

PARTIE II

DIRECTIVES POUR LES OBSERVATEURS SCIENTIFIQUES

SECTION 1

MESURES STANDARD DU KRILL, DU POISSON, DES CRABES ET DU CALMAR

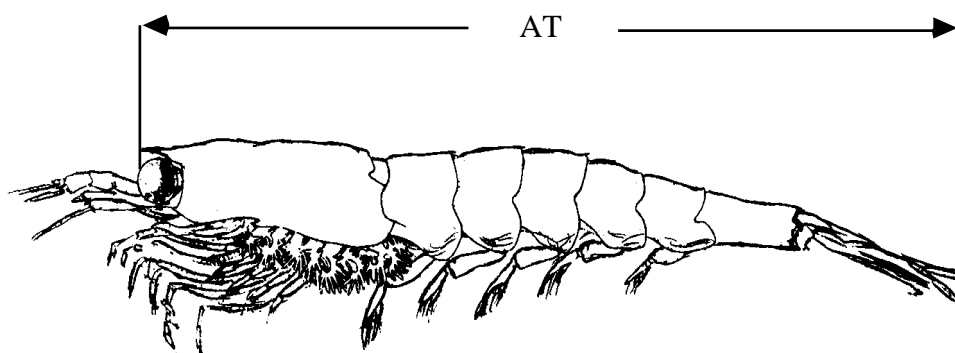


Figure 1 : Mesure de la longueur totale du corps (AT) du krill capturé pendant des opérations de pêche commerciale : de la face antérieure de l'œil à l'extrémité du telson, au millimètre inférieur près.

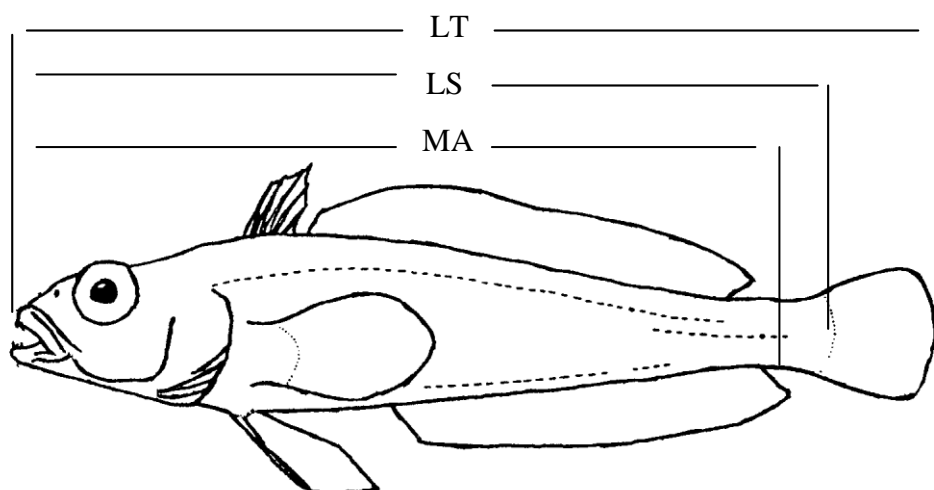


Figure 2 : Mesure de la longueur standard du corps d'un poisson : LT – la longueur totale s'entend de l'extrémité antérieure du museau à l'extrémité postérieure de la nageoire caudale lorsque celle-ci est étendue dans le prolongement du corps ; LS – la longueur standard s'entend de l'extrémité antérieure du museau à l'extrémité de la colonne vertébrale (généralement marquée d'une rainure verticale dans le pédoncule caudal lorsque celui-ci est recourbé) ; MA – la longueur du museau à l'anus s'entend de l'extrémité antérieure du museau à l'anus.

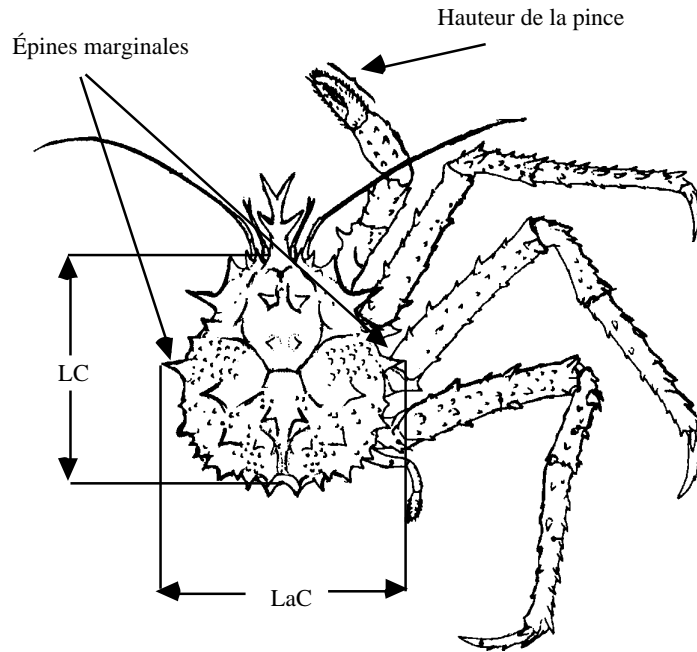


Figure 3 : Mesures standard de la carapace d'un crabe : LC – la longueur de la carapace s'entend de l'extrémité postérieure de l'orbite à l'extrémité postérieure médiane de la carapace ; LaC – la largeur de la carapace correspond à la partie la plus large de la carapace, épines marginales comprises.

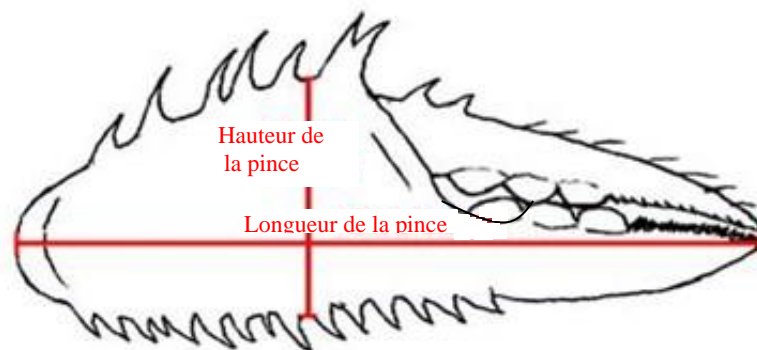


Figure 4 : Mesures standard de la longueur de la pince chez les crabes : HP – hauteur de la pince ; LP – longueur de la pince.

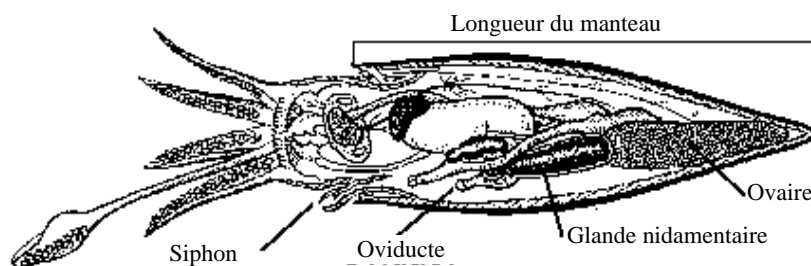


Figure 5 : Emplacement de la glande nidamentaire et mesure de la longueur du manteau.

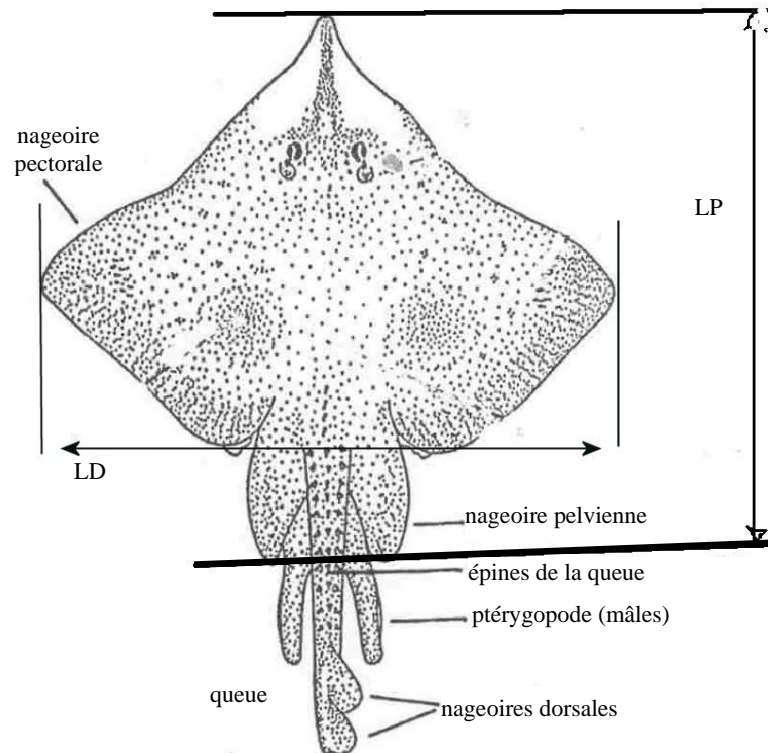


Figure 6 : Mesures standard des raies : LP – longueur pelvienne ; LD – largeur du disque.

SECTION 2

ÉVALUATION DE LA COMPOSITION EN TAILLES DU KRILL

Prendre les mensurations d'un grand nombre de spécimens n'est pas une tâche difficile, mais certaines règles doivent toutefois être observées afin de concilier l'obtention d'un échantillon représentatif et le temps nécessaire pour mesurer une quantité suffisante de krill.

2. Pour obtenir des données exactes sur la composition en tailles de krill d'un trait de chalut, il faut en mesurer au moins 200 spécimens et, afin de caractériser la répartition des tailles de krill dans les lieux de pêche, il faut en mesurer 200 sur cinq traits choisis au hasard pendant chaque période de 20 jours (ou sur un échantillon par jour pendant cinq jours, pour les méthodes de pêche en continu). Une nouvelle période de 20 jours commence lorsque le navire déplace ses activités de >50 milles nautiques ou change de SSMU.

3. La sélection du krill qui sera mesuré se fera sur un échantillon de 5 kg collecté au hasard et prélevé du cul de chalut ou du vivier et qui sera divisé en sous-échantillons (divisé en deux, puis de nouveau en deux et ainsi de suite jusqu'à l'obtention de sous-échantillons d'environ 500 individus de krill).

4. La mesure standard du krill (AT) s'entend de la face antérieure de l'œil à la pointe du telson, plaque mince triangulaire en fuseau à l'extrémité de l'abdomen.

5. Les observateurs devront documenter dans le carnet de l'observateur la méthode exacte qu'ils auront utilisée pour prendre les mesures qui devront être au millimètre près.

SECTION 3

OBSERVATION DE L'ALIMENTATION DU KRILL

Le krill se nourrit par filtration et son aliment principal est le phytoplancton. Une fois ingéré par le krill, le contenu des cellules des algues donne une teinte verte aux compartiments du système digestif. La coloration du foie est particulièrement remarquable, le plus souvent d'un vert vif chez le krill qui s'alimente. Le contenu de l'intestin du krill vivant et transparent est nettement visible.

2. L'état d'alimentation du krill capturé par un navire ayant une influence sur le type de produit fini, il constitue donc un facteur potentiellement important dans le processus de prise de décision dans les opérations de pêche.

3. La coloration du krill doit être établie sur chaque individu mesuré pour évaluer s'il s'est nourri, en déterminant si les organes contenus dans la carapace, foie compris, sont de couleur « verte ». Pour évaluer la coloration du krill il ne faut pas négliger les points suivants :

- i) n'utiliser que du krill vivant ou frais
- ii) les spécimens ne doivent pas avoir de lésions mécaniques.

SECTION 4

SEXE ET STADES DE MATURITÉ DU KRILL

Le krill présente des caractéristiques de fort dimorphisme sexuel permettant de distinguer les mâles des femelles lorsqu'il atteint la phase finale (adulte) de maturité. Outre ces différences de morphologie générale, des caractéristiques sexuelles externes facilitent la détermination du sexe et du stade de maturité.

2. Pendant la transition vers le stade adulte, les femelles de krill ont, proportionnellement, l'abdomen plus mince et une carapace plus longue que les mâles. Outre leur carapace plus courte, les mâles adultes se distinguent des femelles par leurs yeux qui sont nettement plus gros.

3. L'expérience permet de reconnaître ces différences relatives qui peuvent être confirmées par les caractéristiques sexuelles externes.

4. Le krill doit être classé dans l'une des catégories de stades de maturité suivantes :

1. Juvénile
2. Mâle adulte
3. Femelle adulte
4. Femelle gravide

en utilisant la clé d'identification suivante :

1^{ère} étape. Présence du pétasma

Cet organe, sous ses diverses formes (stades de développement), apparaît chez le mâle lorsqu'il atteint environ 28 mm de longueur. À partir de cette taille, tous les spécimens triés qui n'ont pas de pétasma (modification des endopodes de la première paire de pléopodes, voir figure 7A) sont des femelles. Le pétasma est généralement replié et rentré à l'intérieur de la plaque de la patte natatoire à proximité des lobes.

2^e étape. Présence du thelycum

La femelle adulte peut être identifiée par la présence du thelycum, qui est souvent de couleur rougeâtre (figure 7B). Chez la femelle gravide, la carapace est fortement élargie.

3^e étape.

Le juvénile est facilement identifiable, car il n'a pas de caractéristiques sexuelles externes, que ce soit pétasma ou thelycum, et il est généralement inférieur à 28 mm de longueur.

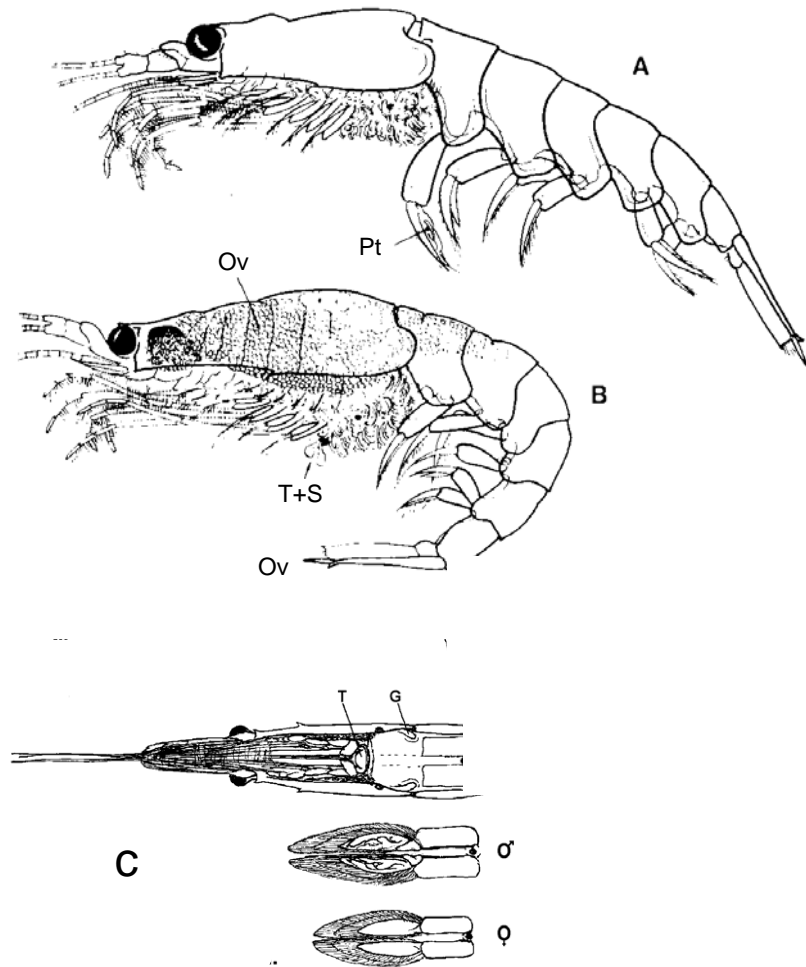


Figure 7 : *Euphausia superba*. A – mâle mature, l'emplacement du pétasma (Pt) étant visible sur le premier pléopode ; B – femelle mature avec ovaires enflés (Ov) et présence de spermatophores dans le thelycum (T+S) ; et C – vue ventrale d'une femelle de krill (avec les dernières branchies et les endopodes (parties inférieures des premiers pléopodes) supprimés pour des besoins de clarté) montrant le thelycum (T) et l'emplacement de la base des dernières branchies (G) avec inserts du premier pléopode d'un mâle montrant le pétasma et du premier pléopode d'une femelle ou d'un juvénile (adapté à partir de *BIOMASS Handbook*, N° 11 (Makarov et Denys, 1980) et de documents du *British Antarctic Survey*).

SECTION 5

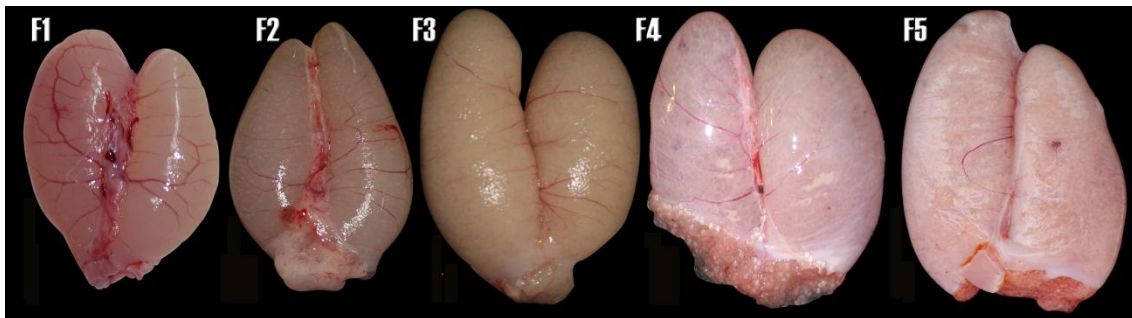
STADES DE MATURITÉ DES POISSONS DE L'ANTARCTIQUE

Échelles de maturité des nototheniidés et channichthyidés fondées sur les cycles des ovaires et des testicules de *Notothenia coriiceps*, *Champscephalus gunnari*, *Chaenocephalus aceratus* et *Pseudochaenichthys georgianus* (Kock et Kellerman, 1991).

LÉGINE (Notothenidae) et POISSON DES GLACES (Channichthyidae)

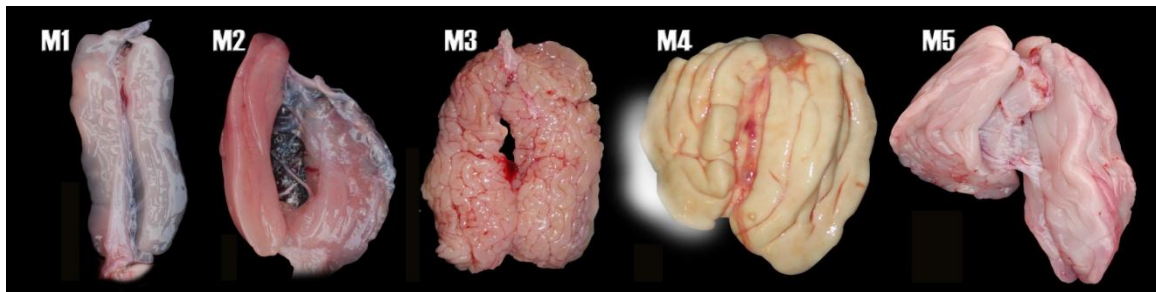
Femelles

Stade de maturité :	Description :
1. Immature	Ovaires petits, fermes, pas d'ovocytes visibles à l'œil nu.
2. En maturation ou au repos	Ovaires plus développés, fermes, petits ovocytes visibles, donnant à l'ovaire un aspect granuleux.
3. En maturation avancée	Ovaires volumineux, commençant à élargir la cavité abdominale, de couleur variant selon l'espèce, contenant des ovocytes de deux tailles.
4. Gravide	Ovaires volumineux, remplissant ou élargissant la cavité abdominale, de gros ovules sortant de l'ovaire lorsque celui-ci est coupé.
5. Après le frai	Ovaires rétrécis, flasques, contenant quelques œufs résiduels et de nombreux petits ovules.



Mâles

Stade de maturité :	Description :
1. Immature	Testicules petits, translucides, blanchâtres, longs, de petites bandes situées près de la colonne vertébrale.
2. En maturation ou au repos	Testicules blancs, plats, convolutés, facilement visibles à l'œil nu, environ $\frac{1}{4}$ de la longueur de la cavité abdominale.
3. En maturation avancée	Testicules volumineux, blancs et convolutés, pas de laitance produite lorsqu'on presse ou coupe.
4. Mature	Testicules volumineux, d'un blanc opalin, des gouttes de laitance sortent lorsqu'on presse ou coupe.
5. Après le frai	Testicules rétrécis, flasques, et d'un blanc sale.



POISSON LANTERNE (Myctophidae)

D'après des observations d'*Electrona antarctica*
(selon Anon., 1983)

Femelles

Stade de maturité :	Description :
1. Immature	Ovaires petits et transparents, membrane fine. Indice de maturité ne dépassant pas 1,5%. Ovocytes petits et transparents, d'un diamètre de 0,25 à 0,3 mm ; visibles à l'œil nu. Les ovocytes de la taille de protoplasme et d'ovigerme sont visibles dans les préparations histologiques.
2. En maturation	Poissons en maturation, pour la première fois ou non. Ovaires plus développés, jaunâtres, membrane fine et translucide. Cellules ovariennes opaques visibles – diamètre de 0,3 à 0,7 mm. Indice de maturité de 1,5 à 7%.
3. Matures	Ovaires taille maximale, jaunes, opaques. Indice de maturité de 11 à 14%. Par le mélange des gouttelettes d'huile et les granules de protéines, les ovocytes deviennent transparents et les ovaires translucides. Les ovocytes les plus volumineux sont d'un diamètre de 1 à 1,2 mm. Outre les cellules les plus grosses et souvent translucides, des cellules opaques d'un diamètre d'un maximum de 0,5 mm sont visibles.
4. Gravides	Stade de gravidité.
5. Après le frai	Semblables au stade 3 de maturité mais avec une membrane ridée et quelque peu plus épaisse et présence d'ovocytes matures résiduels remplis d'eau dans la cavité ovarienne.

RAIES ANTARCTIQUES (Rajidae)

Des données de maturité sont nécessaires pour déterminer la *longueur* à la maturité, et pour toutes les raies sur lesquelles on prélève des vertèbres ou des épines, pour déterminer l'*âge* à la maturité. Le stade de maturité des mâles peut être déterminé de l'extérieur, sans dissection, mais celui des femelles exige un examen interne (d'après Francis, 2003).

Mâles

Stade de maturité :	Description :
1. Immature	Ptérygopodes courts (n'allant pas au-delà des nageoires pelviennes) et non calcifiés.
2. En maturation	Ptérygopodes s'étendant au-delà des nageoires pelviennes, mais mous et non calcifiés (début de calcification possible, mais rare).
3. Mature	Ptérygopodes s'étendant au-delà des nageoires pelviennes, durs, rigides et calcifiés.

Femelles

Chez les femelles immatures de petite taille, l'organe épigonal peut recouvrir entièrement l'ovaire qui ne sera donc pas visible. L'organe épigonal varie entre le blanc et le rose, il est mou et se déchire facilement (de consistance similaire à celle du foie, mais plus molle). Il s'étend tout le long de la cavité générale, apparaissant comme une courroie de part et d'autre de l'arête centrale.

Stade de maturité :	Description :
1. Immature	L'ovaire est invisible ou ne contient que de petits ovules (de la taille d'une tête d'épingle) sans trace de vitellus jaune ou orange. Utérus filiforme. Pas d'oothèque dans l'utérus.
2. En maturation	L'ovaire contient des ovules de taille petite à moyenne (jusqu'à celle d'une bille) variant entre le blanc et l'orangé. Un élargissement visible de l'utérus est possible aux extrémités antérieure ou postérieure. Pas d'oothèque dans l'utérus.
3. Mature	L'ovaire contient quelques ovules de grande taille (supérieure à celle d'une bille) variant entre le jaune et l'orangé, ainsi que des ovules de taille petite à moyenne. L'utérus est élargi (>1 cm de large) et <i>peut</i> contenir des oothèques. La présence d'oothèques garantit que la femelle est mature, mais en l'absence d'enveloppe, s'il y a des œufs de grande taille, les femelles sont aussi matures.

À noter : Cette échelle de maturité, établie à l'origine pour les raies de Nouvelle-Zélande, a été utilisée avec succès pour *Raja georgiana* et *Bathyraja eatonii*, mais n'a pas été spécifiquement testée sur les espèces de raies de l'Antarctique.

SECTION 6

STADES DE MATURITÉ DES LITHODES, *PARALOMIS* SPP.

Femelles

Stade de maturité :	Description :
1. Œufs non fécondés	Œufs jaune orangé sans traces d'embryons.
2. Œufs fécondés	Œufs jaune orangé avec traces noires d'embryons.
3. Œufs morts	Œufs entièrement blancs, noirs ou bruns.
4. Oothèques vides	Œufs absents mais oothèques toujours fixées aux pléopodes.
5. Non ovigères	Œufs absents, sans tissus reproductifs fixés aux pléopodes.

SECTION 7

STADES DE MATURITÉ DES CALMARS

Codes de l'échelle de maturité des calmars (Lipinski, 1979)

Stade de maturité	Femelle	Mâle
I. Juvénile	Organes sexuels très difficiles à repérer à l'œil nu. Oviductes et glandes nidamentaires (lorsqu'ils sont visibles) apparaissent en très fines bandes transparentes. Ovaire translucide et membraneux.	Organes sexuels très difficiles à repérer à l'œil nu. Complexe spermatophorique (s'il apparaît) formant une tache transparente ou translucide. Testicules transparents, membraneux.
II. Immature	Organes sexuels translucides ou blanchâtres. Oviductes et glandes nidamentaires bien visibles, en bandes translucides ou blanchâtres. Tracé des oviductes bien visible, glandes nidamentaires de petite taille ; viscères, en arrière, aisément repérables. Ovaire bien visible et, le plus souvent, œufs immatures invisibles.	Organes sexuels translucides ou blanchâtres ; diverses parties du complexe spermatophorique nettement visibles ; testicules de petite taille et de structure invisible.
III. En préparation	Organes sexuels non translucides. Tracé des oviductes plus long. Glandes nidamentaires élargies et couvrant des organes internes. Œufs immatures bien visibles.	Organes sexuels non translucides ; canal déférent blanchâtre ou blanc, organe spermatophorique strié de blanc ; testicules généralement blancs ou roses, de structure invisible.
IV. En maturation	Glandes nidamentaires volumineuses, couvrant les reins et la partie distale de la glande digestive ; glandes des oviductes charnues et enflées. De nombreux œufs dans les oviductes ; tracé à peine repérable. Œufs non translucides, serrés, au moins dans la partie proximale des oviductes.	Canal déférent blanc, sinueux, grossi ; sac spermatophorique long et rempli de particules blanchâtres sans structure, pas de spermatophores formés ; testicules fermes et de structure visible.
V. Mature	Comme au stade précédent, mais les œufs sont translucides, au moins dans la partie proximale des oviductes. Sectionnées, les glandes nidamentaires sécrètent une substance visqueuse.	Comme au stade précédent, mais les spermatophores sont présents dans le sac spermatophorique.

SECTION 8

EXTRACTION ET CONSERVATION DES OTOLITHES

INTRODUCTION

Les otolithes sont de petites concrétions calcaires de l'oreille interne des poissons. Ils aident à donner au poisson son équilibre et son orientation dans l'eau, et lui permettent de détecter les sons. Comme ils croissent tout au long de la vie du poisson, ils se composent d'anneaux reflétant une croissance rapide ou lente, tout comme les anneaux de croissance des arbres. Les biologistes se servent de ces anneaux pour estimer l'âge des poissons. L'utilisation des otolithes est particulièrement importante quand les écailles, autres structures osseuses servant à la détermination de l'âge, sont soit absentes (comme chez les Channichthyids) ou perdues le temps que l'on remonte le poisson sur le pont (*Electrona carlsbergi*). La structure et la forme des otolithes varient considérablement d'une espèce à une autre, ceux-ci peuvent être utilisés pour confirmer l'identification des espèces.

EXTRACTION DES OTOLITHES

2. L'oreille interne, de chaque côté, a trois otolithes, mais deux sont généralement très petits, et seul le troisième (nommé sagitta) est utile et même visible. L'appareil de l'oreille interne se trouve le plus souvent niché dans une sorte de poche dépassant du crâne (bulle otique) dans sa région postéro-ventrale. Pour prélever les otolithes de manière rapide et fiable, la technique à adopter dépend de la taille du poisson.

Nototheniidés et Channichthyidés

3. Équipement : un grand couteau à lame rigide, des pinces à pointes fines.

4. Technique : placer le poisson le ventre contre une table stable et faire une incision verticale dans la tête (à angle droit par rapport à l'épine dorsale) avec le couteau à la position indiquée sur la figure 8. C'est par expérience que l'on découvre la position exacte, chaque espèce variant légèrement. Le but est de faire l'incision juste devant ou juste derrière les otolithes, pour pouvoir les extraire. À quelques millimètres près, les otolithes risquent d'être sectionnés. Enfoncer le couteau au moins jusqu'à la moitié de la tête, pour que la partie antérieure de celle-ci puisse être pliée en avant, exposant ainsi le crâne. La section verticale de la tête devrait alors ressembler à la figure 9B (en présumant que l'incision a été faite derrière les otolithes et que l'on regarde vers le museau du poisson). Les otolithes se trouvent dans les légers creux du plancher crânien (bulle otique). Ils sont facilement reconnaissables à leur couleur blanche, brillante et opaque, qui contraste avec la couleur crème des tissus cérébraux et de l'os translucide. Ils sont le plus souvent encore recouverts des membranes de l'oreille interne et peuvent être prélevés avec les pinces. S'ils ne sont pas visibles, essayer de faire une autre entaille légèrement en avant ou en arrière de la première.

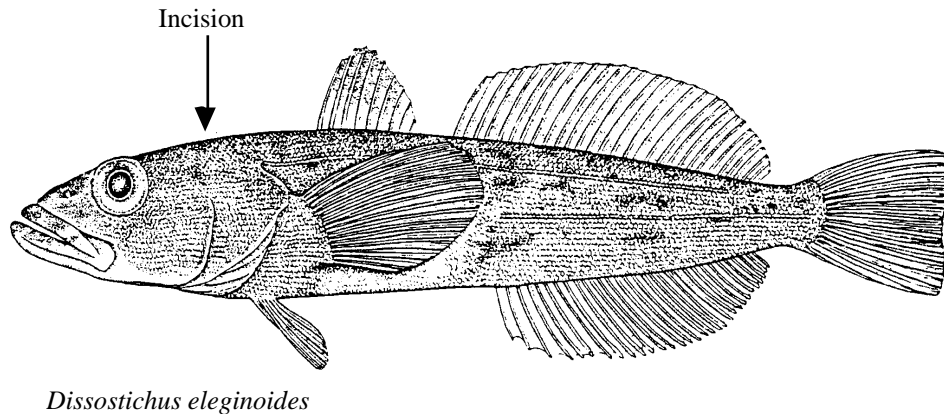


Figure 8 : Position des incisions à pratiquer pour extraire les otolithes.

5. Il est également possible d'enlever le sommet du crâne et de chercher les otolithes sous le cerveau. Cette technique, bien que plus lente que la précédente, peut aider les novices à repérer la position exacte de la bulle otique. Pour suivre cette méthode, faire une incision verticale peu profonde au couteau, à l'extrémité postérieure de la tête, suffisamment profonde toutefois pour atteindre la cavité cérébrale. Prolonger ensuite cette entaille vers l'avant afin d'enlever le sommet du crâne et d'exposer le cerveau. C'est tout au fond de la boîte crânienne que se trouvent les otolithes, sous la partie postérieure du cerveau (figure 9A).

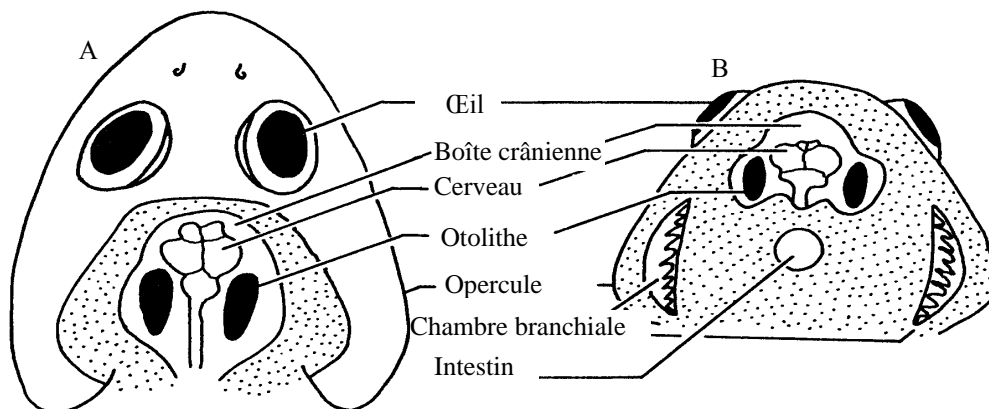


Figure 9 : Position des otolithes dans la tête : (A) vue dorsale ; (B) section verticale de la tête.

Myctophidés

6. Équipement : pinces à pointes fines de bijoutier, petit scalpel.

7. Technique : poser le poisson sur le côté et soulever l'opercule. Avec le scalpel, enlever délicatement la partie dorsale de l'arc branchial antérieur, là où il est relié à la partie inférieure du crâne, ainsi que les tissus adjacents. Ceci devrait mettre à nu l'os de la bulle otique, au travers duquel on aperçoit l'otolithe sagittal qui est relativement gros et blanc. L'os de la bulle otique est très fin et peut aisément être transpercé avec les pinces pour retirer l'otolithe. Répéter cette opération de l'autre côté du poisson.

ENREGISTREMENT DES DONNÉES ET CONSERVATION DES OTOLITHES

8. Les otolithes se conservent au sec ; les petites enveloppes en papier kraft de 50 × 75 mm, au revers encollé, sont idéales. Les sachets non poreux, en plastique ou autre, ne sont pas recommandés car ils ne permettent pas au contenu de sécher. S'il reste des tissus sur l'otolithe, ils pourriront, et endommageront l'otolithe en l'empêchant de sécher. Toujours frotter les otolithes avec les doigts pour enlever autant de tissu que possible, puis les placer dans les enveloppes. Les plus petits devraient tout d'abord être placés dans une petite capsule (de préférence une capsule de gélatine vide, telle que celles utilisées dans l'industrie pharmaceutique) pour qu'ils ne soient pas perdus dans les plis de l'enveloppe ou abîmés.

9. Sur l'enveloppe, noter les informations comme sur le modèle ci-dessous. Il est très pratique d'utiliser un tampon encreur pour imprimer les rubriques et éviter ainsi de tout écrire. Ces enveloppes devraient être préparées à l'avance. En écrivant sur l'enveloppe, prendre soin de ne pas abîmer les otolithes (il est bon de noter les inscriptions avant d'y insérer les otolithes).

N° de l'échantillon _____
N° du trait _____
Espèce _____
LT _____ LS _____
Poids _____ Sexe _____
Otolithe/écaille _____
N° de série _____ Date _____

10. Garder les otolithes dans leurs emballages dans un endroit sec et en s'assurant que rien de lourd ne sera posé dessus et qu'ils ne seront pas abîmés.

SECTION 9

PRELEVEMENT ET CONSERVATION DES ECAILLES

INTRODUCTION

Pendant le développement du poisson, les écailles apparaissent tout d'abord dans le derme sous forme de minuscules regroupements de cellules, se formant sur le pédoncule caudal en premier lieu, puis sur le reste du corps. Ce regroupement devient rapidement une plaquette d'écailles, point de départ de l'écaille définitive. Ces plaquettes apparaissent à des tailles différentes selon les poissons, mais pour la plupart des espèces, lorsque le poisson atteint environ 20 mm. Très vite, des rides sont déposées sur la surface externe de l'écaille qui se forme. Le taux de dépôt subit des changements saisonniers, responsables du dessin de la formation des circuli caractéristiques des anneaux de croissance.

2. Les écailles sont insérées dans des replis de la peau du poisson et se divisent en deux parties : l'une enfoncée, couverte de stries et d'anneaux concentriques (circuli) et l'autre exposée qui n'est pas striée.

3. La forme des écailles est fonction des contours du poisson et il conviendrait de mener des tests pour déterminer d'où il serait préférable de les prélever. Cet emplacement serait celui qui aurait le moins d'écailles de remplacement et où les écailles présenteraient le plus grand nombre d'anneaux de croissance.

PRÉLÈVEMENT

4. Racler le mucus et les écailles détachées du poisson au couteau avant de prélever l'échantillon. Nettoyer le couteau pour garantir que chaque échantillon d'écailles ne provient que d'un seul poisson. Soulever les écailles du flanc du poisson avec une lame de couteau propre.

5. Prélever un grand nombre d'écailles (au moins 20) de chaque poisson (car de nombreuses écailles sont des écailles de remplacement qui, de ce fait, manquent de détails dans la région centrale.) Le meilleur endroit, sur le corps du poisson, pour prélever des écailles se trouve généralement sous la nageoire pectorale.

ENREGISTREMENT DES DONNÉES ET CONSERVATION DES ÉCAILLES

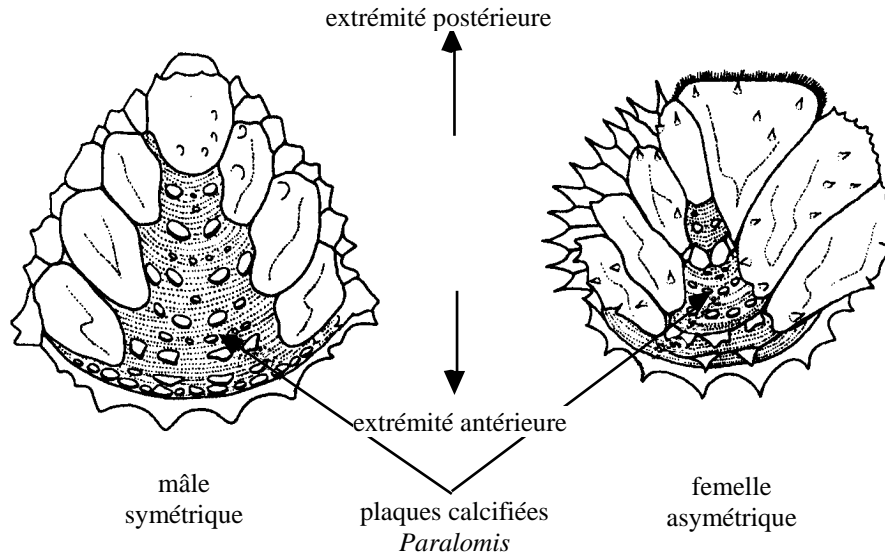
6. Les écailles doivent être séchées à l'air et conservées dans des enveloppes en papier avec indication du contenu. Les sachets non poreux, en plastique ou autre, ne sont pas recommandés car ils ne permettent pas au contenu de sécher.

7. Sur l'enveloppe, noter les mêmes informations que celles demandées pour les otolithes à la section 8.

SECTION 10

DÉTERMINATION DU SEXE ET DE L'ÂGE RELATIF
DES LITHODES, *PARALOMIS* SPP.

Vue ventrale de l'abdomen des lithodes, *Paralomis* spp.



Condition de la carapace/âge relatif des crabes antarctiques.

Code d'âge relatif	Condition de la carapace	Description
1.	Molle	Carapace flexible et généralement légèrement colorée.
2.	Nouvelle, dure	Carapace dure, pas d'organismes incrustés sur la carapace.
3.	Vieille	Carapace dure, présence d'organismes incrustés sur la carapace.
4.	Très vieille	Carapace dure, présence d'organismes incrustés, extrémité des épines et des articulations décolorée (souvent noire).

SECTION 11

OBSERVATION DE LA CAPTURE ACCESSOIRE DE POISSON DANS LES CAPTURES DE KRILL

INTRODUCTION

Afin de quantifier la capture accessoire de poisson de tout un intervalle de tailles, la méthode suivante de tri repose sur une approche de sous-échantillonnage permettant à l'utilisateur de trier de nouveau des échantillons plus petits pour que les poissons larvaires ou de petite taille puissent bien être enregistrés, alors qu'ils auraient pu ne pas être détectés dans des échantillons plus importants.

MÉTHODE

2. Sélectionner un trait ou une période de deux heures pour la pêche en continu :
 - i) Veiller à ce que soient conservés pour pesage et identification ultérieurs tous les poissons de grande taille retirés du tapis roulant durant ce trait ou cette période de deux heures.
 - ii) Prélever un échantillon de 25 kg, retirer tous les poissons et en relever le poids total par espèce.
 - iii) Sur l'échantillon de krill restant, prélever un sous-échantillon de 10 kg.
 - iv) Trier avec précaution le sous-échantillon de 10 kg et retirer les poissons et en relever le poids total par espèce.
 - v) Sur l'échantillon de krill restant, prélever deux sous-échantillons de 1 kg.
 - vi) Trier ces sous-échantillons de 1 kg, retirer les poissons restant et en relever le poids total par espèce (en prêtant tout particulièrement attention aux poissons larvaires qui peuvent être transparents).
3. Prendre des photos numériques :
 - i) lorsque l'identification d'un poisson n'est pas certaine ;
 - ii) afin de vérifier l'identification d'espèces importantes (c.-à-d. une espèce constituant plus de 80% en poids ou en nombre des poissons d'un échantillon lorsque >50 poissons sont enregistrés).

Toutes les photos doivent préciser le nom du navire, le numéro du trait, le numéro de l'échantillon et la date. Elles seront vérifiées par des experts nationaux ou soumises par le biais du secrétariat pour validation.

4. S'il reste suffisamment de temps pendant une même période de trait ou de deux heures, répéter l'opération avec un nouvel échantillon de 25 kg.

SECTION 12

OBSERVATION DE L'INTERACTION DES OISEAUX ET MAMMIFÈRES MARINS ET DES OPÉRATIONS DE PÊCHE À LA PALANGRE

OBJECTIFS DE L'OBSERVATION

L'observation scientifique des oiseaux de mer et des mammifères marins réalisée à bord des navires de pêche a pour objectifs :

- i) de documenter et quantifier les taux de capture d'oiseaux et de mammifères marins et de déterminer l'espèce, l'âge et le sexe de tous les oiseaux de mer capturés ;
- ii) d'évaluer la vulnérabilité relative des diverses espèces d'oiseaux et de mammifères marins ;
- iii) de contrôler la mortalité des oiseaux et mammifères marins par unité d'effort de pêche ;
- iv) de documenter tous les aspects de la stratégie de pêche, des méthodes et de l'équipement d'un navire s'ils ont un impact sur les oiseaux de mer et les mammifères marins ;
- v) d'évaluer l'efficacité des mesures prises par la CCAMLR pour réduire la mortalité accidentelle des oiseaux et mammifères marins ;
- vi) de repérer ce qui, dans les opérations de pêche d'un navire, contribue aux taux observés de capture accidentelle d'oiseaux et de mammifères marins et de collecter des données relatives aux facteurs qui influencent les taux de capture accidentelle des oiseaux ;
- vii) d'estimer l'abondance des oiseaux et mammifères marins et de noter leur interaction avec les opérations de pêche ;
- viii) de documenter les données sur les taux de capture des poissons, lorsqu'elles permettent l'évaluation de l'interaction avec les oiseaux de mer et les mammifères marins ;
- ix) de recueillir et de conserver des échantillons biologiques.

2. Un jeu complet de ce type de données sur les oiseaux et les mammifères marins ne peut être collecté que si deux observateurs sont présents sur un navire. Dans ce cas, il n'est pas nécessaire d'envisager de stratégie d'observation adéquate. L'observateur chargé de l'observation des poissons, tâche liée principalement au virage de la palangre, peut également accomplir certaines tâches de collecte de données sur les oiseaux et mammifères marins pendant cette période. De même, toutes les données requises sur le filage de la palangre peuvent être collectées par l'observateur des oiseaux et mammifères marins.

3. En ce qui concerne les données sur les oiseaux et mammifères marins, les priorités les plus importantes de l'observateur scientifique travaillant seul sont les suivantes :

Enregistrer la mortalité, les blessures ou l'enchevêtrement d'oiseaux et mammifères marins

Le niveau d'observation variera d'une pêcherie à l'autre et dépendra du nombre de tâches à effectuer. Dans tous les cas, les observateurs doivent optimiser le niveau de couverture du virage des chaluts et des hameçons de palangre remontés. Il est essentiel de noter la proportion d'effort de pêche observée en vue de l'estimation de la mortalité accidentelle totale.

Collisions avec les funes du chalut

Observer les collisions avec les funes au moins une fois par période de 24 heures.

Noter l'interaction des mammifères marins avec les navires et l'engin de pêche

Une fois par période d'observation d'une pose, relever toutes les interactions avec le navire, qui n'auront pas entraîné de mortalité, de blessures ou d'enchevêtrement.

Description de la mise en œuvre des mesures d'atténuation

Donner des précisions sur le lestage des lignes et la conception et les dimensions des banderoles (données L2). Une fois tous les sept jours suffit (en même temps que les tests de TDR et de bouteille (données L10)). Les navires bénéficiant d'une exemption de pêche de nuit sont tenus de réaliser un test par période de 24 heures et quatre tests sur une même palangre une fois par période de sept jours.

OBSERVATIONS D'OISEAUX ET DE MAMMIFÈRES MARINS

Au filage

4. L'observation de la pose des palangres ne doit avoir lieu que lors du filage de jour (c.-à-d. lorsque le navire bénéficie d'une exemption de pose de nuit). Pour ce faire, il convient de se placer en un endroit où la vue de la palangre entrant dans l'eau est dégagée, soit, en général, à la poupe, juste au-dessus du point où la palangre sort du navire. Parmi les tâches d'enregistrement des données à effectuer pendant la pose de la palangre, noter les observations sur l'abondance des oiseaux de mer et leur interaction avec les opérations de pêche.

5. Les estimations d'abondance des oiseaux de mer doivent avoir lieu toutes les 30 minutes pendant toute la durée de la pose, dans un secteur s'étendant sur 500 m à l'arrière du navire et 250 m de chaque côté, soit un carré de 500 × 500 m. Pour définir avec précision le secteur dans lequel il faut procéder au dénombrement, jeter un objet par-dessus bord et le suivre, à une vitesse donnée du navire, jusqu'à 500 m en arrière du navire. Il est également possible d'utiliser une distance connue entre les bouées de la palangre. Pour procéder avec efficacité, compter tout d'abord le nombre total d'oiseaux présents puis recommencer par espèce, la moins abondante en premier. Donner de plus, les conditions météorologiques et de la mer pendant chaque dénombrement.

6. Interactions oiseaux de mer-opérations de pêche : Relever tous les cas d'interaction avec des oiseaux lors du filage de la palangre. Bien sûr, comme les navires sont tenus de ne poser les palangres que la nuit, l'observateur risque de ne pas être en mesure d'entreprendre ce travail.

7. Pour chaque cas, il est souhaitable d'enregistrer :
- i) l'heure ;
 - ii) l'éloignement de la poupe ;
 - iii) l'espèce ;
 - iv) si l'oiseau a tenté de prendre l'appât en surface ou en plongeant ;
 - v) le succès de la tentative, des appâts ont-ils été pris ?
 - vi) les conséquences des tentatives réussies : l'oiseau *s'est-il fait prendre ou non*, ou est-ce incertain ? (Les observations relevées lors du virage de la palangre sur les oiseaux de mer accrochés aux hameçons devraient être vérifiées ultérieurement pour déterminer si elles sont en corrélation avec tous les oiseaux que l'on a observés se faire prendre pendant le filage) ;
 - vii) la cause de chaque événement (conditions météorologiques, vitesse trop (ou trop peu) élevée du navire, ligne de banderoles mal posée, etc.) ;
 - viii) tout changement de circonstances affectant ou pouvant affecter les activités des oiseaux (l'heure du changement de cap, par ex., ou encore les facteurs météorologiques, l'état de la mer, la vitesse du navire, la luminosité de la lune, le rejet des déchets de poisson, etc.).

Au virage

8. Il est évident que durant la remontée des palangres, le poste de travail de l'observateur devra être situé de manière à ce que celui-ci puisse collecter du matériel biologique (tous les oiseaux morts etc.). Le fait de devoir se trouver sur le pont de travail où est effectuée la remontée risque de compromettre la certitude avec laquelle l'observateur peut documenter tout ce qui est effectivement capturé par les hameçons. Il est possible que des captures accessoires retombent à l'eau en se décrochant de l'hameçon (par une secousse peut-être) avant d'arriver à bord. Par ailleurs, le repérage des oiseaux, qui quelquefois sont capturés durant l'opération de virage, demande un effort particulier.

9. Les oiseaux de mer sont attirés vers le point de virage d'une part, par les déchets de poisson rejetés en mer par l'usine de traitement du poisson du navire et d'autre part, par les appâts qui sont encore accrochés aux hameçons à la remontée de la palangre. Les oiseaux de mer peuvent donc s'accrocher aux hameçons à ce moment-là, probabilité d'autant plus grande lorsque des sections de ligne hameçonnée se sont cassées, exposant à la surface de nombreux hameçons à une grande quantité d'oiseaux.

10. L'évaluation des taux de capture accessoire d'oiseaux de mer au virage et l'efficacité des dispositifs d'exclusion visant à empêcher les oiseaux de s'approcher des lignes ou à en réduire le nombre sera plus précise si les observations sont effectuées du pont de travail extérieur, car sur de nombreux navires, la passerelle ou l'usine peuvent obstruer la visibilité.

11. Les oiseaux de mer capturés au virage peuvent être morts ou vivants, alors que ceux capturés au filage seront morts. Les oiseaux de mer capturés au filage sont froids et leur plumage est entièrement détrempé ; ceux qui le sont au filage sont encore chauds. Chaque oiseau de mer capturé au virage et qui n'est pas mort, ou chaque oiseau relâché avec un hameçon *in situ*, doit être enregistré comme oiseau blessé si ses blessures sont telles que : fracture de l'os de l'aile, d'une patte ou du bec, fracture du rachis de plus de deux plumes primaires sur chaque aile, déchirure importante de la membrane alaire, plaie ouverte avec ou sans présence de sang, plumage détrempé ou souillé d'hydrocarbure. Ces oiseaux sont comptabilisés dans le nombre total d'oiseaux de mer tués car leur chance de survie est infime.

12. Pour identifier les oiseaux de mer, consulter les planches d'identification des oiseaux de mer du livre *Pêcher en mer, pas en l'air* (CCAMLR, 1996) et *Identification des oiseaux marins de l'océan Austral* (Onley et Bartle, 1999), ou l'un des nombreux manuels d'identification des espèces qui sont disponibles. L'ouvrage *The Complete Guide to Antarctic Wildlife* (Shirihai, 2002) présente un récapitulatif et un guide d'identification très complets de la plupart des oiseaux et mammifères marins que les observateurs auront l'occasion de rencontrer dans la zone de la Convention CAMLR.

13. Échantillonnage : tous les oiseaux de mer remontés à bord morts sont conservés comme échantillons. Les congeler entiers, et les étiqueter en mentionnant la date, l'heure de leur remontée à bord, l'espèce, le nom du navire, le nom de l'observateur et un numéro qui correspond à celui qui figure sur les fiches de données concernant le virage. Enfoncer les étiquettes dans la gorge de l'oiseau par le bec avant la congélation. Dès que les oiseaux sont remontés à bord, vérifier s'ils sont bagués. Ne pas manquer de s'assurer que chaque échantillon correspond à une mention sur la fiche de données sur la remontée des palangres.

14. En dernier recours seulement, s'il est impossible de conserver tous les spécimens entiers, garder au moins la tête et une patte de chaque oiseau et les étiqueter correctement.

15. Certains albatros ont des marques de couleur qui ont été appliquées aux colonies de reproduction. Prendre note de tout albatros portant ces marques de couleur, aperçu durant les opérations de pose de palangre ou à tout autre moment (noter le nombre d'oiseaux marqués, la ou les couleur(s) de la teinture, et la date et le lieu du repérage).

16. Inclure dans tous les rapports d'observation les instructions relatives au traitement des échantillons d'oiseaux de mer et/ou des bagues collectés et à leur destination finale à la fin du programme d'observation. Ces instructions seront émises et signées par les autorités nationales de l'État membre de la CCAMLR qui aura désigné l'observateur.

SECTION 13

ENREGISTREMENT DES DÉCOUVERTES D'ÉCOSYSTÈMES MARINS VULNÉRABLES

Lors d'activités de pêche à la palangre dans des régions où s'applique la mesure de conservation 22-06, et afin de satisfaire aux dispositions de la mesure de conservation 22-07 (www.ccamlr.org), la présence d'organismes indicateurs d'écosystèmes marins vulnérables (VME) doit être enregistrée pour déterminer s'il y a eu découverte de VME.

2. Dans le cadre de ce procédé, on utilisera les définitions suivantes :

Par *organisme indicateur de VME*, on entend tout organisme benthique figurant dans le *Guide d'identification des taxons de CCAMLR* (disponible à l'adresse www.ccamlr.org).

Par *unité indicatrice de VME*, on entend soit un litre d'organismes indicateurs de VME pouvant être placés dans un récipient de 10 litres, soit un kilogramme d'organismes indicateurs de VME dont la taille ne permet pas de les placer dans un récipient de 10 litres.

Par *segment de ligne*, on entend une partie de ligne comportant 1 000 hameçons ou une partie de ligne de 1 200 m de long, selon la plus courte des deux, et pour les filières de casiers, une section de 1 200 m de long.

3. La procédure d'enregistrement des découvertes de VME engage le navire et l'observateur, dont les rôles, importants, sont décrits ci-après.

CONDITIONS IMPOSEES AU NAVIRE

4. Le navire est tenu de conserver tous les organismes indicateurs de VME d'un même segment de ligne dans un récipient de 10 litres (ci-après dénommé un « seau »). Il doit relever le contenu du seau comme suit : 0 – vide, 1 – <5 unités de VME et 2 – ≥5 unités de VME sur le formulaire des indicateurs de VME, et le nombre total d'organismes indicateurs de VME sur le formulaire C2.

TACHES EXIGEES DES OBSERVATEURS

5. L'observateur doit échantillonner les seaux suivants :

- i) Échantillonnage au hasard – un échantillon présélectionné d'environ 30% des segments de ligne prélevé au hasard.
- ii) Échantillonnage exigé – tous les segments de ligne récoltant ≥5 unités indicatrices de VME.

6. Afin de distinguer les tâches exigées dans le cadre de l'échantillonnage au hasard de celles de l'échantillonnage de routine, les observateurs devraient informer l'équipage, avant le virage de la palangre, des segments de ligne pour lesquels il conviendrait de récupérer un seau d'organismes indicateurs de VME. Le capitaine devrait également être informé de la liste d'échantillonnage au hasard, afin que le point médian des segments de ligne requis soit relevé. Tous les seaux examinés par l'observateur en tant qu'échantillons prélevés au hasard devraient être enregistrés avec la mention « R » (pour *Random Sample*) sous la rubrique « type d'échantillon » du formulaire L5-VME du carnet de l'observateur.

7. De plus, les seaux dans lesquels ≥ 5 unités indicatrices de VME sont récupérées doivent être examinés par l'observateur et enregistrés avec la mention « T » (pour *Trigger Sample*) comme type d'échantillon sur le formulaire L5-VME du carnet de l'observateur. S'il arrive qu'un échantillon au hasard soit > 5 unités indicatrices de VME, il devrait tout de même être enregistré en tant qu'échantillon au hasard.

SECTION 14

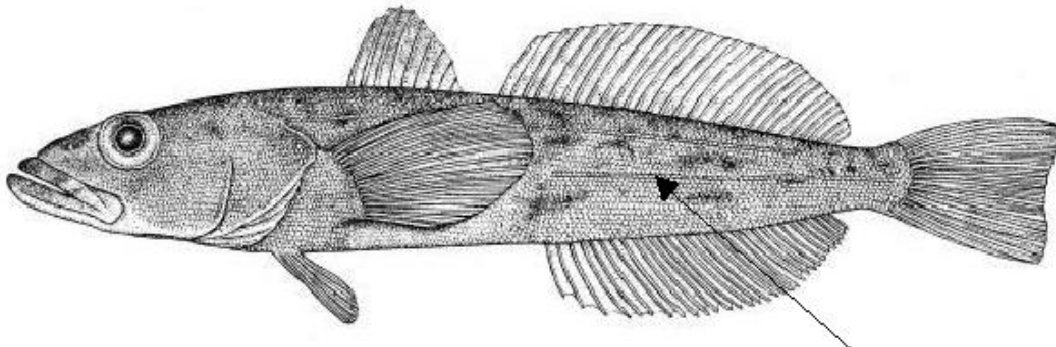
GUIDES D'IDENTIFICATION DES ESPÈCES

GUIDE D'IDENTIFICATION DE *DISSOSTICHUS* SPP.

La légine australe (*Dissostichus eleginoides* – code CCAMLR TOP, figure 10) est visée dans les pêcheries menées par les membres de la CCAMLR au large de l'Amérique du Sud et autour de la plupart des îles subantarctiques et des bancs de l'océan Atlantique et de l'océan Indien. La légine antarctique (*D. mawsoni* – code CCAMLR TOA, figure 11) qui, à vue d'œil, lui ressemble beaucoup et lui est étroitement liée est la cible des pêcheries exploratoires des latitudes les plus au sud, près du plateau continental antarctique.

2. Manifestement, les données sur l'identité spécifique des poissons capturés dans ces pêcheries, notamment dans celles situées à la limite des aires de répartition des deux espèces, sont importantes pour déterminer laquelle des deux est exploitée et dans quelle région. Il est donc demandé aux observateurs scientifiques de prendre soin de les identifier correctement.

3. Les informations suivantes sont extraites de documents de référence standard (Gon et Heemstra, 1990) et d'enseignements tirés de l'expérience de pêcheurs décrivant la meilleure manière de séparer les deux espèces lors des opérations de pêche dans la région où elles se chevauchent.



Ligne latérale longue

Figure 10 : Légine australe (TOP), environ 58 cm de LS (d'après Fischer et Hureau, 1985).

4. Très largement répartie, la légine australe est commune dans les eaux subantarctiques sur les plateaux et hauts-fonds, de la Géorgie du Sud à l'ouest à l'île Macquarie à l'est. Elle se rencontre également au large des côtes du Chili et de l'Argentine, ainsi que sur le plateau de Campbell, au sud de la Nouvelle-Zélande. Sa limite sud n'est pas vraiment connue, mais il est peu probable que cette espèce fréquente des eaux de moins de 1°C, c.-à-d. à environ 57°S dans la plupart des régions, sans doute plus au sud dans le secteur au sud de la Nouvelle-Zélande, où le front polaire tend à se situer plus au sud. L'espèce peut dépasser 2 m de longueur et 100 kg, mais les spécimens de plus de 1,5 m sont rares. Étant benthopélagique, elle se nourrit principalement de poissons mésopélagiques et de calmars, mais parfois aussi de crevettes et de crabes benthiques. Si les stades larvaires et juvéniles précoces sont pélagiques, les juvéniles les plus âgés et les adultes sont le plus souvent capturés sur le fond. Leur intervalle bathymétrique est de 300 à >2 000 m, les poissons les plus jeunes se trouvant en général dans les eaux moins profondes.

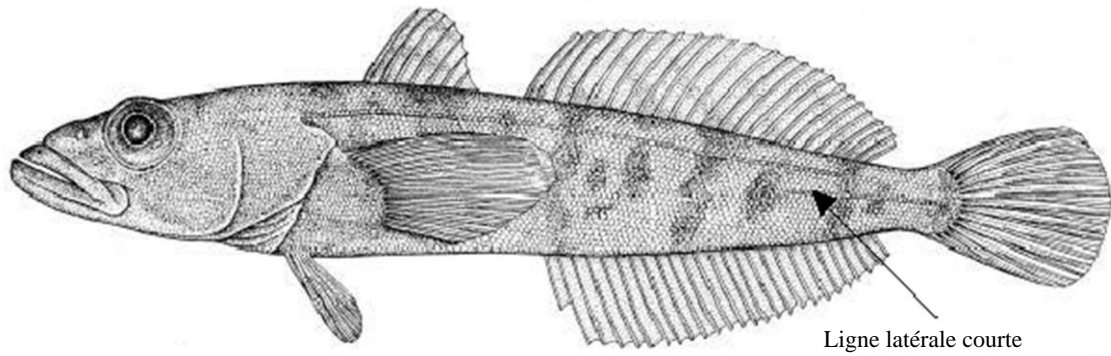


Figure 11 : Légine antarctique (TOA), environ 66 cm de LS (d'après Fischer et Hureau, 1985).

5. D'apparence fort semblable à la légine australe, mais fréquentant les latitudes plus hautes de l'océan Austral, sur le plateau continental antarctique, et notamment sur la péninsule Antarctique, ainsi que le plein océan, au nord. Sa limite nord de répartition n'est pas connue avec précision.
6. La distinction entre les deux espèces, pendant les opérations de pêche, repose sur deux caractéristiques principales :
 - i) Coloration de la nageoire dorsale – la couleur et l'aspect de la nageoire dorsale semblent assez distincts entre les deux espèces. Chez la légine australe, elle est généralement uniforme, avec une extrémité blanche bien définie, ce qui est aussi le cas des nageoires pectorales. Chez la légine antarctique, par contre, la nageoire dorsale présente une alternance de bandes sombres et claires qui sont visibles lorsqu'elle est dressée (figure 12).

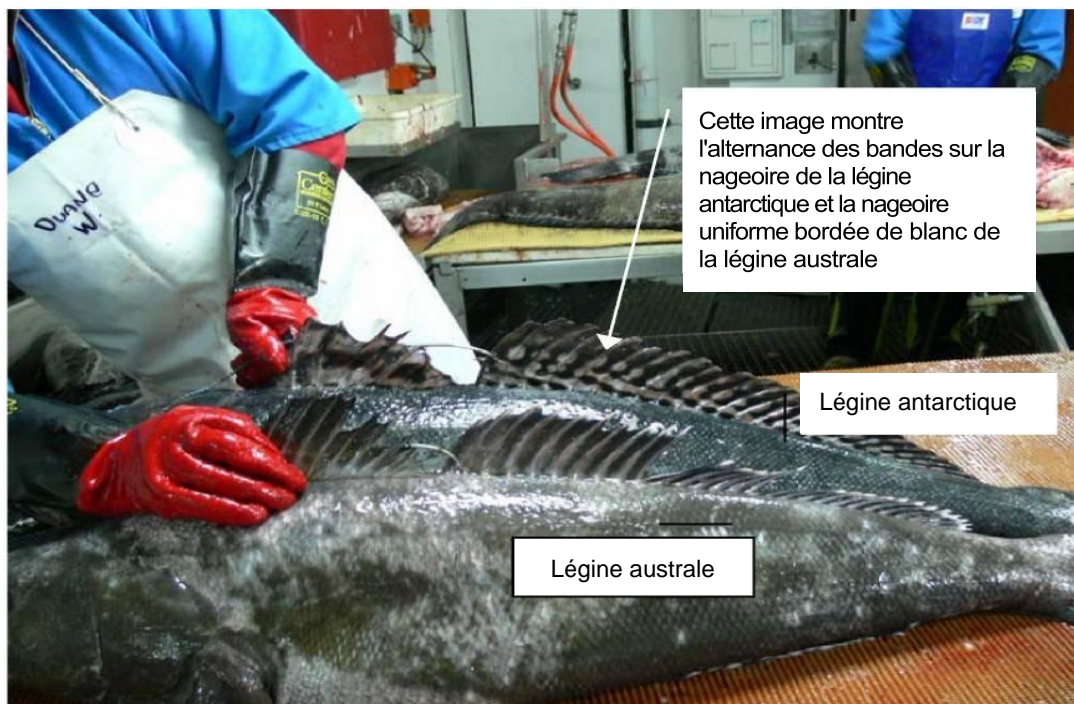


Figure 12 : Coloration de la nageoire dorsale de la légine antarctique et de la légine australe.

- ii) Structure des dents – les dents de la légine australe sont relativement grandes, longues et pointues par rapport à celles de la légine antarctique qui proportionnellement sont plus petites (figure 13).

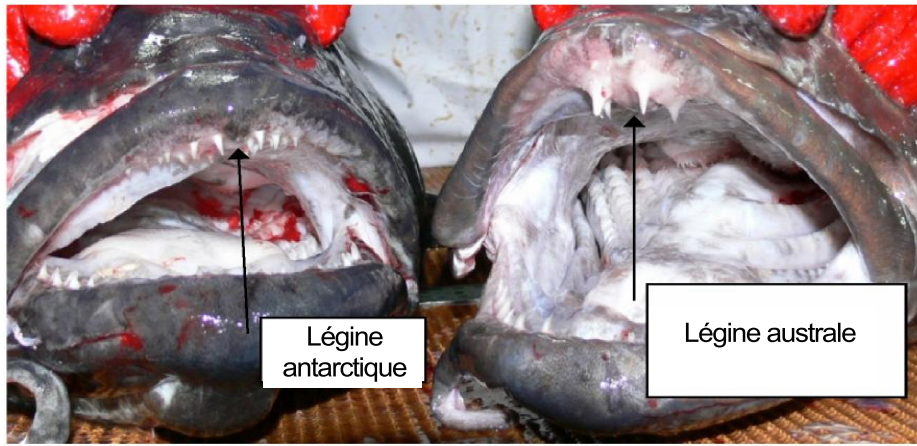


Figure 13 : Structure des dents des légines antarctique et australe.

7. Des caractéristiques secondaires peuvent permettre de confirmer l'identification. Il s'agit de la longueur de la ligne latérale (voir figures 10 et 11) et de la structure des otolithes qui sont nettement plus grandes par rapport à la taille du poisson et plus allongées chez la légine australe que chez la légine antarctique (figures 14 et 15). Les otolithes conservés peuvent également servir par la suite à vérifier et à confirmer l'identification.

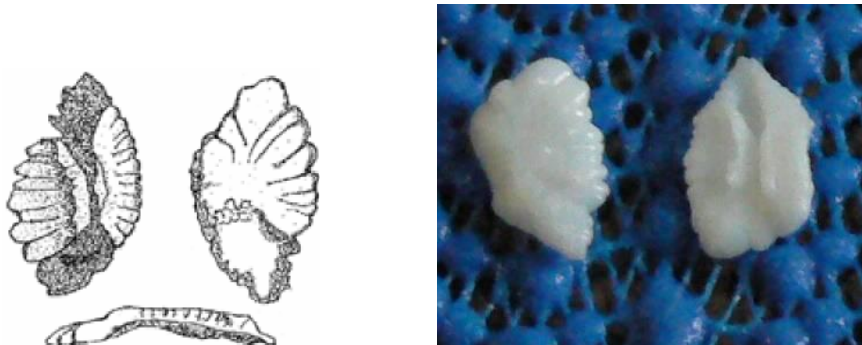


Figure 14 : Otolithes de légine australe.

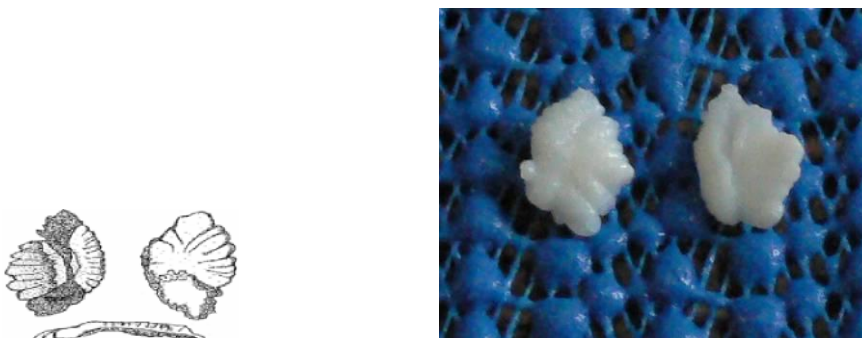
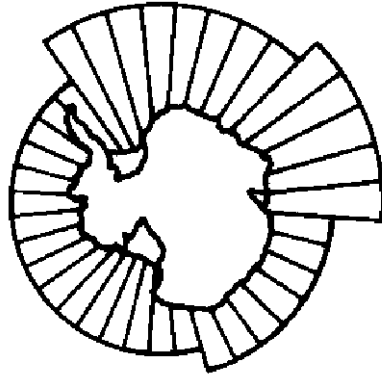


Figure 15 : Otolithes de légine antarctique.

REMERCIEMENTS

8. Les figures 10 et 11 sont des reproductions de poissons tirées de Gon et Heemstra (1990). Les informations sur la distinction entre les deux espèces ont aimablement été fournies par J. Fenaughty et le *Ross Seas MSC Client Group* (Nouvelle-Zélande).

**Commission pour la conservation
de la faune et la flore marines de l'Antarctique**



FICHES D'IDENTIFICATION DES ESPÈCES DE LA CCAMLR

Notes générales pour les observateurs de la CCAMLR

Les fiches ci-jointes ont été établies pour faciliter l'identification correcte du plus grand nombre possible d'espèces contenues dans la capture accessoire des pêcheries de la CCAMLR. L'objectif était de compresser dans un format simple le plus d'informations possibles qui permettraient d'identifier la plupart des espèces le plus rapidement possible. Une bonne identification au niveau de l'espèce est importante pour reconnaître les espèces de la capture accessoire nécessitant une évaluation plus détaillée, ainsi que pour mieux comprendre leur répartition géographique et les différences régionales de biodiversité. Elle est également indispensable pour appréhender les interactions écosystémiques impliquées dans la pêche menée dans la zone de la Convention CAMLR.

La plupart des informations présentées sont tirées de textes de référence standard qui sont généralement fondées sur des spécimens conservés. Lorsque des informations supplémentaires issues d'observations directes de poissons vivants ou qui venaient d'être capturées étaient disponibles, elles ont été incluses. Pour faciliter l'identification de certaines espèces, vous aurez peut-être utilisé et noté d'autres points caractéristiques – s'il vous semble que d'autres observateurs pourraient en bénéficier, notez ces informations dans votre carnet d'observateur.

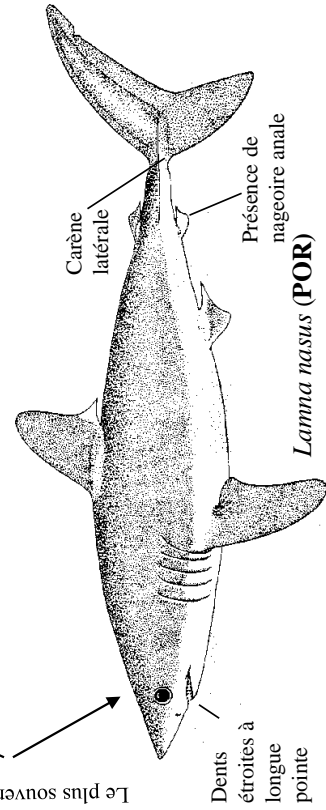
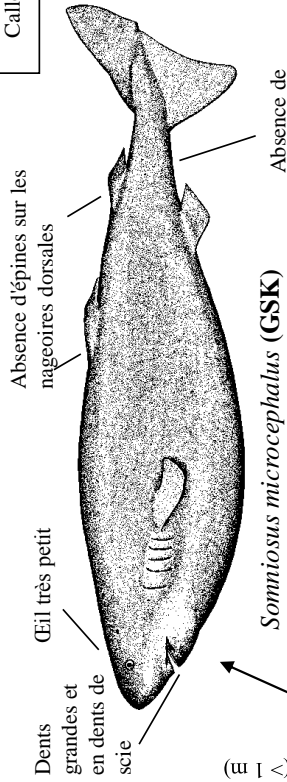
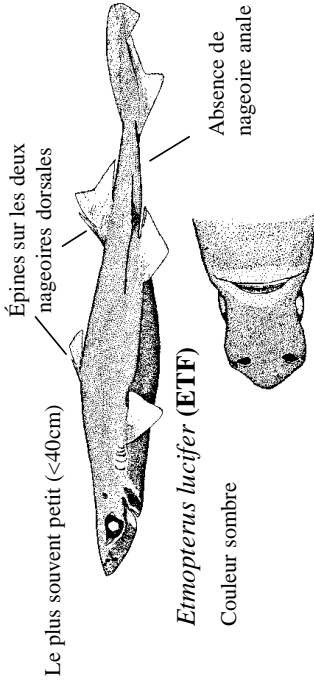
Étant donné l'éloignement des régions dans lesquelles sont situées les pêcheries de la CCAMLR, il est possible d'y rencontrer des espèces rares et peu communes, notamment des Chimaeridés. Dans ce cas, conservez-les pour un examen taxonomique détaillé. L'intention, à terme, est de mettre au point un guide photographique ; si vous réussissez à obtenir des images numériques de bonne qualité des principales caractéristiques de diagnostic, transmettez-les, accompagnées des informations à l'appui, à votre coordinateur technique qui les relayera au secrétariat de la CCAMLR.

Remerciements

Les illustrations et les caractéristiques de diagnostic figurant sur ces fiches sont largement fondées les publications de Gon et Heemstra (1990), Fischer et Hureau (1985) et Macpherson (1988), ainsi que sur des informations non publiées, présentées par M. Stehmann (*Bundesforschungsanstalt für Fischerei*, Hambourg, Allemagne). La CCAMLR souhaite remercier les auteurs d'avoir autorisé l'utilisation de ces documents.

Élasmobranches 1

Élasmobranches



Chimères

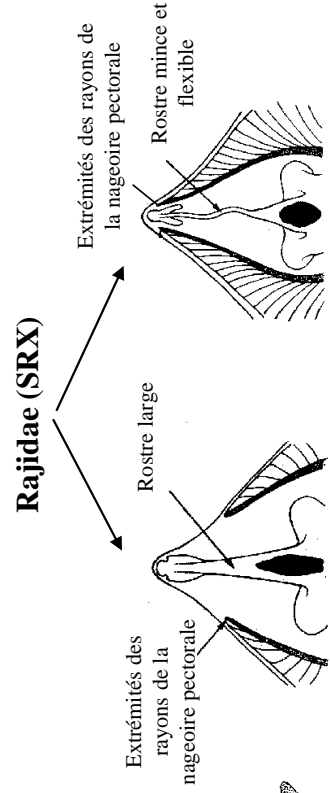
Toutes ont deux nageoires dorsales, la première érectile avec une base courte et précédée d'une épine érectile. Noter la configuration du museau et de la queue.

Callorhynchidae (**CAH**)

Mascas

Chimères à nez court
Hydrolagus spp. (**HYD**)

Chimères à long nez
Rhinochimaera spp. (**RHC**)



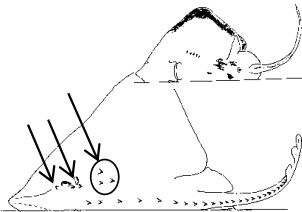
Raies à museau dur **Raies à museau mou**

voir fiche « Raies 1 »

Raja

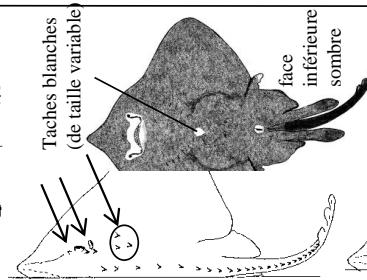
R. georgiana (SRR)

16–28 épines en une rangée médiane



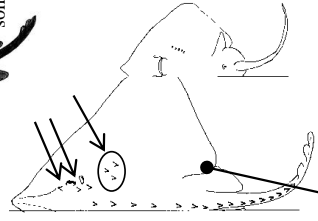
R. georgiana (SR2)

16–28 épines en une rangée médiane



R. taaf (RFA)

15–20 épines en une rangée médiane



Surface supérieure des nageoires pelviennes sous le disque, le plus souvent pâle

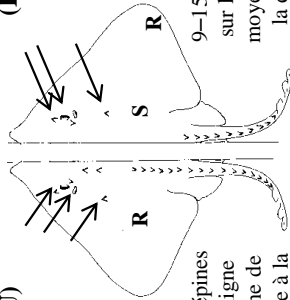
Bathyraja

Face inférieure pâle



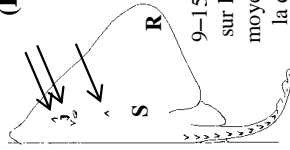
B. murrayi (BMU)

12–26 épines sur la ligne moyenne de la nuque à la queue



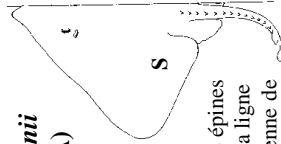
B. maccaini (BAM)

9–15 épines sur la ligne moyenne de la queue uniquement



B. eatonii (BEA)

8–18 épines sur la ligne moyenne de la queue uniquement

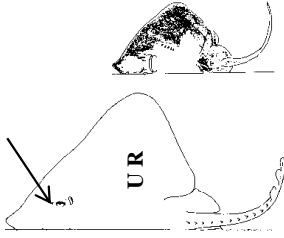


Pas d'épines pré ou post-orbitales

Face inférieure pigmentée

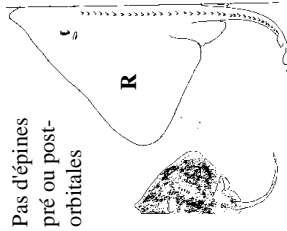
B. irrasa (BYR)

9–23 épines sur la ligne moyenne de la queue



B. meridionalis (BYE)

37–39 épines en une rangée médiane continue



Pas d'épines pré ou post-orbitales

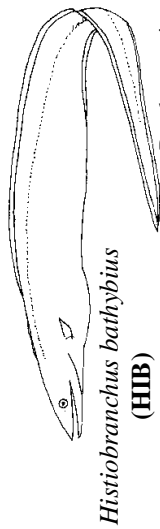
À NOTER

R = rugueuse, S = lisse, UR = uniformément rugueuse (comme non rasée)
 Les flèches indiquent les épines ou groupes d'épines non-médianes
 Vues dorsales illustrant la répartition des épines,
 Vues ventrales (plus petites) illustrant la pigmentation

Pas de queue évidente

Nageoires dorsale, ventrale et caudale semblant combinées

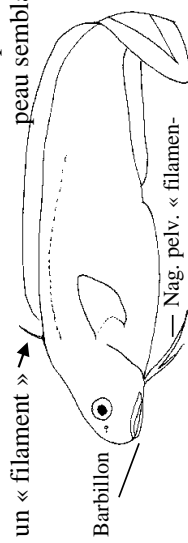
Une nageoire dorsale



Histiobranchius bathybius (HIB)

Pas de nageoires pelviennes

Première dorsale : un « filament » → Écailles présentes, mais peau semblant lisse

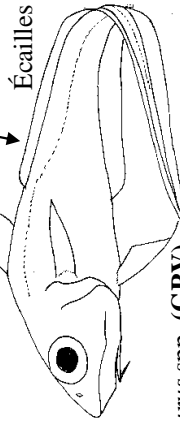


Barbillon

→ Nag. pelv. « filamenteuses »

Muraenolepis spp. (MRL)

Deux nageoires dorsales voir fiche « Téléostéens 5 »



Macrourus spp. (GRV)

voir fiche « Téléostéens 2 »

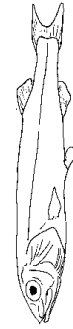
Pas de vessie natatoire

Vessie natatoire présente – estomac généralement inversé et sortant par la bouche quand il remonte des profondeurs

Queue évidente

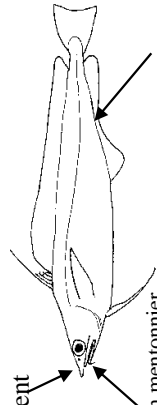


Opahs : *Lampris immaculatus* (LAD). Impossible à confondre, corps de teinte bleu-gris, allure « puissante », nageoires orange vif



Alepocephalus spp. (ALH). Bases des nageoires dorsale et ventrale opposées, pas de vessie natatoire.

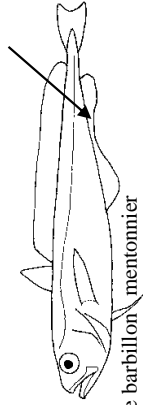
Museau proéminent
Antimora rostrata (ANT)



Bouche infère, barbillon mentonnier

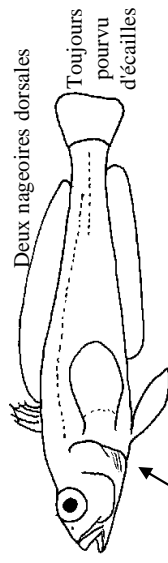
Nageoire anale en deux parties

Halargyreus johnsonii (MHJ)



Bouche terminale, pas de barbillon mentonnier

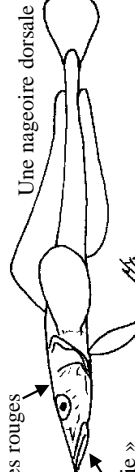
Nototheniidae (NOX) voir fiche « Téléostéens 3 »



Deux nageoires dorsales

Toujours pourvu d'écailles

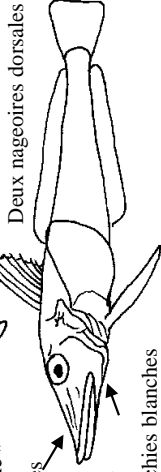
Branchies rouges



Une nageoire dorsale

Parfois pourvu d'écailles

Tête « aplatie »



Deux nageoires dorsales

Pas d'écailles

Channichthyidae (ICX) voir fiche « Téléostéens 4 »

Branchies blanches

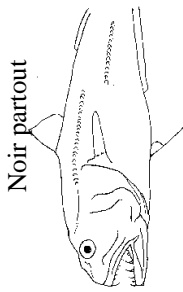
Pas d'écailles

Téléostéen 2

Macrouridae (Grenadiers)

Bord antérieur de la première dorsale dentelé

Grandes dents en forme de crocs, bouche terminale



Noir partout

Cynomacurus piriei (MNI)

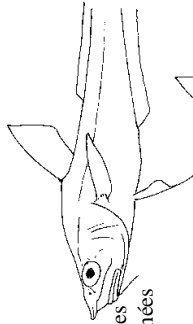
Crête infra-orbitaire, si présente, jamais terminée par une épine, œil petit, série de dents à la mâchoire inférieure

Coryphaenoides spp. (CVY)



C. filicauda

Barbillon mince et court, écailles minces, fines et caduques



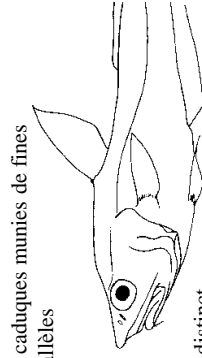
C. ferrieri

Écailles plutôt fermes et grossièrement ornées de spinules



C. armatus (CKH)

Museau large et peu pointu
Pas de tubercule terminal distinct

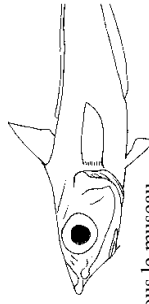


C. lecoimtei

Museau étroit et pointu avec tubercule terminal distinct orné de spinules

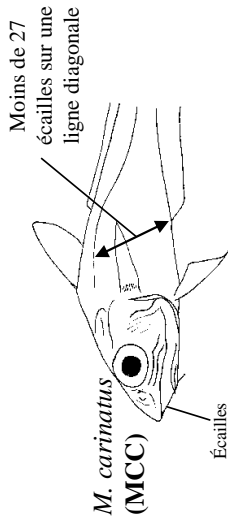
La crête allant du museau au préopercule se termine en pointe aiguë postérieure, œil grand (NB espèces difficiles à distinguer)

Macrourus spp. (GRV)



M. holotrachys (MCH)

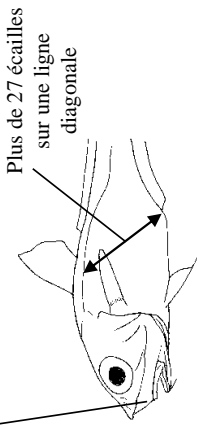
Absence d'écailles sous le museau (NB : 1-3 possible au-dessus du coin de la bouche)



M. carinatus (MCC)

Moins de 27 écailles sur une ligne diagonale

Écailles



M. whitsoni (WGR)

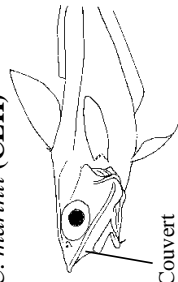
Plus de 27 écailles sur une ligne diagonale

Macrouridae (Grenadiers)

Bord antérieur de la première dorsale lisse

Coelorinchus spp.

C. marinii (CEH)



Couvert d'écailles



Nu

Position de la fossa ventrale par rapport à l'anus

C. fasciatus (CQF)

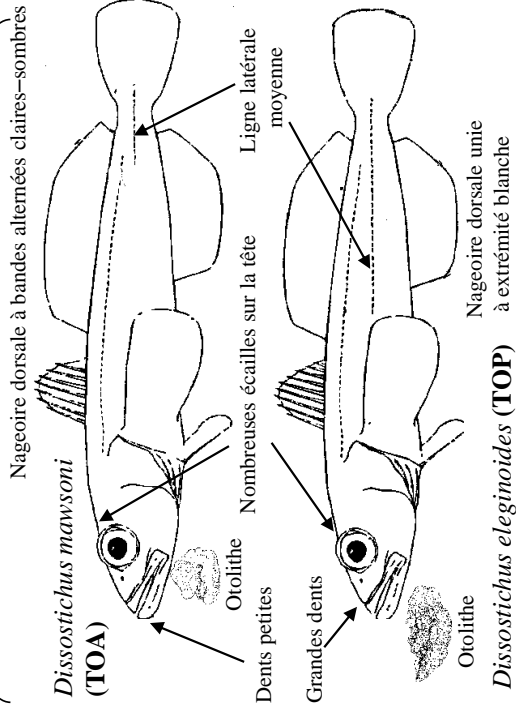
Nototheniidae

Téléostéen 3

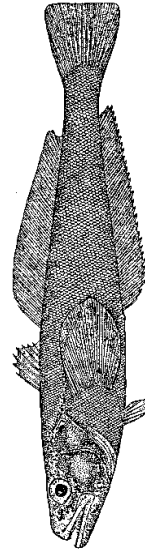
Grandes dents caniniformes

Sang rouge, deux nageoires dorsales, écailles sur le corps

Dents villiformes petites, écailles cténoïdes sur le corps et la tête, espace interorbitaire étroit (< 12% de la longueur de la tête)



Pas d'écailles sur la tête sauf sur une petite tache derrière l'œil



Gvozdarus svetovidovi (GZV)

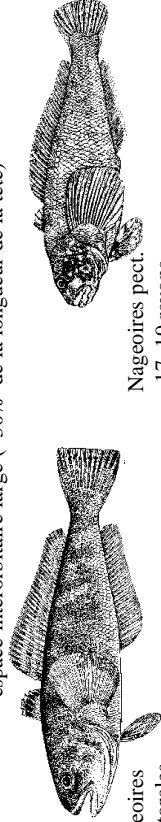
Bande transversale gris foncé sur la partie supérieure de l'œil



Lepidonotothen kempfi (NOK)

Lepidonotothen squamifrons (NOS)

Écailles cycloïdes (lisses) sur le corps, peu d'écailles sur la tête, espace interorbitaire large (~30% de la longueur de la tête)



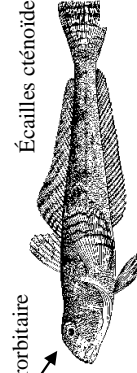
Nageoires pectorales 21-24 rayons

Nageoires pect. 17-19 rayons

Notothenia rossii (NOR)

Notothenia coriiceps (NOC)

« Bosse » interorbitaire étroite



Écailles cténoïdes (rugueuses)

Gobionotothen gibberifrons (NOG)


Channichthyidae (ICX)

Sang et branchies blancs, deux nageoires dorsales, pas d'écaillles, épines operculaires

Rayons médians les plus longs de la nag. pelv.

Rayons antérieurs les plus longs de la nageoire pelvienne, subopercule et interopercule dépourvus d'épines

Pas de RS




2 LL

Champsocephalus gunnari (ANI)

Hauteur de la tête = Museau *C. gunnari* ;
 Hauteur de la tête < Museau *C. esox*
 P 25-28 ; A 35-40 = *C. gunnari* ; P22-24 ; A 31-35 = *C. esox*


RS



3 LL

Pseudochaenichthys georgianus (SGI)

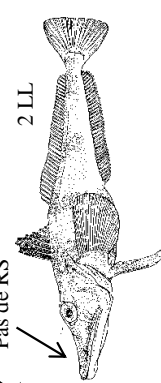
RS



2 LL avec
plaques osseuses

Channichthys rhinoceratus (LIC)

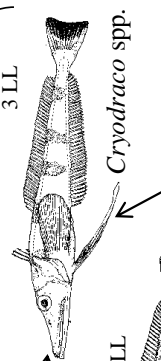
Pas de RS



2 LL

Chaenocephalus aceratus (SSI)

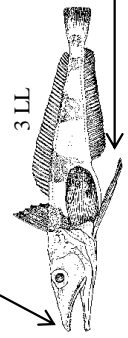
RS réduite à un petit mamelon ou absente



3 LL

Cryodraco spp.

P Longue (rejoignant A)
 P Courte (rejoignant tout juste A)




3 LL

Chionobathyscus dewitti (CHW)
 Ressemble à *Chaenocephalus* mais a 3 LL

Subopercule et interopercule pourvus d'épines, 3 LL


RS courte, réduite à un tubercule



3 LL

Chionodraco myersi (MIC)

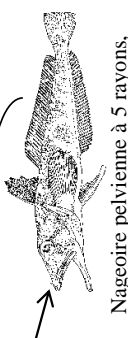
RS dressée vers l'arrière



3 LL

Chionodraco hamatus (TIC)

Nag. pelv. à cinq rayons




3 LL

Chionodraco rastrospinosus (KIF)

Nag. pelv. à 5 rayons, vestige de branchiospines

Nageoire pelvienne à 5 rayons, branchiospines pourvues d'épines

RS présente, dressée vers l'avant



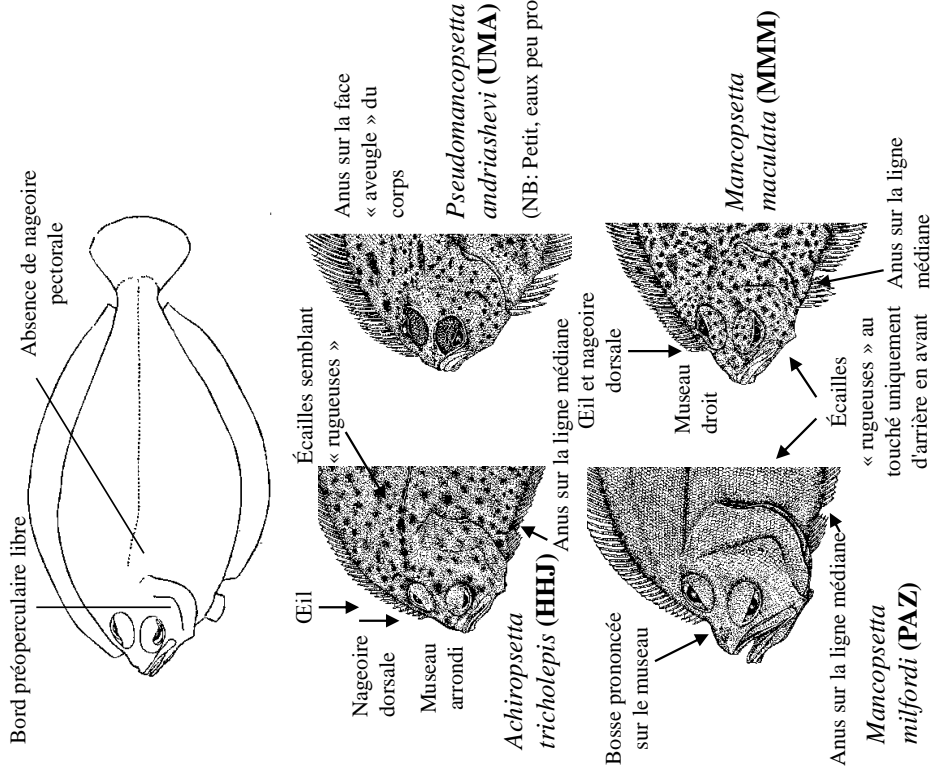
3 LL

Chaenodraco wilsoni (WIC)

Nageoire pelvienne à quatre rayons

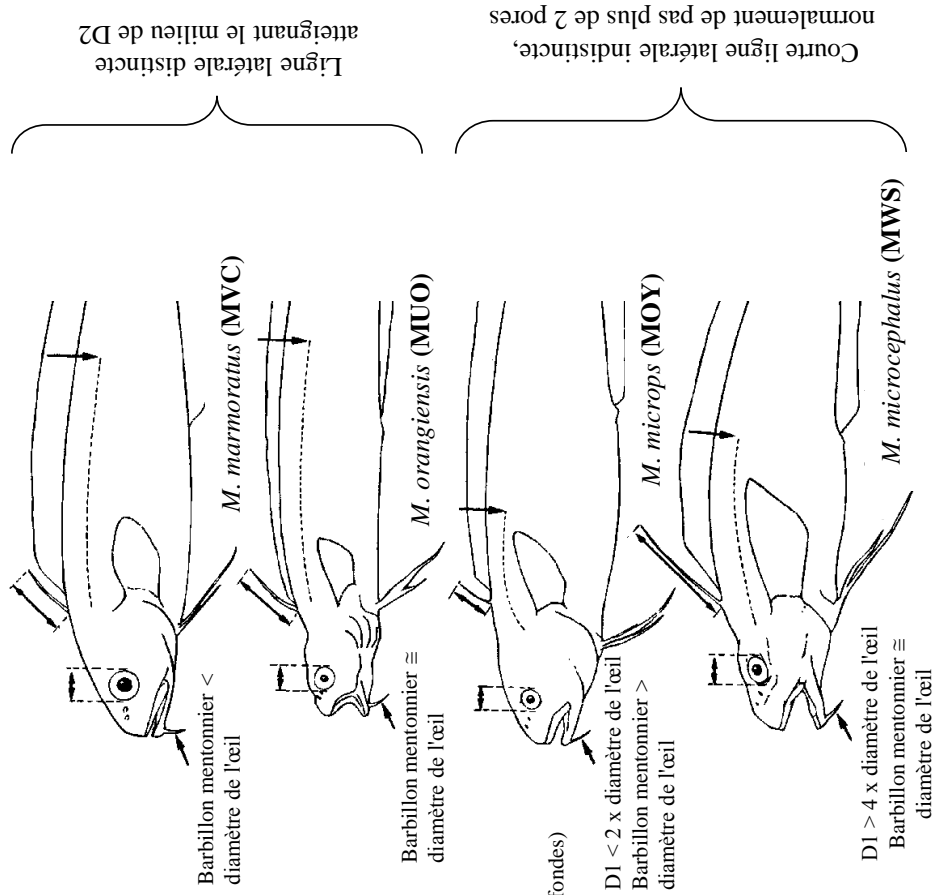
Notes
 A=Nageoire anale ; P=Nageoire pelvienne ;
 LL=Ligne latérale ; RS=Épine rostrale ; SP=Épine

Bothidae (Arnoglosses)

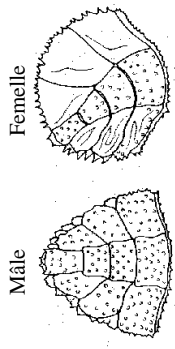
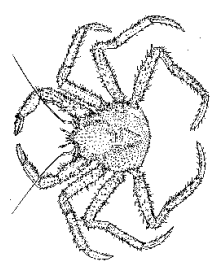


Téléostéen 5

Muraenolepis spp. (MRL)



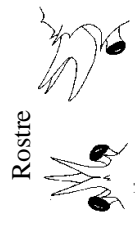
Lithodidae (Lithodes, KCX)



Abdomen sans zones membranueuses, plaques calcaires contiguës

Paralomis spp. (PAD) or Neolithodes

1. Carapace en forme de poire, couverte de tubercules épineux : *P. aculeata* (KCU) →



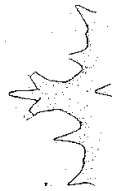
2. Carapace arrondie, plus ou moins couverte de nombreux granules : *P. anamerae* (KDD) →



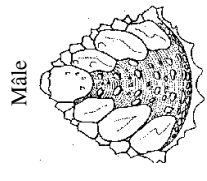
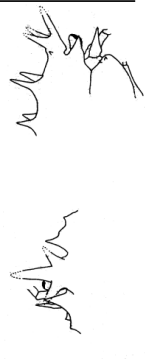
3. Surface dorsale entière de la carapace couverte de nombreuses épines : *P. spinosissima* (KCV) →



4. Carapace plus ou moins pentagonale, surface aussi longue que large couverte de petits granules et de QUELQUES épines : *P. formosa* (KCF) →

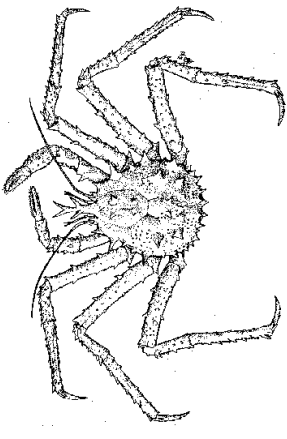


5. Carapace plus ou moins pentagonale avec de nombreuses grandes épines, pattes locomotrices longues : *Neolithodes diomedea* (NDW) →



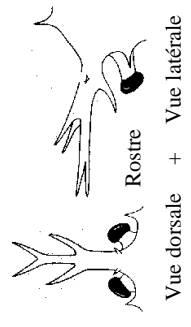
Zone membraneuse de l'abdomen contenant des nodules calcaires

Lithodes spp. (KCZ)



Carapace et pattes avec épines inégales (pointues) et tubercules

L. murrayi (KCM)



Rostre
Vue dorsale + Vue latérale