

Les accroissements saisonniers, aussi appelés zones, marques, anneaux ou annuli saisonniers, sont souvent distinguables sur les otolithes. Ces zones sont parfois distinguables sur des otolithes entiers (sans traitement préalable) et/ou après une préparation adaptée. Les deux principaux types de marque saisonnière ont des opacités différentes. En lumière transmise, les zones opaques sont sombres et les

zones translucides sont lumineuses et, en lumière réfléchi, les zones opaques sont lumineuses et les zones translucides sombres (Fig. 3) (Wright *et al.*, 2002).

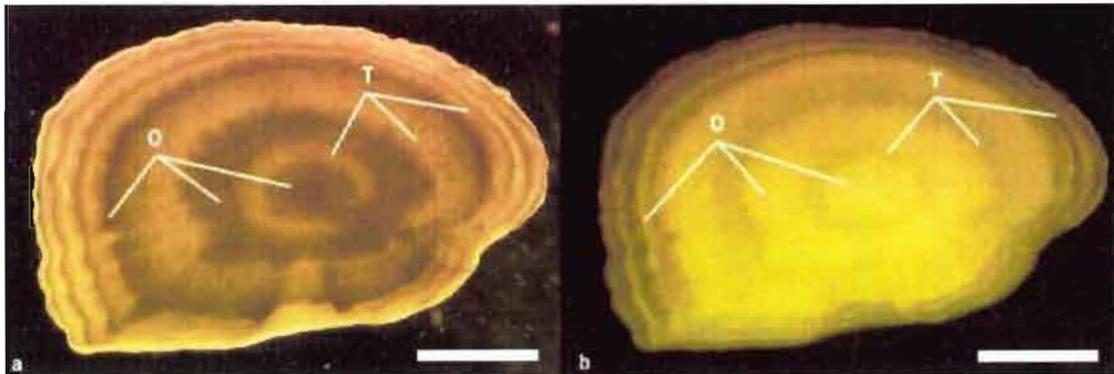


Figure 3 :

Otolithe entier de plie commune, *Pleuronectes platessa* (47 cm LT), montrant les zones opaques (O) et translucides (T) observées sous une lumière transmise (a) et sous une lumière réfléchi sur un fond noir (b).

Les zones opaques sont sombres sous une lumière transmise et lumineuse sous une lumière réfléchi, et c'est l'inverse pour les zones translucides.

Echelle = 2mm

(Photos J. Panfili).

c. Accroissements annuels

Les accroissements annuels, aussi appelés marques ou anneaux annuels ou annuli, sont souvent interprétés lorsque l'on prend en compte la succession de plusieurs accroissements saisonniers. De nombreux poissons de régions tempérées et tropicales montrent des accroissements annuels comprenant, normalement, des zones opaques et translucides (Wright *et al.*, 2002).

d. Discontinuités structurales

Les discontinuités structurales correspondant à des stress variés chez les poissons constituent généralement une gêne pour la lecture d'âge. Cependant, certaines marques particulières sont fort utiles. Par exemple une discontinuité structurale correspondant au recrutement se forme sur les otolithes de nombreuses espèces de poisson (Wilson & McCormick, 1997 ; Vigliola *et al.*, 2000). Cette marque permet d'estimer la durée de vie larvaire planctonique et le moment de la colonisation du benthos par les larves.

B. Echantillonnage

1. Collection des poissons

Les échantillons proviennent de la collection d'otolithes de l'UR 128 CoRéUs de l'IRD. L'échantillonnage a été réalisé au cours de plusieurs campagnes de l'IRD entre le 12 juin 1984 et le 24 juin 1988. Les poissons ont été pêchés dans une cinquantaine de stations différentes autour de la Nouvelle-Calédonie en utilisant plusieurs techniques de pêches : chalut, palangre, trémail, dérive, casiers, et empoisonnement à la roténone. L'échantillonnage avait pour buts de connaître les principales caractéristiques biologiques des poissons de Nouvelle-Calédonie par la lecture des otolithes (croissance, mortalité, âge), et d'étudier les contenus stomacaux des poissons.

2. Collection des otolithes

Mon premier travail a consisté à déterminer le contenu de la collection d'otolithes de l'IRD puis à l'organiser. Au total, j'ai déterminé que la collection comprenait 1444 individus appartenant à 106 espèces (voir la liste de toutes les espèces avec le nombre d'individus correspondants en annexe 1). Les otolithes étaient stockés dans des sachets individuels classés par espèce dans quatre boîtes différentes. Pour organiser la collection, j'ai tout d'abord attribué un identifiant unique à chaque sachet contenant les otolithes d'un individu. J'ai ensuite consigné sur support informatique (Excel) le nom des espèces, l'identifiant (id) de chaque individu, la date, le lieu et le mode de capture, la taille du poisson, son poids, et enfin son sexe (voir un exemple de la base de données en Annexe 2). Ce fichier a servi par la suite au sous-échantillonnage des individus pour analyse des otolithes.

3. Recherche bibliographique

De manière à mieux orienter le choix des espèces pour lesquelles les otolithes seraient analysés, j'ai ensuite réalisé une recherche bibliographique sur les 387 espèces commerciales répertoriées dans les comptages visuels de poissons en plongée par les équipes CPS lors de leurs missions en Nouvelle-Calédonie, Polynésie Française, Fidji, Tonga et Vanuatu. Lors de cette recherche bibliographique, il s'agissait de relever le maximum d'informations sur la biologie de ces espèces à partir de la base de données Fishbase (www.fishbase.org), la première base de données sur la biologie des poissons. Bien que Fishbase soit une base de données largement incomplète, j'ai pu recueillir des informations sur la taille maximale (L_{max}), la longévité (t_{max}), le taux de croissance (K), la taille (L_m) et l'âge (t_m) à maturité sexuelle de 387 espèces. Ces données ont été consignées dans un tableau Excel, et classées par espèce.

4. Sous-échantillonnage

Le sous-échantillonnage des individus pour analyse des otolithes a été fait sur la base des informations récoltées sur la collection (annexe 2) et dans la bibliographie. Seules

les 48 espèces en commun dans les deux tableaux Excel ont été finalement choisies pour mon étude, car ce sont les espèces rencontrées le plus fréquemment lors des comptages sous-marins et pour lesquelles des otolithes étaient disponibles dans la collection. Les caractéristiques biologiques provenant de Fishbase pour ces 48 espèces, sont en annexe 3.

Compte tenu du grand nombre d'espèces à étudier (48) et du temps disponible pour l'étude, il a fallu déterminer un nombre maximum d'individus à étudier par espèce. Nous avons décidé de sélectionner dix individus au maximum par espèce. Pour les espèces avec plus de dix poissons dans la collection, la sélection a été faite sur la base des fréquences de taille de manière à obtenir une grande gamme de taille par espèce. Pour les espèces avec seulement dix individus dans la collection ou moins, la totalité des poissons a été étudiée.

C. Techniques d'analyse des otolithes

1. Matériel nécessaire

- Les otolithes ont tout d'abord été pesés avec une **balance de précision Mettler AE 160**.

- **La résine polyester transparente**, produit d'enrobage, est conservée dans un endroit sombre et frais. Les principaux produits d'enrobage et leurs applications sont listés en annexe 4. On utilise un catalyseur pour démarrer et accélérer la polymérisation de la résine. Le mélange est fait en proportion de volume : le catalyseur est utilisé à 2 % du volume pour la résine polyester (10 ml de résine polyester pour 4 gouttes de catalyseur).

- On utilise deux **moules** dans lesquels les otolithes vont être enrobés. Ils sont fabriqués avec une résine d'élastomère de silicone et sont dimensionnés en fonction de la taille des otolithes. L'élastomère de silicone est un matériau très flexible qui facilite par la suite le démoulage lorsque la résine d'inclusion a polymérisé.

Les deux moules sont de tailles différentes. Le premier est destiné à l'enrobage de petits otolithes, tandis que le deuxième est destiné à l'enrobage d'otolithes de taille plus importante.

Le premier moule contient vingt-cinq cavités peu profondes, mesurant chacune environ 7 mm de diamètre et 4 mm de profondeur. Un nombre est gravé au fond de chaque cavité, afin de ne pas confondre les otolithes inclus par la suite.

Le deuxième moule contient 15 cavités plus profondes, mesurant chacune environ 1 cm de diamètre et 1,2 cm de profondeur. Chaque cavité a été numérotée à l'aide d'un marqueur.

- La coupe des otolithes inclus est réalisée avec l'aide **d'une scie à vitesse lente Labcut 1010**. Nous utilisons l'eau comme liquide de coupe des otolithes, car ce sont des structures pratiquement hydrophobes.

La scie a une paire de lames séparées dont l'espace correspond approximativement à l'épaisseur de coupe désirée. Cette dernière est de 1mm.

- Les sections d'otolithes sont collées sur des lames minces avec une **colle thermoplastique Crystal Bond**.

- Les étapes de ponçage et de polissage sont réalisées à la main à l'aide de **papiers abrasifs mouillables**, avec et sans pâte abrasive. Pour le ponçage, on utilise des papiers abrasifs à l'eau, de grain compris entre 280 et 1200 (280, 600, 800, 1200). Pour le polissage, on a utilisé des papiers abrasifs à l'eau de grain décroissant (1, 3, 9 μ m) dans un premier temps, puis des tissus avec différentes grosseurs de poudre d'alumine (de 3 μ m à 1 μ m) jusqu'à la fin de l'étude.

Tout au long du ponçage et du polissage, les otolithes sont observés à la **loupe binoculaire Leica MZ6** à la lumière transmise pour vérifier l'état d'avancement du ponçage.

- Les lames d'otolithes sont lues une première fois et photographiées sous un **microscope Leica** couplé à un **appareil photo numérique Olympus**.

- Les otolithes sont lus une deuxième fois à partir des photographies sur un logiciel d'analyse d'images : **ImageJ**.

Les estimations des courbes de croissance pour chaque espèce se font à partir de deux logiciels de statistique : **Statistica et R**.

2. Techniques d'extraction et de conservation des otolithes

Les étapes d'extraction, de manipulation et de conservation des otolithes sont primordiales pour le succès de l'estimation de l'âge de chaque individu.

a. Extraction des otolithes chez les poissons de grande taille

Sachant que les otolithes ont été extraits avant mon étude, je ne ferais qu'une brève description de la méthode utilisée lors de l'extraction des otolithes de la collection.

Avant l'extraction de leurs otolithes, les poissons ont été mesurés de l'extrémité de la mâchoire supérieure jusqu'à l'extrémité des plus longs rayons de la nageoire caudale (longueur à la fourche), puis ils ont été pesés.

Pour chaque individu, les sagittae ont été prélevés à l'œil nu au fur et à mesure de l'échantillonnage, au scalpel ou au couteau de cuisine suivant la taille des poissons. Il n'y avait pas de technique spécifique d'extraction. Celle-ci dépendait des espèces pêchées.

b. Conservation des otolithes

Les paires d'otolithes ont ensuite été nettoyées dans le but d'éliminer tous les tissus de la macula adhérent après la dissection, et stockées à sec dans un petit sachet en plastique, dans lequel a été ajoutée une étiquette indiquant la date, le lieu et le mode de capture, la taille du poisson, son poids, et quelquefois son sexe. Ces sachets ont

ensuite été stockés et classés par espèce dans des boites en bois. A l'obscurité, les otolithes séchés peuvent ainsi être conservés indéfiniment.

Les otolithes les plus gros, donc les moins fragiles, sont manipulés à la main. Tandis que les otolithes les plus fragiles sont manipulés à l'aide de pinces fines.

3. Techniques de préparation des lames minces

a. Enrobage de l'otolithe dans la résine

La résine et son catalyseur sont mélangés avec précaution dans le but d'éviter la formation de bulles au sein du mélange, qui pourraient par la suite empêcher une bonne préparation et observation de l'otolithe. La durée nécessaire pour le durcissement total est de quelques heures.

On utilise des moules individuels pour l'enrobage (Fig. 3a).

Dans un premier temps, une couche de base de résine est déposée dans les différentes cellules du moule avec l'aide d'une pipette en plastique souple et elle est laissée à polymériser à l'étuve à 35 °C. Après un temps suffisant de durcissement (à partir de 4h), l'otolithe à inclure est placé sur le fond d'une cellule du moule (Fig. 3b) et elle est ensuite recouverte par une nouvelle couche de résine (Fig. 3c), en s'assurant que l'otolithe est complètement recouvert par la résine.

Lors de cette étape, il est très important de repositionner l'otolithe au cas où il aurait dévié de sa position originale en déposant la résine. Cette phase de positionnement doit prendre en compte les futures manipulations et préparations (par exemple, le positionnement par rapport à un futur plan de coupe).

Les pièces enrobées sont alors prêtes à être sectionnées pour les analyses ultérieures (Fig.3d).

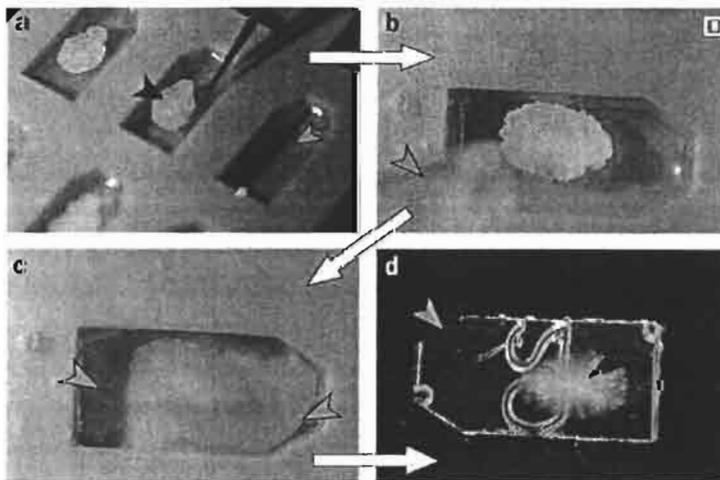


Figure 4 : Enrobage de l'otolithe dans la résine

- a) Une couche de résine (flèche jaune) a été coulée au préalable dans le fond de chaque moule : après polymérisation, elle devient la base de support de

l'otolithe (flèche rouge). Chaque otolithe est déposé sur le fond de résine durcie.

- b) L'otolithe est orienté convenablement et il est enrobé dans une deuxième couche de résine qui vient juste d'être préparée (flèche jaune).
- c) Il faut s'assurer que la résine (flèche jaune) encore liquide vienne remplir complètement le moule.
- d) Otolithe (flèche rouge) enrobé définitivement dans la résine polymérisé (flèche jaune). Le bloc de résine porte un numéro d'identification (20) moulé en empreinte sur la face inférieure.

(Photos © Ifremer O. Dugornay)

b. Section de la résine contenant l'otolithe

La section des otolithes enrobés est une étape préliminaire à la préparation de lames minces. Le principal problème lorsque l'on effectue une section est de s'assurer qu'elle inclut le meilleur plan de coupe, c'est à dire au niveau du noyau de l'otolithe.

Avant de procéder à la coupe de l'otolithe, il faut repérer au microscope la localisation de son nucléus, marqué par une tache plus sombre généralement au milieu de l'otolithe. Le nucléus constitue la partie initiale de l'otolithe, autour de laquelle, au fil du temps, s'ajoutent les autres couches. On marque l'emplacement du nucléus avec un stylo indélébile à la loupe binoculaire, afin de réaliser une lame de coupe transversale. On positionne ensuite l'otolithe de manière à ce que le repère soit entre les deux lames de la scie, afin que la section se fasse de chaque côté du noyau (Fig. 5).

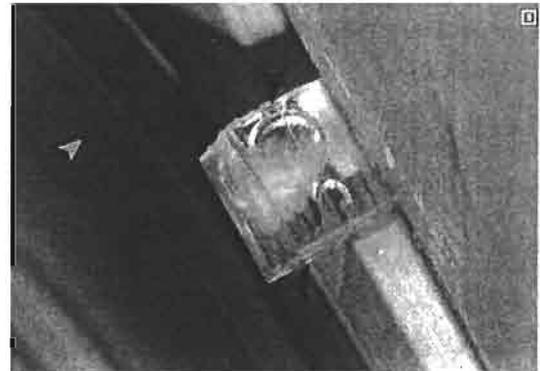
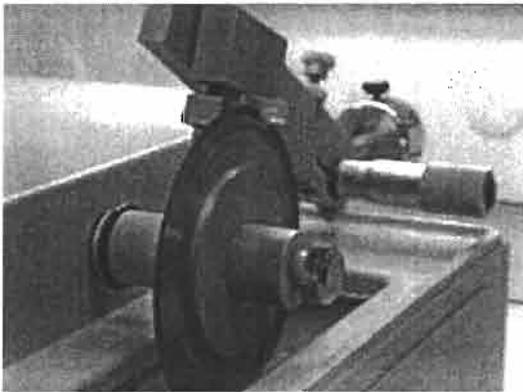


Figure 5: Section de la résine contenant l'otolithe.

(Photos © Ifremer O. Dugornay)

Découpe à l'aide d'une scie rotative a vitesse lente Labcut 1010. Le bloc de résine contenant l'otolithe (flèche rouge) est coupé par deux disques diamantés (flèche jaune) en rotation. Les disques sont humidifiés en permanence.

Le disque diamanté tourne pendant que le bloc de résine est appuyé directement dessus en pression.

c. Montage de la coupe d'otolithe

Pour préparer les lames minces transversales d'otolithes, il faut chauffer la lame de microscope à environ 130°C sur une plaque chauffante. Une touche de colle Crystalbond sur la lame chaude laissera un résidu liquide gommant, dans lequel on dépose l'otolithe. Il faut placer l'otolithe selon l'orientation désirée pendant que la lame est encore chaude. Pour cela, on place vers le haut la face de l'otolithe qui présente la plus grande épaisseur entre le noyau et la surface, de façon à pouvoir éliminer cette matière excédentaire par ponçage. La colle Crystalbond permet de décoller la lame et de la poncer des deux côtés. On marque ensuite chaque lame mince de l'identifiant correspondant à l'otolithe sur la lame.

d. Ponçage progressif et polissage

Le ponçage se fait à l'aide de papiers abrasifs au carbure de silicium de grain décroissant (280, 600, 800, 1200), avec de l'eau comme lubrifiant et avec un contrôle optique permanent du plan à atteindre à la loupe binoculaire.

Le polissage permet d'enlever les rayures et les irrégularités introduites par les étapes préalables du ponçage. Il est réalisé progressivement à l'aide de différentes suspensions de poudre (grains décroissants de 3 µm - 1 µm). Le choix des étapes terminales du polissage dépend de la qualité requise. Pendant le polissage, les préparations sont régulièrement contrôlées à la loupe binoculaire pour vérifier la bonne qualité de la surface (fissures, rayures, etc.).

Lors des préparations, on ponce et on poli en faisant de petits mouvements circulaires de façon à conserver une épaisseur régulière de l'otolithe à observer.

Le bloc peut être retourné, puis à nouveau fixé sur une lame par sa face polie, pour poncer puis polir ensuite la deuxième face. Les temps de ponçage et polissage dépendent du grain, de l'épaisseur de l'otolithe et de la quantité de colle qui couvre l'otolithe.

4. Techniques de détermination de l'âge – lecture des otolithes

Il faut, avant de commencer la lecture, choisir un axe de dénombrement approprié. Pour cela, il faut prendre en compte la longueur de l'axe et la netteté des stries. Le choix de l'axe de dénombrement peut être fait en fonction du deuxième critère, soit la netteté des stries. Il est normal que celle-ci varie le long de l'axe de dénombrement, soit à cause de la préparation des otolithes ou de facteurs non contrôlables liés à leur croissance. Lorsque la lecture se fait au microscope optique, il faut commencer par établir dans son esprit les axes de dénombrement en utilisant des grossissements plus faibles que ceux requis pour dénombrer les cernes. Les axes de lecture peuvent différencier suivant les espèces (Tab. 1).

Les lames sont observées une première fois au microscope à la lumière transmise après immersion dans de l'huile essentielle de romarin. L'huile permet d'améliorer le contraste et la visualisation des marques de croissance.

Cette première lecture se fait au fur et à mesure du ponçage afin de vérifier que le contraste des stries ne s'atténue pas. Suivant les espèces, le grossissement varie de $\times 50$ à $\times 200$.

Les mesures se font suivant un axe préférentiel de lecture, qui restera le même pour tous les individus d'une même espèce. On mesure la distance des anneaux annuels par rapport au noyau, et le rayon total de l'otolithe, grâce au micromètre oculaire.

Pour la deuxième lecture, on photographie les lames d'otolithes au microscope Leica avec une camera numérique Olympus montée sur le microscope. Plusieurs photos ont été nécessaires pour photographier l'otolithe entier d'un même individu. Les photographies sont numérotées avec les identifiants correspondants aux otolithes, puis mises sous forme de panoramas à l'aide du logiciel Photoshop, afin de faciliter la lecture.

Les mesures des rayons sont effectuées suivant un même axe grâce à ImageJ, un logiciel d'analyse d'images (Fig. 6). Toutes les mesures ont été faites par un même lecteur, et ont été notées suivant la fiabilité des lectures de « a » à « e » (a : stries très visibles et détermination de l'âge sans ambiguïté, b : stries visibles mais détermination de l'âge avec quelques doutes, c : difficultés d'interprétation, d : les structures ne sont presque plus discernables, e : lecture totalement ou presque hypothétique). Ces indices servent à donner des informations utiles sur les sources d'erreurs potentielles et à juger de la difficulté du processus d'estimation de l'âge pour les différentes espèces.

Les deux lectures ont été faites en prenant connaissance des dates et tailles à capture.

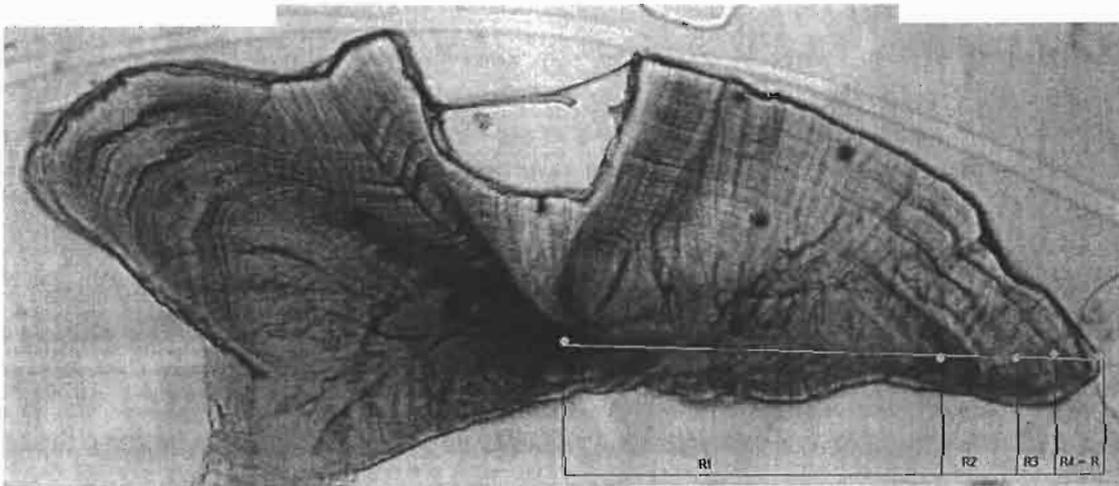


Figure 6 : Photo d'une coupe transversale d'un otolithe de *Scolopsis temporalis*.

Lectures des stries annuelles avec le logiciel Imagej (Photo M.C. Jumel).

On mesure le long d'une direction définie la distance R_1 du centre de l'otolithe à la bordure du premier anneau ; la distance R_2 du centre de l'otolithe à la bordure du deuxième anneau ; etc. jusqu'à R_n , n étant le rang du dernier anneau formé, et finalement la distance R , rayon de l'otolithe mesuré du centre du noyau au bord de l'otolithe.

Tableau 1: Axes de lecture d'âge choisis sur la section transversale des sagittae de chaque espèce.

Long du sulcus	Axe court	Axe long
<i>Bodianus perditio</i>	<i>Acanthurus dussumieri</i>	<i>Acanthurus nigricans</i>
<i>Lethrinus harak</i>	<i>Acanthurus mata</i>	<i>Acanthurus nigrofuscus</i>
<i>Siganus argenteus</i>	<i>Atule mate</i>	<i>Acanthurus xanthopterus</i>
	<i>Cephalopolis miniata</i>	<i>Aprion virescens</i>
	<i>Cheilinus chlorourus</i>	<i>Caesio caeruleaureus</i>
	<i>Epinephelus rivulatus</i>	<i>Cephalopholis boenak</i>
	<i>Gnathanodon speciosus</i>	<i>Choerodon graphicus</i>
	<i>Lutjanus kasmira</i>	<i>Epinephelus aerolatus</i>
	<i>Parupeneus spilurus</i>	<i>Epinephelus maculatus</i>
	<i>Plectropomus leopardus</i>	<i>Epinephelus fasciatus</i>
	<i>Priacanthus hamrur</i>	<i>Kyphosus vaigiensis</i>
	<i>Scolopsis bilineata</i>	<i>Lethrinus genivittatus</i>
		<i>Lethrinus lentjan</i>
		<i>Lethrinus obsoletus</i>
		<i>Lethrinus variegatus</i>
		<i>Lethrinus xanthocheilus</i>
		<i>Lethrinus agentimaculatus</i>
		<i>Lutjanus vitta</i>
		<i>Monotaxis grandoculis</i>
		<i>Mulloidichthys flavolineatus</i>
		<i>Myripristis murdjan</i>
		<i>Naso annulatus</i>
		<i>Neoniphon sammara</i>
		<i>Parupeneus barberinus</i>
		<i>Parupeneus pleurostigma</i>
		<i>Sargocentron diadema</i>
		<i>Scarus rivulatus</i>
		<i>Scolopsis temporalis</i>
		<i>Siganus puellus</i>
		<i>Siganus punctatus</i>
		<i>Upeneus tragula</i>
		<i>Valamugil seheli</i>
		<i>Zebrasoma veliferum</i>

D. Analyse de données – estimation du taux de croissance

1. Rétrocalcul

Le rétrocalcul est une des principales méthodes permettant d'obtenir des estimations de la taille des poissons en fonction de l'âge depuis l'éclosion jusqu'à la capture pour chaque individu. Le rayon de l'otolithe à un âge donné reflète la longueur du poisson à l'âge en question.

Le rétrocalcul de la croissance peut être effectué à partir d'une série d'accroissements annuels et représente une des applications les plus utiles de l'otolithe. Dans cette étude, nous avons utilisé le rétrocalcul car le nombre d'individus pour chaque espèce

est insuffisant pour une estimation de la courbe de croissance de l'espèce en question. Le rétrocalcul nous a donc permis d'obtenir plus de données pour chaque individu à traiter par la suite pour l'estimation de la courbe de croissance. Le modèle de rétro-calcul le plus fréquemment utilisé est celui de Campana (1990) dont la formule est :

$$L_t = L_{\text{capt}} + \{(R_t - R_{\text{capt}})(L_{\text{capt}} - L_0)\} / (R_{\text{capt}} - R_0)$$

Avec,

L_t : la taille à l'âge t .

L_{capt} : la taille à la capture.

R_t : le rayon à l'âge t .

R_{capt} : le rayon à la capture.

L_0 : la taille à l'éclosion.

R_0 : le rayon à l'éclosion.

Ce modèle a été utilisé dans cette étude avec les valeurs de L_0 et R_0 fixées à zéro en première approximation.

2. Modèle de croissance de von Bertalanffy

Le modèle de croissance le plus fréquemment utilisé dans la recherche en halieutique est la fonction de croissance de von Bertalanffy (FCVB). Dans sa forme basée sur la longueur, elle s'énonce comme suit :

$$L = L_{\text{max}} (1 - e^{-k(t-t_0)})$$

Où L est la taille à l'âge t , K est le coefficient de croissance de von Bertalanffy, L_{max} la taille asymptotique, k , le taux de croissance et t_0 l'âge auquel le poisson a une taille nulle. En première approximation, t_0 a été fixé à zéro dans cette étude, K et L_{inf} étant les paramètres à déterminer.

3. Logiciels de statistique

Pour les estimations des courbes de croissance, on utilise deux logiciels : R et Statistica. Ces logiciels permettent d'ajuster le modèle de croissance de Von Bertalanffy et d'en estimer les coefficients par régression non-linéaire ou par modèle non-linéaire à effet mixte (NLME) (Pinheiro & Bates, 2000).

Le choix entre régression et NLME dépend du nombre de poissons disponible par espèce. Les paramètres L_{max} et K ont été estimés par ajustement du modèle de Von Bertalanffy sur les données taille-âge obtenues par rétrocalcul à partir de la lecture des rayons des otolithes de chaque individu. Pour les espèces à un seul individu, l'ajustement du modèle de croissance de Von Bertalanffy a été effectué par régression non linéaire dans STATISTICA. Pour les autres espèces, l'ajustement a été effectué par la méthode des NLME dans R.

La méthode d'ajustement la plus intéressante est le NLME car elle permet d'estimer la variabilité individuelle de la croissance, contrairement à la régression non-linéaire. Dans le cas où un seul poisson par espèce est disponible, seule la technique de régression non linéaire permet d'estimer les paramètres de croissance du modèle de Von Bertalanfy (voir la comparaison de la régression non linéaire avec le NLME dans le tableau 2 ci-dessous).

Tableau 2: Tableau comparatif de la régression non linéaire et du NLME.

	NLME	Régression non linéaire
<i>Estimation de la variabilité individuelle</i>	oui	non
<i>Nombre de poissons minimums</i>	> 1	≥ 1
<i>Logiciels</i>	R	R et STATISTICA
<i>Indicateur de qualité</i>	Loglikelihood	R ²

III. Résultats

A. Lecture des otolithes

1. Description des structures de croissance.

J'ai observé que les structures de croissance présentes sur les otolithes étaient variables suivant les espèces, ce qui posait des problèmes d'interprétation des lectures. D'une part, le noyau était plus ou moins bien défini en fonction des espèces. D'autre part, il arrivait parfois que certaines espèces présentent un double noyau. Dans ce dernier cas, le noyau le plus proche de l'axe de dénombrement a été choisi comme origine des lectures (Fig. 7).

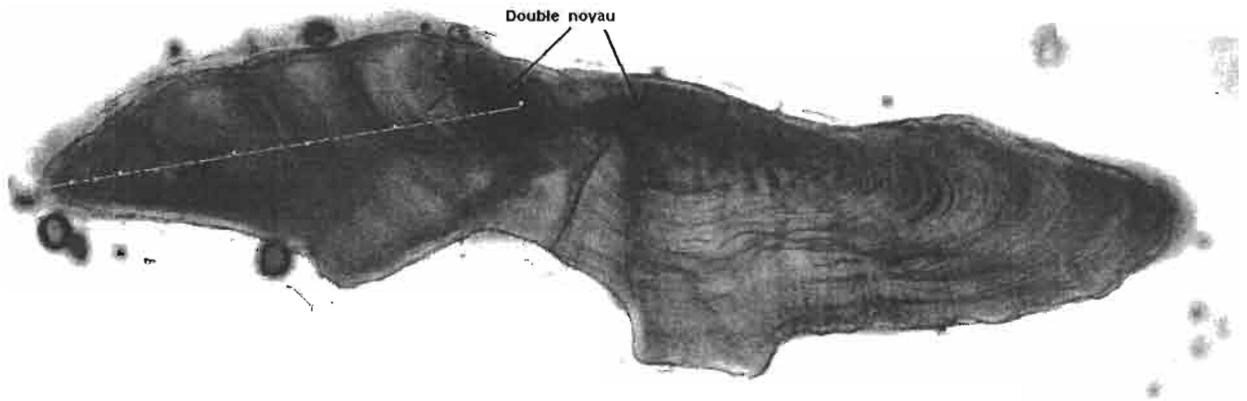


Figure 7 : Photo d'une coupe transversale d'un otolithe de *Plectropomus leopardus* montrant un double noyau.

On choisira alors le noyau le plus proche de l'axe de dénombrement choisi. (Photo M.C. Jumel).

L'axe de dénombrement différait selon les espèces pour des raisons de clarté d'otolithe. Pour trois espèces, les mesures ont été faites le long du sulcus, pour douze espèces, le dénombrement a été fait suivant l'axe le plus court, et enfin, pour le reste des espèces, soit trente trois, le dénombrement a été fait suivant l'axe le plus long. La répartition des familles dans les trois axes de lecture ne semblait pas suivre une règle particulière (Tab. 1).

2. Indice de qualité des lectures

La comparaison des lectures d'otolithes effectuées au micromètre oculaire et par analyse d'image a permis de classer les individus selon un critère de qualité d'otolithe s'échelonnant de « a » (très facile à lire) à « e » (lecture hypothétique). En général, les résultats des deux lectures étaient relativement similaires et les otolithes étaient alors classés dans les catégories a, b ou c. Dans le cas où les résultats des deux lectures

étaient largement différents, une troisième lecture était faite. Si la détermination de l'âge était toujours incertaine au bout de la troisième lecture, alors la fiabilité de la lecture était notée « d » ou « e ».

Sur les 248 otolithes lus, 20 (8%) étaient classés en « a », 82 (33%) en « b », 62 (25%) en « c », 56 (23%) en « d » et 28 (11%) en « e » (Tab. 3). Les otolithes de la majorité des individus (66%) étaient donc très bien (a), bien (b) ou moyennement bien (c) lisibles, alors que les lectures étaient suspectes (d) voire hypothétique (e) pour 34% des individus. Notons cependant qu'une minorité d'otolithes ont été classés dans la catégorie « a ». Cela signifie qu'en général les lectures ont été faites dans le doute.

Les problèmes d'interprétation rencontrés concernaient les anneaux très rapprochés (anneaux doubles, Fig. 8), et les anneaux incomplets ou faux anneaux, c'est à dire, visibles dans une partie du champ seulement (Fig. 9).

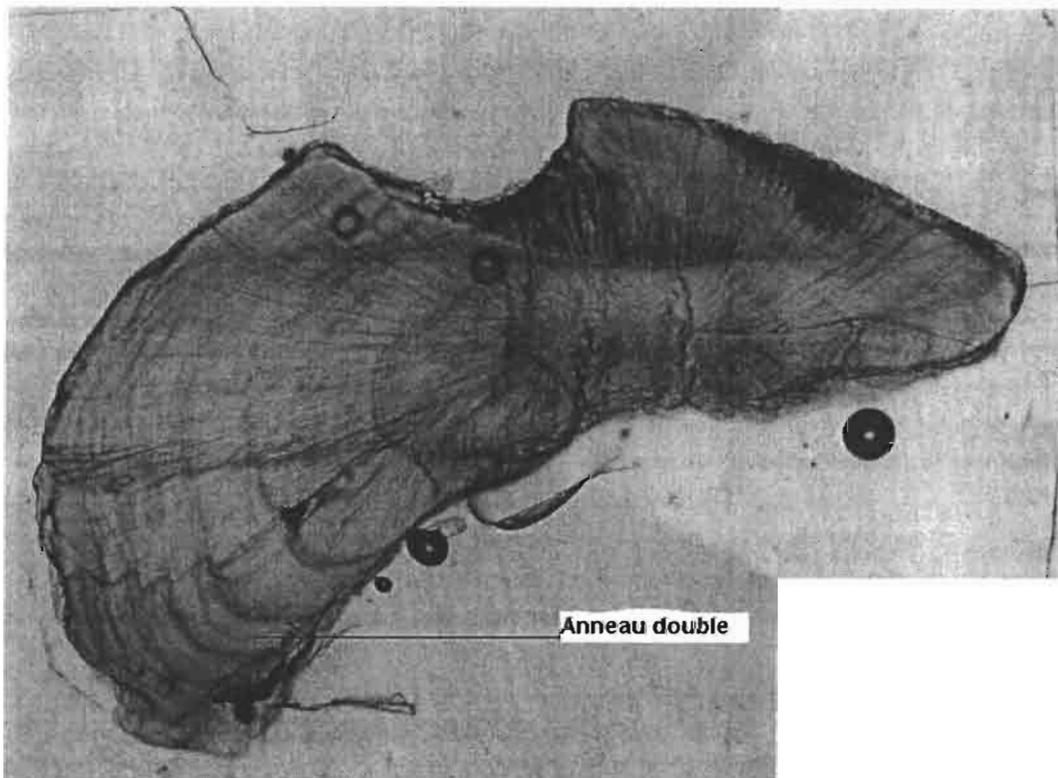


Figure 8 : Photo d'une coupe transversale d'un otolithe de *Acanthurus nigricans* montrant un anneau double. (Photo M.C. Jumel)

La lecture des otolithes a été plus ou moins facile selon les familles (Tab. 3) et les espèces (annexe 5). Par ordre de difficulté croissante les familles étudiées se sont classées ainsi: Serranidae, Lutjanidae, Acanthuridae, Lethrinidae, Kyphosidae, Scaridae, Caesionidae, Nemipteridae, Labridae, avec les Holocentridae, Mugilidae, Siganidae, Priacanthidae, Carangidae.

Douze espèces présentaient chez la plupart des individus une structure otolithique particulièrement claire, donc plus facilement lisible: *Cephalopolis boenak*, *Cephalopolis miniata* (Serranidae), *Aprion virescens*, *Lutjanus argentimaculatus*, *Lutjanus vitta* (Lutjanidae), *Acanthurus mata*, *Acanthurus xanthopterus*, *Naso*

annulatus (Acanthuridae), *Lethrinus genivittatus*, *Lethrinus obsoletus*, *Lethrinus xanchocheilus* (Lethrinidae), et *Choerodon graphicus* (Labridae).

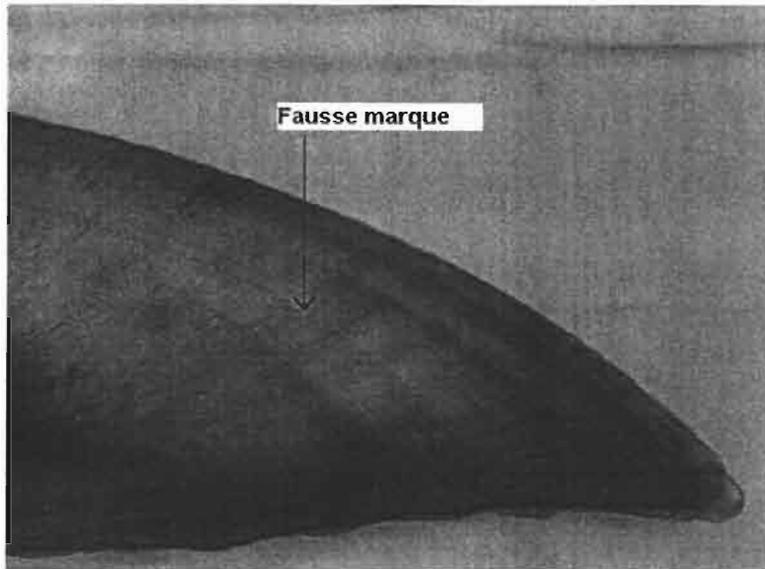


Figure 9 : Photo d'une coupe transversale d'un otolithe de *Sargocentron diadema* montrant un faux anneau. (Photo M.C. Jumel)

Tableau 3 : Indices de qualité des lectures d'otolithes de « a » (lecture très facile) à « e » (lecture hypothétique) présentés par famille. Voir annexe 5 pour le détail par espèce.

Familles	a	b	c	d	e	Nombre poissons
Acanthuridae	6	17	9	3	x	35
Caesionidae	2	3	2	2	1	10
Carangidae	x	x	x	1	1	2
Holocentridae	1	1	1	4	1	8
Kyphosidae	x	1	1	x	x	2
Labridae	1	2	6	3	x	12
Lethrinidae	3	14	7	11	6	41
Lutjanidae	1	12	8	2	1	24
Mugilidae	1	3	3	6	10	23
Nemipteridae	1	3	6	5	x	15
Priacanthidae	x	x	x	1	3	4
Scaridae	x	x	1	x	x	1
Serranidae	4	25	18	17	3	67
Siganidae	x	1	x	1	2	4
Total	20	82	62	56	28	248

B. Analyse des trajectoires de croissance.

1. Croissance de toutes les espèces

Les estimations des paramètres de croissance K et Lmax pour les espèces étudiées sont consignées dans le tableau 4.

Pour chaque espèce est indiqué : le nombre de poissons dont les otolithes ont été analysés (N px.), le nombre d'observations sur la totalité des otolithes pour la même espèce (N obs.), la méthode statistique utilisée (Meth.), régression non linéaire (Reg.) ou modèle non linéaire à effet mixte (NLME), les valeurs de Lmax (année) et K (année⁻¹) données dans Fishbase (Lmax Fishbase, K Fishbase) et estimées dans cette étude (Lmax est., K est.) avec les erreurs standards correspondantes (qui indiquent la confiance que l'on peut avoir en ces paramètres), et enfin l'indicateur de qualité de l'ajustement du modèle (R² pour la méthode de régression et Loglike pour les NLME). Les valeurs en gras correspondent aux cas où Lmax a été fixé dans les modèles à la valeur donnée dans Fishbase. ND : valeur non déterminée.

Les estimations des paramètres de croissance ont été possibles pour 43 espèces sur les 48 étudiées au total. Les valeurs n'ont pas pu être déterminées (ND) pour cinq espèces pour différentes raisons : les individus étaient tous juvéniles, ce qui ne permettait pas de faire une estimation des taux de croissance pour les espèces concernées (*Gnathanodon speciosus*, *Monotaxis grandoculis*, *Neoniphon sammara*), aucune donnée sur la taille du poisson à capture n'avait été reporté, ce qui ne permettait pas le rétrocalcul (*Lethrinus obsoletus*) ou enfin, tous les otolithes de l'espèce étaient illisibles (*Siganus puellus*).

Les taux de croissance des 43 espèces pour lesquelles les estimations ont été possibles s'échelonnaient entre 0,1 et 1,2 année⁻¹ avec la plupart des espèces entre 0,2 et 0,7 année⁻¹ (Fig. 10). Les espèces semblaient se classer en deux grands groupes avec une séparation à K=0,5 années⁻¹ : un premier groupe d'espèces à faible croissance (K<0,5 années⁻¹) et un second groupe à forte croissance (K> 0,5 années⁻¹).

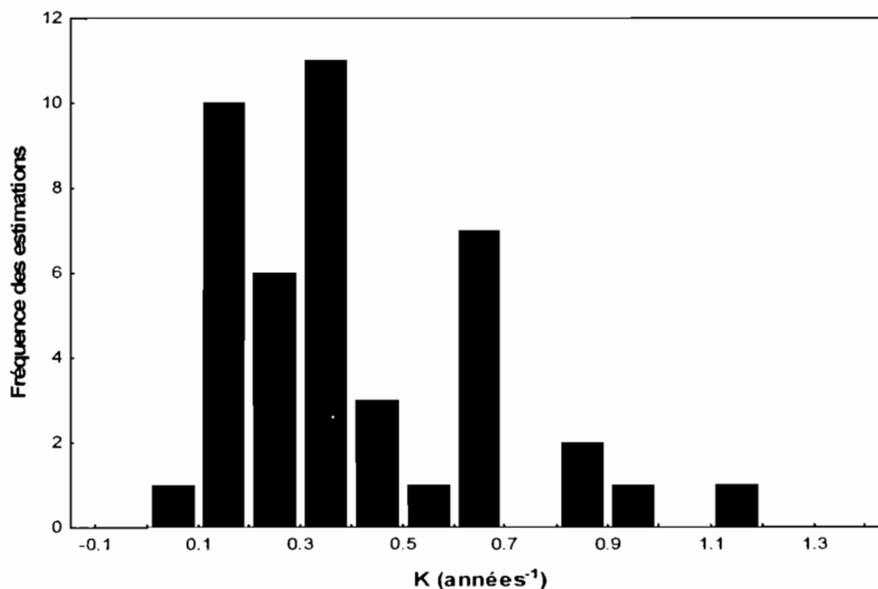


Figure 10 : Distribution des taux de croissance K des 43 espèces étudiées.

Tableau 4: Résultats des estimations de K et Lmax pour toutes les espèces.

Espèces	N px.	N obs.	Meth.	Lmax Fishbase (cm)	Lmax est. (cm)	K Fishbase	K est.	LogLik e.	R ²
<i>Acanthurus dussumieri</i>	7	42	NLME	50	27.9 (0.9)		0.7 (0.1)	-97.7	
<i>Acanthurus mata</i>	9	78	NLME	50	21.4 (1.5)		0.7 (0.1)	-142.5	
<i>Acanthurus nigricans</i>	2	21	NLME	21	21.7 (1)		0.3 (0.1)	-36.4	
<i>Acanthurus nigrofuscus</i>	4	35	NLME	21	12.8 (1.2)	1-1.72	0.5 (0.1)	-39.1	
<i>Acanthurus xanthopterus</i>	2	10	NLME	56	30.9 (8.9)		0.5 (0.1)	-15.6	
<i>Aprion virescens</i>	3	56	NLME	100	71.1 (1.6)		0.2 (0.1)	-164.5	
<i>Atule mate</i>	1	6	Reg.	30	24.8 (4.6)	0.58-1	0.2 (0.2)		0.96
<i>Bodianus perditio</i>	9	127	NLME	80	43.4 (2.4)		0.2 (0.03)	-333.0	
<i>Caesio caeruleus</i>	10	56	NLME	25	12.8 (0.8)		0.9 (0.2)	-73.9	
<i>Cephalopolis boenak</i>	10	85	Reg.	24	19.1 (0.8)		0.3 (0.02)		0.87
<i>Cephalopolis miniata</i>	10	132	NLME	41	33.7 (2.2)		0.4 (0.1)	-324.0	
<i>Cheilinus chlorourus</i>	2	16	NLME	36	21.1 (0.5)		0.7 (0.3)	-24.4	
<i>Choerodon graphicus</i>	1	5	Reg.	46	46		0.3 (0.03)		0.89
<i>Epinephelus aerolatus</i>	10	79	NLME	45	21.6 (2.8)	0.31	0.5 (0.1)	-169.4	
<i>Epinephelus fasciatus</i>	10	57	NLME	40	20 (2)		0.7 (0.1)	-103.2	
<i>Epinephelus maculatus</i>	10	106	NLME	50	41 (3.4)		0.4 (0.1)	-263.1	
<i>Epinephelus rivulatus</i>	7	77	NLME	35	32 (0.9)		0.4 (0.1)	-207.2	
<i>Gnathanodon speciosus</i>	1	ND	ND	110	ND	0.14	ND		ND
<i>Kyphosus vaigiensis</i>	2	19	NLME	60	48.4 (1.1)		0.4 (0.1)	-37.7	
<i>Lethrinus genivittatus</i>	10	76	NLME	25	18.4 (1.5)		0.4 (0.1)	-108.2	
<i>Lethrinus harak</i>	1	13	Reg.	60	24.9 (1.6)	0.45-0.49	0.4 (0.04)		0.93
<i>Lethrinus lentjan</i>	10	97	NLME	40	42.5 (2.1)	0.17-0.27	0.2 (0.03)	-222.4	
<i>Lethrinus obsoletus</i>	1	ND	ND	40	ND		ND		ND
<i>Lethrinus variegatus</i>	10	110	NLME	20	24.9 (2)		0.4 (0.04)	-243.3	
<i>Lethrinus xanthocheilus</i>	1	5	Reg.	60	60	0.14-0.30	0.2 (0.01)		0.91
<i>Lutjanus argentimaculatus</i>	1	10	Reg.	120	78.8 (5.5)	0.19	0.2 (0.02)		0.99
<i>Lutjanus kasmira</i>	10	93	NLME	35	21.1 (0.4)	0.21-0.38	0.7 (0.1)	-172.2	
<i>Lutjanus vitta</i>	10	40	NLME	40	24.3 (0.9)	0.22-0.7	0.9 (0.1)	-74.1	
<i>Monotaxis grandoculis</i>	8	ND	ND	60	ND		ND	ND	
<i>Mulloidichthys flavolineatus</i>	2	10	NLME	40	18.2 (0.9)	0.16-0.27	0.4 (0.1)	-6.3	
<i>Myripristis murdjan</i>	5	39	NLME	27	9.8 (1.7)		1.2 (0.2)	-39.1	
<i>Naso annulatus</i>	7	47	NLME	100	32.9 (1.8)		0.4 (0.1)	-100.6	
<i>Neoniphon sammara</i>	1	ND	ND	30	ND		ND		ND
<i>Parupeneus barberinus</i>	4	47	NLME	50	22.2 (4.4)		0.3 (0.03)	-86.8	
<i>Parupeneus pleurostigma</i>	2	12	NLME	33	17.3 (2.7)		0.3 (0.05)	-11.0	
<i>Parupeneus spilurus</i>	3	29	NLME	32	27 (2.7)		0.2 (0.1)	-64.8	
<i>Plectropomus leopardus</i>	10	118	NLME	75	58.8 (2.8)		0.2 (0.03)	-300.0	
<i>Priacanthus hamrur</i>	4	67	NLME	40	30.1 (2.8)		0.2 (0.1)	-147.7	
<i>Sargocentron diadema</i>	2	11	NLME	17	13.4 (0.3)	1.13	0.6 (0.03)	-1.1	
<i>Scarus rivulatus</i>	1	7	Reg.	40	40		0.3 (0.03)		0.79
<i>Scolopsis bilineata</i>	7	51	NLME	23	16.8 (0.7)		0.4 (0.03)	-77.6	
<i>Scolopsis temporalis</i>	8	42	NLME	35	16.1 (1)		1.0 (0.1)	-55.4	
<i>Siganus argenteus</i>	1	16	Reg.	37	37	0.75	0.1 (0.005)		0.47
<i>Siganus puellus</i>	2	ND	ND	38	ND		ND	ND	
<i>Siganus punctatus</i>	1	4	Reg.	40	40		0.2 (0.02)		0.92
<i>Upeneus tragula</i>	9	66	NLME	30	12.3 (1.2)		0.7 (0.1)	-97.4	
<i>Valamugil seheli</i>	3	21	NLME	60	18.4 (1.4)		0.7 (0.1)	-31.1	
<i>Zebbrasoma veliferum</i>	4	39	NLME	40	21.5 (1.5)		0.4 (0.03)	-70.2	

Les valeurs de Lmax obtenues s'échelonnaient entre 9.8 et 78.8 cm LF, la plupart des espèces ayant un Lmax compris entre 20 et 40 cm LF (Fig. 11). Si ce n'est deux espèces avec une taille Lmax particulièrement grande (70-80 cm), la distribution des Lmax étaient relativement homogène en fonction des espèces (Fig. 11).

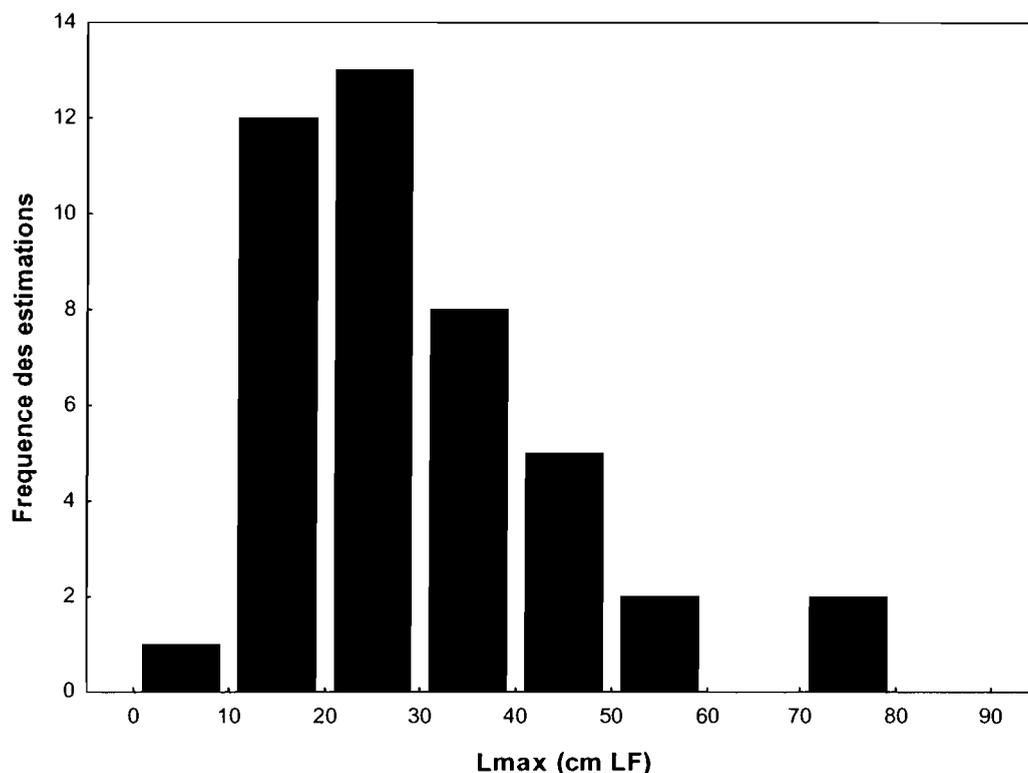


Figure 11 : Distribution des tailles maximale estimées pour les 43 espèces étudiées.

Après avoir estimé les paramètres de croissance de 43 espèces en analysant les otolithes de très peu d'individus, il était légitime de se demander si les estimations obtenues étaient d'un ordre de grandeur comparable à ce qui avait été reporté dans la littérature, ou si elles étaient au contraire complètement absurdes.

En comparant toutes les valeurs de Lmax estimées dans ce travail avec celles données dans Fishbase, on obtient le graphique de la figure 12.

Cette figure montre que la majorité des estimations sont assez éloignées de la droite $y = x$. Cela signifie que les estimations sont loin des valeurs de Fishbase pour la plupart des espèces. La droite de régression entre Lmax donnée dans fishbase et Lmax estimée dans ce travail indique que les valeurs estimées dans ce travail sont 60% plus petites que les valeurs données dans Fishbase. On pourrait donc penser que les valeurs estimées dans ce travail sont absurdes. Cependant, les données de fishbase correspondent aux tailles maximales enregistrées par espèce. Il serait donc peut être plus judicieux de comparer nos valeurs avec celles obtenues par d'autres auteurs ayant travaillé sur des otolithes. Dans ce domaine, le travail de Choat et Robertson (2002) fait référence.

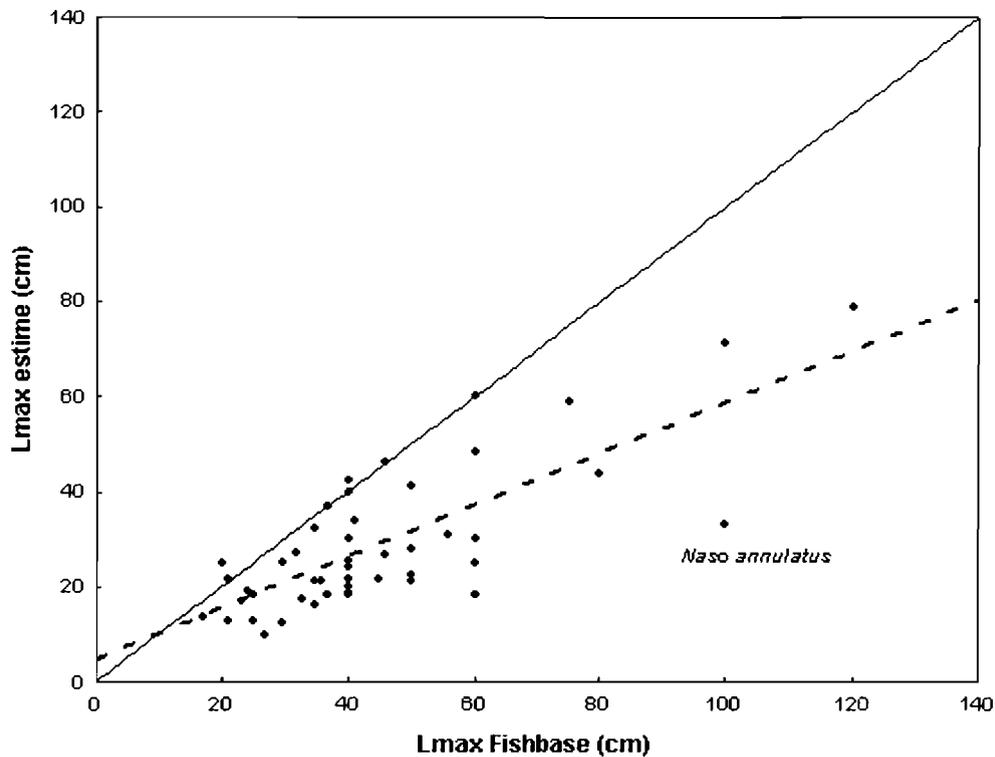


Figure 12 : Comparaison des valeurs de Lmax estimées dans ce travail avec celles données dans Fishbase pour toutes les espèces étudiées. La droite en trait plein correspond à la droite $y = x$. Les valeurs le long de cette droite correspondent aux valeurs estimées égales aux valeurs de Fishbase. La droite en pointillé correspond à la droite de régression et indique que les valeurs estimées dans ce travail sont 60% plus petites que celles données dans Fishbase ($L_{\max} \text{ estimée} = 0,6 L_{\max} \text{ Fishbase}$).

J'ai donc comparé mes estimations de Lmax avec celles de Choat & Robertson (2002). On obtient le graphique de la figure 13, à partir du tableau 5 ci-dessous.

Tableau 5 : Valeurs des Lmax estimés par Choat & Robertson (2002), par cette étude, en comparaison avec les valeurs données dans Fishbase pour sept espèces communes à mon travail et celui de Choat et Robertson.

Espèces	Lmax Fishbase (cm)	Lmax Choat (cm)	Lmax est. (cm)	Différence (cm)	Différence % Choat	Différence % est.
<i>Acanthurus dussumieri</i>	50	30.8	28	19.2	38.4	44.1
<i>Acanthurus mata</i>	50	38.3	21	11.7	23.4	57.3
<i>Acanthurus nigricans</i>	21	14.3	22	6.7	31.9	-3.5
<i>Acanthurus nigrofuscus</i>	21	12	13	9	42.9	39.0
<i>Acanthurus xanthopterus</i>	56	42.6	31	13.4	23.9	44.9
<i>Naso annulatus</i>	100	62.6	33	37.4	37.4	67.1
<i>Zebbrasoma veliferum</i>	40	20.8	21	19.2	48.0	46.4

Dans le tableau 5, on remarque que si nos valeurs sont largement plus faibles que celles données dans Fishbase, celles de Choat & Robertson le sont aussi, cependant moins que les nôtres. Cela se vérifie dans la figure 13.

Les résultats montrent que les valeurs de Lmax estimées par Choat et Robertson pour les sept espèces de leur étude sont environ 65% plus petites que celles données dans Fishbase (Fig. 13, droite I), ce qui est similaire à ce que nous avons trouvé pour l'ensemble de nos espèces (60%, Fig. 13, droite II), bien que pour les 7 espèces étudiées par Choat et Robertson, nos estimations donnent une valeur plus faible (44%, Fig. 13, droite III). On peut donc conclure que nos valeurs ne sont pas complètement absurdes bien qu'elles soient fortement éloignées de celles de Fishbase.

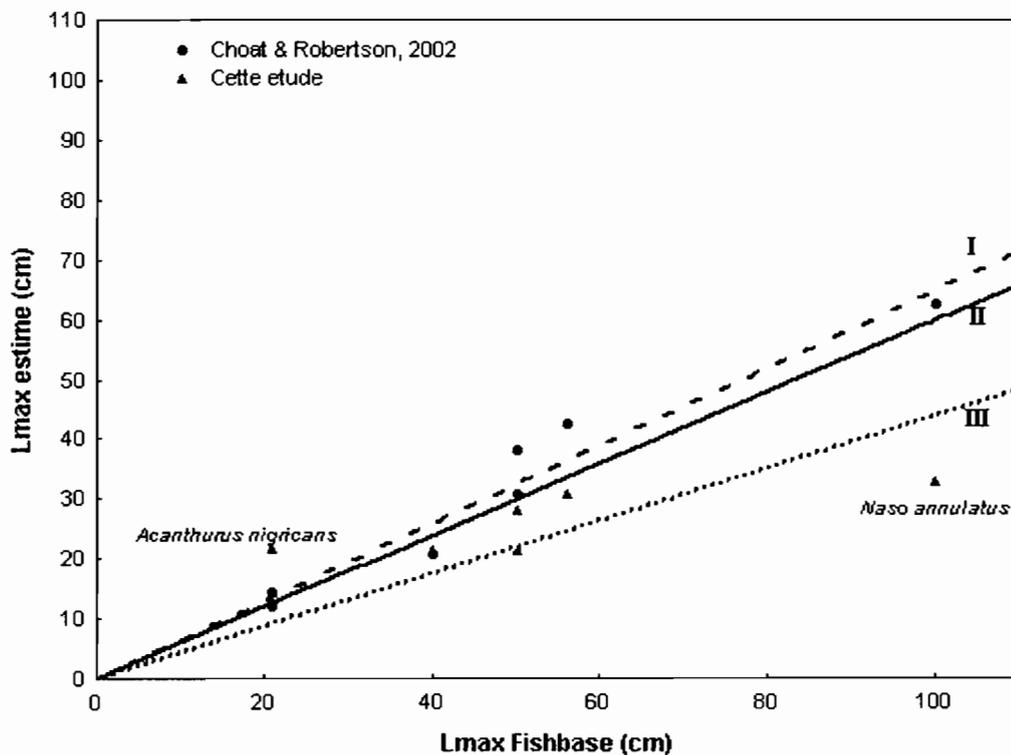


Figure 13 : Graphique des estimations de Lmax de Choat & Robertson (2002) et de ce travail pour sept espèces en fonction des valeurs de Lmax de Fishbase. La droite I correspond à la régression des données de Choat & Robertson sur celles de Fishbase pour les 7 espèces (pente = 0.65), la droite II à la régression de l'ensemble de mes données sur celles de Fishbase (pente = 0.60) et la droite III la régression des mes données pour 7 espèces sur celles de Fishbase (pente = 0.44).

Sur le graphique de la figure 13, on remarque cependant que nos valeurs estimées et celles de Choat & Robertson se répartissent de chaque côté de la droite II, excepté pour une espèce, éventuellement deux : *Naso annulatus* et *Acanthurus nigricans*. Ce résultat était déjà visible sur la figure 6 pour *Naso annulatus* dont la valeur estimée de Lmax s'éloignait fortement de la valeur donnée dans Fishbase par rapport aux autres espèces. Ce résultat suggère que les estimations obtenues pour *Naso annulatus* et

Acanthurus nigricans pourraient être de qualité suspecte en comparaison des autres espèces.

Les estimations suspectes pour *Naso annulatus* et *Acanthurus nigricans* m'ont poussé à en rechercher d'autres. Pour cela, j'ai calculé les percentiles à 95% (2,5 % des valeurs observées en dessous et 2,5% des valeurs observées au dessus des percentiles à 95%). On obtient le graphique de la figure 14. Il représente les différences en % entre les valeurs de tous les Lmax estimés dans ce travail et les valeurs des Lmax données dans Fishbase. Ce graphique a été fait à partir du tableau 6.

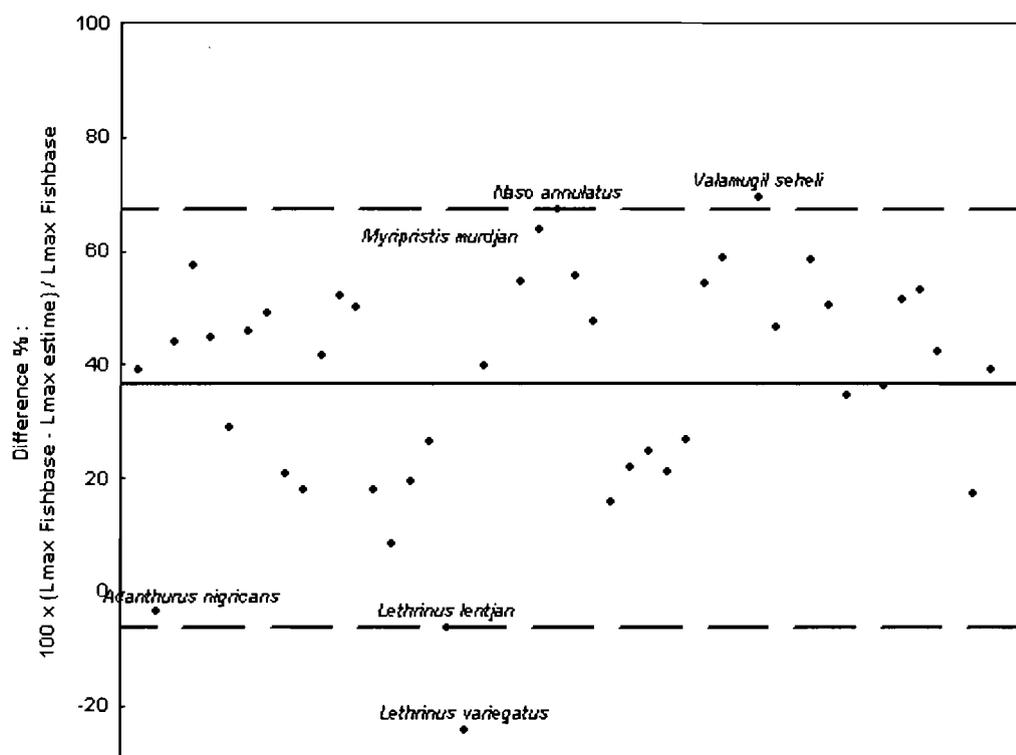


Figure 14 : Différences en % entre les valeurs de Lmax estimés dans ce travail et celles provenant de Fishbase pour toutes les espèces étudiées. La ligne continue indique la différence moyenne. Les lignes en pointillés indiquent les valeurs des percentiles à 95%. Les noms des espèces pour lesquelles les estimations de Lmax semblent suspecte ont été indiqués sur la figure.

Sur la figure 14, la droite en trait plein représente la moyenne (36.7 %) des différences à Fishbase en pourcentage, et les droites en pointillés représentent les percentiles à 95%. C'est à dire qu'il y a 95% des espèces qui ont une différence à Fishbase comprise entre 67,1% et -6,2%.

Dans ce graphique, on observe que quatre espèces sont en dehors des percentiles à 95% et deux espèces en sont très proche. Cela signifie que ces six espèces sont parmi les 5% des espèces exceptionnelles, ou plus vraisemblablement, ont des estimations suspectes. Ces espèces sont: *Lethrinus variegatus*, *Valamugil seheli*, *Naso annulatus*, *Lethrinus lentjan*, et éventuellement *Myripristis murdjan* et *Acanthurus nigricans*.

Tableau 6 : Valeurs des Lmax estimées pour toutes les espèces, en comparaison avec les valeurs données dans Fishbase, et différences entre ces données en valeur brutes et en %.

Espèces	Lmax Fishbase. (cm)	Lmax est. (cm)	Différence (cm)	Différence %
<i>Acanthurus dussumieri</i>	50	27.9	22.1	44.1
<i>Acanthurus mata</i>	50	21.4	28.6	57.3
<i>Acanthurus nigricans</i>	21	21.7	-0.7	-3.5
<i>Acanthurus nigrofuscus</i>	21	12.8	8.2	39
<i>Acanthurus xanthopterus</i>	56	30.9	25.1	44.9
<i>Aprion virescens</i>	100	71.1	28.9	28.9
<i>Atule mate</i>	30	24.8	5.2	17.2
<i>Bodianus perditio</i>	80	43.4	36.6	45.7
<i>Caesio caeruleus</i>	25	12.8	12.2	48.8
<i>Cephalopis boenak</i>	24	19.1	4.9	20.6
<i>Cephalopis miniata</i>	41	33.7	7.3	17.8
<i>Cheilinus chlorourus</i>	36	21.1	14.9	41.4
<i>Choerodon graphicus</i>	46	26.5	19.5	42.4
<i>Epinephelus aerolatus</i>	45	21.6	23.4	52
<i>Epinephelus fasciatus</i>	40	20	20	50
<i>Epinephelus maculatus</i>	50	41	9	17.9
<i>Epinephelus rivulatus</i>	35	32	3	8.6
<i>Kyphosus vaigiensis</i>	60	48.4	11.6	19.3
<i>Lethrinus genivittatus</i>	25	18.4	6.6	26.4
<i>Lethrinus harak</i>	60	24.9	35.1	58.4
<i>Lethrinus lentjan</i>	40	42.5	-2.5	-6.3
<i>Lethrinus variegatus</i>	20	24.9	-4.9	-24.4
<i>Lethrinus xanthocheilus</i>	60	29.9	30.1	50.2
<i>Lutjanus argentimaculatus</i>	120	78.8	41.2	34.3
<i>Lutjanus kasmira</i>	35	21.1	13.9	39.6
<i>Lutjanus vitta</i>	40	24.3	15.7	39.1
<i>Mulloidichthys flavolineatus</i>	40	18.2	21.8	54.5
<i>Myripristis murdjan</i>	27	9.8	17.2	63.8
<i>Naso annulatus</i>	100	32.9	67.1	67.1
<i>Parupeneus barberinus</i>	50	22.2	27.8	55.5
<i>Parupeneus pleurostigma</i>	33	17.3	15.7	47.4
<i>Parupeneus spilurus</i>	32	27	5	15.7
<i>Plectropomus leopardus</i>	75	58.8	16.2	21.6
<i>Priacanthus hamrur</i>	40	30.1	9.9	24.8
<i>Sargocentron diadema</i>	17	13.4	3.6	21.1
<i>Scarus rivulatus</i>	40	25.5	14.5	36.3
<i>Scolopsis bilineata</i>	23	16.8	6.2	26.8
<i>Scolopsis temporalis</i>	35	16.1	18.9	54.1
<i>Siganus argenteus</i>	37	18	19	51.3
<i>Siganus punctatus</i>	40	18.7	21.3	53.2
<i>Upeneus tragula</i>	30	12.3	17.7	59
<i>Valamugil seheli</i>	60	18.4	41.6	69.3
<i>Zebrasoma veliferum</i>	40	21.5	18.5	46.4

Toutes ces espèces ont des coefficients de fiabilité entre « c » et « e », sauf *Naso annulatus* et *Valamugil seheli* qui ont des coefficients entre « a » et « b ». La qualité des lectures semblent donc pouvoir expliquer les estimations suspectes sauf pour les deux dernières espèces pour lesquelles le choix des structures de croissance semble plutôt être en cause.

Notons également que la figure 14 confirme le manque de qualité des estimations faites pour *Naso annulatus* et *Acanthurus nigricans* que nous avons déjà observé auparavant.

En comparant maintenant mes résultats avec ceux de Loubens (1980), pour les espèces que nous avons en commun, on obtient le tableau 7 ci-dessous :

Tableau 7 : Comparaison des valeurs de Lmax et K estimées dans ce travail par Loubens (1980), et données dans Fishbase pour les quatre espèces communes avec Loubens.

Espèces	Lmax Fishbase. (cm)	Lmax est. (cm)	Lmax Loubens (cm)	K Fishbase	K est.	K Loubens
<i>Aprion virescens</i>	100	71.1 (1.6)	70.5		0.2 (0.1)	0.3
<i>Epinephelus rivulatus</i>	35	32 (0.9)	29.3		0.4 (0.1)	0.5
<i>Lutjanus kasmira</i>	35	21.1 (0.4)	24.1	0.21-0.38	0.7 (0.1)	0.4
<i>Plectropomus leopardus</i>	75	58.8 (2.8)	64		0.2 (0.03)	0.15

Dans ce tableau, on remarque que nos valeurs de Lmax et celles de Loubens sont très proches, cependant toutes inférieures à celles de fishbase. On peut aussi constater que les valeurs de K sont proches, excepté pour celles de *Lutjanus kasmira*. Il est probable que j'ai surestimé l'âge de cette espèce, sachant que la valeur de Loubens est plus proche de fishbase que la mienne.

2. Quelques exemples

L'analyse de quelques otolithes par espèce a permis d'estimer les paramètres de croissance de 43 espèces. Les comparaisons avec la littérature ont montré que ces estimations n'étaient généralement pas absurdes. Cependant, ces comparaisons ont montré que dans un certain nombre de cas (6-7 cas suspectés sur 43 espèces), les estimations étaient suspectes. Ces cas suspects sont certainement dus à plusieurs facteurs : peu d'individus analysés par espèce, mon manque d'expérience, et la qualité des otolithes. Les exemples ci-dessous permettent de compléter l'illustration des différentes situations rencontrées dans ce travail pour ce qui concerne l'estimation des paramètres de croissance.

Exemple de *Lutjanus vitta* : un échantillon de plusieurs individus, répartis suivant un large gradient de taille, avec des otolithes bien lisibles.

L'exemple de *Lutjanus vitta* est caractéristique des espèces pour lesquelles nous pouvons penser que les estimations de croissance effectuées dans ce travail sont relativement fiables. Ces espèces sont caractérisées par un échantillon de plusieurs individus, répartis suivant un large gradient de taille, avec des otolithes bien lisibles.

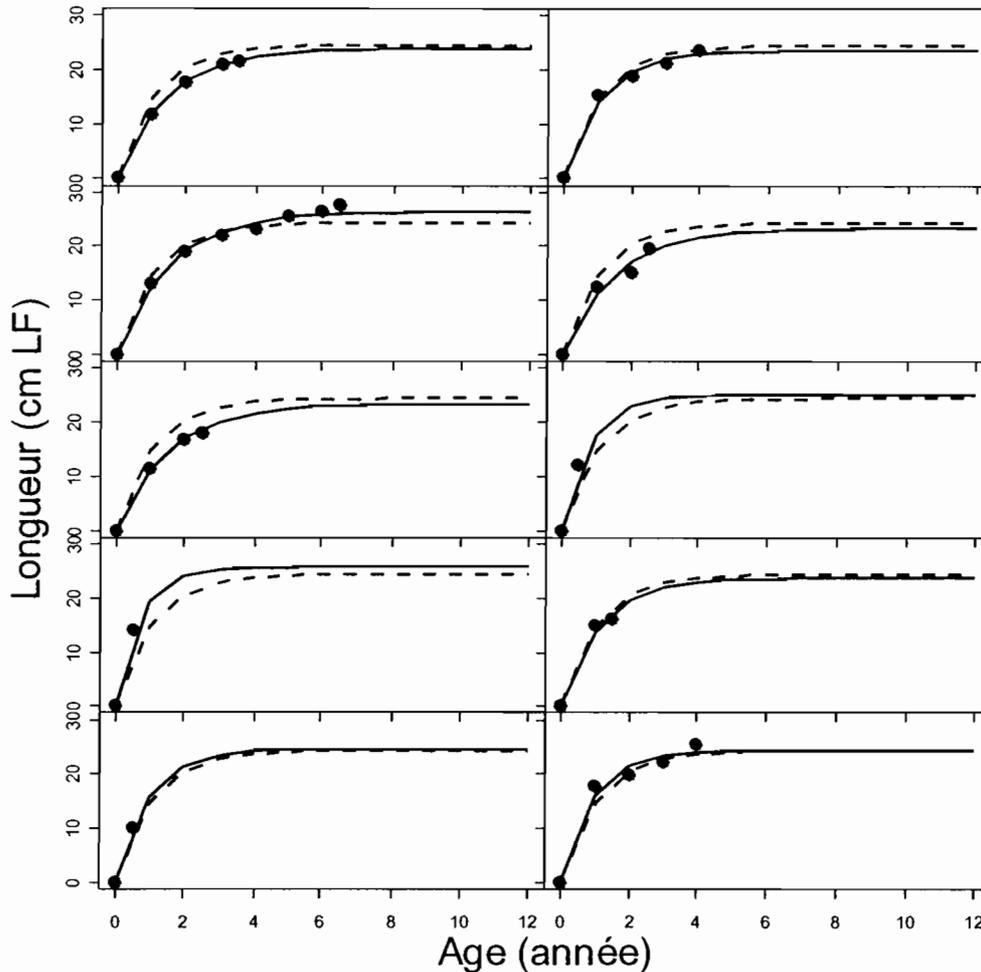


Figure 15 : Trajectoires de croissance individuelles de *Lutjanus vitta*. Chaque graphique représente un individu. Les points sont les tailles à âge rétrocalculées par analyse des otolithes. Le modèle de Von Bertalanffy ajusté par NLME est représenté pour la population (trait pointillé) et pour chaque individu (trait continu).

Les valeurs estimées par NLME de L_{max} et K pour la population de *Lutjanus vitta* sont respectivement 24,3 cm LF et $0,9 \text{ années}^{-1}$, avec un échantillon de 10 poissons. L'ajustement du modèle de croissance par NLME permet de connaître la variabilité individuelle des paramètres de croissance et donc de tracer les courbes individuelles (traits plein) en comparaison avec la courbe de la population (pointillés) dans la figure 15. Ceci nous permet de voir que chaque individu a une croissance

différente. On constate également que certains individus ont une trajectoire de croissance inférieure à celle de la population, tandis que d'autres sont au-dessus, ou encore certains individus ont la même courbe que la population.

Lutjanus vitta est une des rares espèces pour lesquelles une estimation récente de la croissance estimée par otolithométrie est disponible dans la littérature. En comparaison avec Newman et al. (2000), nous obtenons le graphique de la figure 16.

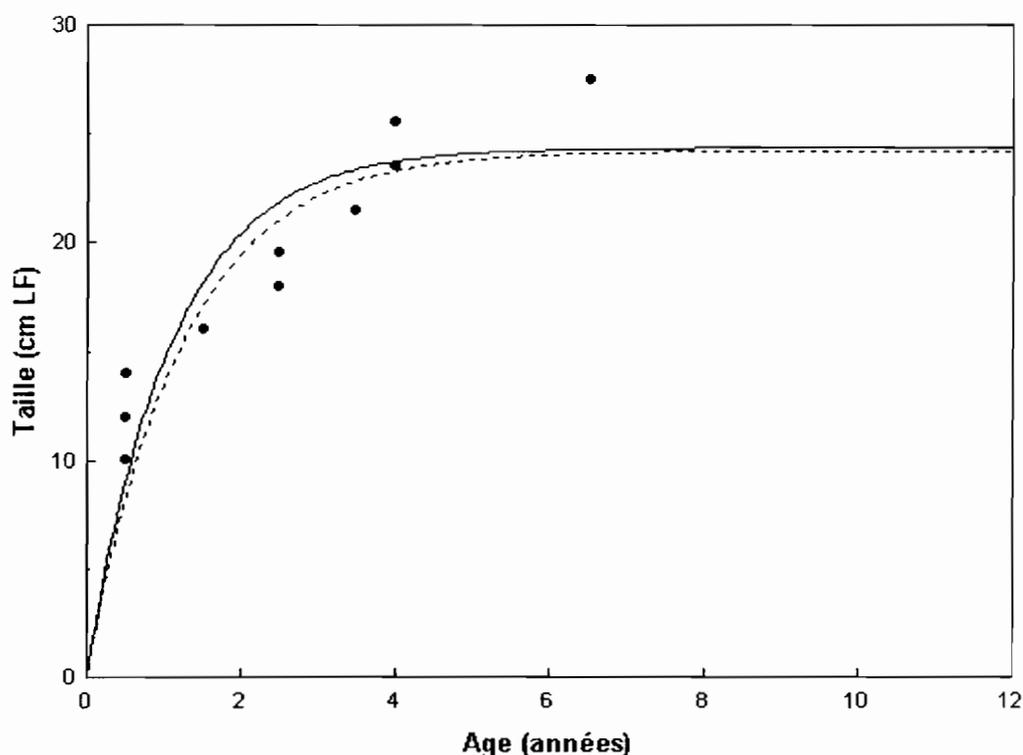


Figure 16 : Comparaison des estimations de la courbe de croissance de *Lutjanus vitta* par NLME (trait continu) et par Newman *et al.* (2000) (pointillés). Les points représentent les tailles et âges à capture des 10 poissons analysés dans cette étude.

La courbe en trait plein représente notre estimation par NLME, ($L_{max} = 24,3$ cm et $K = 0,91$ année⁻¹). La courbe en pointillés représente la courbe de croissance estimée par Newman *et al.* (2000) ($L_{max} = 24,2$ cm et $K = 0,82$ année⁻¹).

On constate que notre estimation est très proche de celle de Newman *et al.* (2000), les valeurs de L_{max} et K étant quasiment identiques. De plus, nous savons que Newman *et al.* (2000) ont validé cette espèce. On peut donc penser que nos estimations sont correctes, malgré qu'elles s'éloignent de celles données dans Fishbase ($L_{max} = 40$ cm, $K = 0,2-0,7$ années⁻¹).

Exemple de *Atule mate* : un échantillon constitué d'un unique individu suffisamment âgé.

Les cas où il n'y a qu'un seul individu sont problématiques et devraient être évités dans le futur. L'exemple d'*Atule mate* montre cependant qu'il est possible d'obtenir

des estimations de croissance raisonnables à partir d'un seul individu si celui-ci est suffisamment âgé.

Les valeurs de L_{max} et K estimées pour cette espèce, sont respectivement $24,8 (\pm 4,6)$ cm et $0,2 (\pm 0,2)$ années⁻¹, ce qui est comparable avec les valeurs de L_{max} et K données dans Fishbase (L_{max} litt = 30 cm, K litt = $0,58-1$ années⁻¹). De plus, la valeur de l'indicateur de qualité R^2 vaut 0,95, ce qui signifie que le modèle s'ajustait bien aux données observées. Ceci est confirmé par le graphique de la figure 17 où l'on constate que la courbe de croissance de l'espèce passe à une faible distance des points rétrocalculés. Il était donc légitime de penser que notre estimation de croissance pour cette espèce était raisonnable, même si elle n'avait été obtenue qu'à partir d'un seul individu.

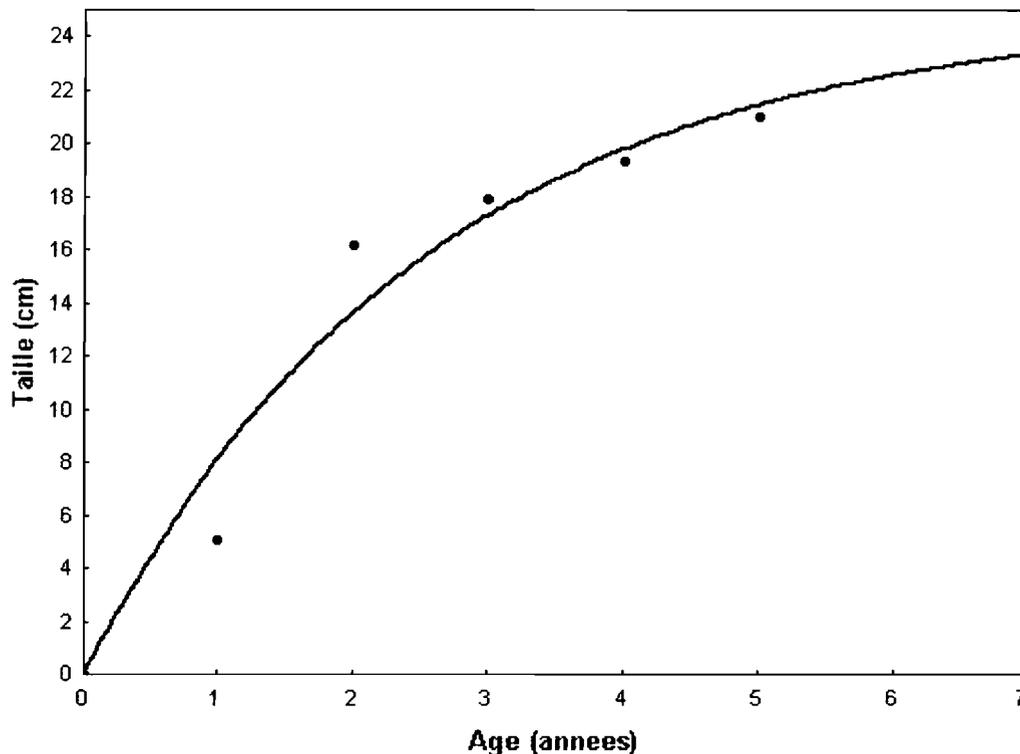


Figure 17 : Estimation de la courbe de croissance de Von Bertalanffy (courbe) de l'espèce *Atule mate* par régression non linéaire sur les tailles rétrocalculées (points) à partir d'un unique individu .

Exemple de *Lutjanus argentimaculatus* : un échantillon constitué d'un unique individu très jeune.

J'ai fait pour cette espèce une première estimation de L_{max} et K par régression non linéaire. La valeur de L_{max} estimée était assez loin de celle de la littérature (Fishbase), mais s'en rapprochait quand même (L_{max} est.=78.8cm , L_{max} litt.=120cm), cependant la valeur du K estimée était très proche de celle de la littérature ($K_{est.}=0.2$, $K_{litt.}=0.19$). De plus, l'erreur standard pour la valeur de K était faible (0.02), et la valeur de R^2 très satisfaisante (0.99). A première vue, les estimations pour cette espèce semblaient très raisonnables.

J'ai cependant décidé de fixer la valeur de L_{max} à celle de Fishbase dans le modèle de croissance pour essayer d'avoir une meilleure estimation de K . La valeur de K ainsi obtenue était beaucoup plus faible que celle estimée la première fois, et avec la même erreur standard ($K = 0,08 \pm 0,02$). La comparaison des courbes de croissance des deux estimations obtenues, avec une dernière courbe de croissance dont les paramètres L_{max} et K sont ceux de Fishbase ($L_{max} = 120\text{cm}$, $K = 0.19$) est donnée dans la figure 18.

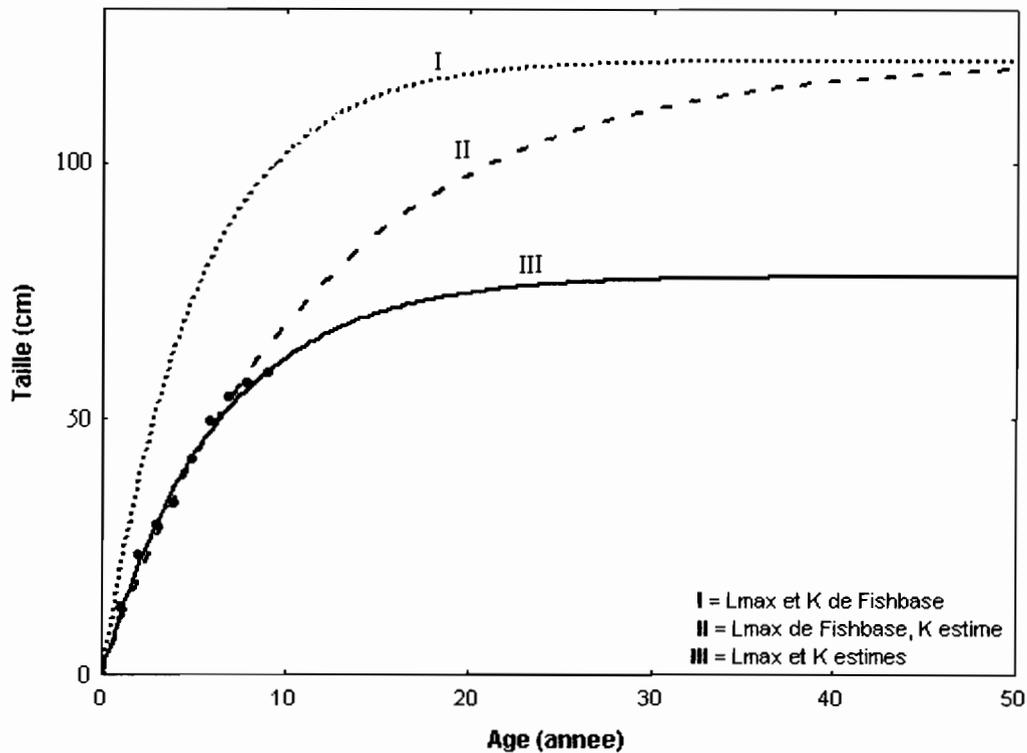


Figure 18: Comparaison de trois courbes de croissance de l'espèce *Lutjanus argentimaculatus*. Les points correspondent aux valeurs rétrocalculées à partir d'un seul individu. La courbe I représente le modèle de Von Bertalanffy donné dans Fishbase. Les courbes II et III ont été estimées dans ce travail, en laissant L_{max} et K libres dans le modèle (courbe III) ou en fixant L_{max} à la valeur donnée dans fishbase (courbe II).

La figure 18 montre que lorsqu'un modèle de croissance est ajusté à partir des données récoltées sur un individu trop jeune, il est possible d'obtenir plusieurs solutions qui donnent des trajectoires de croissance passant très près des observations (courbe II et III de la figure 18) et que les statistiques ($R^2=0,99$ pour la courbe III) ne sont pas suffisantes pour juger de la qualité d'une estimation. Dans ces cas, seule la connaissance de la biologie de l'espèce peut permettre de décider si les estimations obtenues semblent raisonnables ou pas. Pour cinq espèces, *Lethrinus xanθοcheilus*, *Scarus rivulatus*, *Siganus argenteus*, *Siganus punctatus*, et *Choerodon graphicus*, j'ai jugé que les estimations des trajectoires de croissance étaient améliorées si la valeur de L_{max} dans le modèle de croissance était fixée à la valeur donnée dans Fishbase (Tab. 8). Il faut cependant reconnaître que toute estimation faite à partir d'un seul individu trop jeune doit être considérée comme suspecte à priori.

Tableau 8 : Comparaison des valeurs de K estimées par régression, avant et après avoir fixé dans les modèles la valeur de Lmax à celle donnée dans Fishbase pour les cinq espèces concernées.

Espèce	N px.	N obs.	Lmax Fishbase	Meth.	Lmax est.	K est.	R ²
<i>Lethrinus xanθοcheilus</i>	1	5	60	Lmax libre	29.9 (1.18)	0.63 (0.06)	0.99
				L max fixée	60	0.18 (0.02)	0.92
<i>Scarus rivulatus</i>	1	7	40	Lmax libre	25.5 (0.73)	0.87 (0.1)	0.98
				L max fixée	40	0.25 (0.03)	0.79
<i>Siganus argenteus</i>	1	16	37	Lmax libre	18 (0.59)	0.37 (0.05)	0.92
				L max fixée	37	0.06 (0.006)	0.47
<i>Siganus punctatus</i>	1	4	40	Lmax libre	18.7 (1.6)	0.8 (0.2)	0.99
				L max fixée	40	0.21 (0.02)	0.92
<i>Choerodon graphicus</i>	1	5	46	Lmax libre	26.5 (0.38)	0.86 (0.04)	0.99
				L max fixée	46	0.26 (0.03)	0.89

3. Application dans le domaine des pêcheries.

Un des objectifs principaux des programmes CoRéUs et PROCFish dans lesquels s'insère cette étude est de déterminer les groupes d'espèces qui sont plus sensibles que d'autres à la pêche (indicateurs). Il s'agit alors de classer les espèces de manière à former des groupes et tester l'influence de la pêche sur ces groupements. L'estimation dans cet étude des paramètres de la courbe de Von Bertalanffy pour 43 espèces permet de classer ces espèces dans des groupes aux caractéristiques de croissance similaires. Pour cela, il suffit de réaliser un dendrogramme des espèces en fonction de leur taille Lmax et de leur croissance K (Fig. 19). L'incidence possible de la pêche sur chacun des groupes obtenus pourra par la suite être testée par les équipes CoRéUs et PROCFish.

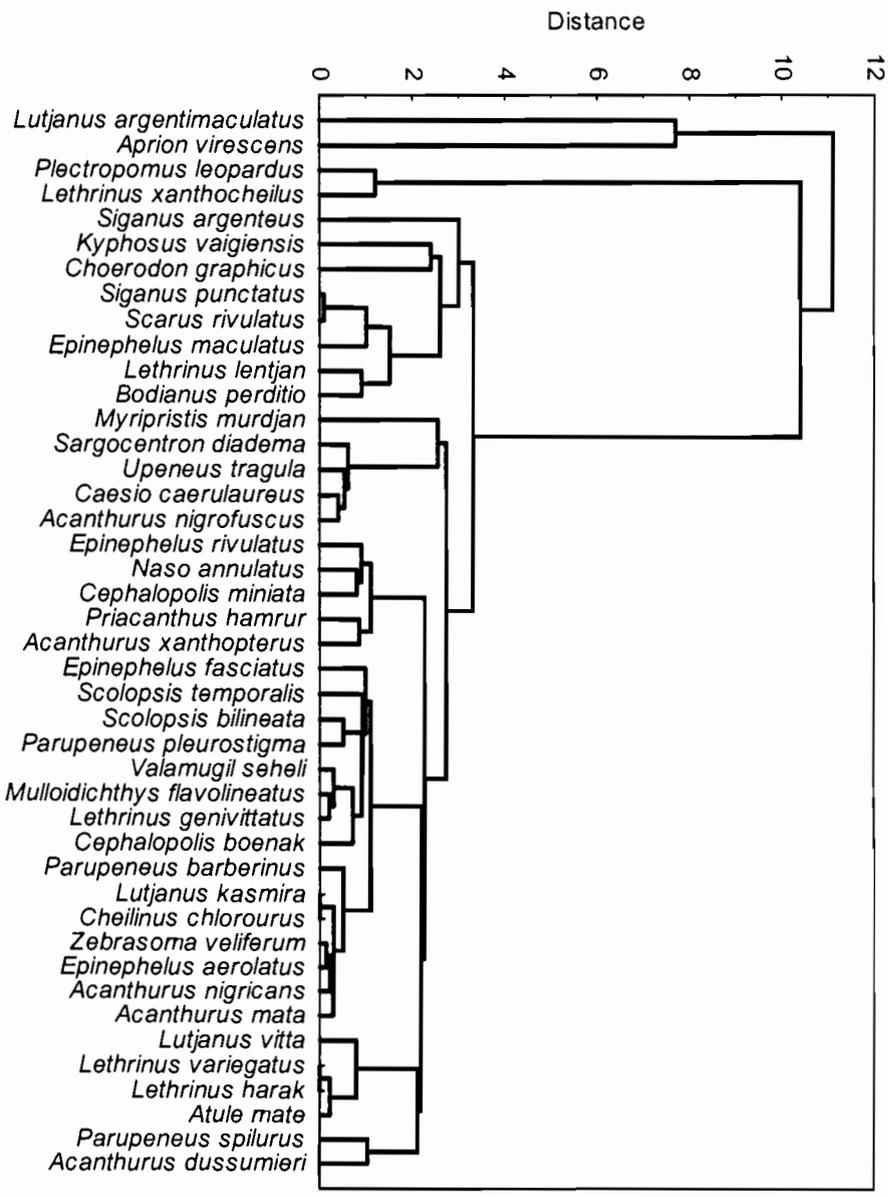


Figure 19: Dendrogramme de toutes les espèces basé sur leurs caractéristiques de croissance Lmax et K.

IV. Discussion

Un des principaux problèmes a été de déterminer la première strie annuelle sur les otolithes. D'après Loubens (1978), les anneaux récents sont plus faciles à observer en coupe que sur l'otolithe entier, alors que c'est l'inverse pour les premiers anneaux. Sachant que ces deux modes d'observation se complètent, il aurait peut-être fallu faire les mesures sur les otolithes entiers au préalable pour avoir une bonne base concernant la mesure des premiers anneaux, et par conséquent, pour avoir des résultats plus fiables.

Concernant les difficultés pour distinguer une zone secondaire (anneau double, faux anneau) d'une véritable zone saisonnière, il n'y a actuellement pas de critère pour les identifier. Ceux-ci sont une des causes majeures d'erreurs dans la lecture d'âge. Peu de choses sont connues sur les causes de ces structures, bien que de nombreux facteurs incluant la température, et la prise de nourriture aient été impliqués dans leur formation (Wright et al., 2002). Ils pourraient être la traduction de stress divers.

Nous avons conclut précédemment que nos familles par ordre de difficulté croissante sont : Serranidae, Lutjanidae, Acanthuridae, Lethrinidae, Kyphosidae, Scaridae, Caesionidae, Nemipteridae, Labridae, avec les Holocentridae, Mugilidae, Siganidae, Priacanthidae, Carangidae. Tandis que Loubens (1978) estime que les principales familles par ordre de difficulté croissante sont : Lethrinidae, Lutjanidae, et Serranidae. On remarque que les trois familles dont la lecture est la plus facile sont identiques aux nôtres, même si l'ordre de difficulté est inversé. De plus, nous avons classé les espèces dont les structures sont particulièrement claires. Ces espèces pourraient être choisies par la suite dans des études à grande échelle spatiale.

Un grand nombre des otolithes utilisés étaient mal nettoyés. Ceci a eu une incidence directe sur l'analyse des otolithes. De plus, il aurait peut-être été préférable de placer les otolithes dans des microtubes suffisamment rigides pour protéger les otolithes des cassures. On aurait alors pu traiter plus d'otolithes pour une même espèce, sachant qu'on a dû éliminer un certain nombre d'individus parce que leurs otolithes étaient cassés.

La lecture a été faite sur l'ensemble des otolithes par un même lecteur. Il aurait fallu un deuxième lecteur pour refaire les mesures sur les espèces les plus difficiles au moins, soit une vérification. Ceci aurait permis de contrôler l'interprétation de l'âge et de discuter des résultats lorsqu'ils semblaient absurdes. De plus, ceci aurait permis d'avoir des résultats avec un coefficient de fiabilité plus important (« a » ou « b »), et donc d'obtenir de meilleures estimations des taux de croissance pour les espèces concernées.

La qualité des lectures aurait également pu être améliorée en traitant les otolithes au préalable pour augmenter le contraste des stries. Par exemple, il est bien connu qu'une attaque à l'acide EDTA suivie d'une coloration au bleu de Toluène permet de mettre en évidence les stries et donc de faciliter les lectures. Cependant, les temps de contact et les concentrations des produits chimiques doivent être déterminés précisément pour chaque espèce, et ceci aurait pris trop de temps pour mon étude. Je pense cependant que cela serait intéressant à développer dans le futur.

Précédemment, j'ai signalé qu'il arrivait que les résultats de la deuxième lecture par analyse d'image diffèrent des premiers résultats de lecture obtenus par micromètre oculaire. Ceci était sûrement dû au fait que les lectures avaient été faites sur trop d'espèces en trop peu de temps. Par conséquent, j'ai perdu les repères des mesures pour la plupart des espèces. Il aurait fallu consacrer beaucoup plus de temps pour chaque espèce que ce qui a été fait.

Le problème du manque d'expérience des lecteurs d'otolithes est en train de trouver une solution. Il existe depuis peu un moyen de savoir rapidement quelle méthode acquérir pour la détermination de l'âge d'une espèce en particulier : TACADAR (Appelberg *et al.*, 2004). Il s'agit d'une coopération entre des instituts qui s'intéressent à l'estimation de l'âge des poissons. Grâce à ce système, il est possible de profiter de l'expérience et des conseils de personnes qualifiées dans la détermination de l'âge d'espèces de poissons du monde entier. Tout est donc mis en œuvre pour accélérer le processus de gestion des stocks de poissons.

Ce travail a prouvé qu'il était possible d'estimer des taux de croissance raisonnables mais avec certaines conditions : une lecture correcte, un nombre d'individus suffisamment élevé, et des individus pas trop jeunes, c'est à dire une gamme de taille croissante pour une même population.

Nous avons vu précédemment que lorsqu'il y avait un seul individu par espèce, le modèle donnait forcément une valeur de L_{max} correspondant à la valeur de L_{max} de cet individu. En plus de faire cette erreur, les modèles donnent la valeur de L_{max} moyenne pour la population, et non pas la potentialité de l'espèce comme dans Fishbase. Ceci pourrait expliquer pourquoi les valeurs estimées de L_{max} dans ce travail et par d'autres auteurs soient inférieures à celles de Fishbase, car ces dernières correspondent à des valeurs de taille maximale reportées dans le monde, soit à la potentialité de l'espèce. De plus, il n'est pas toujours indiqué dans Fishbase de quelle longueur il s'agit pour chaque espèce : longueur à la fourche, longueur standard ou longueur totale. Il faut donc interpréter les résultats avec prudence.

Afin d'être plus sûr de nos estimations, il faudrait faire une validation de la périodicité de dépôt des anneaux de croissance pour l'ensemble des espèces. Ceci permettrait d'évaluer l'exactitude de notre méthode d'estimation de l'âge et de confirmer la signification des stries pour chaque espèce. Malheureusement, il serait très difficile et très coûteux de faire ce type de validation pour toutes les espèces. Sachant qu'un grand nombre de validations ont déjà été faites, et que la plupart ont montré que les stries observées étaient annuelles, il était raisonnable de penser que les stries étaient déposées de manière annuelle chez la plupart des espèces. J'ai donc fait cette étude avec comme première hypothèse que les stries observées étaient annuelles.

Compte tenu du grand nombre d'espèces de poissons dans les récifs coralliens, de la difficulté et du coût des validations, et du manque de connaissance de la croissance de la plupart des espèces, Choat *et al.* (2004) conseillent d'arrêter de valider les espèces et de consacrer le temps et les moyens aux estimations de croissance en faisant comme hypothèse première que les stries sont annuelles pour la plupart des espèces. C'est exactement ce que j'ai fait dans cette étude qui est basée sur le fait qu'il est plus important aujourd'hui d'avoir des estimations des paramètres de

croissance pour des espèces de poissons récifaux largement exploités par la pêche, que de continuer à valider les stries. Contrairement aux procédures de validation, les estimations de croissance, même entachées d'incertitudes, donneront une idée de la croissance des espèces de poissons commerciaux, et aideront à la gestion de cette ressource.

V. Conclusion

Ce travail a prouvé qu'il était possible d'estimer des taux de croissance raisonnables par l'otolithométrie et l'utilisation du modèle statistique de von Bertalanffy. Cependant, certaines conditions sont requises : une lecture correcte, un nombre d'individus suffisamment élevé, et des individus pas trop jeunes, c'est à dire une gamme de taille croissante pour une même population.

Les résultats dépendent en grande partie de la lecture des otolithes. Nous avons prouvé qu'il était nécessaire d'avoir une préparation minutieuse et soignée des lames d'otolithes pour améliorer les conditions de lecture, et donc améliorer nos chances d'avoir de bonnes estimations.

De plus, nous avons remarqué que certaines valeurs des paramètres de croissance estimés correspondent en réalité aux valeurs de l'individu, et non de la population. Pour toutes ces raisons, nos résultats doivent donc être interprétés avec prudence.

Cette étude m'a permis d'apprendre plusieurs techniques : l'otolithométrie, et l'utilisation de logiciels de statistiques. Ces deux approches, vraiment différentes l'une de l'autre, m'ont beaucoup intéressé. Ce stage m'a permis de me rendre compte de l'attitude à avoir dans un laboratoire, au sein d'une équipe, et dans une entreprise. Et enfin, cela m'a permis de mieux situer mon projet professionnel. Cela a confirmé mon intérêt pour les techniques de laboratoire.

Références bibliographiques

Appelberg M., Formigo N., Geffen A.J., Hammer C., McCurdy W., Moksness E., Morales-Nin B., Mosegaard H., 2004. EFAN & TACADAR : A cooperative experience and protocols between fish institutes. Third international symposium on fish otolith research and application, Townsville.

Blaker R.W., 1974. Recent advances in otolith studies. In : Jones RRH. Sea fisheries research. Wiley, New-York, p. 67-90.

Baillon N., 1991. Otolithométrie en milieu tropical : Application à trois espèces du lagon de Nouvelle-Calédonie. ORSTOM, Paris, 296.

Choat J.H., Ackerman J.L., Kritzer J., 2004. Is it necessary to validate the otoliths of every species we study ?. Third international symposium on fish otolith research and application, Townsville.

Choat J. H., Roberston D. R., 2002. Dynamics and diversity in a complex ecosystem, Age-based studies. Elsevier Science, USA, 57-80.

F.J. Wright, J. Panfili, B. Morales-Nin, A.J. Geffen, 2002. Différents types de pièce calcifiée. Coédition Ifremer-IRD, Plouzané-Paris, 31-87.

Hederström H., 1759. Rön am Fiskars Alder. Kungl Svenska Vetenskapsakademiens Handlingar (Stockholm) 20 :222-229. (Published in Report-Institute of Freshwater Research, Drottningholm 40 :161-164 (1959) as observations on the age of fishes.)

Loubens G., 1978. Biologie de quelques espèces de poisson du lagon néo-calédonien, Détermination de l'âge (otolithométrie). Cah. O.R.S.T.O.M., ser. Oceanogr., vol. XVI, nos 3-4, p. 263-283.

Loubens, G., 1980. Biologie de quelques espèces de poisson du lagon néo-calédonien, Croissance. Cahiers de l'Indo-Pacifique, volume 2, no 2, 1980, p. 101-1153.

Newman S.J., Cappo M. and Williams D. McB, 2000. Age, growth and mortality of the stripey, *Lutjanus carponotatus* (Richardson) and the brown-stripe snapper, *L. vitta* (Quoy and Gaimard) from the central Great Barrier Reef, Australia. Fish. Res. 48(3): 263-275.

Panfili J., Pontual H., Troadec H., Wright P.J., 2002. Manuel de sclérochronologie des poissons. Coédition Ifremer-IRD, Plouzané-Paris, 464p.

Pannella G., 1971. Fish otoliths : daily growth layers and periodical patterns. Science 173 :1124-1126.

Pinheiro J.C., Bates D.M., 2000. Statistics and computing, Mixed-effectss, Models in S and S-Plus. Springer-Verlag, New-York, 529p.

Wilson D.T., McCormick M.I., 1997. Spatial and temporal validation of settlements-marks in the otoliths of tropical reef fishes. Mar Ecol Prog Ser 153 : 259-271.

Sites internet :

A Global Information System on Fishes [en ligne]. [14/04/04]. www.fishbase.org

PROCFish, Pacific Regional Oceanic and Coastal Fisheries Project [en ligne]. Nouméa, Nouvelle-Calédonie [01/08/04].

<http://www.spc.int/donors/procfish/procfish.html>

CoRéUs [en ligne]. Nouméa, Nouvelle-Calédonie[01/04/04].

<http://www.ird.nc/COREUS/index.html>

Annexes

Annexe 1 : Liste de toutes les espèces avec le nombre d'individus correspondants.

Annexe 2 : Exemple d'un fichier de la base de données de la collection d'otolithes de l'IRD.

Annexe 3 : Liste des espèces choisies avec leurs caractéristiques biologiques (Fishbase).

Annexe 4 : Tableau des principaux produits d'enrobage et leurs applications.

Annexe 5: Coefficients de fiabilité des lectures pour chaque individu.

Annexe 1 : Liste de toutes les espèces avec le nombre d'individus correspondants.

Espèce	N	Espèce	N
<i>Acanthurus dussumieri</i>	12	<i>Lethrinus variegatus</i>	37
<i>Acanthurus gahhm (nigricans)</i>	2	<i>Lethrinus xanθοcheilus</i>	1
<i>Acanthurus mata</i>	10	<i>Lethrinus xanθοcheilus?</i>	1
<i>Acanthurus nigrofuscus</i>	4	<i>Lutjanus lineolatus</i>	9
<i>Acanthurus xanθοpterus</i>	2	<i>Lutjanus amabilis</i>	8
<i>Apogon aureus</i>	49	<i>Lutjanus argentimaculatus</i>	1
<i>Apogon fraenatus</i>	17	<i>Lutjanus kasmira</i>	15
<i>Aprion virescens</i>	4	<i>Lutjanus quinquilineatus</i>	63
<i>Archamia fucata</i>	11	<i>Lutjanus sebae</i>	15
<i>Armoglossus sp.</i>	2	<i>Lutjanus vitta</i>	105
<i>Atule mate</i>	2	<i>Monotaxis grandoculis</i>	10
<i>Bodianus perditio</i>	24	<i>Mulloidichthys flavolineatus</i>	2
<i>Caesio caeruleaureus</i>	18	<i>Myripristis murdjan</i>	5
<i>Caesio diagrama</i>	20	<i>Naso annulatus</i>	7
<i>Caesio sp.</i>	10	<i>Nemipterus peroni</i>	46
<i>Caesio sp.</i>	16	<i>Neoniphon sammara</i>	1
<i>Carangoides chrysophrys</i>	1	<i>Onigacia sp.</i>	11
<i>Carapus sp.</i>	2	<i>Onigacia spinosa</i>	2
<i>Cephalopholis boenak</i>	53	<i>Parupeneus barberinus</i>	9
<i>Cephalopholis miniata</i>	30	<i>Parupeneus pleurospilos</i>	23
<i>Cheilinus chlorourus</i>	3	<i>Parupeneus pleurostigma</i>	2
<i>Choerodon graphicus</i>	2	<i>Parupeneus spilurus</i>	3
<i>Cromileptes altivelis</i>	5	<i>Plectorynchus chaetodonoides</i>	2
<i>Dascyllus trimaculatus</i>	3	<i>Plectropomus leopardus</i>	13
<i>Decapterus russeli</i>	2	<i>Plectropomus melanoleucus</i>	1
<i>Dendrochirus brachypterus</i>	1	<i>Polydactylus microstoma</i>	9
<i>Epinephelus areolatus</i>	40	<i>Pomadasyss hasta</i>	7
<i>Epinephelus fasciatus</i>	13	<i>Priacanthus hamrur</i>	6
<i>Epinephelus maculatus</i>	28	<i>Sargocentron diadema</i>	2
<i>Epinephelus merra</i>	3	<i>Sargocentron rubrum</i>	38
<i>Epinephelus rivulatus</i>	8	<i>Sargocentron spinifer</i>	2
<i>Epinephelus tauvina</i>	1	<i>Scarus rivulatus</i>	1
<i>Gerres filamentosus</i>	7	<i>Scolopsis bilineata</i>	16
<i>Gerres ovatus</i>	70	<i>Scolopsis temporalis</i>	37
<i>Gnathanodon speciosus</i>	3	<i>Siganus argenteus</i>	2
<i>Gymnocranius japonicus</i>	31	<i>Siganus canaliculatus</i>	3
<i>Gymnocranius lethrinoides</i>	2	<i>Siganus doliatus</i>	1
<i>Gymnocranius rivulatus</i>	4	<i>Siganus lineatus</i>	4
<i>Gymnocranius sp.</i>	2	<i>Siganus oramin</i>	3
<i>Kyphosus vaigiensis</i>	2	<i>Siganus puellus</i>	2
<i>Lethrinus amboinensis</i>	1	<i>Siganus punctatus</i>	2
<i>Lethrinus amboinensis?</i>	4	<i>Sphyraena bleekeri</i>	3
<i>Lethrinus chrysostomus</i>	21	<i>Sphyraena jello?</i>	1
<i>Lethrinus elongatus</i>	2	<i>Symphorus nematophorus</i>	2
<i>Lethrinus genivittatus</i>	104	<i>Upeneus moluccensis</i>	25
<i>Lethrinus harak</i>	1	<i>Upeneus sp.</i>	12
<i>Lethrinus lentjan</i>	15	<i>Upeneus sulfereus</i>	17
<i>Lethrinus mahsena</i>	9	<i>Upeneus tragula</i>	71
<i>Lethrinus miniatus</i>	12	<i>Upeneus vittatus</i>	30
<i>Lethrinus obsoletus</i>	1	<i>Valamugil seheli</i>	3
<i>Lethrinus semicinctus</i>	50	<i>Xiphocheilus typus</i>	2
<i>Lethrinus sp.</i>	7	<i>Zebrosoma veliferum</i>	5

N : Nombre d'individus

Annexe 2 : Exemple d'un fichier de la base de données de la collection d'otolithes de l'IRD.

id	Espèce	Taille (FL, cm)	Poids (g)	Sexe	Date de capture	Station
1	<i>Lutjanus vitta</i>	21.5	155	MD	7/8/1985	roténone 4
2	<i>Lutjanus vitta</i>	27	MD	MD	23/6/1985	chalut 44
3	<i>Lutjanus vitta</i>	22	175	MD	7/8/1985	roténone 3
4	<i>Lutjanus vitta</i>	14.5	43.8	I0	MD	MD
5	<i>Lutjanus vitta</i>	12	28	MD	3/7/1986	chalut 9
6	<i>Lutjanus vitta</i>	11	19.1	I0	3/7/1986	chalut 9
7	<i>Lutjanus vitta</i>	22	170	MD	7/8/1985	roténone 4
8	<i>Lutjanus vitta</i>	23.5	210	MD	7/8/1985	roténone 4
9	<i>Lutjanus vitta</i>	15.5	55	MD	7/8/1985	roténone 4
10	<i>Lutjanus vitta</i>	22	165	MD	7/8/1985	roténone 3
11	<i>Lutjanus vitta</i>	23	195	MD	7/8/1985	roténone 4
12	<i>Lutjanus vitta</i>	23	195	MD	7/8/1985	roténone 4
13	<i>Lutjanus vitta</i>	23.5	MD	MD	23/6/1985	chalut 44

Id : identifiant

MD : « missing data »

Annexe 3 : Liste des espèces choisies avec leurs caractéristiques biologiques(Fishbase)

Genre	Espèce	N	Lmax (cm)	t max (y)	K (Année ⁻¹)	Taille maturité, Lm (cm)			Age maturité, Tm (y)		
						male	femelle	unsexed	male	femelle	unsexed
<i>Lutjanus</i>	<i>vitta</i>	105	40	f: 12	0.22-0.70			20 TL			
<i>Lethrinus</i>	<i>genivittatus</i>	104	25								
<i>Upeneus</i>	<i>tragula</i>	71	30								
<i>Cephalopholis</i>	<i>boenak</i>	53	24	11		13 (SL)	12,2(SL)		2	1,8	
<i>Epinephelus</i>	<i>areolatus</i>	40	45	25	0.31	19 (SL)			2		
<i>Lethrinus</i>	<i>variegatus</i>	37	20								
<i>Scolopsis</i>	<i>temporalis</i>	37	35								
<i>Epinephelus</i>	<i>maculatus</i>	28	50		0.28						
<i>Bodianus</i>	<i>perditio</i>	24	80								
<i>Caesio</i>	<i>caeruleus</i>	18	25								
<i>Cephalopholis</i>	<i>miniata</i>	30	41	26							
<i>Scolopsis</i>	<i>bilineata</i>	16	23								
<i>Lethrinus</i>	<i>lentjan</i>	15	40	15	0,17-0,27	20		28,4	3,5		3,8
<i>Lutjanus</i>	<i>kasmira</i>	15	35		0,21-0,38						
<i>Epinephelus</i>	<i>fasciatus</i>	13	40			17,5 (SL)	16 (SL)				
<i>Plectropomus</i>	<i>leopardus</i>	13	75	19		30 (FL)			3-4	2,1 -4	
<i>Acanthurus</i>	<i>dussumieri</i>	12	50								
<i>Monotaxis</i>	<i>grandoculis</i>	10	60								
<i>Parupeneus</i>	<i>barberinus</i>	9	50								
<i>Acanthurus</i>	<i>mata</i>	10	50								
<i>Epinephelus</i>	<i>rivulatus</i>	8	35								
<i>Naso</i>	<i>annulatus</i>	7	100								
<i>Priacanthus</i>	<i>hamrur</i>	6	40								
<i>Myripristis</i>	<i>murdjan</i>	5	27			17,5 (TL)					
<i>Zebrasoma</i>	<i>veliferum</i>	5	40								
<i>Acanthurus</i>	<i>nigrofuscus</i>	4	21		1 - 1,72			13-14/10-11 (FL)			2
<i>Aprion</i>	<i>virescens</i>	4	100		0.29		44,9(FL)	63 (FL)			
<i>Cheilinus</i>	<i>chlorourus</i>	3	36								
<i>Gnathanodon</i>	<i>speciosus</i>	3	110		0.14						
<i>Parupeneus</i>	<i>spilurus</i>	3	32								
<i>Acanthurus</i>	<i>lineatus</i>		38					18 (FL)			4
<i>Acanthurus</i>	<i>xanthopterus</i>	2	56								
<i>Sargocentron</i>	<i>diadema</i>	2	17		1.13						
<i>Atule</i>	<i>mate</i>	2	30		0,58 - 1		17,1(SL)	17,2 (TL)			
<i>Choerodon</i>	<i>graphicus</i>	2	46								
<i>Kyphosus</i>	<i>vaigiensis</i>	2	60								
<i>Mulloidichthys</i>	<i>flavolineatus</i>	2	40		0,16-0,27	17,5 (TL)					
<i>Parupeneus</i>	<i>pleurostigma</i>	2	33								
<i>Siganus</i>	<i>argenteus</i>	2	37		0.75	20 (SL)			1		
<i>Siganus</i>	<i>puellus</i>	2	38								
<i>Siganus</i>	<i>punctatus</i>	2	40								
<i>Neoniphon</i>	<i>sammara</i>	1	30			15 (TL)					
<i>Lethrinus</i>	<i>harak</i>	1	60	15	0,45-0,49						
<i>Lethrinus</i>	<i>obsoletus</i>	1	40								
<i>Lethrinus</i>	<i>xanthocheilus</i>	1	60		0,14-0,30						
<i>Lutjanus</i>	<i>argentimaculatus</i>	1	120	18	0.19	49,6 (TL)	57(TL)		4	5	
<i>Scarus</i>	<i>rivulatus</i>	1	40								

N : nombre d'individus

Annexe 4 : Tableau des principaux produits d'enrobage et leurs applications.

Produits d'enrobage et de montage standards (d'après Mosegaard et al., 1998).

Produit	Utilisation	Avantages	Inconvénients
Résine polyester	<ul style="list-style-type: none"> - fixateur permanent de haute qualité - enrobage et ponçage de surface 	<ul style="list-style-type: none"> - multi-usages - transparence optique moyenne - bonnes propriétés pour le ponçage/polissage - stable à la lumière 	<ul style="list-style-type: none"> - non réversible - qualité de durcissement variable - polymérisation lente (12-24h) - toxique - faible retrait - catalyseur nécessaire
Résine époxy	<ul style="list-style-type: none"> - fixateur permanent de haute qualité - enrobage et ponçage de surface 	<ul style="list-style-type: none"> - plus dure que la RP - transparence optique élevée - stable à la lumière - faible contamination chimique - rétraction minimale - large gamme d'applications 	<ul style="list-style-type: none"> - non réversible - polymérisation plus ou moins lente - toxique - cher - catalyseur nécessaire
Colles thermofusibles	<ul style="list-style-type: none"> - fixateur réversible de haute qualité - enrobage et ponçage de surface 	<ul style="list-style-type: none"> - prise rapide (en minutes) - facilement enlevée - transparence optique élevée - non toxique - bonnes propriétés pour le ponçage/polissage 	<ul style="list-style-type: none"> - chaleur nécessaire (70-160 °C) - produit des bulles de gaz - faible retrait - haute teneur en Si
Superglue® (cyanoacrylate)	<ul style="list-style-type: none"> - fixateur très résistant à polymérisation rapide - ponçage de surface 	<ul style="list-style-type: none"> - facile à utiliser - durcit sans chaleur ni catalyseur chimique 	<ul style="list-style-type: none"> - haute teneur en S et Pb - décollement possible de la lame

Annexe 5: Coefficients de fiabilité des lectures pour chaque individu

Famille	Espèce	id	Agecapt (années)	Rcapt (μm)	Coeff
Acanthuridae	<i>Acanthurus dussumieri</i>	997	6	1605.191	b
Acanthuridae	<i>Acanthurus dussumieri</i>	996	4	1065.033	b
Acanthuridae	<i>Acanthurus dussumieri</i>	1004	4.5	1462.064	b
Acanthuridae	<i>Acanthurus dussumieri</i>	1003	3	1852.067	b
Acanthuridae	<i>Acanthurus dussumieri</i>	995	7	1584.262	c
Acanthuridae	<i>Acanthurus dussumieri</i>	999	5	1429.489	c
Acanthuridae	<i>Acanthurus dussumieri</i>	1001	5	1580.886	c
Acanthuridae	<i>Acanthurus nigricans</i>	1016	7	1935.133	a
Acanthuridae	<i>Acanthurus nigricans</i>	1017	12	1860.789	d
Acanthuridae	<i>Acanthurus mata</i>	1015	8	380.3216	a
Acanthuridae	<i>Acanthurus mata</i>	1013	8	443.1234	a
Acanthuridae	<i>Acanthurus mata</i>	1012	7	502.421	a
Acanthuridae	<i>Acanthurus mata</i>	1022	9	262.5187	b
Acanthuridae	<i>Acanthurus mata</i>	1009	6	462.8278	b
Acanthuridae	<i>Acanthurus mata</i>	1010	7	1246.018	b
Acanthuridae	<i>Acanthurus mata</i>	1014	7	643.674	c
Acanthuridae	<i>Acanthurus mata</i>	1008	6	1287.781	c
Acanthuridae	<i>Acanthurus mata</i>	1023	8	554.7091	d
Acanthuridae	<i>Acanthurus nigrofuscus</i>	1019	10	1372.638	b
Acanthuridae	<i>Acanthurus nigrofuscus</i>	1018	8	1662.733	b
Acanthuridae	<i>Acanthurus nigrofuscus</i>	1020	4	739.6121	c
Acanthuridae	<i>Acanthurus nigrofuscus</i>	1021	9	1251.921	d
Acanthuridae	<i>Acanthurus xanthopterus</i>	1006	3.5	1295.432	a
Acanthuridae	<i>Acanthurus xanthopterus</i>	1007	4	2124.136	b
Acanthuridae	<i>Naso annulatus</i>	1041	5	1163.918	a
Acanthuridae	<i>Naso annulatus</i>	1040	8	1297.293	b
Acanthuridae	<i>Naso annulatus</i>	1039	7	1369.735	b
Acanthuridae	<i>Naso annulatus</i>	1036	4	1120.678	b
Acanthuridae	<i>Naso annulatus</i>	1037	6	1259.257	b
Acanthuridae	<i>Naso annulatus</i>	1038	5	897.1266	b
Acanthuridae	<i>Naso annulatus</i>	1035	5	1470.372	c
Acanthuridae	<i>Zebrasoma veliferum</i>	1210	15	1389.805	b
Acanthuridae	<i>Zebrasoma veliferum</i>	1213	3	1256.399	b
Acanthuridae	<i>Zebrasoma veliferum</i>	1214	3	1096.536	c
Acanthuridae	<i>Zebrasoma veliferum</i>	1212	14	1376.349	c
Caesionidae	<i>Caesio caeruleus</i>	835	2.5	675.2331	a
Caesionidae	<i>Caesio caeruleus</i>	830	1.5	148.6194	a
Caesionidae	<i>Caesio caeruleus</i>	837	4	683.4506	b
Caesionidae	<i>Caesio caeruleus</i>	832	1.5	362.0604	b
Caesionidae	<i>Caesio caeruleus</i>	831	2.5	649.0318	b
Caesionidae	<i>Caesio caeruleus</i>	846	6	425.7221	c
Caesionidae	<i>Caesio caeruleus</i>	834	5	839.3805	c
Caesionidae	<i>Caesio caeruleus</i>	847	6	434.3802	d
Caesionidae	<i>Caesio caeruleus</i>	840	9	401.0478	d
Caesionidae	<i>Caesio caeruleus</i>	836	6	428.9369	e
Carangidae	<i>Atule mate</i>	668	5	201.9161	e
Carangidae	<i>Gnathanodon speciosus</i>	1064	11	582.9987	d

Holocentridae	<i>Myripristis murdjan</i>	1043	6	1467.924	c
Holocentridae	<i>Myripristis murdjan</i>	1045	6	3615.299	d
Holocentridae	<i>Myripristis murdjan</i>	1042	7	3980.257	d
Holocentridae	<i>Myripristis murdjan</i>	1046	10	2208.533	d
Holocentridae	<i>Myripristis murdjan</i>	1044	5	4187.436	e
Holocentridae	<i>Neoniphon sammara</i>	1144	10	371.3659	d
Holocentridae	<i>Sargocentron diadema</i>	992	4	538.189	a
Holocentridae	<i>Sargocentron diadema</i>	993	5	707.8806	b
Kyphosidae	<i>Kyphosus vaigiensis</i>	1062	9	722.3068	b
Kyphosidae	<i>Kyphosus vaigiensis</i>	1063	8	808.1977	c
Labridae	<i>Bodianus perditio</i>	880	11	1115.005	b
Labridae	<i>Bodianus perditio</i>	870	18	1376.065	b
Labridae	<i>Bodianus perditio</i>	890	22	1226.479	c
Labridae	<i>Bodianus perditio</i>	889	13	898.1017	c
Labridae	<i>Bodianus perditio</i>	878	12	1098.27	c
Labridae	<i>Bodianus perditio</i>	872	12	899.3579	c
Labridae	<i>Bodianus perditio</i>	871	13	1052.139	c
Labridae	<i>Bodianus perditio</i>	868	2.5	1116.903	c
Labridae	<i>Bodianus perditio</i>	876	14	1086.054	d
Labridae	<i>Cheilinus chlorourus</i>	797	6	933.5043	d
Labridae	<i>Cheilinus chlorourus</i>	796	8	946.0577	d
Labridae	<i>Choerodon graphicus</i>	799	4	422.7112	a
Lethrinidae	<i>Lethrinus genivittatus</i>	440	6	2205.394	a
Lethrinidae	<i>Lethrinus genivittatus</i>	454	3.5	2115.676	b
Lethrinidae	<i>Lethrinus genivittatus</i>	437	1.5	1751.978	b
Lethrinidae	<i>Lethrinus genivittatus</i>	432	6	2743.308	b
Lethrinidae	<i>Lethrinus genivittatus</i>	419	7	2484.672	b
Lethrinidae	<i>Lethrinus genivittatus</i>	409	4.5	2299.523	b
Lethrinidae	<i>Lethrinus genivittatus</i>	392	4	2444.306	b
Lethrinidae	<i>Lethrinus genivittatus</i>	478	6	2910.315	d
Lethrinidae	<i>Lethrinus genivittatus</i>	404	6.5	2395.698	e
Lethrinidae	<i>Lethrinus genivittatus</i>	402	19	1876.813	e
Lethrinidae	<i>Lethrinus harak</i>	387	12	703.9333	b
Lethrinidae	<i>Lethrinus lentjan</i>	372	2.5	610.7265	b
Lethrinidae	<i>Lethrinus lentjan</i>	374	8	1344.379	b
Lethrinidae	<i>Lethrinus lentjan</i>	377	7.5	1147.832	b
Lethrinidae	<i>Lethrinus lentjan</i>	383	3.5	863.4698	b
Lethrinidae	<i>Lethrinus lentjan</i>	373	5.5	876.707	c
Lethrinidae	<i>Lethrinus lentjan</i>	382	4	998.4023	c
Lethrinidae	<i>Lethrinus lentjan</i>	381	7	1197.6	c
Lethrinidae	<i>Lethrinus lentjan</i>	376	16	1289.61	d
Lethrinidae	<i>Lethrinus lentjan</i>	384	13	1170.342	d
Lethrinidae	<i>Lethrinus lentjan</i>	386	18	951.5716	e
Lethrinidae	<i>Lethrinus obsoletus</i>	389	3	987.6717	a
Lethrinidae	<i>Lethrinus variegatus</i>	334	6	741.2343	b
Lethrinidae	<i>Lethrinus variegatus</i>	352	14	634.682	c
Lethrinidae	<i>Lethrinus variegatus</i>	369	11	613.0048	d
Lethrinidae	<i>Lethrinus variegatus</i>	349	6	724.8216	d
Lethrinidae	<i>Lethrinus variegatus</i>	344	6	532.3055	d
Lethrinidae	<i>Lethrinus variegatus</i>	348	11	456.8964	d
Lethrinidae	<i>Lethrinus variegatus</i>	343	9	535.8101	d

Lethrinidae	<i>Lethrinus variegatus</i>	342	13	621.3253	e
Lethrinidae	<i>Lethrinus variegatus</i>	335	10	615.6689	e
Lethrinidae	<i>Lethrinus variegatus</i>	350	14	507.9162	e
Lethrinidae	<i>Lethrinus xanθοcheilus</i>	388	4	921.7921	a
Lethrinidae	<i>Monotaxis grandoculis</i>	1060	9	236.1073	b
Lethrinidae	<i>Monotaxis grandoculis</i>	1061	6	257.7007	b
Lethrinidae	<i>Monotaxis grandoculis</i>	1057	7	277.7611	c
Lethrinidae	<i>Monotaxis grandoculis</i>	1056	10	323.8511	c
Lethrinidae	<i>Monotaxis grandoculis</i>	1055	7	299.3908	c
Lethrinidae	<i>Monotaxis grandoculis</i>	1054	8	210.5411	d
Lethrinidae	<i>Monotaxis grandoculis</i>	1058	8	244.0909	d
Lethrinidae	<i>Monotaxis grandoculis</i>	1052	9	274.1328	d
Lutjanidae	<i>Aprion virescens</i>	905	4	2060.343	b
Lutjanidae	<i>Aprion virescens</i>	906	22	3351.656	b
Lutjanidae	<i>Aprion virescens</i>	907	27	3123.822	b
Lutjanidae	<i>Lutjanus argentimaculatus</i>	206	9	1768.759	b
Lutjanidae	<i>Lutjanus kasmira</i>	124	6	2929.149	b
Lutjanidae	<i>Lutjanus kasmira</i>	122	2	2078.342	b
Lutjanidae	<i>Lutjanus kasmira</i>	121	7	2260.722	b
Lutjanidae	<i>Lutjanus kasmira</i>	120	12	2787.367	b
Lutjanidae	<i>Lutjanus kasmira</i>	134	3	2379.476	c
Lutjanidae	<i>Lutjanus kasmira</i>	128	10	2579.911	c
Lutjanidae	<i>Lutjanus kasmira</i>	123	5	3081.857	c
Lutjanidae	<i>Lutjanus kasmira</i>	131	17	3202.327	d
Lutjanidae	<i>Lutjanus kasmira</i>	130	15	3390.367	d
Lutjanidae	<i>Lutjanus kasmira</i>	133	6	2447.301	e
Lutjanidae	<i>Lutjanus vitta</i>	102	4	3281.773	c
Lutjanidae	<i>Lutjanus vitta</i>	16	6.5	3591.615	c
Lutjanidae	<i>Lutjanus vitta</i>	1	3.5	2855.107	b
Lutjanidae	<i>Lutjanus vitta</i>	29	2.5	2171.829	c
Lutjanidae	<i>Lutjanus vitta</i>	35	2.5	2660.597	b
Lutjanidae	<i>Lutjanus vitta</i>	39	0.5	1769.826	c
Lutjanidae	<i>Lutjanus vitta</i>	41	0.5	1707.697	a
Lutjanidae	<i>Lutjanus vitta</i>	45	1.5	2258.503	c
Lutjanidae	<i>Lutjanus vitta</i>	8	4	3380.698	b
Lutjanidae	<i>Lutjanus vitta</i>	96	0.5	1490.414	b
Mugilidae	<i>Mulloidichthys flavolineatus</i>	1050	3	523.7025	b
Mugilidae	<i>Mulloidichthys flavolineatus</i>	1051	5	361.4354	c
Mugilidae	<i>Parupeneus barberinus</i>	1203	16	415.0308	d
Mugilidae	<i>Parupeneus barberinus</i>	1205	9	297.7886	e
Mugilidae	<i>Parupeneus barberinus</i>	1201	14	487.7384	e
Mugilidae	<i>Parupeneus barberinus</i>	1206	4	412.4402	e
Mugilidae	<i>Parupeneus pleurostigma</i>	1200	6	262.7791	e
Mugilidae	<i>Parupeneus pleurostigma</i>	1199	4	265.6687	e
Mugilidae	<i>Parupeneus spilurus</i>	1173	8	978.2668	d
Mugilidae	<i>Parupeneus spilurus</i>	1175	9	1009.077	d
Mugilidae	<i>Parupeneus spilurus</i>	1174	9	959.2544	d
Mugilidae	<i>Upeneus tragula</i>	1234	3	310.9688	c
Mugilidae	<i>Upeneus tragula</i>	1220	4	363.7616	c
Mugilidae	<i>Upeneus tragula</i>	1255	5	242.8716	d

Mugilidae	<i>Upeneus tragula</i>	1264	3.5	850.6727	d
Mugilidae	<i>Upeneus tragula</i>	1263	6	206.8405	e
Mugilidae	<i>Upeneus tragula</i>	1231	12	296.2601	e
Mugilidae	<i>Upeneus tragula</i>	1238	6	301.9111	e
Mugilidae	<i>Upeneus tragula</i>	1242	8	1168.692	e
Mugilidae	<i>Upeneus tragula</i>	1219	8	1167.962	e
Mugilidae	<i>Valamugil seheli</i>	1047	7	2007.609	a
Mugilidae	<i>Valamugil seheli</i>	1048	5	1900.836	b
Mugilidae	<i>Valamugil seheli</i>	1049	6	2177.933	b
Nemipteridae	<i>Scolopsis bilineata</i>	1433	3.5	1147.747	b
Nemipteridae	<i>Scolopsis bilineata</i>	1443	18	952.6939	c
Nemipteridae	<i>Scolopsis bilineata</i>	1437	3.5	1301.551	c
Nemipteridae	<i>Scolopsis bilineata</i>	1430	3.5	904.2858	c
Nemipteridae	<i>Scolopsis bilineata</i>	1428	6	988.4575	c
Nemipteridae	<i>Scolopsis bilineata</i>	1441	4	1142.88	d
Nemipteridae	<i>Scolopsis bilineata</i>	1435	4	944.8365	d
Nemipteridae	<i>Scolopsis temporalis</i>	1394	4	1451.689	a
Nemipteridae	<i>Scolopsis temporalis</i>	1393	2.5	974.1133	b
Nemipteridae	<i>Scolopsis temporalis</i>	1391	2.5	1280.086	b
Nemipteridae	<i>Scolopsis temporalis</i>	1416	2.5	1236.931	c
Nemipteridae	<i>Scolopsis temporalis</i>	1398	2.5	1093.732	c
Nemipteridae	<i>Scolopsis temporalis</i>	1420	5	897.2574	d
Nemipteridae	<i>Scolopsis temporalis</i>	1399	8	984.1388	d
Nemipteridae	<i>Scolopsis temporalis</i>	1397	5	1150.202	d
Priacanthidae	<i>Priacanthus hamrur</i>	1153	15	1025.818	d
Priacanthidae	<i>Priacanthus hamrur</i>	1154	21	1001.744	e
Priacanthidae	<i>Priacanthus hamrur</i>	1152	11	1518.602	e
Priacanthidae	<i>Priacanthus hamrur</i>	1149	16	1150	e
Scaridae	<i>Scarus fasciatus</i>	1148	6	540.7509	c
Serranidae	<i>Cephalopolis boenak</i>	632	10	494.8664	a
Serranidae	<i>Cephalopolis boenak</i>	614	4	338.3811	a
Serranidae	<i>Cephalopolis boenak</i>	629	4.5	350.0643	a
Serranidae	<i>Cephalopolis boenak</i>	774	12	553.5878	b
Serranidae	<i>Cephalopolis boenak</i>	635	9	465.0566	b
Serranidae	<i>Cephalopolis boenak</i>	627	7	335.2367	b
Serranidae	<i>Cephalopolis boenak</i>	622	4	384.9981	b
Serranidae	<i>Cephalopolis boenak</i>	617	3	342.1859	b
Serranidae	<i>Cephalopolis boenak</i>	777	16	825.1643	b
Serranidae	<i>Cephalopolis boenak</i>	616	4.5	479.3219	b
Serranidae	<i>Cephalopolis miniata</i>	649	10	2216.626	a
Serranidae	<i>Cephalopolis miniata</i>	604	12	1689.58	b
Serranidae	<i>Cephalopolis miniata</i>	601	7	2338.035	b
Serranidae	<i>Cephalopolis miniata</i>	641	10	2264.544	c
Serranidae	<i>Cephalopolis miniata</i>	648	18	2395.168	c
Serranidae	<i>Cephalopolis miniata</i>	597	13	2373.637	c
Serranidae	<i>Cephalopolis miniata</i>	606	25	2300.24	c
Serranidae	<i>Cephalopolis miniata</i>	612	4	1865.41	c
Serranidae	<i>Cephalopolis miniata</i>	651	5	2185.972	c
Serranidae	<i>Cephalopolis miniata</i>	600	18	2291.538	d
Serranidae	<i>Epinephelus aerolatus</i>	553	8	2511.94	c
Serranidae	<i>Epinephelus aerolatus</i>	565	13	2177.718	c

Serranidae	<i>Epinephelus aerolatus</i>	558	5	2342.114	c
Serranidae	<i>Epinephelus aerolatus</i>	584	5	1435.506	c
Serranidae	<i>Epinephelus aerolatus</i>	588	6	1664.333	d
Serranidae	<i>Epinephelus aerolatus</i>	582	3	776.2907	d
Serranidae	<i>Epinephelus aerolatus</i>	567	7	2194.887	d
Serranidae	<i>Epinephelus aerolatus</i>	560	12	2350.476	d
Serranidae	<i>Epinephelus aerolatus</i>	555	4	1237.405	d
Serranidae	<i>Epinephelus aerolatus</i>	556	6	1809.086	d
Serranidae	<i>Epinephelus fasciatus</i>	550	6	1890.61	b
Serranidae	<i>Epinephelus fasciatus</i>	547	5	2015.48	b
Serranidae	<i>Epinephelus fasciatus</i>	549	4	1243.809	b
Serranidae	<i>Epinephelus fasciatus</i>	540	4	955.3904	b
Serranidae	<i>Epinephelus fasciatus</i>	551	3	1172.249	b
Serranidae	<i>Epinephelus fasciatus</i>	542	4	1473.942	b
Serranidae	<i>Epinephelus fasciatus</i>	548	3	1231.967	b
Serranidae	<i>Epinephelus fasciatus</i>	543	4.5	1469.665	c
Serranidae	<i>Epinephelus fasciatus</i>	544	8	2273.267	c
Serranidae	<i>Epinephelus fasciatus</i>	545	5	1406.258	d
Serranidae	<i>Epinephelus maculatus</i>	528	8	2661.208	b
Serranidae	<i>Epinephelus maculatus</i>	525	9	2754.005	b
Serranidae	<i>Epinephelus maculatus</i>	521	20	3558.848	b
Serranidae	<i>Epinephelus maculatus</i>	520	5	1534.797	b
Serranidae	<i>Epinephelus maculatus</i>	514	7	2586.367	b
Serranidae	<i>Epinephelus maculatus</i>	505	12	3064.45	c
Serranidae	<i>Epinephelus maculatus</i>	503	5	1960.162	c
Serranidae	<i>Epinephelus maculatus</i>	517	16	2555	d
Serranidae	<i>Epinephelus maculatus</i>	507	7	1986.839	d
Serranidae	<i>Epinephelus maculatus</i>	530	8	2320.433	c
Serranidae	<i>Epinephelus rivulatus</i>	535	7	1766.315	b
Serranidae	<i>Epinephelus rivulatus</i>	538	5	1687.8	b
Serranidae	<i>Epinephelus rivulatus</i>	532	6	2040.294	c
Serranidae	<i>Epinephelus rivulatus</i>	533	13	3226.007	d
Serranidae	<i>Epinephelus rivulatus</i>	534	11	1427.81	d
Serranidae	<i>Epinephelus rivulatus</i>	537	18	1882.623	d
Serranidae	<i>Epinephelus rivulatus</i>	531	10	2051.612	e
Serranidae	<i>Plectropomus leopardus</i>	661	12	1929.559	b
Serranidae	<i>Plectropomus leopardus</i>	654	16	2657.171	b
Serranidae	<i>Plectropomus leopardus</i>	655	12	2924.147	c
Serranidae	<i>Plectropomus leopardus</i>	653	7	2002.231	c
Serranidae	<i>Plectropomus leopardus</i>	659	12	2008.167	d
Serranidae	<i>Plectropomus leopardus</i>	665	8	1556.052	d
Serranidae	<i>Plectropomus leopardus</i>	658	5	1780.427	d
Serranidae	<i>Plectropomus leopardus</i>	656	7.5	1879.195	d
Serranidae	<i>Plectropomus leopardus</i>	660	21	2661.726	e
Serranidae	<i>Plectropomus leopardus</i>	657	6.5	1613.079	e
Siganidae	<i>Siganus argenteus</i>	1374	15	239.7303	e
Siganidae	<i>Siganus puellus</i>	1381	11	321.8555	b
Siganidae	<i>Siganus puellus</i>	1382	13	173.8279	e
Siganidae	<i>Siganus punctatus</i>	1389	2.5	222.6609	d

id : identifiant

Agecapt : Age a la capture (années)

Rcapt : Rayon a la capture (μm)

Coeff : Coefficient de fiabilité

RESUME

Mots clés : Poissons, Croissance, otolithes, gestion de la pêche, récifs coralliens.

La connaissance des caractéristiques biologiques des espèces pêchées du lagon de Nouvelle-Calédonie est une information essentielle pour une gestion durable des ressources ichthyologiques côtières. Dans cette étude, les otolithes de 48 espèces de poissons récifaux ont été analysés dans le but d'estimer leurs paramètres de croissance.

Les comparaisons avec la littérature ont montré que ces estimations n'étaient généralement pas absurdes. Cependant, il y a beaucoup d'incertitudes (qualité de la lecture, résultats lorsqu'il y a peu d'individus par espèce, et lorsque les individus sont trop jeunes). Il est tout de même possible d'utiliser ces résultats en tant que première approche pour une application dans le domaine des pêcheries récifales.

ABSTRACT

Key words : Fish, Growth, otoliths, fish management, coral reefs.

The knowledge of biologic characteristics of the Neo-Caledonian lagoon harvested species is an essential information for the sustainable management coastal resources long-term management. In this study, otoliths of 48 species of coral reef fishes have been analyzed in order to estimate their growth parameters.

Comparison with others works showed that our estimations were not absurd. Even if there was a lot of uncertainty (reading quality, results when there is not much individuals, and when they are too young), the results might be used as a first approach for an application in the reef fisheries.