

PARTE II

INSTRUCCIONES PARA LOS OBSERVADORES CIENTÍFICOS

SECCIÓN 1

MEDICIONES ESTÁNDAR DE KRIL, PECES, CENTOLLAS Y CALAMARES

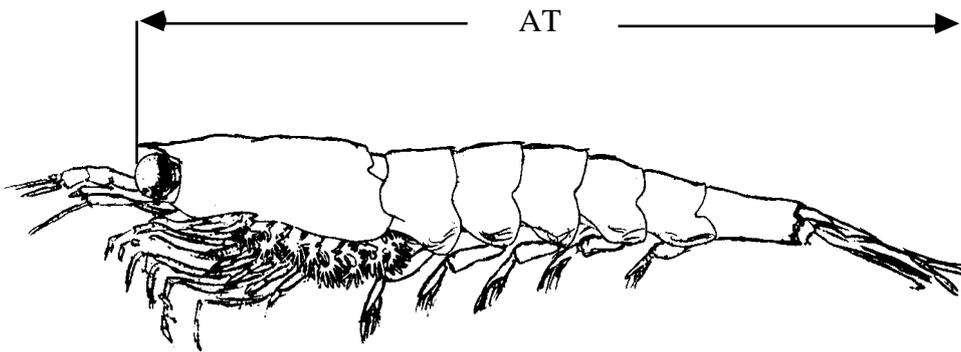


Figura 1: Medición de la longitud total del cuerpo (AT) del kril capturado por la pesca comercial: desde la parte anterior del ojo al extremo del telson, redondeado al milímetro inferior.

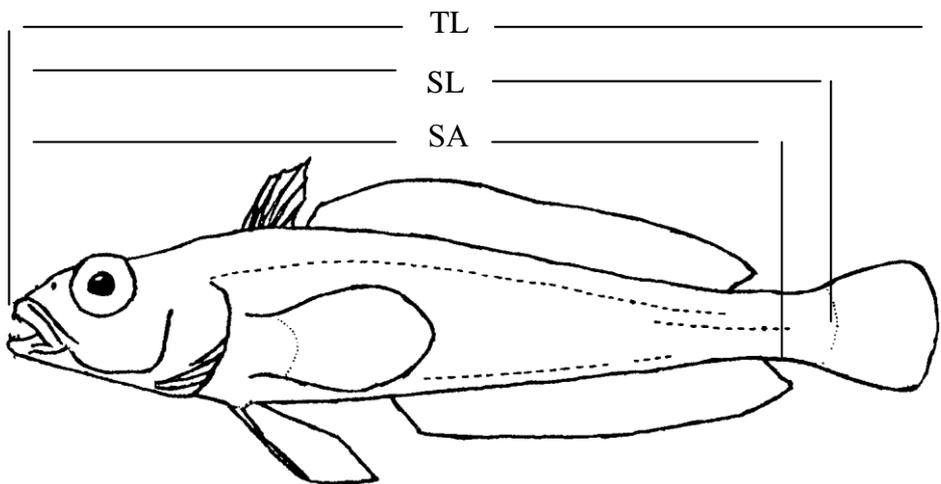


Figura 2: Mediciones estándar de la longitud del cuerpo de los peces: TL – la longitud total se mide desde la extremidad anterior del hocico a la extremidad posterior de la aleta caudal, cuando ésta se extiende a lo largo del cuerpo; SL – la longitud estándar se mide desde la extremidad anterior del hocico al extremo de la columna vertebral (generalmente marcada por una hendidura vertical formada en el pedúnculo caudal al doblarlo); SA – el largo desde el hocico al ano se mide desde extremidad anterior del hocico al ano.

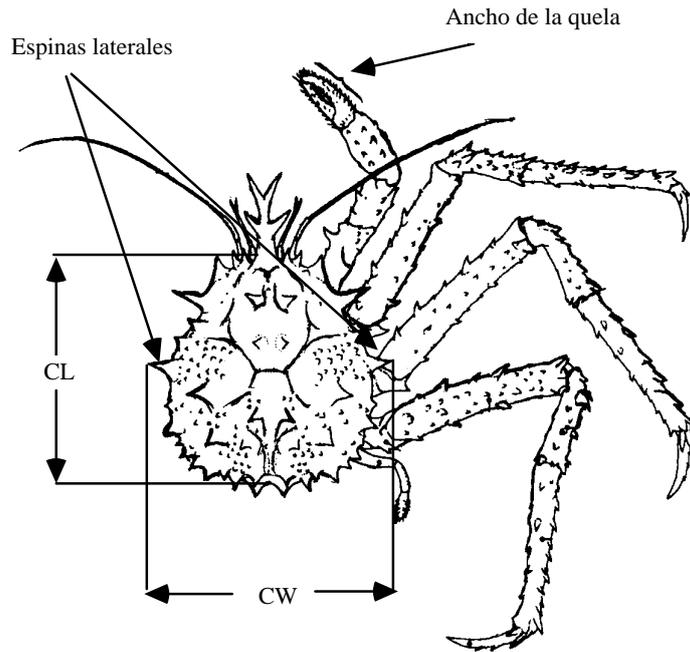


Figura 3: Mediciones estándar del cefalotórax de las centollas: CL – el largo del cefalotórax se mide desde la extremidad posterior de la cuenca ocular hasta el medio del extremo posterior del cefalotórax; CW – el ancho del cefalotórax es la medida máxima a través del caparazón, incluyendo a las espinas laterales.

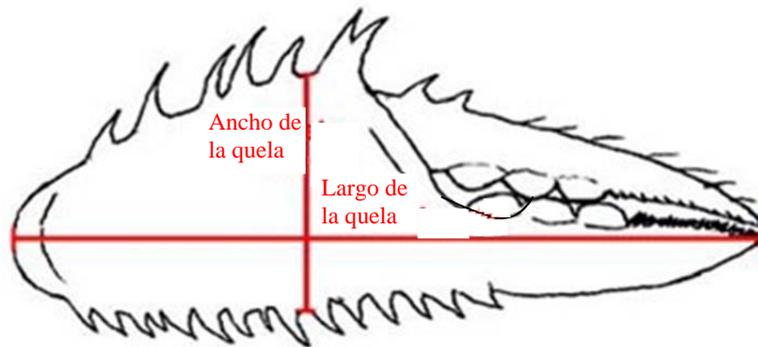


Figura 4: Mediciones estándar de las quelas en las centollas: CH – ancho de la quela; CL – largo de la quela.

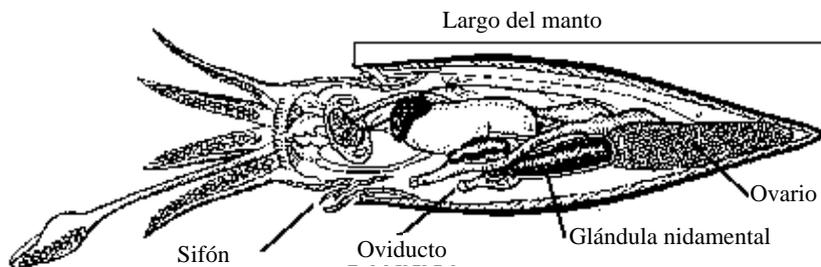


Figura 5: Ubicación de la glándula nidamental y medición de la longitud del manto.

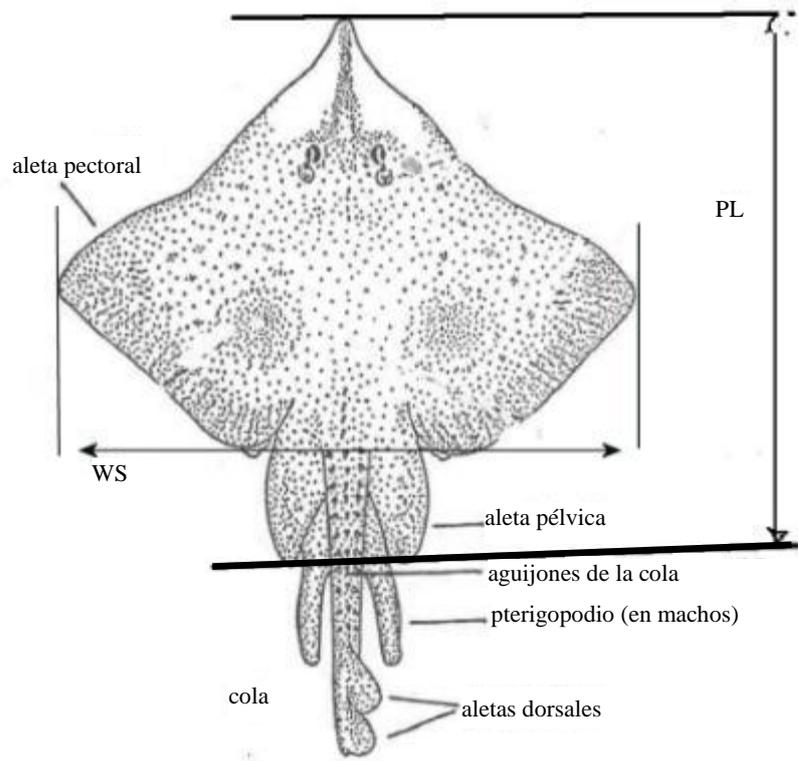


Figura 6: Mediciones estándar para rayas: PL – longitud del disco; WS – anchura del disco.

SECCIÓN 2

EVALUACIÓN DE LA COMPOSICIÓN POR TALLAS DEL KRIL

La medición de un gran número de especímenes no presenta dificultad, sin embargo, se deben observar ciertas reglas para cumplir con el requisito de obtener una muestra representativa de kril dentro del tiempo disponible para ello.

2. Para evaluar con precisión la composición por tallas de kril de un lance de la red, es necesario medir por lo menos 200 ejemplares, y para caracterizar la distribución de tallas de kril en el caladero de pesca, es necesario medir 200 ejemplares de cinco lances elegidos aleatoriamente en cada período de 20 días (o de una muestra por día durante cinco días cuando se utiliza el sistema de pesca continua). Si el barco cambia la posición de sus operaciones en >50 millas náuticas o se traslada de una UOPE a otra, se iniciará un nuevo período de 20 días.

3. Los ejemplares de kril a ser medidos deberán provenir de una muestra aleatoria de 5 kg de kril tomada del copo de la red o del estanque de almacenamiento, dividida en submuestras (primero en dos mitades, luego estas a su vez en mitades, y así sucesivamente hasta obtener una submuestra con unos 500 ejemplares de kril).

4. La medición estándar del kril (AT) va desde la parte anterior del ojo al extremo del telson (la delgada placa de forma triangular rematada en punta en el extremo del abdomen).

5. Las mediciones deben ser redondeadas al milímetro más cercano y los observadores deben anotar con exactitud el método de medición utilizado en el informe de campaña.

SECCIÓN 3

OBSERVACIONES SOBRE LA ALIMENTACIÓN DEL KRIL

El kril se alimenta por filtración y su alimento básico es el fitoplancton. Una vez ingerido el alimento, el contenido de las células de las algas tiñe de verde los compartimientos del aparato digestivo. El cambio de color del hígado es el más pronunciado, por lo general se torna verde brillante cuando el kril se está alimentando. El contenido del tracto intestinal es claramente visible en el kril vivo, puesto que es transparente.

2. El estado en que se encuentra el aparato digestivo del kril capturado por un barco determinará el tipo de producto que puede ser elaborado y por lo tanto es un factor que influye en las decisiones relativas a las operaciones de pesca.

3. La coloración del kril debe observarse para cada ejemplar medido a fin de determinar si ha estado alimentándose, es decir, si el color de los órganos dentro del cefalotórax, incluido el hígado, es verde. Se deben considerar los siguientes puntos al analizar la coloración del kril:

- i) sólo se debe utilizar kril vivo o fresco
- ii) el kril no debe exhibir daño físico por manipulación.

SECCIÓN 4

SEXO Y ESTADIOS DE MADUREZ DEL KRIL

El claro dimorfismo sexual del kril facilita la diferenciación entre machos y hembras después de la etapa final (adulta) de la maduración. Además de diferencias morfológicas generales, las características sexuales externas facilitan la determinación del sexo y del estadio de madurez.

2. A medida que progresa el proceso de maduración al estado adulto, el abdomen de las hembras es proporcionalmente más delgado y su caparazón es más largo que el de los machos. Como regla general, el caparazón de los machos es más corto y tienen ojos más grandes que las hembras.

3. Con experiencia, es posible interpretar con facilidad estas diferencias relativas, y las conclusiones pueden confirmarse a través de las características sexuales externas de machos y hembras.

4. Los ejemplares de kril deberán ser clasificados en una de las siguientes clases de madurez:

1. Juvenil
2. Macho adulto
3. Hembra adulta
4. Hembra grávida

mediante la siguiente clave:

Etapas de madurez:
Etapa 1. Presencia del petasma

Este órgano, en sus varias etapas de desarrollo, aparece en los machos cuando estos alcanzan una longitud aproximada de 28 mm. Todos los ejemplares en la muestra de este tamaño o mayor que no tienen petasma (endópodos modificados del primer par de pleópodos, véase la figura 7A) son hembras. El petasma está por lo general doblado y metido dentro de la placa que cubre los pleópodos.

Etapas de madurez:
Etapa 2. Presencia del télico

La hembra adulta puede ser identificada por la presencia del télico, por lo general de color rojizo (figura 7B). En el caso de hembras grávidas, el caparazón se ve muy hinchado en comparación con las hembras no grávidas.

Etapas de madurez:
Etapa 3.

Se identifica fácilmente a los juveniles por no tener características sexuales externas, ya sea petasma o télico, y por lo general su longitud es menor de 28 mm.

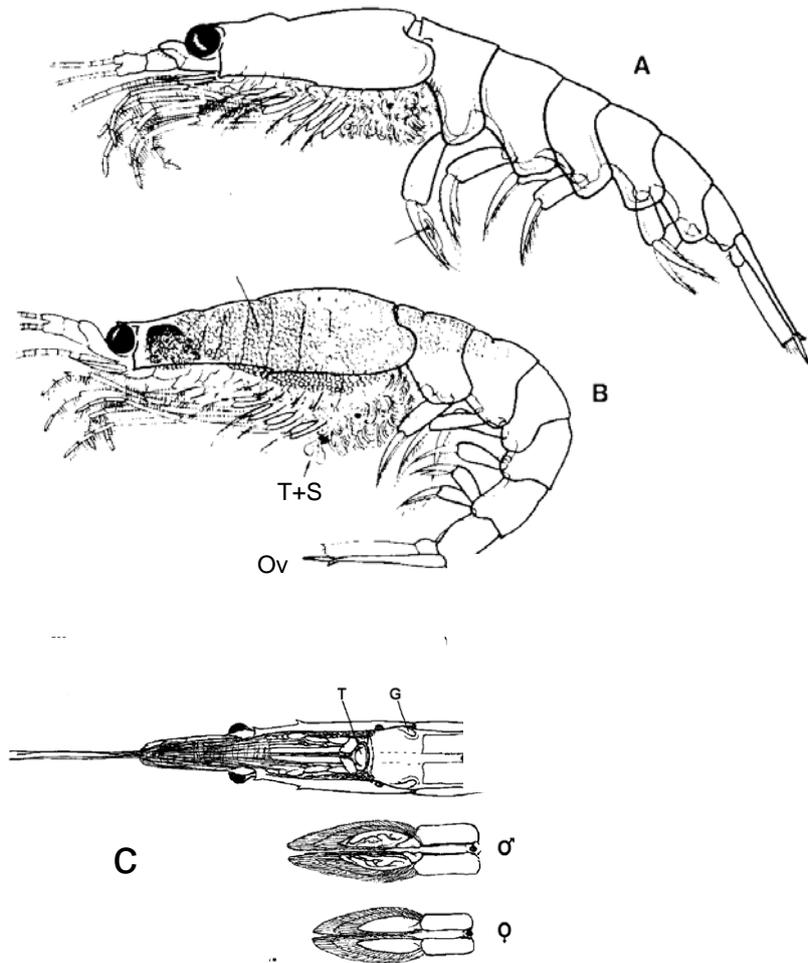


Figura 7: *Euphausia superba*. A – macho adulto con petasma (Pt) en el primer pleópodo; B – hembra madura, con ovarios hinchados (Ov) y télico con espermatóforos (T+S); y C – vista ventral de una hembra (para mayor claridad, sin las branquias del extremo posterior y sin endópodos, siendo estos la parte inferior del primer par de pleópodos) mostrando el télico (T) y la ubicación de las últimas branquias (G). Se incluye además una ilustración del primer pleópodo de un kril macho mostrando el petasma, y del primer pleópodo de un kril hembra o juvenil (adaptado de *BIOMASS Handbook*, No. 11 (Makarov and Denys, 1980) y del material de British Antarctic Survey).

SECCIÓN 5

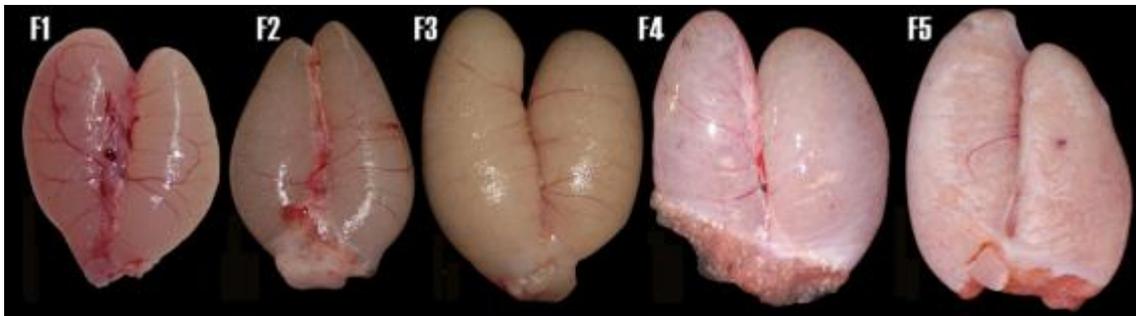
ESTADIOS DE MADUREZ DE LOS PECES ANTÁRTICOS

Estadios de madurez de los nototénidos y caenítidos basados en los ciclos ováricos y testiculares de *Notothenia coriiceps*, *Champscephalus gunnari*, *Chaenocephalus aceratus* y *Pseudochaenichthys georgianus* (de Kock y Kellerman, 1991).

AUSTROMERLUZAS (Notothenidae) y DRACOS (Channichthyidae)

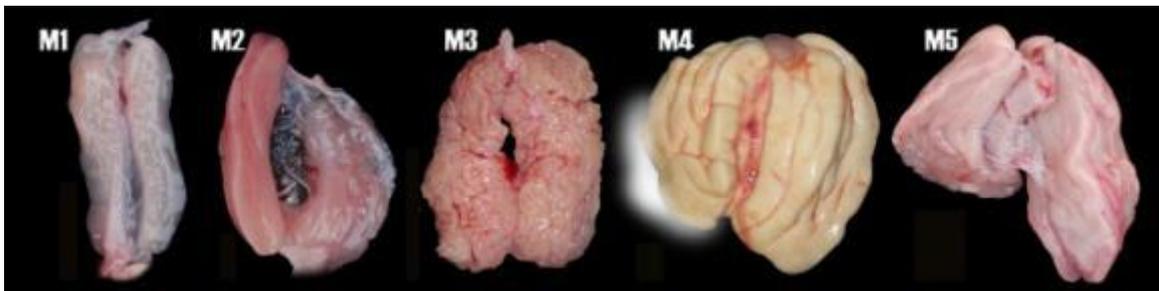
Hembras

Estadio de madurez:	Descripción:
1. Inmadura	Ovarios pequeños, firmes y sin huevos visibles a simple vista.
2. Virgen en maduración o en reposo	Ovarios más grandes, firmes, con huevos pequeños que les dan un aspecto granular.
3. En desarrollo	Ovarios grandes que comienzan a expandir la cavidad corporal, su color varía según la especie, y contienen huevos de dos tamaños.
4. Grávida	Ovarios grandes, que llenan o distienden la cavidad corporal, al abrirlos se derraman huevos grandes.
5. Post-desove	Ovarios contraídos y flácidos, con pocos huevos residuales y muchos huevos pequeños.



Machos

Estadio de madurez:	Descripción:
1. Inmaduro	Testículos pequeños, translúcidos y blanquecinos, aparecen como finas cintas a lo largo de la columna vertebral.
2. En desarrollo o en reposo	Testículos blancos, planos y en forma de espiral, fácilmente detectables a simple vista, aproximadamente de un cuarto del largo de la cavidad corporal.
3. Desarrollado	Testículos grandes, blancos y en forma de espiral. No producen lechaza al ser apretados o cortados.
4. Maduro	Testículos grandes, de color blanco opalescente. Se produce lechaza al cortarlos o apretarlos.
5. Post-eyaculación	Testículos contraídos y flácidos, de color blanco sucio.



LINTERNILLAS (Myctophidae)

En base a las observaciones de *Electrona antarctica*
(de Anon., 1983)

Hembras

Estadio de madurez:	Descripción:
1. Inmadura	Ovarios pequeños y transparentes, de membrana delgada. Índice de madurez no mayor de 1,5%. Huevos pequeños y transparentes de 0,25 a 0,3 mm de diámetro; visibles a simple vista. En preparaciones histológicas se ven los oocitos, el tamaño del protoplasma y las oogonias.
2. En desarrollo	Peces en etapas de desarrollo inicial o secuencial. Ovarios más extendidos, de color amarillento, membrana fina y semitransparente. Se ven células ováricas opacas de 0,3 a 0,7 mm de diámetro. Índice de madurez de 1,5 a 7%.
3. Adulta	El ovario ha adquirido su tamaño máximo, de color amarillo y opaco. Índice de madurez de 11 a 14%. A medida que se mezclan gotas de aceite y gránulos de proteína, los oocitos se hacen transparentes y los ovarios semitransparentes. Los oocitos más grandes tienen un diámetro de 1 a 1,2 mm. Aparte de las células más grandes y a menudo semitransparentes, se ven células opacas de hasta 0,5 mm de diámetro.
4. Grávida	Estadio de gravidez.
5. Post-desove	Apariencia similar al estadio de madurez 3, la diferencia es una membrana arrugada y algo más gruesa y la presencia de oocitos maduros residuales llenos de agua en la cavidad ovárica.

RAYAS ANTÁRTICAS (Rajidae)

Se requieren datos sobre la madurez para determinar la *talla* de madurez; estos datos son también necesarios para las rayas de las cuales se han obtenido vértebras y agujones a fin de determinar la *edad* de madurez. El estadio de madurez del macho se determina a través de un examen externo y no se requiere disección; no así el estadio de madurez de las hembras que requiere de un examen interno (ver Francis, 2003).

Machos

Estadio de madurez:	Descripción:
1. Inmaduro	Pterigopodios cortos (no se extienden más allá de la aleta pélvica) y no calcificados.
2. En desarrollo	Pterigopodios comienzan a alargarse y sobresalir de la aleta pélvica, blandos y no calcificados (rara vez se observa calcificación).
3. Adulto	Pterigopodios se extienden más allá de la aleta pélvica, duros, rígidos y totalmente calcificados.

Hembras

En las hembras pequeñas e inmaduras, el ovario puede estar totalmente incrustado en el órgano epigonal y por lo tanto, ser invisible. El órgano epigonal es de color blanco rosáceo, blando y friable (consistencia similar, pero más blando que el hígado). Está situado a lo largo de la cavidad corporal, formando bandas a cada lado de la columna vertebral.

Estadio de madurez:	Descripción:
1. Inmadura	Ovario invisible o contiene solamente huevos pequeños (como cabeza de alfiler), sin asomo de yema amarilla o naranja. El útero es filiforme. No tiene cápsulas de huevos.
2. En desarrollo	Ovario con huevos de tamaño pequeño a mediano (similar al tamaño de una canica), de color blanco anaranjado. El útero puede presentar hinchazones en su extremo anterior o posterior. No tiene cápsulas de huevos.
3. Adulta	Ovario con huevos pequeños, medianos, y algunos de tamaño mayor al de una canica, de color amarillo anaranjado. El útero está dilatado (>1 cm ancho), <i>posiblemente</i> con cápsulas de huevos, cuya presencia es indicativa de madurez. Asimismo, la presencia de algunos huevos de gran tamaño en el ovario indica la madurez de la hembra, aún cuando no haya cápsulas de huevos.

Nota: Esta escala de madurez, elaborada originalmente para las rayas de Nueva Zelanda, ha sido aplicada con buenos resultados a *Amblyraja georgiana* y *Bathyraja eatonii*, pero no ha sido probada específicamente en las especies de rayas antárticas.

SECCIÓN 6

ESTADIOS DE MADUREZ DE CENTOLLAS, *PARALOMIS* SPP.

Hembras

Estadio de madurez:	Descripción:
1. Huevos sin ojo	Huevos de color amarillo anaranjado, sin ojos.
2. Huevos con ojo	Huevos de color amarillo anaranjado, con manchas negras distintivas de ojos.
3. Huevos muertos	Huevos enteramente blancos, negros o café.
4. Cápsulas de huevos vacías	No hay huevos, pero hay cápsulas de huevos adheridas a los pleópodos.
5. Sin huevos	No hay huevos ni tejido reproductivo adherido a los pleópodos.

SECCIÓN 7

ESTADIOS DE MADUREZ DE LOS CALAMARES

Código de los estadios de madurez del calamar (Lipinski, 1979)

Estadio de madurez	Hembra	Macho
I. Juvenil	Órganos sexuales muy difíciles de encontrar a simple vista. Los oviductos y las glándulas nidamentales, cuando son visibles, se ven como cintas muy finas y transparentes. Ovario translúcido y membranoso.	Órganos sexuales muy difíciles de encontrar a simple vista. El complejo espermatofórico cuando es visible se ve como una mancha transparente o translúcida. Testículos transparentes y membranosos.
II. Inmaduro	Órganos sexuales translúcidos o blanquecinos. Los oviductos y las glándulas nidamentales forman cintas blanquecinas o translúcidas claramente visibles. El meandro del oviducto es visible. Las glándulas nidamentales son pequeñas, se ven fácilmente todas las vísceras detrás. El ovario es claramente visible, en la mayoría de los casos no se ven los óvulos inmaduros.	Órganos sexuales translúcidos o blanquecinos; partes del complejo espermatofórico son claramente visibles; los testículos son pequeños y su estructura no se ve a simple vista.
III. Preparatorio	Los órganos sexuales no son translúcidos. El meandro del oviducto está extendido. Las glándulas nidamentales están agrandadas cubriendo algunos órganos internos. Se ven claramente los óvulos inmaduros.	Órganos sexuales no son translúcidos; el conducto deferente es blanco o blanquecino, el órgano espermatofórico aparece como cinta blanca; los testículos en la mayoría de los casos son blancos o rosados, y su estructura no se ve a simple vista.
IV. En desarrollo	Las glándulas nidamentales están agrandadas y cubren los riñones y la porción distal de la glándula digestiva; las glándulas del oviducto son carnosas e hinchadas. Hay muchos huevos en el oviducto; el meandro apenas se nota. Los huevos no son transparentes y están apretujados, al menos en la parte proximal del oviducto.	Conducto deferente blanco, enrollado y agrandado; el saco espermatofórico es largo y contiene partículas blanquecinas amorfas, pero sin espermátóforos formados; los testículos son firmes y de estructura claramente visible.

V. Adulto	Como el estadio anterior, pero los huevos son translúcidos, al menos en la parte proximal del oviducto. Al hacer una incisión en las glándulas nidamentales, secretan una sustancia viscosa.	Como el estadio anterior, excepto que hay espermátóforos en el saco espermatofórico.
-----------	--	--

SECCIÓN 8

EXTRACCIÓN Y PRESERVACIÓN DE OTOLITOS

INTRODUCCIÓN

Los otolitos son concreciones calcáreas pequeñas en el oído interno de los peces. Contribuyen a mantener el equilibrio y la orientación del pez en el agua, y al proceso de detección de sonido. Debido a que aumentan de tamaño a medida que el pez crece, su estructura exhibe bandas que reflejan el crecimiento rápido o lento, de manera similar a los anillos de los árboles. Estas bandas se utilizan en biología para la determinación de la edad del pez. El uso de otolitos es importante, en especial cuando no hay escamas (la otra estructura dura que se utiliza en la determinación de la edad) como en los caenítidos, o porque el pez las ha perdido cuando se descarga la captura en la cubierta (*Electrona carlsbergi*). La estructura y forma del otolito varía enormemente según la especie y sirve para confirmar la identificación de una especie.

EXTRACCIÓN DE OTOLITOS

2. El oído interno de cada lado tiene tres otolitos, pero dos son generalmente muy pequeños y solo uno de cada conjunto (el sagita) es de utilidad o visible. Las estructuras del oído interno se encuentran normalmente anidadas en una extensión de apariencia vesicular en la parte posterior y ventral del cráneo (la pompa del oído). El mejor procedimiento para la remoción rápida y segura de los otolitos dependerá del tamaño del pez.

Nototénidos y Caenítidos

3. Equipo – un cuchillo grande de hoja rígida, pinzas de punta fina.
4. Procedimiento – coloque el pez con el estómago hacia abajo en una superficie firme y haga un corte vertical a través de la cabeza (perpendicular a la espina dorsal) con el cuchillo, como se indica en la figura 8. La posición exacta debe aprenderse a través de la práctica ya que cada especie es algo diferente. El corte debe hacerse ya sea justo antes o detrás de los otolitos para poder extraerlos. Un error de escasos milímetros en el corte podría resultar en la división del otolito por la mitad. Corte la cabeza por lo menos hasta la mitad, de modo que la parte anterior pueda doblarse hacia abajo y adelante para exponer el cráneo. La sección

vertical de la cabeza expuesta de esa manera debe verse como en la figura 9B (suponiendo que el corte se hizo por detrás de los otolitos y que se mira hacia el hocico). Los otolitos se encuentran en depresiones pequeñas del piso del cráneo (la pompa del oído). Son fácilmente reconocibles por su color blanco, opaco y brillante, en contraste con el color cremoso del tejido cerebral y el hueso, que es translúcido. Los otolitos a menudo están aún encapsulados en las membranas del oído interno y se pueden levantar con las pinzas. Si no se pueden encontrar, debe efectuarse otro corte por detrás o delante del anterior.

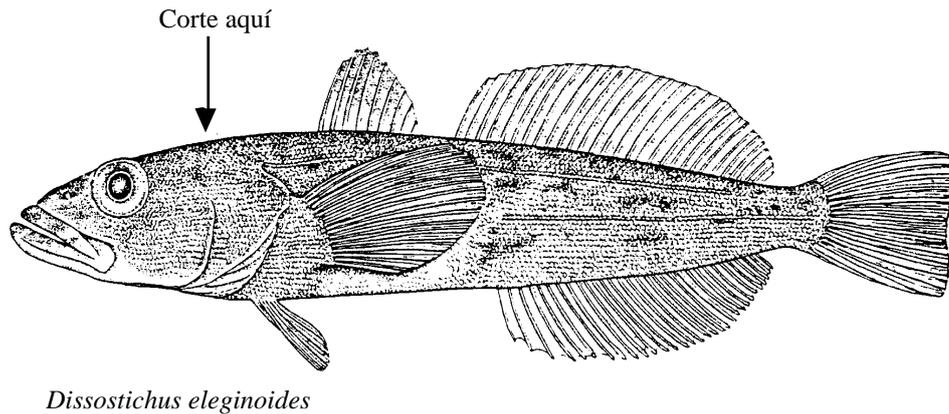


Figura 8: Lugar de la incisión para extraer los otolitos.

5. Otro método es sacar el hueso superior del cráneo y buscar los otolitos debajo del cerebro. Esta técnica demora más que la primera, pero ayuda a las personas sin experiencia a conocer la posición exacta de la pompa del oído. Se debe efectuar un corte vertical superficial con el cuchillo en la parte posterior de la cabeza, pero de profundidad suficiente para alcanzar la cavidad cerebral. Se debe seguir cortando hacia adelante de manera de cercenar la parte superior del cráneo y exponer el cerebro. Los otolitos se encuentran en el fondo mismo de la cavidad cerebral, debajo de la parte posterior del cerebro (figura 9A).

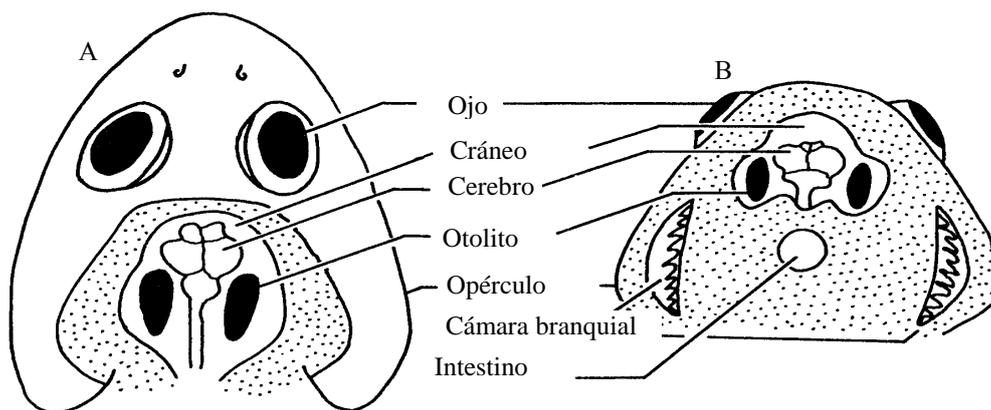


Figura 9: Posición de los otolitos en la cabeza: (A) vista dorsal, (B) sección vertical de la cabeza.

Mictófidos

6. Equipo – pinzas de joyero de punta fina, bisturí pequeño.
7. Procedimiento – coloque el pez de costado y levante el opérculo. Corte cuidadosamente con el bisturí el extremo superior del arco branquial anterior, en la coyuntura con la parte inferior del cráneo y los tejidos circundantes. Esto expondrá el hueso de la pompa del oído, a través del cual se puede ver el otolito sagita, relativamente grande y blanco. El hueso es muy delgado y fácilmente perforable con las pinzas; a continuación se saca el otolito. Se repite la operación en el otro lado del pez.

REGISTRO DE DATOS Y PRESERVACIÓN DE OTOLITOS

8. La mejor manera de preservar los otolitos es en seco, dentro de un sobre de papel de cáñamo de 50 × 75 mm con borde engomado. No se recomienda el plástico o bolsas de material impermeable ya que no permiten el secado de las muestras. Si quedan vestigios de tejido en el otolito y no se seca, su putrefacción dañará el otolito. De todas maneras, se debe frotar el otolito entre los dedos para eliminar todo el tejido que se pueda antes de ponerlo en los sobres. Los otolitos pequeños deben ponerse en una cápsula vacía como las utilizadas en la industria farmacéutica, a fin de evitar su pérdida a través de roturas o dobleces en el sobre.
9. En el exterior del sobre se deben registrar los datos indicados a continuación. Sería conveniente tener un timbre de goma con los encabezamientos, para ahorrar tiempo en la preparación de los sobres, que debe hacerse por adelantado. Al escribir en el sobre, se debe cuidar de no dañar los otolitos (se recomienda escribir en el sobre antes de introducir los otolitos).

Número de la muestra _____
Número del lance _____
Especie _____
TL _____ SL _____
Peso _____ Sexo _____
Otolito/Escama _____
Número de Serie _____ Fecha _____

10. Mantenga los otolitos en sus sobres en un sitio seco donde no corran el riesgo de ser aplastados con objetos pesados, o dañados de otra manera.

SECCIÓN 9

COLECCIÓN Y ALMACENAMIENTO DE ESCAMAS

INTRODUCCIÓN

Durante el desarrollo, las escamas aparecen primero en la dermis como grupos muy pequeños de células, que por lo general comienzan a formarse en el pedúnculo caudal, desde donde se extienden. Las agrupaciones pronto forman una plaqueta escamosa, la base de la escama definitiva. Estas plaquetas aparecen por primera vez cuando los peces alcanzan un tamaño determinado diferente para cada especie; en la mayoría de las especies las escamas aparecen cuando el pez mide aproximadamente 20 mm. Pronto después, se depositan salientes en la superficie externa de la escama en crecimiento. La velocidad de depósito cambia según la estación, y da origen a las formaciones circulares características de los anillos.

2. Las escamas yacen en bolsillos de la piel del pez y se dividen en dos áreas: un área incrustada cubierta de estrías y anillos concéntricos (círculos), y un área expuesta que no tiene estrías.

3. La forma de las escamas varía de acuerdo al contorno del pez, y se deben llevar a cabo pruebas para determinar el lugar más apropiado para su extracción. Este lugar debe tener un número mínimo de escamas de reemplazo, y las escamas deben exhibir un número máximo de anillos.

RECOLECCIÓN

4. Se debe raspar la mucosidad y escamas sueltas del pez con un cuchillo bien limpio antes de tomar la muestra, y para asegurar que cada muestra de escamas provenga de sólo un pez. A continuación, se debe levantar las escamas del costado del pez con la hoja limpia del cuchillo.

5. Se deben sacar varias escamas de cada pez (por lo menos 20). Esto se debe a que muchas escamas son de reemplazo, y carecen de detalles en el área central. La mejor parte del cuerpo del pez para tomar muestras de escamas es, por lo general, debajo de la aleta pectoral.

REGISTRO DE DATOS Y ALMACENAMIENTO DE ESCAMAS

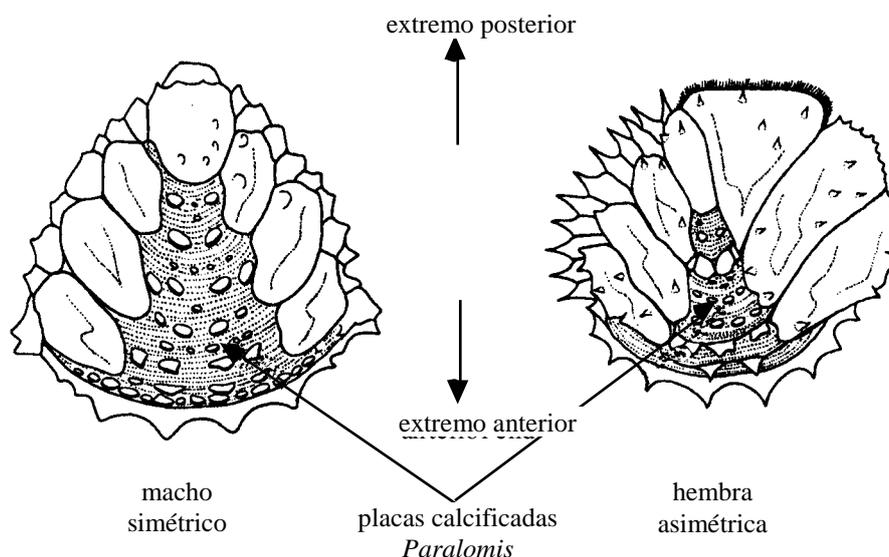
6. Las escamas deben secarse al aire y guardarse en sobres marcados. No se recomienda el uso de bolsas de plástico o de otro material impermeable, ya que no permite el secado de las muestras.

7. En el exterior del sobre se deben registrar los mismos datos indicados en la sección 8 para los otolitos.

SECCIÓN 10

DETERMINACIÓN DEL SEXO Y DE LA EDAD RELATIVA DE CENTOLLAS *PARALOMIS* SPP.

Vista ventral del abdomen de las centollas, *Paralomis* spp.



Condición del caparazón/edad relativa de las centollas antárticas.

Código de la edad relativa	Condición del cefalotórax	Descripción
1.	Blando	Caparazón flexible y por lo general ligeramente coloreado.
2.	Endurecimiento reciente	Caparazón duro, sin contaminación con organismos incrustantes en su exterior.
3.	Viejo	Caparazón duro, hay organismos incrustantes en su exterior.
4.	Muy viejo	Caparazón duro, con organismos incrustantes en el exterior, las puntas de las espinas y articulaciones están decoloradas (a menudo de color negro).

SECCIÓN 11

OBSERVACIÓN DE LA CAPTURA SECUNDARIA DE PECES EN LA CAPTURA DE KRIL

INTRODUCCIÓN

Para cuantificar la captura secundaria de peces de distintos tamaños, el método siguiente hace uso de un protocolo estándar para la toma de submuestras, y permite que el usuario tome muestras más pequeñas asegurando el registro adecuado de peces pequeños y de larvas, que de otra forma podrían pasar desapercibidos en muestras más grandes.

MÉTODO

2. Seleccione un lance, o un período de dos horas de pesca continua:
 - i) Durante el lance o período de tiempo en cuestión, cuide de que todos los peces más grandes sean retirados de la cinta transportadora y retenidos, para ser pesados e identificados a continuación.
 - ii) Recoja una muestra de 25 kg, saque todos los peces y registre el peso total de cada especie de pez.
 - iii) Tome una submuestra de 10 kg de la muestra de kril remanente.
 - iv) Revise cuidadosamente la submuestra de 10 kg, saque los peces que encuentre en ella y anote el peso total de cada especie de pez.
 - v) Tome dos submuestras de 1 kg de la muestra de kril remanente.
 - vi) Revise cuidadosamente ambas submuestras de 1 kg por separado, saque los peces que encuentre en cada una y anote el peso total de todas las especies de peces que encuentre (prestando especial atención a las larvas de peces, que pueden ser transparentes).
3. Se deberán tomar fotografías digitales:
 - i) cuando existan dudas en cuanto a la identificación de un pez;
 - ii) para verificar la identificación de especies de importancia (i.e. una especie que comprenda más del 80% en peso o número de peces en una muestra con >50 peces).

Todas las fotos digitales deben incluir el nombre del barco, el número del lance, el número de la muestra y la fecha. Las fotos deben ser examinadas por expertos nacionales o enviadas a la Secretaría para su convalidación.

4. Si se cuenta con tiempo suficiente durante un mismo lance o período de dos horas, repita el proceso con una nueva muestra de 25 kg.

SECCIÓN 12

OBSERVACIÓN DE LAS INTERACCIONES DE AVES Y MAMÍFEROS MARINOS CON LAS OPERACIONES DE PESCA

OBJETIVOS DE LAS OBSERVACIONES

Las observaciones científicas de aves y mamíferos marinos desde los barcos pesqueros se llevan a cabo a fin de:

- i) documentar y evaluar cuantitativamente las tasas de captura de aves y mamíferos marinos y determinar la identidad, edad y sexo de todas las aves capturadas;
- ii) evaluar la vulnerabilidad relativa de las distintas especies de aves y mamíferos marinos;
- iii) controlar la mortalidad de aves y mamíferos marinos por unidad de esfuerzo pesquero;
- iv) reunir información sobre todos los aspectos de la estrategia pesquera de un barco, sus métodos de pesca y equipo utilizado, que afectan a las aves y los mamíferos marinos;
- v) evaluar la eficacia de las medidas de la CCRVMA dirigidas a la reducción de la mortalidad incidental de aves y mamíferos marinos;
- vi) determinar los factores operacionales de la pesca del barco pesquero que contribuyen a las tasas de captura de aves y mamíferos marinos observadas, y recopilar los datos pertinentes a estos factores;
- vii) estimar la abundancia de aves y mamíferos marinos y registrar sus interacciones con las operaciones de pesca;
- viii) reunir información sobre las tasas de captura de peces, cuando sea pertinente para la evaluación de las interacciones de aves y mamíferos marinos;
- ix) recolectar y conservar muestras biológicas.

2. Sólo es posible registrar conjuntos completos de datos acerca de las aves y mamíferos marinos cuando hay dos observadores por barco, y si los hay, no es necesario contemplar una estrategia de observación. El observador de las actividades pesqueras – en su mayoría llevadas a cabo durante el virado de la línea – también puede recopilar algunos datos sobre las aves y mamíferos marinos en este período. Igualmente, el observador de aves y mamíferos marinos puede recopilar datos sobre el calado del palangre.

3. Con respecto a la recopilación de datos sobre aves y mamíferos marinos, el orden de prioridad para el observador científico que trabaja a solas es el siguiente:

Registrar la mortalidad, heridas y enredos de aves y mamíferos marinos

La cobertura de observación varía según la pesquería y los deberes asignados a los observadores. En todas las situaciones, los observadores deben cubrir un número máximo de recogidas de la red y de izados del palangre. Se debe registrar la proporción del esfuerzo pesquero observada para poder estimar la mortalidad incidental total.

Choques con el cable de arrastre de la red

Cada 24 horas, se debe observar el cable de arrastre por lo menos una vez para controlar los choques de las aves con el mismo.

Registro de las interacciones de los mamíferos marinos con los barcos y artes de pesca

Una vez durante el período de observación del izado del palangre, registre las interacciones con el barco que no ocasionan muertes, heridas o enredos.

Descripción de la implementación de las medidas de mitigación

Proporcione detalles del lastrado de la línea y del diseño y dimensiones de la línea espantapájaros (formulario L2). Esto puede hacerse cada siete días (conjuntamente con las pruebas de la botella y los despliegues de TDR (formulario L10). En los barcos que pesquen sujetos a la exención relativa al calado nocturno, se deberá realizar una prueba cada 24 horas y cuatro pruebas en un solo palangre cada siete días.

OBSERVACIONES DE AVES Y MAMÍFEROS MARINOS

Durante el calado

4. Las observaciones del calado del palangre deben realizarse sólo cuando los barcos calan los artes durante el día (es decir, cuando se trabaja sujeto a la exención del calado nocturno). Las observaciones del calado de la línea deberán efectuarse desde una parte del barco que ofrezca una vista ininterrumpida de la entrada de la línea al agua. Por lo general este lugar está en la popa, justo arriba del punto en que la línea sale del barco. Los datos que deben ser registrados durante el calado del palangre incluyen observaciones de la abundancia de las aves y de su interacción con las operaciones de pesca.

5. Las estimaciones de la abundancia de las aves marinas deberán realizarse cada 30 minutos durante el calado, cubriendo hasta 500 m de la popa y 250 m a cada lado, es decir, un cuadrado de 500 × 500 m. Se debe dejar caer un objeto desde la cubierta y seguir su trayectoria, a una velocidad dada del barco, hasta 500 m de la popa o, en su defecto, se debe utilizar una distancia conocida entre las boyas del palangre, a fin de definir exactamente el área de observación. Una estrategia eficaz de conteo es empezar por contar el número total de aves presentes, y luego contar nuevamente cada especie, empezando por la más escasa. Se debe dar una descripción de las condiciones meteorológicas y el estado del mar imperantes durante el conteo.

6. Cada una de las interacciones de aves marinas con las operaciones de pesca que ocurra durante el calado debe ser registrada. El requisito de calar los palangres sólo por la noche limitará las oportunidades para que el observador realice esta tarea.

7. Para cada interacción, sería conveniente registrar lo siguiente:

- i) hora;
- ii) distancia de la popa;
- iii) especie;

- iv) intento de apoderarse de la carnada en la superficie o buceando;
- v) éxito del intento, es decir, si logró el ave apoderarse de la carnada;
- vi) consecuencia del intento - ¿se *enganchó* o no el ave, o no se pudo determinar? (las observaciones de las aves enganchadas durante el virado deben ser confirmadas más tarde para ver si coinciden con las observaciones de las aves enganchadas durante el calado);
- vii) la causa de cada interacción (es decir, condiciones meteorológicas, velocidad muy rápida o muy lenta del barco, despliegue incorrecto de la línea espantapájaros);
- viii) cuando proceda, cualquier cambio de circunstancias que afecte, o pueda afectar, las actividades de las aves (es decir, hora cuando se cambia el rumbo del barco, factores meteorológicos, condiciones del mar, velocidad del barco, luz de luna, vertido de desechos de la pesca).

Durante el virado

8. El puesto de observación durante el virado debe escogerse tomando en cuenta que será necesario recolectar material biológico (todas las aves muertas, por ejemplo.). El hecho de que el observador debe encontrarse en la cubierta misma durante el virado puede limitar su capacidad para registrar con precisión todo ejemplar capturado en los anzuelos. Es posible que una proporción de los ejemplares capturados incidentalmente se desprendan o sean sacudidos del anzuelo, antes de ser subidos a bordo. Además, a veces las aves se enganchan durante el virado, y la detección de estos incidentes requiere de un esfuerzo especial.

9. Las aves marinas son atraídas al área del virado del palangre por los restos de pescado de la planta de procesamiento y por las carnadas que han permanecido en los anzuelos después del calado. Por lo tanto, las aves pueden engancharse inadvertidamente en los anzuelos en este momento y la probabilidad de que esto ocurra aumenta significativamente cuando se han roto secciones de la línea, lo que permite que muchos anzuelos queden en la superficie al alcance de muchas aves.

10. Sólo es posible evaluar con precisión las tasas de captura de aves y la eficacia de los dispositivos para ahuyentar aves durante el virado cuando las observaciones se realizan desde la cubierta exterior de trabajo del barco, porque en muchos barcos la estación de trabajo del puente o de la factoría puede obstruir la visibilidad.

11. Las aves marinas capturadas durante el virado pueden estar vivas o muertas, en tanto que las aves enganchadas durante el calado estarán muertas, frías y con el plumaje totalmente empapado. Las aves que murieron al engancharse durante el virado todavía estarán tibias. Toda ave marina enganchada durante el virado y aún viva, o cualquier ave liberada con un anzuelo en el cuerpo, debe ser registrada como ave herida si tiene por ejemplo, fractura del ala, de la pata o del pico, más de dos plumas primarias de cualquier ala con el astil quebrado, daño severo del patagio, una herida abierta con o sin sangre, o si está empapada o manchada con petróleo. Estas aves marinas serán incluidas en el total de aves muertas ya que la probabilidad de que sobrevivan es muy baja.

12. Para la identificación de las aves, se debe hacer referencia a las láminas de identificación de aves que se dan en los libros titulados *Pesque en la Mar, No en el Cielo* (CCRVMA, 1996), *Identificación de Aves Marinas de los Océanos del Sur* (Onley y Bartle, 1999), o a cualquiera de los muchos manuales de identificación de aves disponibles actualmente. La publicación *Complete Guide to Antarctic Wildlife* (Shirihai, 2002) proporciona una reseña muy completa de todas las aves y mamíferos marinos que los observadores podrían ver en el Área de la Convención de la CRVMA y guías para su identificación.

13. Muestreo - los requisitos de muestreo requieren que todas las aves muertas que se suben a bordo sean retenidas intactas como muestras congeladas, y rotuladas con la fecha, hora en que fueron subidas a bordo, especie, nombre del barco, nombre del observador y número en la etiqueta que corresponda con el número del lance registrado en el formulario de datos. Antes de congelar el ave se debe introducir la etiqueta por el pico hasta la garganta de la misma. Al ser subidas a bordo, todas las aves deben ser revisadas para comprobar si están anilladas. Se deberá asegurar que cada muestra haya sido registrada en el formulario de datos.

14. Como último recurso, si no es posible retener todas las aves enteras, se debe conservar y rotular al menos la cabeza y una pata del ejemplar.

15. Algunos albatros fueron marcados con tintura en las colonias de reproducción. Se debe registrar cualquier albatros marcado de esta manera avistado durante el calado del palangre o en cualquier otro momento (es decir, el número de aves marcadas, el color de la tintura, y la fecha y posición geográfica del avistamiento).

16. En cada tarea de observación se debe incluir instrucciones para el manejo y el destino de las muestras de aves y/o anillos recolectados al final del programa de observación, establecidas y firmadas por las autoridades nacionales del miembro de la CCRVMA que designó al observador.

SECCIÓN 13

REGISTRO DEL HALLAZGO DE ECOSISTEMAS MARINOS VULNERABLES

Cuando se efectúa la pesca de palangre en áreas reguladas por la Medida de Conservación 22-06, y con el fin de cumplir con las disposiciones de la Medida de Conservación 22-07 (www.ccamlr.org), es necesario registrar la presencia de organismos indicadores de un ecosistema marino vulnerable (EMV) para determinar si se ha encontrado un EMV.

2. Para facilitar el prodimiento, se han definido los siguientes términos:

Organismo indicador de EMV es cualquier organismo del bentos listado en la *Guía de clasificación de taxones de EMV de la CCRVMA* (ver www.ccamlr.org).

Unidad indicadora de EMV significa un litro de organismos indicadores de EMV que pueden ser colocados en un recipiente de 10 litros, o un kilogramo de organismos indicadores de EMV que no caben en un recipiente de 10 litros.

Una *sección de la línea* tiene 1 000 anzuelos o 1 200 m de longitud (la que sea más corta); una sección de una línea con nasas tiene 1 200 m de longitud.

3. En el proceso de registrar los EMV encontrados, tanto el barco como el observador juegan papeles importantes, descritos a continuación.

REQUISITOS QUE DEBEN CUMPLIR LOS BARCOS

4. El barco debe retener todos los organismos indicadores de EMV de cada sección de la línea en el recipiente de 10 litros (en adelante, llamado “cubo”). El contenido total de cada cubo deberá registrarse como: 0 – vacío; 1 – <5 unidades indicadoras de EMV; y 2 – ≥ 5 o más unidades indicadoras de EMV (en el formulario correspondiente a organismos indicadores de EMV) y el número total de organismos indicadores de EMV debe ser registrado en el formulario de datos C2.

REQUISITOS QUE DEBEN CUMPLIR LOS OBSERVADORES

5. El observador deberá realizar el siguiente muestreo:

- i) Muestreo aleatorio – una muestra seleccionada al azar de aproximadamente 30% de las secciones de la línea.
- ii) Muestras requeridas – toda sección de la línea de donde se recojan ≥ 5 unidades de organismos indicadores de EMV.

6. Para separar el muestreo aleatorio del muestreo normal, al inicio del virado los observadores deberán informar a la tripulación cuáles secciones de la línea serán muestreadas y requerirán la retención de un cubo con organismos indicadores. El capitán deberá ser

informado sobre el muestreo aleatorio requerido para registrar el punto medio de todas las secciones pertinentes de la línea. El observador deberá examinar el contenido de todos los cubos como parte del muestreo aleatorio y anotar “R” (R = Random Sample o muestra aleatoria) bajo “tipo de muestra” en el formulario L5-VME referente a los ecosistemas marinos vulnerables.

7. Además, el observador deberá examinar el contenido de los cubos con ≥ 5 unidades indicadoras de EMV y anotar “T” (T = Trigger Sample o muestra requerida) en la celda tipo de muestra en el formulario L5-VME. Si una muestra aleatoria tiene > 5 unidades indicadoras de EMV, también deberá ser registrada como muestra aleatoria.

SECCIÓN 14

GUÍAS PARA LA IDENTIFICACIÓN DE ESPECIES

GUÍA PARA LA IDENTIFICACIÓN DE LAS ESPECIES *DISSOSTICHUS* SPP.

La austromerluza negra (*Dissostichus eleginoides* – código TOP de la CCRVMA, figura 10) es objeto de una explotación sistemática por parte de los miembros de la CCRVMA frente a las costas de Sudamérica y alrededor de la mayoría de las islas subantárticas y bancos situados en los océanos Atlántico e Índico. La austromerluza antártica (*D. mawsoni* – código TOA de la CCRVMA, figura 11) es una especie de apariencia muy similar y estrechamente relacionada con *D. eleginoides*, explotada por las pesquerías exploratorias en latitudes más australes, cerca de la plataforma continental de la Antártida.

2. Es muy importante identificar con exactitud la especie explotada por estas pesquerías, en particular las pesquerías que operan en áreas límites de distribución de ambas especies, para determinar cuál especie es explotada en cada área. Por lo tanto, se requiere que los observadores científicos presten atención especial a la correcta identificación de las especies.

3. La información siguiente ha sido preparada haciendo uso de especificaciones estándar en el material de referencia (Gon y Heemstra, 1990) y de información basada en la experiencia de pescadores que describe la mejor manera de diferenciar las especies cuando las operaciones de pesca explotan zonas donde ambas se encuentran distribuidas.

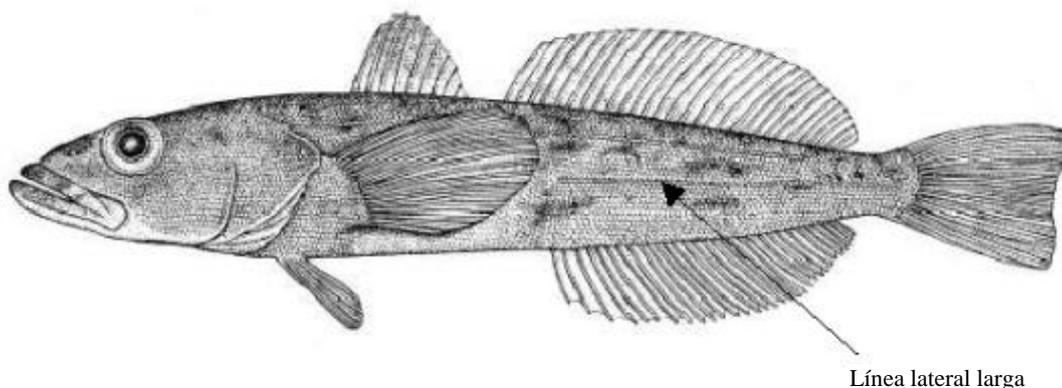


Figura 10: Austromerluza negra (TOP), SL alrededor de 58 cm (según Fischer y Hureau, 1985).

4. La austromerluza negra está ampliamente distribuida y es común en las plataformas de las islas subantárticas y en bancos desde Georgia del Sur al oeste hasta isla Macquarie en el este. También se encuentra frente a las costas de Chile y Argentina y en la plataforma de Campbell al sur de Nueva Zelandia. No se conoce con exactitud el límite sur de su distribución, pero no es probable que se encuentre en aguas de menos de 1°C (en la mayoría de las áreas esto equivale al paralelo 57°S, si bien puede extenderse más al sur frente a Nueva Zelandia por la posición del Frente Polar en esta zona). Puede crecer hasta más de 2 m de longitud y alcanzar más de 100 kg de peso, pero raramente se encuentran ejemplares de más de 1,5 m. Es una especie bento-pelágica cuya dieta consiste principalmente de peces mesopelágicos y calamares, aunque en ocasiones se alimenta de langostinos y centollas del bentos. Los ejemplares en estadio larval y en los primeros estadios de maduración se

encuentran en aguas pelágicas, mientras que los ejemplares en las etapas finales de maduración (juveniles) y adultos son capturados en el fondo. Su distribución batimétrica está entre 300 y más de 2 000 m de profundidad, los juveniles se encuentran generalmente en aguas menos profundas.

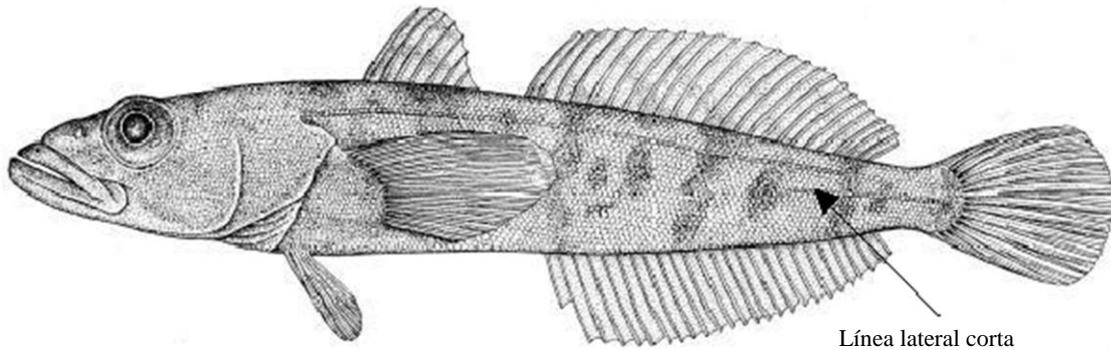


Figura 11: Austromerluza antártica (TOA), SL de aproximadamente 66 cm (según Fischer y Hureau, 1985).

5. La austromerluza antártica es muy similar externamente a la austromerluza negra, pero se encuentra en latitudes más altas del Océano Austral, en la plataforma continental antártica, incluida la Península Antártica, y en aguas más profundas hacia el norte. No se conoce con exactitud el límite norte de su distribución.

6. La diferenciación de las dos especies durante las operaciones de pesca se basa en dos características primarias:

- i) Color de la aleta dorsal – el color y la apariencia de las aletas dorsales de las dos especies son bastante diferentes. En general el color de las aletas de la austromerluza negra es uniforme con puntas blancas bien definidas en la aleta dorsal y a menudo, en las aletas pectorales. En cambio, la aleta dorsal de la austromerluza antártica es estriada, con franjas oscuras y claras alternadas a través de la aleta dorsal, visibles cuando la aleta está erecta (figura 12).



Figura 12: Color de la aleta dorsal en ejemplares de austromerluza antártica y austromerluza negra.

- ii) Dentadura – los dientes de la austromerluza negra son relativamente grandes, largos y puntiagudos en comparación con los dientes de la austromerluza antártica, que son mucho más pequeños en relación con el tamaño corporal (figura 13).

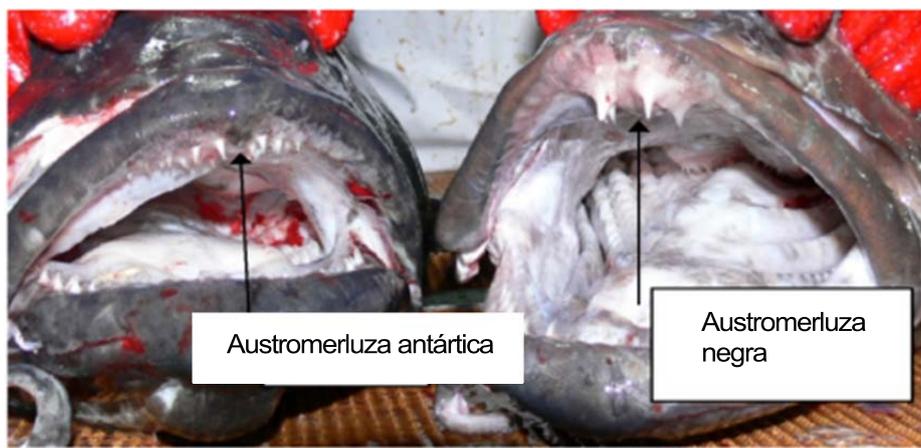


Figura 13: Dentadura de la austromerluza antártica y la austromerluza negra

7. Es posible hacer uso de características secundarias para confirmar la identificación. Estos rasgos incluyen el largo de la línea lateral (ver las figuras 10 y 11) y la morfología de los otolitos, mucho más grandes y alargados en relación con el tamaño corporal en la austromerluza negra que en la austromerluza antártica (figuras 14 y 15). Los otolitos retenidos pueden ser utilizados también para la verificación y confirmación posterior de la identidad de las especies.

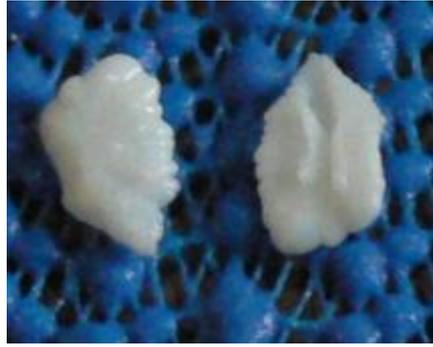
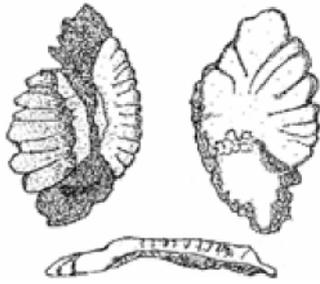


Figura 14: Otolitos de austromerluza negra.

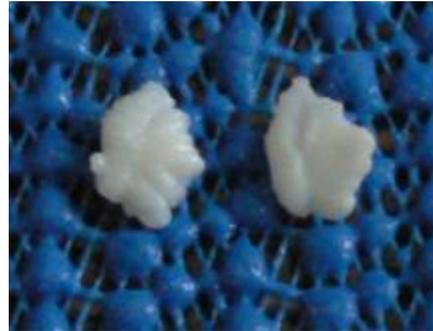
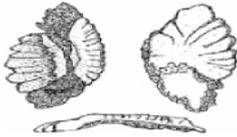
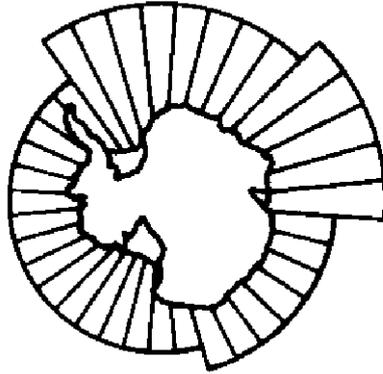


Figura 15: Otolitos de austromerluza antártica.

AGRADECIMIENTOS

8. Las ilustraciones de peces en las figuras 10 y 11 han sido reproducidas de Gon y Heemstra (1990). Los detalles de la diferenciación de ambas especies fueron proporcionados gentilmente por J. Fenaughty y el Grupo MSC del Mar de Ross (Nueva Zelanda).

**Comisión para la Conservación
de los Recursos Vivos Marinos Antárticos**



FICHAS CCRVMA DE IDENTIFICACIÓN DE ESPECIES

Antecedentes para los observadores de la CCRVMA

Las fichas aquí incluidas han sido preparadas para facilitar la identificación correcta de todas las especies (en la medida de lo posible) observadas en la captura secundaria de las pesquerías de la CCRVMA. Se ha tratado de condensar un máximo de información en un formato sencillo, para ayudarle a identificar de la manera más expedita posible la mayoría de las especies. La identificación correcta a nivel de especie es importante para determinar cuáles especies de la captura secundaria requieren de una evaluación más detallada, y también para determinar la distribución de las especies y las diferencias regionales de biodiversidad. Asimismo, es esencial para entender las interacciones de las pesquerías con el ecosistema en el Área de la Convención de la CCRVMA.

La mayor parte de la información contenida en las fichas proviene de referencias estándar obtenidas, por lo general, a través del examen de especímenes preservados. Siempre que fue posible, se incluyó información adicional de observaciones directas de peces recién capturados o en vivo. Es posible que usted emplee otros medios y recursos para identificar ciertas especies en el curso de sus tareas – si estima que otros observadores podrían beneficiarse de su experiencia, le rogamos aportar esta información en su informe de campaña.

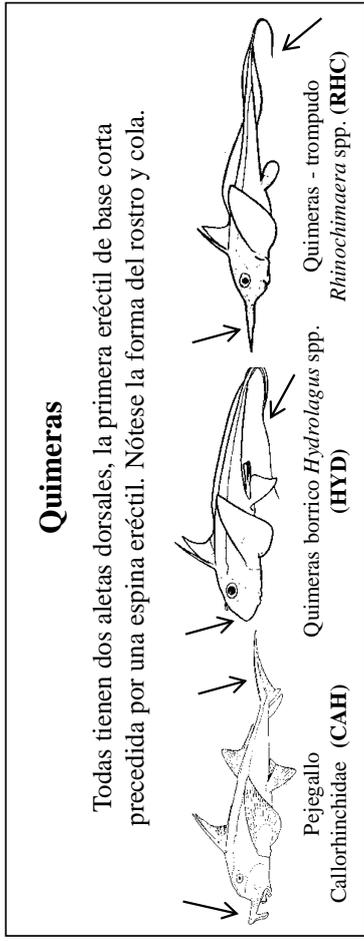
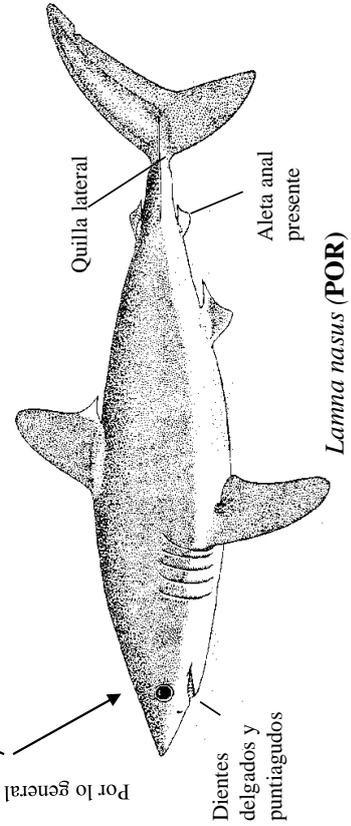
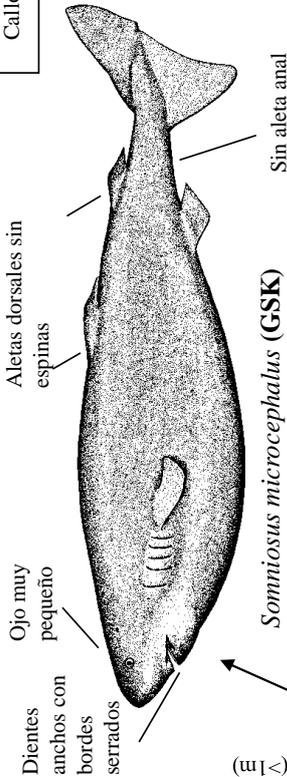
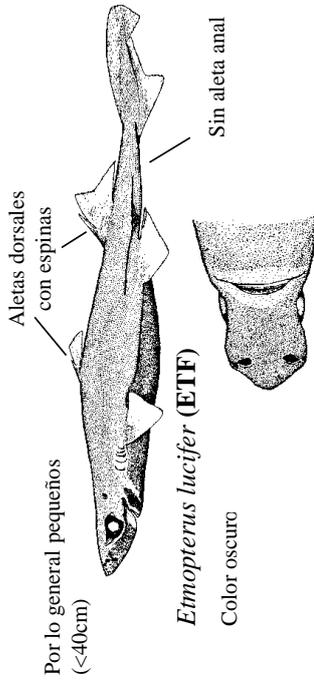
Las pesquerías de la CCRVMA operan en áreas remotas, y es posible que en la captura se observen especies exóticas y raras, en particular de la familia Chimaeridae. Si esto sucede, se ruega retener el ejemplar para hacer un examen taxonómico detallado. A la larga, se proyecta producir una guía fotográfica, de manera que si puede usted obtener imágenes digitales nítidas de las principales características identificadoras, le rogamos que las envíe a su coordinador técnico junto con cualquier dato adicional para que las remita a la Secretaría de la CCRVMA.

Agradecimientos

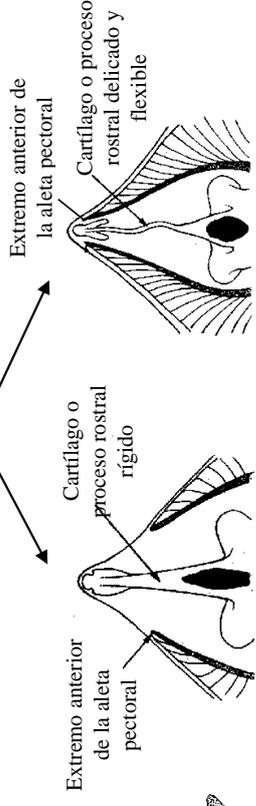
Las ilustraciones y las características de diagnóstico de estas fichas se basaron en gran parte en trabajos publicados por Gon y Heemstra (1990), Fischer y Hureau (1985) y Macpherson (1988), y en información inédita proporcionada por el Sr. M. Stehmann (Centro Federal de Investigación Pesquera, Hamburgo, Alemania). La CCRVMA agradece a los autores por autorizar el uso de este material.

Elasmobranquios 1

Elasmobranquios



Rajidae (SRX)

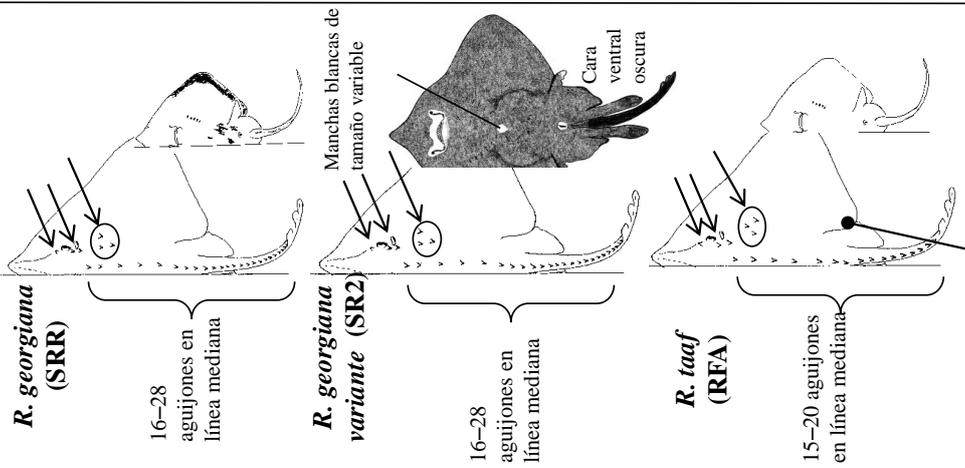


Raja spp. (RAJ) **Bathyraja spp. (BHY)**
Rayas de rostró rígido **Rayas de rostró blando**

ver 'Rayas 1'

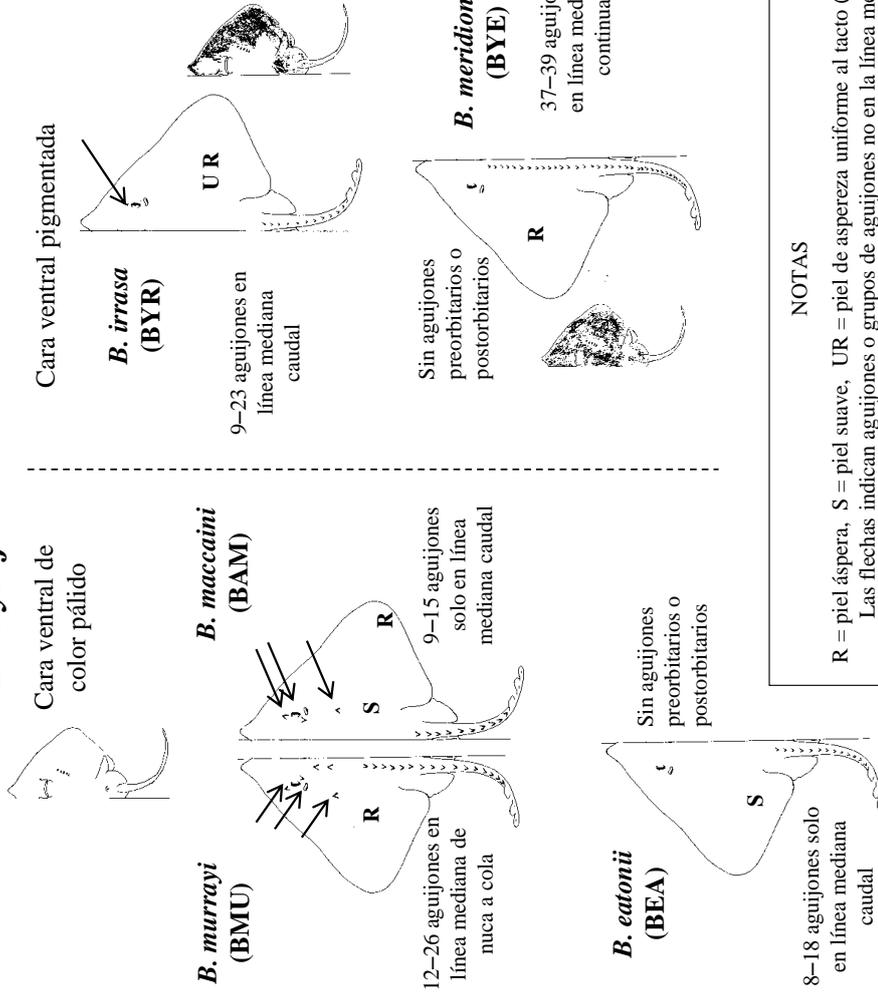
Rayas 1

Raja



Superficie dorsal del lóbulo anterior de la aleta pélvica por lo general es de color pálido

Bathyraja



NOTAS

R = piel áspera, S = piel suave, UR = piel de aspereza uniforme al tacto (sin afeitar).
Las flechas indican agujones o grupos de agujones no en la línea mediana.
La vista dorsal muestra la distribución de espinas.
La vista ventral (imagen más pequeña) muestra la pigmentación.

Sin cola definida

Aletas dorsal, ventral y caudal fusionadas



Sin aletas pélvicas

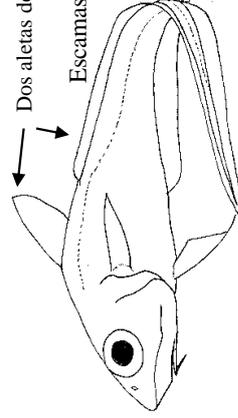
Histiobranchius bathybius
(HUB)

Escamas presentes, pero piel lisa al tacto



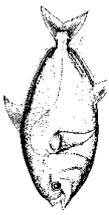
1ª aleta dorsal (filamento)
Barbilla
Aletas pélvicas tipo filamento
Muraenolepis spp. (MRL)
véase la hoja 'Teleosteos 5'

Dos aletas dorsales



Escamas definidas
Macrourus spp. (GRV)
véase la hoja 'Teleosteos 2'

Cola bien definida

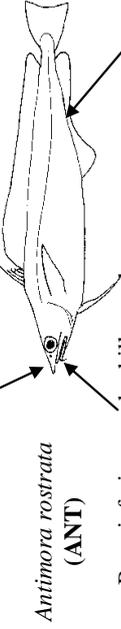


Opas: *Lampris immaculatus* (LAI). Inconfundible, cuerpo gris azulado de fuerte apariencia, aletas color naranja intenso



Talismanes o alepocéfalos *Alepocephalus* spp. (ALH). Bases opuestas de aletas dorsales y ventrales, sin vejiga natatoria.

Hocico sobresaliente



Antimora rostrata
(ANT)

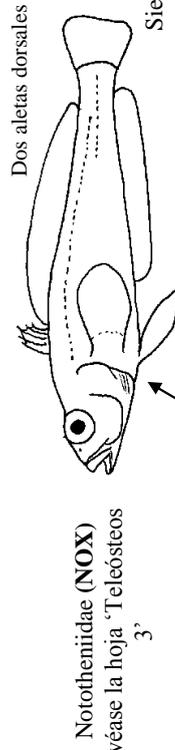
Boca inferior, con barbilla en el mentón

Aleta anal de dos partes



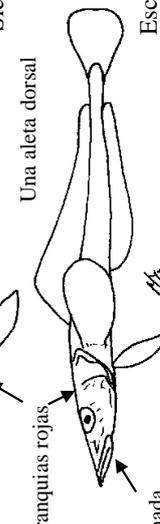
Halargyreus johnsonii
(MHJ)

Boca terminal, sin barbilla en el mentón



Nototheniidae (NOX)
véase la hoja 'Teleosteos 3'

Siempre escamoso

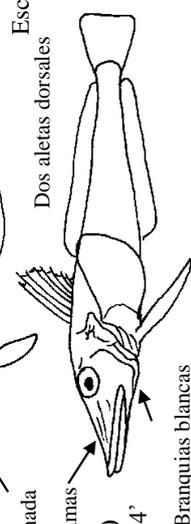


Una aleta dorsal

Branquias rojas

Bathyaconidae

Escamoso a veces



Cabeza aplanada

Escamas

Channichthyidae (ICX)
véase la hoja 'Teleosteos 4'

Sin escamas

Branquias blancas

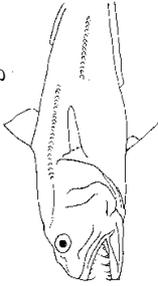
Con vejiga natatoria – generalmente el estomago es evertido por la boca al subir el pez a la superficie

Sin vejiga natatoria

Macrouridae

Dientes grandes como colmillos, boca terminal

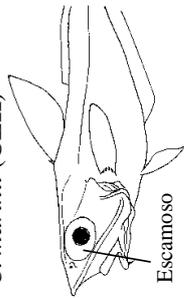
Enteramente negro



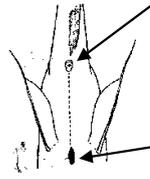
Cynomacrus piriei (MNI)

Borde anterior de primera aleta dorsal es liso

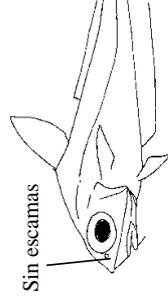
C. marinii (CEH)
Coelorinchus spp.



Escamoso



Fosa ventral en relación al ano



C. fasciatus (CQF)

(Granaderos)

Borde anterior de primera aleta dorsal es denticulado

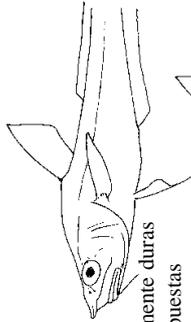
Cresta suborbitaria, cuando existe, sin espina terminal, ojos pequeños, una hilera de dientes en mandíbula inferior

***Coryphaenoides* spp. (CVY)**



C. filicauda

Barbilla delgada y corta, escamas delgadas, finas y deciduas



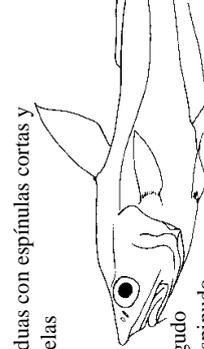
C. ferrieri

Escamas relativamente duras con espínulas dispuestas irregularmente

C. armatus (CKH)

Rostro ancho y romo

Tubérculo terminal indistinguible



C. lecoimeii

Rostro angosto y puntiagudo con tubérculo terminal espinudo

Teleósteos 2

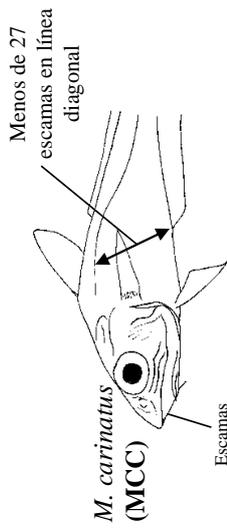
Punta aguda en extremo posterior de la cresta desde el hocico al preopérculo, ojos grandes (NB: especies difíciles de diferenciar)

***Macrouirus* spp. (GRV)**



M. holotrachys (MCH)

Parte inferior de la cabeza desprovista de escamas (NB: puede haber 1-3 escamas sobre la comisura de la boca)

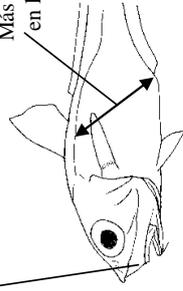


M. carinatus (MCC)

Menos de 27 escamas en línea diagonal

Escamas

Más de 27 escamas en línea diagonal



M. whitsoni (WGR)

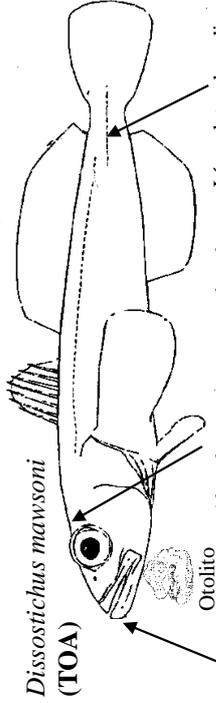
Nototheniidae

Teleósteos 3

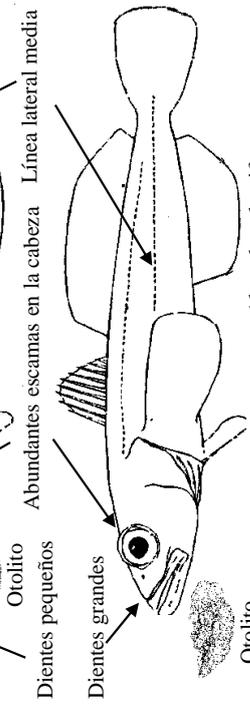
Dientes grandes similares a caninos

Sangre roja, dos aletas dorsales, cuerpo escamoso

Aleta dorsal con franjas alternas de color claro y oscuro



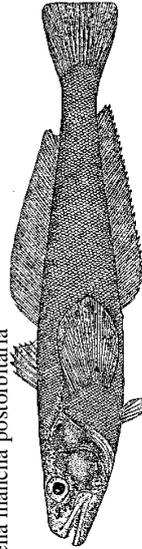
Dissostichus mawsoni
(TOA)



Dissostichus eleginoides (TOP)

Carece de escamas en la cabeza excepto por una pequeña mancha postorbitaria

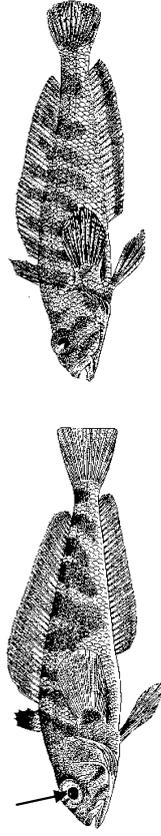
Sin línea lateral media



Gvozdarus svetovidovi (GZV)

Dientes viliformes pequeños, escamas ctenoideas en cuerpo y cabeza, espacio interorbitario angosto (< 12% de la longitud de la cabeza)

Banda transversal gris oscuro en la parte superior del ojo



Lepidonotothen kempi (NOK)

Lepidonotothen squamifrons (NOS)

Escamas corporales cicloideas (suaves al tacto), muy pocas escamas en la cabeza, ancho espacio interorbitario (~30% de la longitud de la cabeza)



Aletas pectorales
21–24 radios

Notothenia rossii (NOR)

Notothenia coriiceps (NOC)

Aletas pectorales
17–19 radios

Angosta protuberancia interorbitaria

Escamas ctenoideas (ásperas al tacto)



Gobionotothen gibberifrons (NOG)

Channichthyidae (ICX)

Sangre y branquias blancas, dos aletas dorsales, carente de escamas, espinas operculares

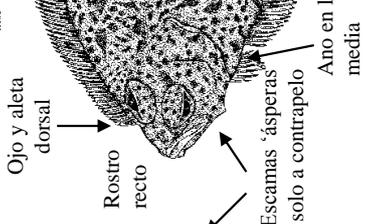
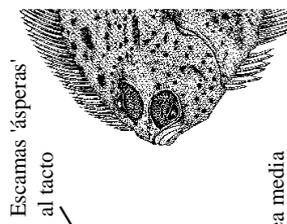
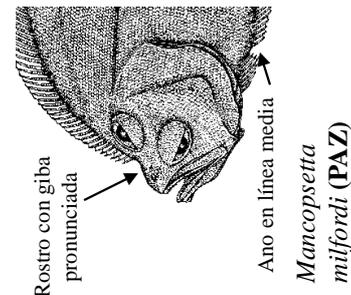
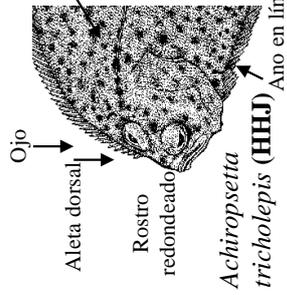
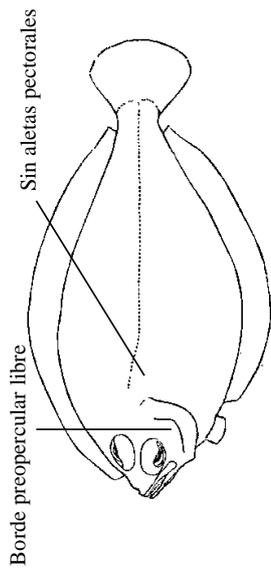
Radio más largos en el medio de aleta pélvica

Radio más largos en borde anterior de aleta pélvica, sin espinas sub o inter-operculares

<p>Carente de RS</p>  <p>2 LL</p> <p>Champscephalus gunnari (ANI)</p> <p>Altura de la cabeza = hocico <i>C. gunnari</i>; Altura de la cabeza < hocico <i>C. esox</i> P 25-28; A 35-40 = <i>C. gunnari</i>; P22-24; A 31-35 = <i>C. esox</i></p>	<p>Carente de RS</p>  <p>2 LL</p> <p>Chaenocephalus aceratus (SSI)</p> <p>RS reducida a pequeña protuberancia o inexistente</p>  <p>3 LL</p> <p>Chaenobathyscus dewitti (CHW) Similar a <i>Chaenocephalus</i> pero con 3 LL</p>  <p>3 LL</p> <p>Cryodraco spp.</p> <p>P larga (llega hasta A) P corta (apenas alcanza A)</p>
<p>RS</p>  <p>3 LL</p> <p>Pseudochaenichthys georgianus (SGI)</p> <p>2 LL con placas óseas</p>  <p>2 LL con placas óseas</p> <p>Channichthys rhinoceratus (LIC)</p>	<p>Espinas suboperculares e interoperculares, 3 LL</p> <p>RS roma, reducida a tubérculo</p>  <p>5 LL</p> <p>Chionodraco myersi (MIC)</p> <p>Cinco radios en aleta pélvica</p> <p>RS apunta hacia atrás</p>  <p>5 LL</p> <p>Chionodraco hamatus (TIC)</p> <p>Cinco radios en aleta pélvica, branquias vestigiales</p>  <p>5 LL</p> <p>Chionodraco rastrispinosus (KIF)</p> <p>Cinco radios en aleta pélvica, branquias dentíferas</p> <p>RS presente, apunta hacia adelante</p>  <p>4 LL</p> <p>Chaenodraco wilsoni (WIC)</p> <p>Cuatro radios en aleta pélvica</p>

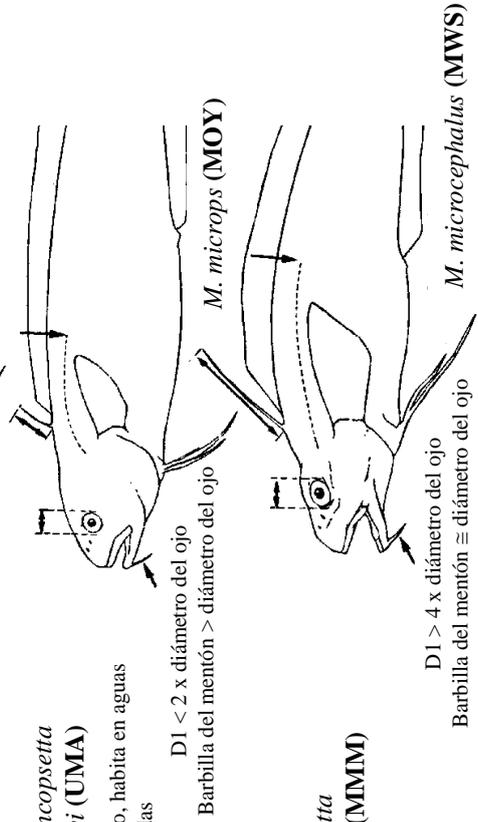
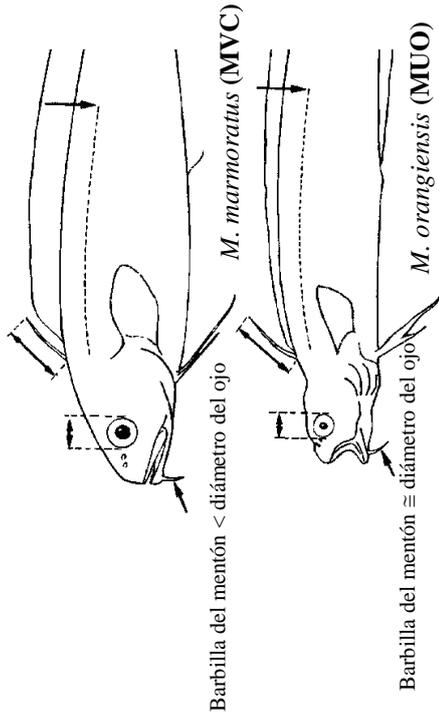
Nota
 A=Aleta anal; P = Aleta pélvica;
 LL = Línea lateral; RS = Espina rostral; SP = Espina

Bothidae (mancolengados)



Teleósteos 5

Muraenolepis spp. (MRL)

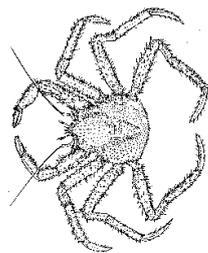


Línea lateral definida llega hasta el medio de D2

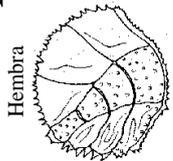
Línea lateral corta poco definida, normalmente no más de 2 poros

Lithodidae (Centollas subantárticas, KCX)

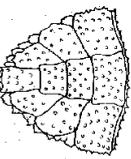
Centollas 1



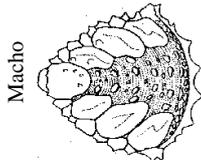
Macho



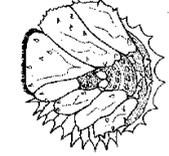
Macho



Hembra



Macho



Hembra

Abdomen sin áreas membranosas, cubierto de placas calcáreas contiguas

Paralomis spp. (PAI) o Neolithodes

1. Caparazón en forma de pera, cubierto de tubérculos espinosos

P. aculeata (KCU) →

Rostro



2. Caparazón redondeado, casi cubierto de numerosos gránulos

P. anamerae (KDD) →



3. Superficie dorsal del caparazón enteramente cubierta de numerosas espinas

P. spinosissima (KCV) →



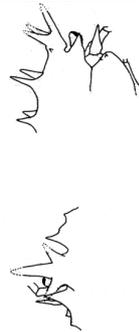
4. Caparazón aproximadamente pentagonal (superficie de igual largo y ancho) cubierto de gránulos pequeños y POCAS espinas

P. formosa (KCF) →



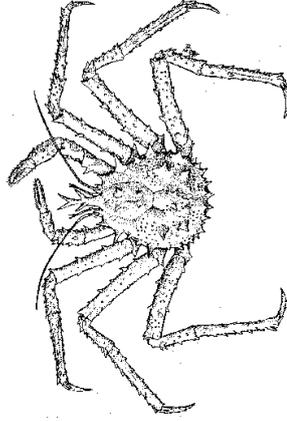
5. Caparazón aproximadamente pentagonal con muchas espinas grandes, patas ambulatorias largas

Neolithodes diomedea (NDW) →



Abdomen tiene un área membranosa con nódulos calcáreos

Lithodes spp. (KCZ)



Caparazón y patas con espinas desiguales (puntiagudas) y tubérculos

***L. murrayi* (KCM)**



Vista

Dorsal + Lateral

del rostro