

## **Prácticas de Zoología Aplicada**

### **Biometría pesquera. Determinación de parámetros y cálculo del índice gonadosomático**

**Marta Pola Pérez. María del Carmen Padilla de la Peña.**

Departamento de Biología. Edificio de Biología. Universidad Autónoma de Madrid.  
C/ Darwin nº 2. 28049 Madrid.

[marta.pola@uam.es](mailto:marta.pola@uam.es)

[maricarmenpadilladpena@gmail.com](mailto:maricarmenpadilladpena@gmail.com)

**Resumen:** esta práctica está dirigida a estudiantes de Zoología Aplicada de Grado en Biología. Su objetivo es aprender la metodología de trabajo para conocer las características fundamentales para la gestión de una especie de interés pesquero. Para ello, se propone la realización de una serie de mediciones y observaciones externas (longitud, peso, edad) e internas (sexo, estado de maduración, cálculo del índice gonadosomático) para las que será necesario realizar la disección de dos ejemplares de distintos peces. El alumno deberá realizar una ficha en la que se recopile toda la información anterior para cada ejemplar.

**Palabras clave:** Recurso pesquero. Biometría pesquera. Longitud. Peso. Edad. Sexo. Maduración sexual. Índice gonadosomático. Ictiómetro. Escama. Otolito.

## **BIOMETRÍA PESQUERA**

### **Introducción**

En Biología pesquera, el estudio de la biología reproductora, la determinación de la edad y la estimación en peso o longitud de las diferentes especies de peces de consumo humano son fundamentales para comprender la dinámica de una población y, por lo tanto, para el manejo de dicho recurso pesquero. Estos parámetros proporcionan datos importantes para establecer la gestión de la pesquería de una especie dada, así como para el conocimiento de su época de reproducción y de la influencia de los factores climáticos estacionales sobre los parámetros biológicos.

Tradicionalmente, se ha considerado que para manejar de forma sostenible un recurso pesquero (especie) hace falta conocer cuántas clases de talla anuales constituyen la población, cuál es la edad máxima de la especie, su tasa de crecimiento, la edad de la primera madurez sexual y del primer desove y también a qué edad el pez realiza migraciones importantes para buscar un hábitat adecuado con el fin de cumplir su ciclo biológico. Sin embargo, la FAO, en su informe "El Estado Mundial de la Pesca y la Acuicultura (2002)", alerta sobre el hecho de que el enfoque tradicional de la ordenación pesquera, que considera las especies a las que se dirige como poblaciones

independientes y auto sostenibles, es insuficiente. Este informe menciona que la utilización sostenible de los recursos acuáticos vivos en el mundo puede conseguirse solamente si se determinan explícitamente y se comprenden en la medida de lo posible, tanto los efectos del ecosistema en los recursos vivos, como los efectos de la pesca en el ecosistema. También se reconoce formalmente que los pescadores son parte integrante del ecosistema y que es preciso conseguir el bienestar tanto del ecosistema como de los seres humanos. Esta visión integral del manejo pesquero, que supone una mayor integración de variables biológicas, ecológicas y del comportamiento humano se denomina “**enfoque ecosistémico**”.

En el caso de una investigación sistemática, se debe realizar un estudio semanal o, al menos, quincenal o mensual, de una muestra que incluya más de 100 ejemplares, cogidos aleatoriamente, de una campaña de pesca de procedencia conocida y, a ser posible, siempre del mismo lugar. Si se trata de un estudio eventual, se debe estudiar el máximo número posible de ejemplares.

Para cada lote, suelen hacerse las siguientes determinaciones:

- Longitud total.
- Peso.
- Edad.
- Sexo.
- Evaluación del estado de maduración sexual.
- Recuento vertebral.
- Recuento del número de branquias.
- Grado de engrasamiento visceral.
- Grado de repleción gástrica.
- Estudio del contenido gastrointestinal.

En una investigación completa, esta información debería complementarse con los datos de la temperatura superficial, de la profundidad del agua en la zona y de la salinidad. Cualquier otro dato adicional sobre las condiciones del medio ambiente (transparencia del agua, cantidad de O<sub>2</sub> disuelto, estado del mar y datos meteorológicos del día de la captura, etc.) será siempre de gran interés.

### **Objetivos**

El objetivo básico de esta práctica, considerando el tiempo lectivo en que debe ser desarrollada (una clase), es aprender la metodología de trabajo para determinar, al menos, los cinco primeros datos enumerados anteriormente (señalados en negrita) y, en particular, el estado de maduración sexual de los ejemplares mediante el cálculo del índice gonadosomático y la determinación del estado gonadal de los ejemplares de estudio.

## Materiales y equipos

- Dos ejemplares de peces (una bacaladilla y una sardina; Fig. 1 A y B).
- Bandejas para disección.
- Material de disección.
- Guantes de látex.
- Estereomicroscopio binocular (lupa).
- Microscopio.
- Ictiómetro.
- Balanza digital.
- Portaobjetos y cubreobjetos.

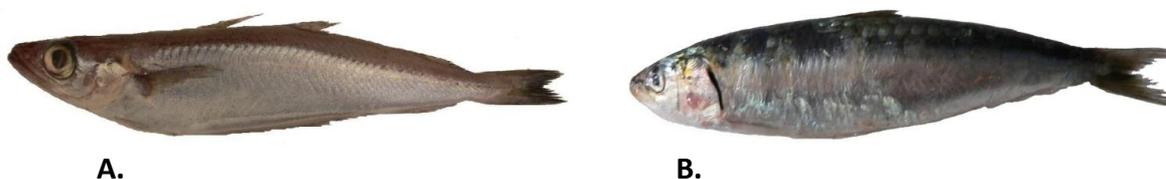


Figura 1. A. Bacaladilla (*Micromesistius poutassou*). B. Sardina (*Sardina pilchardus*).

## Procedimiento

- Colocar en las bandejas los dos ejemplares de peces y observar las características externas de cada uno de ellos (tamaño, color, aletas, ojos, etc.).
- Para cada ejemplar, determinar los parámetros de medición básicos (longitud total y peso) con el ictiómetro y la balanza digital.
- Para cada ejemplar, determinar la edad (basada en el estudio de los anillos de crecimiento de las escamas y/o los otolitos), el peso de las gónadas, el sexo, el estado de maduración sexual y el índice gonadosomático.
- Hacer una ficha en la que se recopile toda la información anterior para cada ejemplar (incluyendo el nombre común y el científico).

## Determinación de parámetros de medición básicos

Con el fin de unificar la metodología a emplear, las determinaciones se harán de la siguiente manera:

- **Determinación de la talla** (Fig. 2):

Según la propuesta conjunta ICES-ICNAF, se considera **longitud total de un pez** la comprendida entre el rostro y el extremo del lóbulo más largo de la aleta caudal, rebatida ésta sobre aquel eje” (Fig. 2), siendo:

- A. Línea de origen de la talla, que coincide con el extremo anterior de la cabeza.
- L. Eje longitudinal del cuerpo.
- B. La proyección sobre el eje longitudinal del cuerpo de la línea que pasa por el origen de los radios centrales de la aleta caudal. Este punto coincide con el final de la aleta caudal. La distancia A-B, o **longitud precaudal**, es la auténtica longitud total del pez, aunque por diversas razones no sea considerada como tal, según los acuerdos internacionales.
- C. La proyección sobre el eje longitudinal del cuerpo del extremo posterior del lóbulo más corto de la aleta caudal (que no suele ser absolutamente homocerca), cuando dicha aleta está totalmente extendida. La distancia A-C no debe ser considerada como la longitud total.
- D. La proyección sobre el eje longitudinal del cuerpo del extremo posterior del lóbulo más largo de la aleta caudal (cuando no es homocerca). La distancia A-D es considerada por muchos autores como longitud total y, aunque no sea la admitida en este caso, es la más adecuada después de la precaudal.
- E. La intersección con el eje longitudinal del cuerpo de la línea que une los extremos posteriores de los lóbulos de la aleta caudal. Cuando la aleta caudal es homocerca, la distancia A-E puede ser considerada como una longitud total aceptable, pero nunca cuando la aleta es heterocerca y la línea E-E no es perpendicular a L-L.
- F. La proyección sobre el eje longitudinal del cuerpo de la línea que pasa por el extremo de los radios centrales de la aleta caudal. La longitud A-F, que recibe el nombre de **longitud a la horquilla**, o **longitud estándar**, es muy comúnmente usada como longitud total de los peces, aunque, en realidad, anatómicamente carece de significado. **Es la talla oficialmente adoptada para todos los salmónidos y escómbridos según el acuerdo conjunto ICES-ICNAF.**
- G. La proyección sobre el eje longitudinal del cuerpo del extremo posterior del lóbulo más corto de la aleta caudal, cuando este lóbulo ha sido rebatido, haciendo que su borde superior sea paralelo al eje L-L.
- H. La proyección sobre el eje longitudinal del cuerpo del extremo posterior del lóbulo más largo de la aleta caudal, cuando este lóbulo ha sido rebatido, haciendo que su borde sea paralelo al eje L-L. **La distancia A-H es la que ha sido adoptada como longitud total de los peces, exceptuando los salmónidos y los escómbridos.**

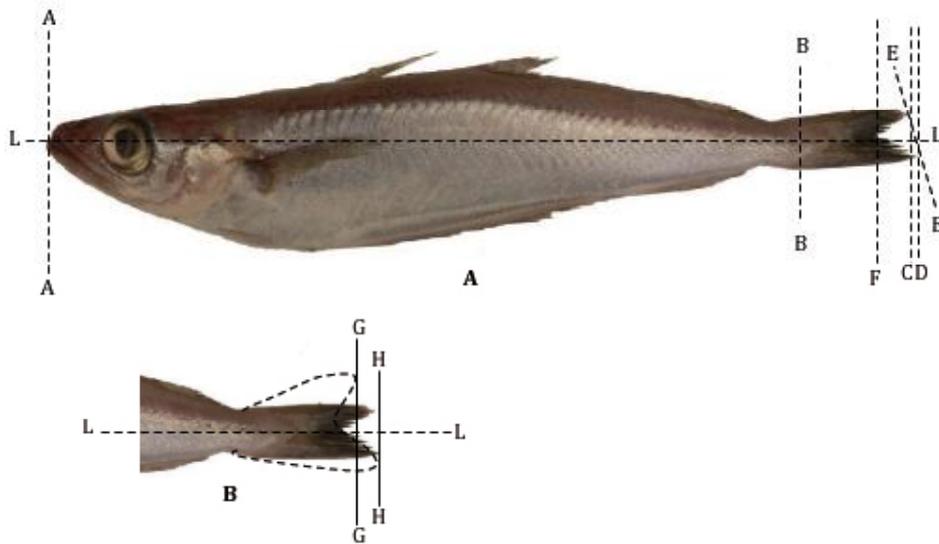


Figura 2. Metodología para determinar la talla de los peces.

### Unidad de medida

Las medidas se realizan sobre papel milimetrado. Las tallas se anotan en centímetros y deben referirse siempre al medio centímetro inferior de la medida. Es decir, las tallas que terminen en 0, 1, 2, 3 y 4 milímetros se referirán al 0 y las que terminen en 5, 6, 7, 8 y 9 se referirán al 5. Por ejemplo: 124 mm = 12,0 cm; 128 mm = 12,5 cm.

### Procedimiento de medida

Para determinar las tallas de los peces se utiliza un ictiómetro, que permite medir la longitud de los peces. Puede emplearse en el campo, con peces vivos, o en el laboratorio, con ejemplares fijados. Los ictiómetros pueden ser muy simples (Fig. 3A) o tecnológicamente avanzados (digitales; Fig. 3B). Básicamente, consiste en dos placas lisas dispuestas perpendicularmente, a modo de escuadra. Al brazo largo se le superpone una escala de referencia, típicamente una cinta métrica de 30 cm de longitud, pero que puede ser de mayor tamaño. En su borde izquierdo lleva un listoncillo que sirve de tope a la cabeza de los peces y de valor inicial (0) para la escala de medida.

Para medir los ejemplares, éstos se colocan sobre su flanco derecho y con el rostro tocando el listoncillo. La escala debe quedar bajo el eje longitudinal del cuerpo del pez. En esa posición y con la mano izquierda, se comprimirán los lóbulos de la aleta caudal hasta que los bordes superior e inferior de la misma queden paralelos al eje longitudinal del cuerpo. El punto más retrasado de la aleta (Fig. 2) será el que haya que referir al medio centímetro inferior de la escala para obtener la talla del pez.



Figura 3. A. Ictiómetro sencillo y manual (<http://www.elmundo.es/elmundo/2011/05/31/baleares/1306848576.html>). B. Ictiómetro digital e inalámbrico ([http://www.nitsac.com/web/product\\_info.php?products\\_id=348](http://www.nitsac.com/web/product_info.php?products_id=348)).

- **Determinación del peso**

El peso se determina con una balanza digital y se anota la aproximación máxima al gramo.

- **Determinación de la edad**

Entre los métodos más utilizados para la determinación de la edad en las poblaciones de peces están el análisis de la distribución de frecuencias de las longitudes de los ejemplares y el estudio de las zonas de crecimiento que aparecen en determinadas partes duras (escamas, otolitos, huesos operculares, etc.). Las escamas son piezas óseas de origen exoesquelético, finas y flexibles, que se forman a partir de un foco por anillos de crecimiento continuo (se pueden observar a la lupa) que, en algunas especies, permiten averiguar la edad delimitando épocas de crecimiento rápido y lento. Otro método para determinar la edad de un pez es mediante el estudio de los otolitos, que son unas concreciones calcáreas situadas en el oído interno (Fig. 4 A). Los otolitos aumentan de tamaño a razón de una capa por año y, de este modo, se puede llegar a conocer la edad del pez como en el tronco de un árbol, ya que el depósito de cada capa coincide con la etapa de crecimiento anual (Fig. 4 B). Este método es más complicado y no se va a llevar a cabo en esta práctica.

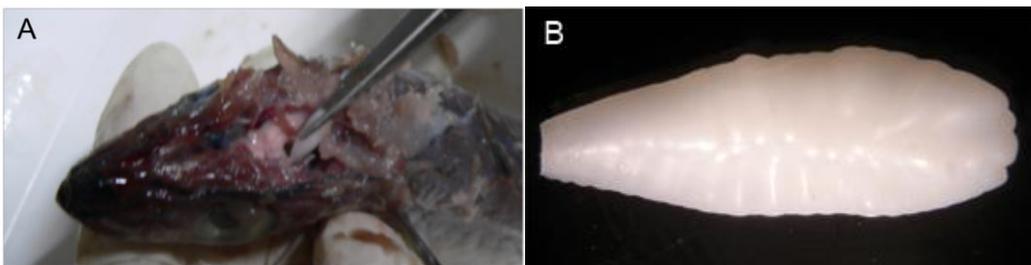


Figura 4. A. Extracción de un otolito. B. Otolito.

## Estudio de las escamas

Como se ha dicho, para la determinación de la edad de los peces se emplea generalmente la recogida y posterior observación de las escamas. Para ello, es importante tener la seguridad de que las escamas que se eligen de cada ejemplar son de él y no adheridas ocasionalmente. La escama se encuentra en un repliegue de la piel y está dividida en dos partes por una línea horizontal. La parte encastrada está cubierta de estrías y anillos concéntricos mientras que la descubierta no tiene estrías. La forma de las escamas varía con los contornos de los peces. Generalmente, las mejores para determinar la edad y el ritmo del crecimiento se encuentran en la parte situada entre la cabeza y la aleta dorsal.

En algunas especies (en las sardinas, por ejemplo) hay dos tipos de escamas, en posición alternada, en una de las cuales no hay anillos. Por ello, en estos casos, es muy importante tomar siempre un número suficiente de escamas para tener la seguridad de que podrán realizarse las observaciones. Con este fin, deben cogerse con unas pinzas al menos un mínimo de 6 escamas de la porción superoanterior de los flancos, es decir, por delante de la aleta dorsal y por encima de la pectoral. Se debe sentir una ligera resistencia cuando se saca del saco tirando en dirección de la cabeza a la cola. Si no se encuentra resistencia o no se ve la escala salir de su saco, es probable que no pertenezca a ese pescado y debe rechazarse.

Inmediatamente después de ser separadas, las escamas deben lavarse con agua y, a continuación, deben frotarse suavemente entre los dedos para limpiarlas. Una vez secas, se montarán en grupos de tres o cuatro entre un porta y un cubre. Las escamas deberán montarse en el portaobjetos del microscopio como están en el pez, es decir, con la parte convexa hacia arriba. Una escama está ligeramente curvada transversalmente y se arrollará, desprendiéndose del portaobjetos si se coloca al revés. Cuando están secas, las escamas pueden pegarse directamente al portaobjetos. La línea que divide la escama en dos partes estará en el plano horizontal del portaobjetos, con la zona que contenga los anillos concéntricos en la parte inferior, lo que facilitará el examen posterior de las escamas al microscopio (Fig. 5 A). Es normal obtener dos escamas, una de cada lado del pescado, para que sirvan de testigos entre ellas (FAO, 1975).

Para el estudio de las escamas y, por tanto, para la determinación de la edad hay que tener un criterio definido para reconocer los anillos verdaderos de invierno, y no confundirlos con los falsos anillos o los anillos de crecimiento diario. Diferenciar anillos es muy complicado y aunque sólo se aprende con la práctica, conviene tener en cuenta, desde un principio, lo siguiente:

- **Un verdadero anillo de invierno** es concéntrico con respecto al borde de la escama. El anillo puede no ser siempre una línea bien clara, marcada y continua, pero tanto si es continua como si está fragmentada puede seguirse su curso completo a lo largo de la zona estriada de la escama,

continuándose a veces también por la zona no estriada. Cuando existen varios anillos, éstos están claramente separados unos de otros, sin tocarse en ningún punto. Cuando los anillos son **verdaderos** están presentes en todas las escamas normales del pez.

- **Los falsos anillos** son, en general, arcos cortos y separados entre sí. Si, casualmente, son continuos en la zona estriada de la escama, su curso no es concéntrico con el borde externo de la misma. Los **falsos anillos** habitualmente muestran un aspecto de líneas vagas, difusas y siempre mucho menos evidentes y definidas que los anillos verdaderos. En ningún caso aparecen en todas las escamas. Por otra parte, los **falsos anillos** suelen unirse por sus bases a los anillos verdaderos.

- **El anillo del primer invierno**, por estar muy marcado, puede a veces confundirse con una cicatriz o un falso anillo. Debe considerarse como anillo de invierno si está presente en todas las escamas normales.

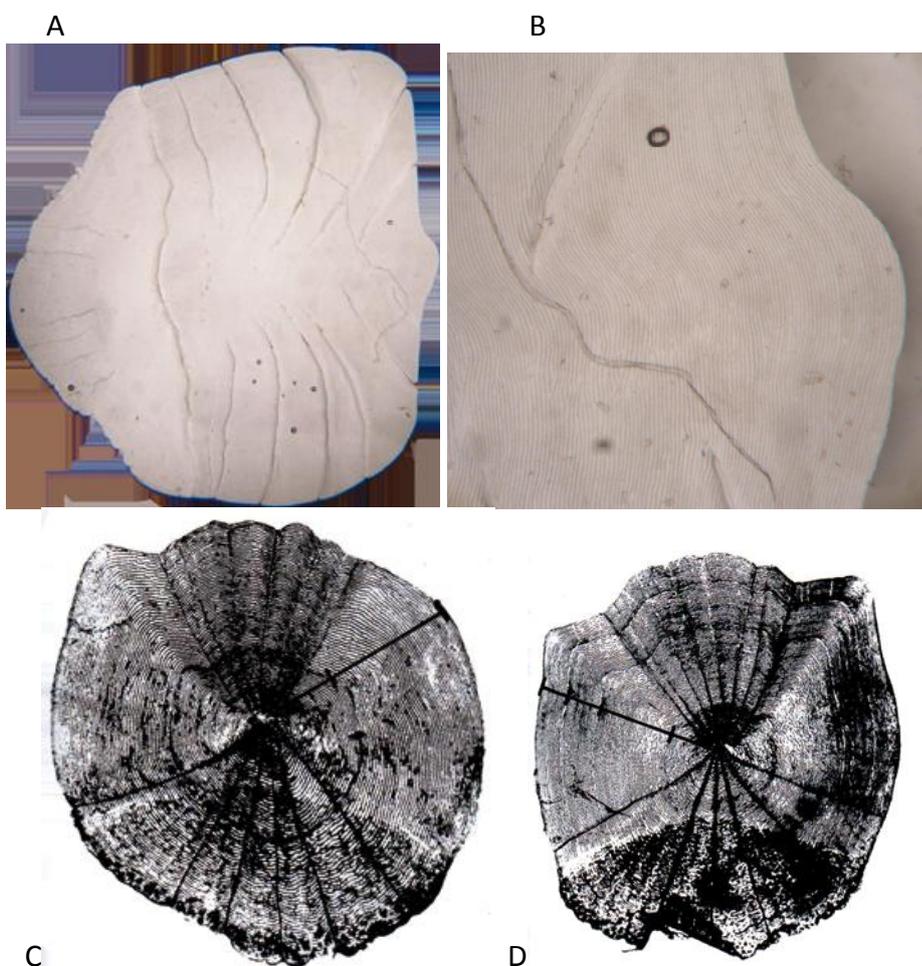


Figura 5. A. Disposición correcta de una escama de sardina en el portaobjetos. B. Anillos de crecimiento de la escama de una sardina. C. Escama de dos años de rutilo (*Rutilus rutilus*). D. Escama de cuatro años de rutilo (Reproducido de Hofstede, 1974).

- **Determinación del sexo**

Generalmente los peces tienen los sexos separados y la mayor parte de las especies presentan dimorfismo sexual interno, es decir, los órganos sexuales de machos y hembras son diferentes en forma y color. Sin embargo, distinguir el sexo de un pez no es una tarea sencilla. Los órganos sexuales o gónadas se localizan dentro del cuerpo por lo que, a simple vista, generalmente no podemos saber si se trata de un macho o una hembra. Para determinar el sexo de un pez es necesario diseccionar los ejemplares, haciendo un corte en la línea media abdominal, desde el ano hasta la región opercular y abriendo la cavidad abdominal ayudándose de unas pinzas.

Los testículos (Fig. 6A, 6C), en cualquier fase del desarrollo, son más cortos que los ovarios, de color blanco-rojizo, sección aplanada y forma de gajo de naranja.

Los ovarios sea cual sea su estado de desarrollo, son de sección cilíndrica, de color rosado o anaranjado y granulares (Fig. 6B, 6D).

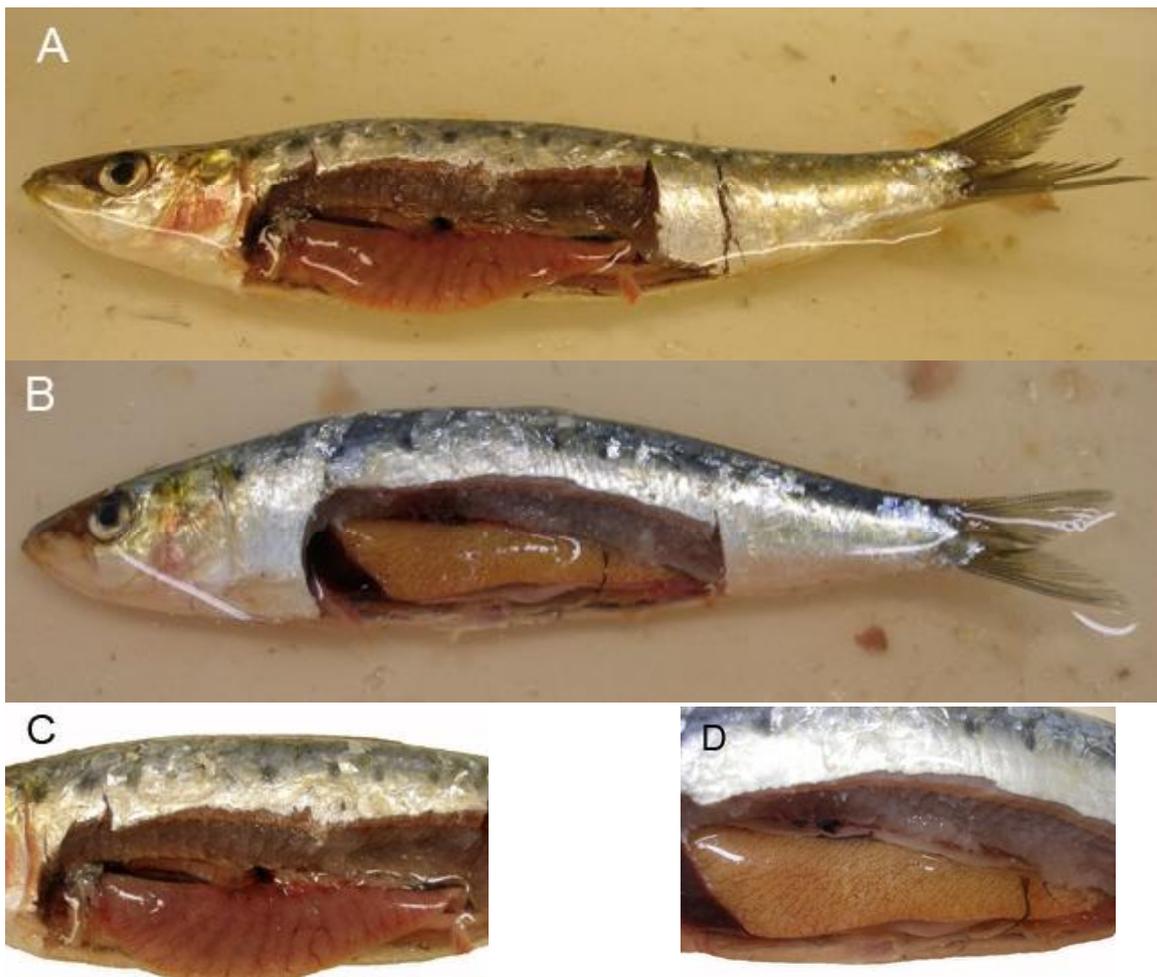


Figura 6. Sardina. A. Macho. B. Hembra. C. Detalle de los testículos. D. Detalle de los ovarios.

- **Determinación del estado de maduración sexual**

El estado de maduración sexual puede determinarse pesando las gónadas (cálculo del índice gonadosomático) o por aplicación de la escala empírica internacional de maduración gonadal de los peces, propuesta por Rosas (1981). En ambos casos, se debe realizar la disección y poner al descubierto las gónadas.

a) Escala de los estadios de madurez sexual ([estado gonadal](#))

Estadio de madurez sexual	Características externas (gónadas)
I. Virgen	Órganos sexuales bastante pequeños, cerca y debajo de la columna vertebral, transparentes. Óvulos no visibles.
II. Maduración inicial	Testículos y ovarios de color rojo pálido, más desarrollados que en el estadio anterior. Óvulos no visibles.
III. Maduración intermedia	Testículos opacos, rojizos. Ovarios de color anaranjado-rojizo con irrigación sanguínea poco perceptible. Los óvulos se observan como pequeños puntos blanquecinos.
IV. Maduración avanzada	Testículos blanco-rojizos. Ovarios de color amarillo grisáceo con óvulos visibles. Los testículos y los ovarios ocupan más de la mitad de la cavidad ventral.
V. Maduro	Los órganos sexuales ocupan casi toda la cavidad ventral. Testículos normalmente blancos. Las gotas de semen caen cuando se presiona fuertemente. Ovarios con irrigación sanguínea bien acentuada y óvulos grandes, completamente redondos.
VI. En desove	Los órganos sexuales llenan la cavidad ventral. Membrana ovárica débil. Los óvulos salen al exterior ante una ligera presión del abdomen. El líquido espermático se libera con suma facilidad.
VII. Desovado	Las gónadas se encuentran vacías y flácidas.

b) Cálculo del [Índice gonadosomático](#)

La determinación de las fases de madurez mediante el examen visual, empleando claves de madurez, carece de precisión porque depende de juicios subjetivos. Es suficiente en muchos casos, pero en otros es conveniente emplear un método más objetivo (FAO, 1975). Rodríguez-Gutiérrez (1992) menciona que existe una relación directa entre el peso de la gónada y el peso total del organismo, correspondiéndose con el estadio de desarrollo gonádico, y alcanzando un valor máximo inmediatamente antes del desove. Esta relación puede expresarse mediante el índice gonadosomático (IGS).

El IGS se calcula usando la siguiente ecuación:

$$\text{IGS} = \frac{\text{Peso de la gónada (g)}}{\text{Peso total del pez (g)}} \times 100$$

### PRÁCTICA

Ficha a completar por cada alumno.

	Ejemplar 1	Ejemplar 2
<b>Especie (nombre común)</b>		
<b>Especie (nombre científico)</b>		
<b>Longitud total</b>		
<b>Edad: anillos de crecimiento</b>		
<b>Peso del ejemplar</b>		
<b>Peso de las gónadas</b>		
<b>Sexo</b>		
<b>Estado gonadal</b>		
<b>Índice gonadosomático</b>		
<b>Otolitos (en caso de haberlos visto)</b>		
<b>Observaciones (p. ej., presencia de parásitos, etc.)</b>		

### BIBLIOGRAFÍA

FAO. 1975. *Manual de Ciencia Pesquera Parte 2. – Métodos para Investigar los Recursos y su Aplicación*. Departamento de Pesca de la FAO.

FAO. 2002. *El Estado Mundial de la Pesca y la Acuicultura*. Departamento de Pesca de la FAO. 150 pp.

Hofstede, A.E. 1974. Studies on growth, ageing and back-calculation of roach *Rutilus rutilus* (L.), and dace *Leuciscus leuciscus* (L.). En: *Ageing of fish*. Proceedings of an International Symposium. Unwin Brothers Limited. England. 234 pp.

Rodríguez-Gutiérrez, M. 1982. *Técnicas de Evaluación Cuantitativa de la Madurez Gonádica en Peces*. AGT Editor, S. A., 8-10 pp.

Rosas, M. 1981. *Biología Acuática y Piscicultura en México*. Dirección General de Ciencia y Tecnología del Mar. SEP. México. 2-23 pp.

### **BIBLIOGRAFÍA DE CONSULTA**

Guerra Sierra, A. y Sánchez Lizaso, J.L. 1998. *Fundamentos de Explotación de Recursos Vivos Marinos*. Editorial Acribia. Zaragoza, España. 249 pp.

Laevastu, T. 1971. *Manual de Métodos de Biología Pesquera*. Editorial Acribia, Zaragoza, España. 243 pp.

Lozano Cabo, F. 1983. *Oceanografía, Biología Marina y Pesca*. Editorial Paraninfo, Madrid, España. 445 pp.

Recibido: 12 febrero 2011.

Aceptado: 30 septiembre 2012.