

UNIVERSIDAD DE CIENCIAS Y ARTES DE CHIAPAS

INSTITUTO DE CIENCIAS BIOLÓGICAS
CENTRO DE INVESTIGACIONES COSTERAS

ELABORACIÓN DE TEXTO

MANUAL DE PRÁCTICAS DE BIOLOGÍA DE LA REPRODUCCIÓN

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE

LICENCIADA EN BIOLOGÍA MARINA Y MANEJO INTEGRAL DE CUENCAS

PRESENTA

**CRISTHIAN BERENICE
HERNANDEZ CORDOVA**

TONALÁ, CHIAPAS

FEBRERO, 2018



UNIVERSIDAD DE CIENCIAS Y ARTES DE CHIAPAS

INSTITUTO DE CIENCIAS BIOLÓGICAS
CENTRO DE INVESTIGACIONES COSTERAS

ELABORACIÓN DE TEXTO

MANUAL DE PRÁCTICAS DE BIOLOGÍA DE LA REPRODUCCIÓN

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE

LICENCIADA EN BIOLOGÍA MARINA Y MANEJO INTEGRAL DE CUENCAS

PRESENTA

**CRISTHIAN BERENICE
HERNANDEZ CORDOVA**

Directora

M. en C. SELENE LUCERO AGUILAR GORDILLO
CENTRO DE INVESTIGACIONES COSTERAS

Asesor

M. en C. MIGUEL ÁNGEL HERNÁNDEZ ESPINOSA
CENTRO DE INVESTIGACIONES COSTERAS

TONALÁ, CHIAPAS

FEBRERO, 2018



DEDICATORIA

Este manual se lo dedico principalmente a Dios quien supo guiarme ya que gracias a él he logrado mi principal objetivo terminal mi carrera.

A mi madre quien ha sido pilar en mi vida, me ha llenado de sabiduría y me ha acompañado en cada etapa de mi vida, me ha dado todo lo que soy como persona, mis valores, mis principios, mi carácter, mi empeño, mi perseverancia y sobre todo mi coraje para alcanzar mis metas.

A mi esposo por sus palabras de aliento, su amor, confianza y brindarme el tiempo necesario para realizarme profesionalmente.

A mi hermosa hija. A quien agradezco por bajar del cielo y alegrar mis días, sé que sin ti no hubiese culminado esta etapa por que al ver tus ojos hermosos me motivas a seguir adelante y al mismo tiempo sentir mayor fortaleza para trabajar fuertemente y seguir con el objetivo de alcanzar mis metas.

A mis hermanos y sobrinas por estar siempre pendiente de mí, llenarme de palabras de aliento, de mucha alegría y brindarme todo su apoyo.

AGRADECIMIENTOS

A Dios.

Por bendecirme al culminar esta etapa tan importante de mi vida, por estar a mi lado en cada momento e iluminar mi mente y poner en mí camino a las personas que se han convertido en soporte y ayuda en estos años de estudio.

A mi Directora.

M. en C. Selene Lucero Aguilar Gordillo por la confianza, el apoyo, dedicación y sobre todo la paciencia al realizar este manual, por compartir conmigo sus conocimientos a lo largo de estos años.

A mis maestros.

M. en C. Miguel Ángel Hernández por su apoyo y motivación para la culminación de mis estudios y para la elaboración de este manual.

M. en C. Delmar Cancino por el apoyo y conocimientos compartidos; Mtro. Eduardo y el Dr. José Díaz Reyes, por su tiempo compartido y por impulsar el desarrollo de mi formación profesional, al biólogo William por apoyarme a lo largo de mis estudios.

A mis amigos.

Anabel, Michael, Ever, Carlos, Omar, Manuel, Citlalli, gracias por todas las experiencias tan gratas que pasamos juntos, hicieron esta etapa muy linda siempre los recordaré.

ÍNDICE

ÍNDICE DE FIGURAS.....	I
ÍNDICE DE TABLAS.....	III
ABREVIATURAS.....	IV
REGLAMENTO INTERNO.....	VI
INTRODUCCIÓN.....	VIII
PRÁCTICA 1	
REPRODUCCIÓN SEXUAL Y ASEXUAL.....	1
PRÁCTICA 2	
ANATOMÍA Y BIOMETRÍA EN PECES.....	11
PRÁCTICA 3	
DETERMINACIÓN DE SEXO Y DIMORFISMO SEXUAL EN PECES.....	25
PRÁCTICA 4	
CARACTERES SEXUALES PRIMARIOS.....	30
PRÁCTICA 5	
CARACTERES SEXUALES SECUNDARIOS.....	35
PRÁCTICA 6	
DETERMINACIÓN DE MADUREZ GONÁDICA EN PECES.....	40
PRÁCTICA 7	
OVOGÉNESIS Y ESPERMATOGÉNESIS.....	48
PRÁCTICA 8	
DETERMINACIÓN DE ÍNDICES DIRECTOS.....	54
PRÁCTICA 9	
FECUNDIDAD EN PECES.....	58
PRÁCTICA 10	
LA HIPÓFISIS (GLÁNDULA PITUITARIA).....	60

ÍNDICE DE FIGURAS

PRÁCTICA 1

FIGURA 1. ÓRGANOS SEXUALES DE <i>Trachurus murphyi</i> ; A) GÓNADAS DE MACHO, B) GÓNADAS DE HEMBRA	2
FIGURA 2. ÓRGANOS SEXUALES DE <i>Mugil cephalus</i> ; A) GÓNADAS DE MACHO, B) GÓNADAS DE HEMBRA	3
FIGURA 3. ÓRGANOS SEXUALES DE <i>Pagellus bogaraveo</i> ; A) GÓNADAS DE MACHOS, B) GÓNADAS DE HEMBRA	3
FIGURA 4. MORFOLOGÍA DE LAS CIANOBACTERIAS <i>Volvox carteri</i>	4
FIGURA 5. MORFOLOGÍA DE <i>Daphnia magna</i>	5
FIGURA 6. MORFOLOGÍA DE <i>Echinaster sepositus</i>	5
FIGURA 7. MORFOLOGÍA DE <i>Rhodactis mushrooms</i>	6

PRÁCTICA 2

FIGURA 1. DIVERSIDAD MORFOLÓGICA EN PECES	12
FIGURA 2. ANATOMÍA EXTERNA DE UN PEZ	13
FIGURA 3. TIPO DE ESCAMAS EN PECES	14
FIGURA 4. TIPO DE ALETAS CAUDALES DE PECES	16
FIGURA 5. SISTEMA INTERNO DE UN PEZ ÓSEO.....	18
FIGURA 6. SISTEMA INTERNO DE UN PEZ CARTILAGINOSO	19
FIGURA 7. CLASIFICACIÓN DE PECES	20

PRÁCTICA 4

FIGURA 1. UBICACIÓN DE ÓRGANOS SEXUALES DE UN PEZ CÍCLIDO	28
FIGURA 2. A Y B) DISECCIÓN DE LUBINA <i>Dicentrarchus labraxpara</i> MOSTRAR GÓNADAS MASCULINAS Y FEMENINAS., B BRANQUIAS, C CORAZÓN (VENTRÍCULO), CP CIEGOS PILÓRICOS, E) ESTOMAGO; G, GÓNADA; PA, PARED ABDOMINAL; VN; VEJIGA NATATORIA	30

FIGURA 3. SISTEMA REPRODUCTOR IZQUIERDO DE TIBURÓN31

PRÁCTICA 7

FIGURA 1. PROCESO DE ESPERMATOGÉNESIS EN PECES. CÉLULA GERMINAL PRIMORDIAL (CGP), ESPERMATOGONIA A (SG A), ESPERMATOGONIA B (SG B), ESPERMATOCITOS I Y II (SCT I Y II), ESPERMÁTIDAS (STD), ESPERMATOZOIDES (SZ).....49

FIGURA 2. REPRESENTACIÓN ESQUEMÁTICA DEL CRECIMIENTO Y MADURACIÓN DEL OOCITO (SUWA Y YAMASHITA, 2007)51

PRÁCTICA 10

FIGURA 1. UBICACIÓN DE LA HIPÓFISIS EN UN PEZ ÓSEO63

FIGURA 2. CORTE PARA EXTRACCIÓN DE LA GLÁNDULA PITUITARIA.....65

ÍNDICE DE TABLAS

PRÁCTICA 1

TABLA 1. VENTAJAS Y DESVENTAJAS DE LA REPRODUCCIÓN SEXUAL (DELGADO, 2012)..... 1

TABLA 2. DESCRIPCIÓN DE LA REPRODUCCIÓN ASEXUAL MEDIANTE LAS VENTAJAS Y DESVENTAJAS (DELGADO, 2012).....2

PRÁCTICA 5

TABLA 1. DESCRIPCIÓN DE CARACTERES SEXUALES SECUNDARIOS EN ORGANISMOS ACUÁTICOS36

TABLA 2. ESPECIES DE PECES CON CARACTERES SEXUALES SECUNDARIOS ...37

TABLA 3. ESPECIES ACUÁTICAS DE CON CARACTERES SEXUALES SECUNDARIOS38

PRÁCTICA 6

TABLA 1. ESCALA DE MADUREZ GONÁDICA PROPUESTA POR NIKOLSKY (1963)..41

TABLA 2. ESCALA DE MADUREZ GONÁDICA PROPUESTA POR ROSAS (1981)42

TABLA 3. DESCRIPCIÓN DE LAS FASES DE DESARROLLO OVOCITARIO EN EL CICLO REPRODUCTIVO DE LAS HEMBRAS (BROWN-PETERSON, 2011)43

TABLA 4. DESCRIPCIÓN DE LAS FASES LA ESPERMATOGÉNESIS EN EL CICLO REPRODUCTIVO (BROWN-PETERSON, 2011).....44

ABREVIATURAS

- °C (Centígrados)
- μm (Microlitros)
- **Ac** (Alveolos Corticales)
- **CGP** (Célula Germinal Primordial)
- **Cm** (Centímetros)
- **Cn** (Cromatina Nucleolar)
- **Cp** (Crecimiento Primario)
- **DST** (Sesgado Hacia Hembras)
- **DST** (Sesgado Hacia Machos)
- **DTS** (Dimorfismo Sexual En Tamaño)
- **E** (Envoltura Ovárica)
- **EG** (Epitelio Germinal)
- **Fpos** (Folículos Post-Ovulatorios)
- **FR** (Fecundidades Relativas)
- **Gnrh** (Hormona Liberadora De Las De Las Gonadotropinas)
- **Gr** (Gramos)
- **IGS** (Índice Gonadosomático O También Llamado Gonadal)
- **Gth** (Producción De Gonadotropinas)
- **H** (Ovocitos Hidratados)
- **HSI** (El Índice Hepático)
- **K** (Factor De Condición De Fulton)
- **L** (Lumen)
- **LH** (Hormona Leutinizante)
- **LO** (Lóbulos)
- **LO** (Lamela Ovárica)
- **Lt** (Longitud Total)
- **MI** (Mililitro)
- **Nm** (Núcleo Migratorio)
- **Pn** (No Presentan Indicios)
- **PN** (Perinucleolar)

- **Sc1** (Espermatocito Primario)
- **Sct I Y II** (Espermatocitos I Y II)
- **SD** (Espermatoductos)
- **Sg A** (Espermatogonia A)
- **Sg B** (Espermatogonia B)
- **Sg1** (Espermatogonia Primaria)
- **Sg2** (Spermatogonia Secundaria)
- **SP** (Proliferación Espermatogonial)
- **St** (Espermátida)
- **Std** (Espermatidas)
- **Std** (Espermátidas)
- **Sz** (Espermatozoides)
- **Sz** (Espermatozoides)
- **Vit 1,2,3** (Vitelados)

REGLAMENTO INTERNO PARA EL TRABAJO EN EL LABORATORIO

El laboratorio escolar es el lugar designado para la realización de actividades experimentales en las que, algunas veces, se utilizan materiales delicados y sustancias peligrosas. Por esta razón, es conveniente que seas *metódico y disciplinado en tu trabajo*, tomando en cuenta las siguientes recomendaciones:



- 1) Siempre que trabajes en el laboratorio, **utiliza una bata** para proteger tu piel y tu ropa.
- 2) **Procura que el material esté limpio y en buen estado** para no alterar el resultado del experimento. Una vez concluida la práctica, lava el material, acomódalo en su lugar y limpia la mesa de trabajo.
- 3) Después de trabajar con el microscopio, limpia el ocular y los objetivos con un trozo de papel seda, especialmente si utilizas aceite de inmersión.
- 4) **Manipula con cuidado el equipo de vidrio para que no se rompa**; en caso de que esto suceda, recoge con cuidado los fragmentos de vidrio, envuélvelos en un papel y tíralos en el bote de basura.
- 5) **Las sustancias deben calentarse** con material de vidrio refractario o de porcelana; es conveniente que no expongas los utensilios a la flama, colócalos sobre una tela de alambre con asbesto. Cuando utilices un tubo de ensayo, **mantenlo inclinado**; la boca del tubo no debe dirigirse a tu cara o a la de tus compañeros. **Para evitar salpicaduras**, calienta los tubos con

un movimiento circular suave. **Nunca tomes los objetos calientes con los dedos**, emplea siempre las pinzas convenientes.

- 6) **Las sustancias** que se utilizan en el laboratorio deben manipularse con cuidado; **no las toques con los dedos**, usa espátulas, pinzas, cucharillas, pipetas o goteros.
- 7) Los ácidos, los hidróxidos y algunas otras sustancias son **altamente corrosivas o venenosas**, nunca los pruebes o los huelas directamente y ten mucho cuidado cuando trabajes con ellos.
- 8) **Cuando una sustancia se derrame**, lava el área con bastante agua y escúrrela hacia el desagüe; en seguida seca perfectamente el lugar.
- 9) **El calentamiento de las sustancias inflamables**, se hará con el método indirecto o de “baño María”. Por **ningún motivo permitas que la flama llegue a la sustancia**.
- 10) **Cuando realices un experimento**, emplea solo las sustancias indicadas; asegúrate de que tengan una etiqueta con sus nombres. **Nunca utilices las sustancias que carezcan de nombre o que no puedas identificar**.
- 11) **No pruebes ni huelas directamente ninguna sustancia**.



INTRODUCCIÓN

La reproducción es un proceso biológico que permite a los individuos dejar descendencia, y aunque tiene sus particularidades, es un rasgo que comparten todos los organismos vivos. Los organismos pueden dividirse en dos grandes grupos dependiendo del tipo de reproducción: sexual y asexual.

La vida de todas las especies del planeta, depende de cómo se desarrolla este mecanismo, es por ello que estudiar, comprender e integrar los conocimientos sobre reproducción en diversos organismos es de vital importancia para entender la anatomía, respuestas fisiológicas y el comportamiento poblacional de estas especies durante su ciclo reproductivo.

Estudiar la Biología de la reproducción implica entonces la conceptualización del conocimiento a través de la práctica. Es por ello que este manual de práctica de Biología de la reproducción se realizó como un apoyo didáctico para la materia de Biología de la reproducción que se imparte en 6to semestre en la salida profesional de Recursos pesqueros de la Licenciatura en Biología Marina y Manejo integral de cuencas.

Este manual contiene 11 prácticas, que nos enseña como clasificar a los organismos en base al tipo de reproducción sexual o asexual, las características sexuales primarias y secundarias que nos permiten distinguir las particularidades que desarrolla cada sexo dependiendo la especie de organismo acuático, determinar la época reproductiva en peces y culmina con la enseñanza de la extracción de la hipófisis en peces, responsable de generar respuestas de inducción o inhibición hormonal durante el ciclo reproductor.

Por lo tanto este manual de prácticas tiene como objetivo fomentar el aprendizaje significativo mediante la integración del conocimiento teórico-práctico, que pueda servir al estudiante en su formación académica y profesional.

PRÁCTICA 1

REPRODUCCIÓN SEXUAL Y ASEXUAL

INTRODUCCIÓN

La reproducción es una función vital de los seres vivos para la conservación de las especies, que permite generar nuevos individuos que heredan características propias de una generación a otra (Jordana y Herrera, 1974).

En el medio acuático la reproducción de los organismos es muy distinta a la terrestre. Los organismos acuáticos suelen presentar una fecundidad muy efectiva, lo que permite compensar las enormes pérdidas que estos organismos sufren en la etapa larvaria (Cifuentes *et al.*, 1997).

En los animales marinos se encuentran dos tipos de reproducción: sexual y asexual. En la que se reflejan distintas ventajas y desventajas (Tabla 1 y 2).

Tabla 1.- Ventajas y desventajas de la reproducción sexual (Delgado, 2012).

Ventajas	Desventajas
Descendientes de características variables.	Mayor gasto de energía.
Evolución genotípica para sobrevivencia.	Menos número de descendientes (nacen de 1 a 5 individuos).
Organismos con defensas más desarrolladas.	Se requiere de un lapso de tiempo prolongado (meses o años)

Tabla 2.- Descripción de la reproducción asexual mediante las ventajas y desventajas (Delgado, 2012).

Ventajas	Desventajas
Mayor número de descendientes.	Descendencia idéntica a los padres, por lo que presenta problemas de adaptación en ambientes contrastantes.
Menor gasto de energía.	
Tiempo de reproducción rápido (horas o días)	

Reproducción sexual

Es aquel proceso por el cual dos gametos haploides (femenino y masculino) se fusionan, generando la formación de un huevo o cigoto diploide, que presentará características semejantes (no idénticas) de los dos progenitores. Estas características que heredarán de los progenitores serán importantes dentro de la evolución de la especie para adaptaciones especiales (Jordana y Herrera, 1974).

En los peces, los gametos ovulo (hembra) y espermatozoide (macho) se localizan dentro de las gónadas. Las gónadas de hembras se llaman “ovarios” y las gónadas de machos “testículos” (Espinoza y Miralles, 1988) (Fig.1, 2, y 3).

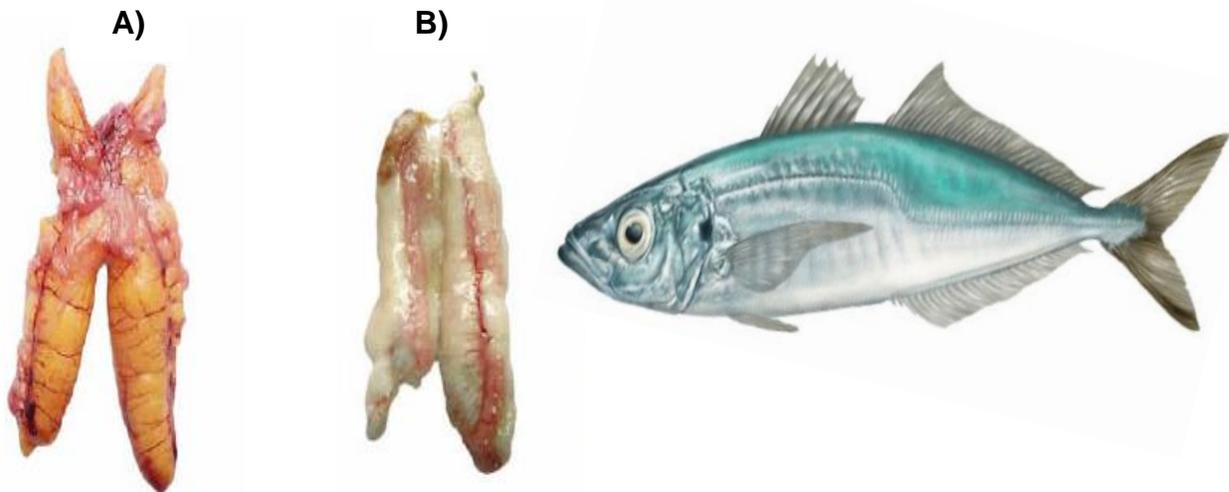


Figura 1. Órganos sexuales de *Trachurus murphyi*; A) Gónadas de hembra, B) Gónadas de macho.

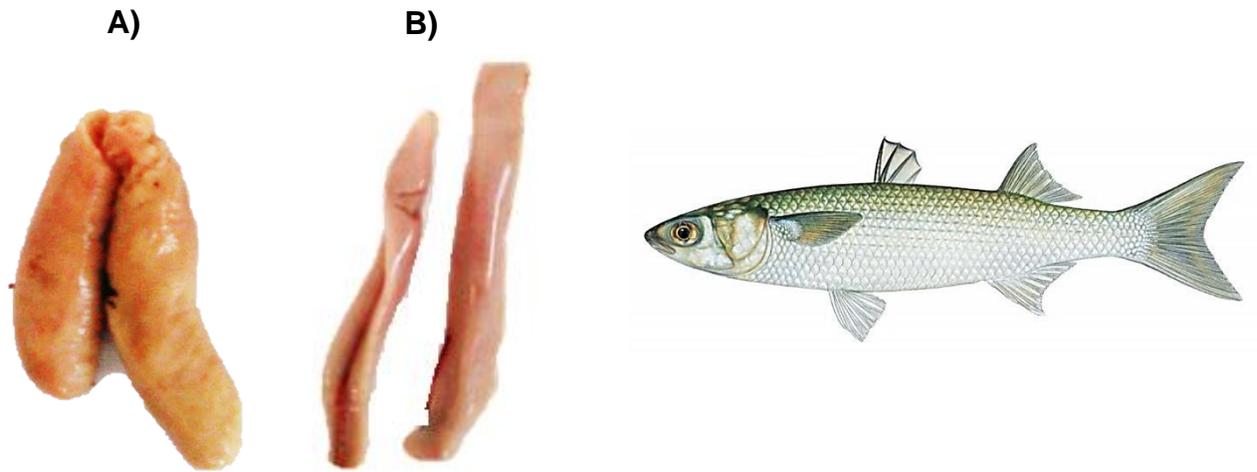


Figura 2. Órganos sexuales de *Mugil cephalus*; A) Gónadas de hembra, B) Gónadas de macho.

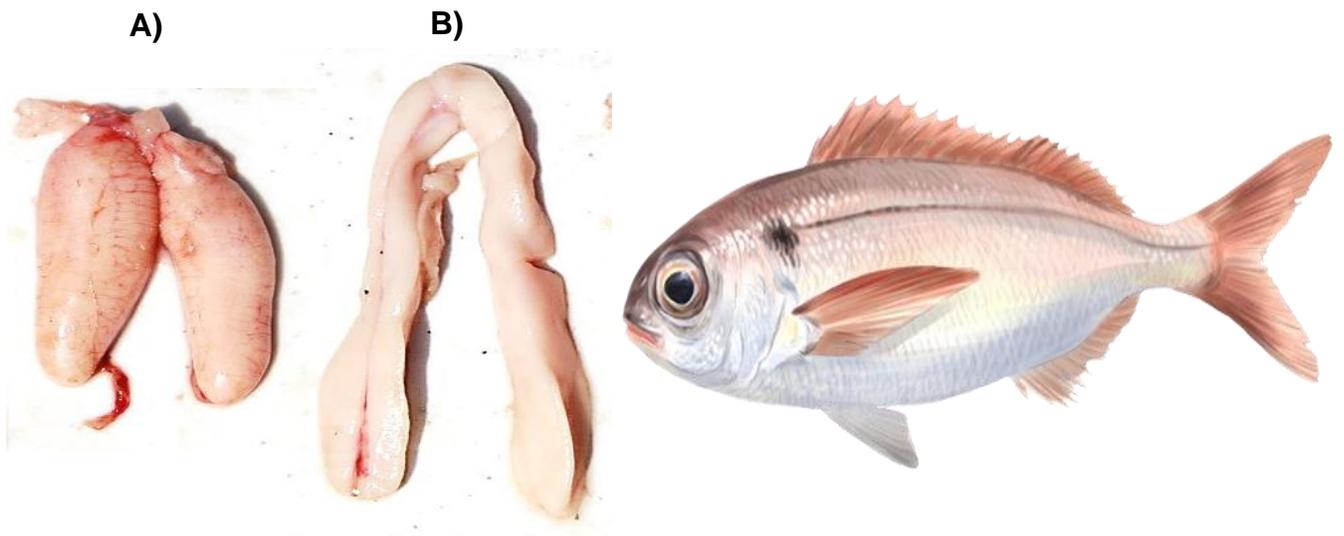


Figura 3. Órganos sexuales de *Pagellus bogaraveo*; A) Gónadas de hembra, B) Gónadas de macho.

Reproducción asexual

La reproducción asexual la realiza un solo progenitor, dando origen a nuevos individuos, ya sea por división celular (mitosis) o separación de una parte del cuerpo del progenitor. En este tipo de reproducción se genera un mayor número de descendientes en poco tiempo y la progenie presenta características idénticas al progenitor (Fried, 1990).

Así mismo se pueden encontrar distintas formas de reproducción asexual, tales como:

- a) Bipartición: es el tipo de reproducción asexual que inicia con la duplicación del ADN seguido de la división del citoplasma, dando lugar a dos células hijas. Ocurre en organismos unicelulares como arqueas, bacterias, algas unicelulares y protozoos (Bruce, 2004) (Fig. 4).



Figura 4. Morfología de las cianobacterias *Volvox carteri*.

- b) Gemación: Es el tipo de reproducción asexual que da origen a un organismo a partir de un brote o yema, que se desprende del progenitor (Fig. 5).

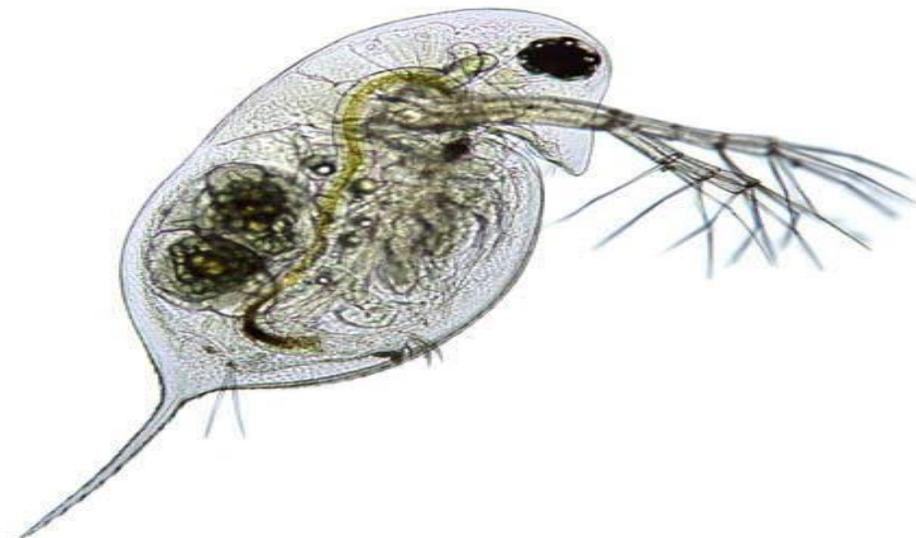


Figura 5. Morfología de *Daphnia magna*.

- c) Fragmentación y regeneración: es el tipo de reproducción asexual, donde el organismo tiene la capacidad de dividirse en dos o más fragmentos y cada uno de ellos se convierte en un individuo completo (Delgado, 2012) (Fig. 6).

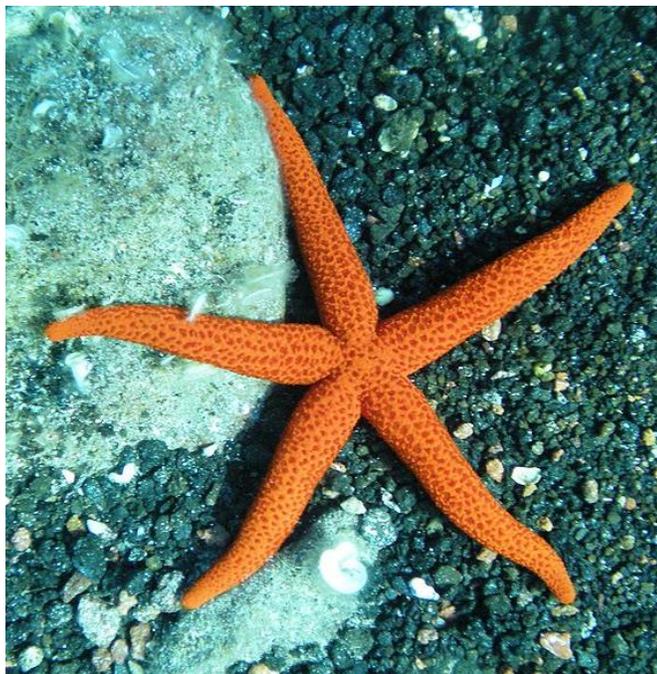


Figura 6. Morfología de *Echinaster sepositus*.

- d) Esporulación: es el tipo de reproducción asexual, donde la célula progenitora divide primero su núcleo y después el citoplasma en varias células pequeñas llamadas esporas (Solomon, 2001) (Fig. 7).



Figura 7. Morfología de *Rhodactis mushrooms*.

OBJETIVO GENERAL

Examinar los diferentes tipos de reproducción asexual y sexual mediante la observación microscópica.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- 1.- Identificar la morfología reproductiva en organismos asexuales y sexuales.
- 2.- Comparar los tiempos del periodo reproductivo entre organismos que se reproducen de forma asexual y sexual.

MATERIALES

- 1 agitador
- 1 cuchara
- 1 encendedor
- 1 estereoscopio
- 1 gotero
- 1 mechero de alcohol
- 1 microscopio
- 1 cronometro
- 1 tripoide
- 1 tela de asbesto
- 100 ml de agua destilada
- 2 cajas Petri
- 2 vasos de precipitados de 100 ml
- 20 gr de azúcar
- 20 gr de levadura de pan
- Azul de metileno
- Guantes de látex
- Hisopos
- Muestra de pan o de tortilla almacenado (incubar previamente por tres días a 30 °C)
- Porta objetos y cubreobjetos

PROCEDIMIENTO

1.- REPRODUCCIÓN ASEXUAL

A) Gemación

1. En un vaso de precipitado de 100 ml coloca 50 ml de agua y agrega una pizca de levadura, agitando hasta obtener una solución uniforme.
2. Con la ayuda de un gotero deja caer una gota de la solución de levadura al centro de un portaobjeto limpio.
3. Coloca sobre tu muestra un cubreobjetos que impida la formación de burbujas.
4. Observa la muestra con levaduras en el microscopio óptico usando el objetivo 10 X y 40 X.
5. Anota tus observaciones y realiza un registro de fotos.

6. Ahora, coloca la tela de asbesto en el tripoide y prende el mechero de alcohol con ayuda del encendedor.
7. Agrega una cucharada o 15 gr azúcar a la solución de la levadura que preparaste, agita gradualmente, y coloca el vaso de precipitado sobre la tela de asbesto, calienta durante 10 segundos, retira el mechero y espera 5 minutos.
8. Con la ayuda de un gotero deja caer una gota de la solución de levadura al centro de un portaobjeto limpio.
9. Coloca sobre tu muestra un cubreobjetos que impida la formación de burbujas.
10. Observa la muestra con levaduras en el microscopio óptico usando el objetivo 10 X y 40 X.
11. Anota tus observaciones y realiza un registro de fotos.
12. En un portaobjeto limpio, deposita una gota de la solución de levadura y sobre ella coloca una gota de azul de metileno, deja reposar 1 minuto.
13. Coloca sobre tu muestra un cubreobjetos que impida la formación de burbujas.
14. Observa la muestra con levaduras en el microscopio óptico usando el objetivo 10 X y 40 X.
15. Anota tus observaciones y realiza un registro de fotos.
16. Identifica las células de la levadura con sus gemas y las células hijas adheridas a las madres y distingue el núcleo de las células.

B) Esporulación

1. Toma una muestra de pan o de tortilla (incubada por tres días a 30 °C) de 5x5 cm y colócala en el estereoscopio. Enfoca las partes verdes, naranjas o negras y observa la morfología del hongo.
2. Anota tus observaciones y realiza un registro de fotos.

3. En un portaobjetos coloca al centro dos gotas de agua, y con la ayuda de un hisopo raspa la superficie de la tortilla con hongo, mezclándolo sobre las gotas de agua y coloca el cubreobjetos.
4. Observa la muestra con esporas en el microscopio óptico usando el objetivo 10 X y 40 X.
5. Anota tus observaciones y realiza un registro de fotos.

2.- REPRODUCCIÓN SEXUAL

Investiga 5 especies acuáticas que presenten reproducción sexual y completa la Tabla 3 con la información que se pide. Para el reporte de práctica incluye una fotografía de las 10 especies,

Tabla 3.- Descripción del periodo de reproducción de organismos acuáticos.

Especies	Madurez Sexual	Periodo De Gestación
Tilapia (<i>Oreochromis niloticus</i>)	Machos (4-6 meses) Hembras (3-5 meses)	7-14 días
Jaiba azul (<i>Callinectes sapidus</i>)	1 año (talla de 7-8 cm)	12 meses
Delfín gris (<i>Grampus griseus</i>)	5 a 8 años	11 o 12 meses
Tortuga golfina (<i>Lepidochelys olivacea</i>)	15 años aprox.	3 meses
Tiburón toro (<i>Carcharhinus leucas</i>)	Machos (6 a 7 años) Hembras (9 a 10 años)	8 o 9 meses

CUESTIONARIO

1. ¿A qué se atribuye las diferencias en los tiempos reproductivos entre las especies?
2. Realiza una tabla que enmarque las diferencias en la reproducción sexual y asexual.
3. Menciona y describe 5 ejemplos de organismos acuáticos que realicen reproducción sexual y 5 organismos para reproducción asexual, y detalla las particularidades de la reproducción de cada organismo.
4. La reproducción sexual de los animales se lleva a cabo en tres fases menciónalas.
5. ¿Cuáles son las características de la reproducción sexual en mamíferos marinos?

REFERENCIAS

- Bruce, A. 2004. Biología molecular de la célula (4ta edición). Ediciones Omega. ISBN 978-84-282-1351-6.
- Cifuentes, J.L., Torres-García, M. P., y Modrangon, M.F. 1997. El océano y sus recursos VII, flujos de energía en el mar: reproducción y migración. Segunda edición (la ciencia para todos). ISBN 968-16-5245-2.
- Delgado, E. 2012. curso de biología animal CIO I. Universidad de la república oriental del Uruguay.
- Espinoza, F., y Miralles, K. 1988. curso de biología. orientación universitaria. alambra, México, 370 Pag.
- Fried, H. G. 1990. Biología. McGraw-Hill, México, 470 Pag.
- Jordana, R., y Herrera, L. 1974. reproducción sexual en animales. 1: 409-434 Pag.
- Solomon, E. P. 2001. Biología. Quinta Edición, McGraw-Hill Interamericana, México.

PRÁCTICA 2

ANATOMÍA Y BIOMETRÍA EN PECES

INTRODUCCIÓN

Los peces conforman un grupo muy variado que se caracteriza porque su cuerpo está compuesto de vertebras, branquias y aletas. En la actualidad existen alrededor de 24,600 especies de peces (Chavacán y Castro, 2013). Por ende es importante conocer la morfología de los peces, con esta información podremos saber más sobre su biología, hábitad y comportamiento reproductivo. A continuación se presenta las estructuras más importantes en la anatomía de un pez.

Forma del cuerpo

Los peces se caracterizan por tener el cuerpo hidrodinámico y recubierto generalmente de escamas protectoras. También están provistos de aletas que les sirven para nadar y ejecutar otros movimientos. El cuerpo de los peces tiene una gran variedad de formas en función del hábitat. Pueden ser agrupados en cuatro grandes grupos (Hickman, 2006) (Fig. 1):

- A) Cuerpo fusiforme: forma hidrodinámica, como de proyectil, para nadar a gran velocidad. Ejemplo: el espetón, la sardina y el atún.
- B) Cuerpo deprimido dorsal y ventralmente: aplanados de la parte dorsal a la ventral. Viven encima del sustrato. Ejemplo: rape, raya y torpedo.
- C) Cuerpo comprimido lateralmente: aplanados de lado a lado. Ejemplo: pez de San Pedro, pez mariposa de hocico largo, pez cirujano y el lenguado.
- D) Cuerpo alargado o serpentiforme: alargados, cilíndricos y serpentiformes. Ejemplo: congrio, morena, anguila y la aguja de mar.

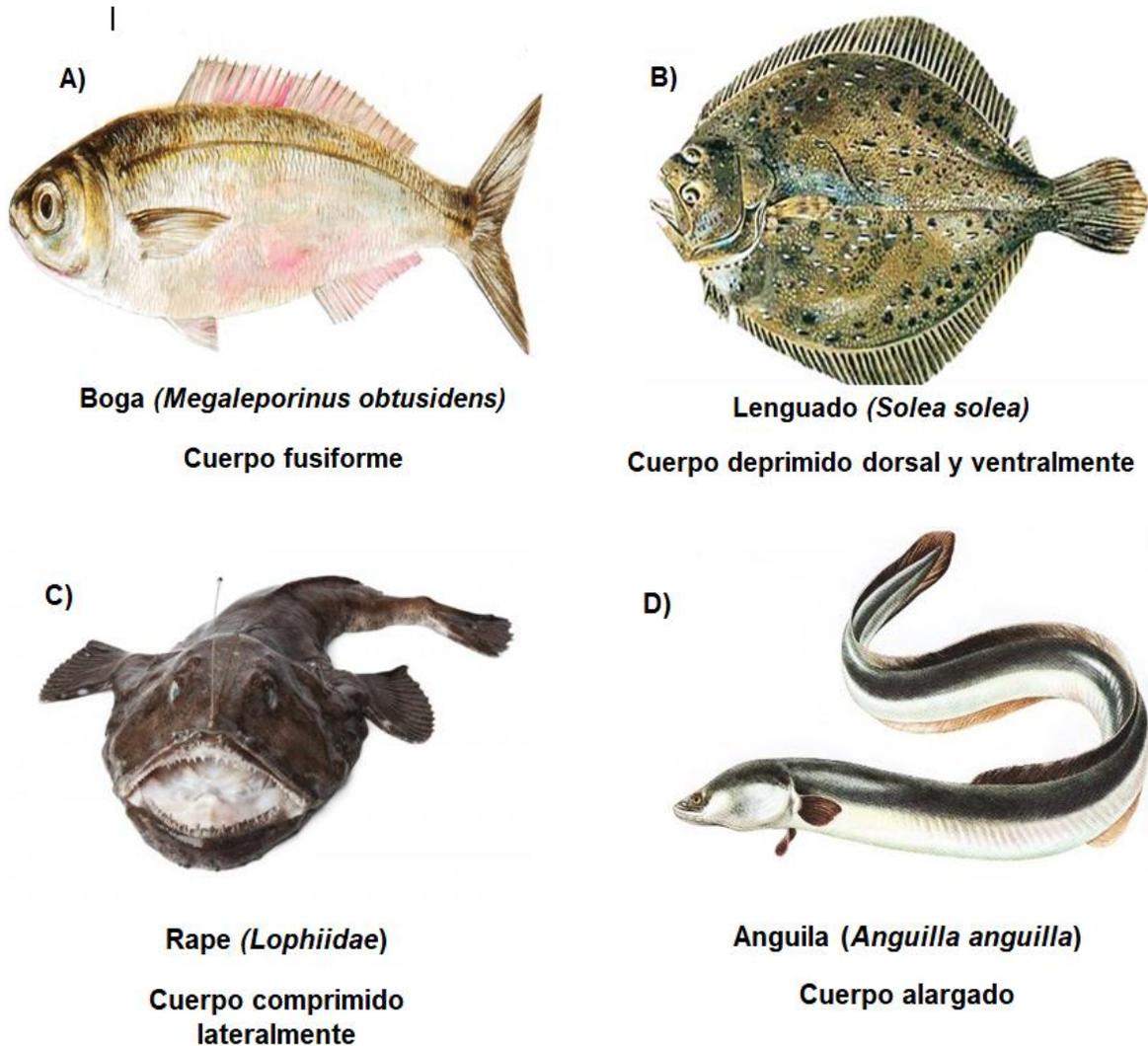


Figura 1. Diversidad morfológica en peces.

Anatomía externa de un pez teleósteo fusiforme

La anatomía del cuerpo de los peces se dividen en tres regiones (Fig. 2): cabeza, tronco y cola. La cabeza se ocupa hasta el margen caudal de lo que cubre las branquias u opérculo. El tronco está situado desde la cabeza al punto más caudal de la cavidad peritoneal, el cual en muchos peces fusiformes está indicado externamente por las aberturas urogenital y anal. La cola comienza en este punto y se extiende caudalmente (Hickman *et al.*, 2009).

El término fusiforme se refiere a la forma global en donde la cabeza es más pequeña que el tronco, con una disminución gradual de tamaño desde la boca hasta el punto detrás de las aletas pélvicas o ventrales que usualmente son el punto más bajo de los peces. Desde éste punto el cuerpo disminuye gradualmente otra vez hasta el final de pedúnculo caudal (Teisaire *et al.*, 2010).

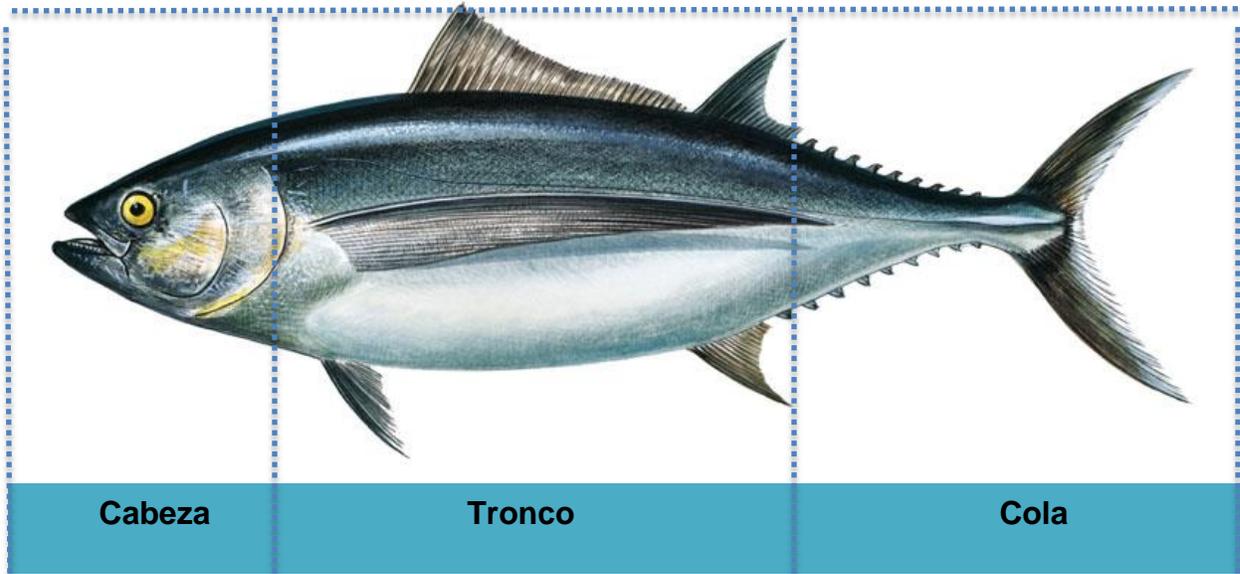


Figura 2. Anatomía externa de un pez.

Escamas

Las escamas son pequeñas placas imbricadas o yuxtapuestas, que forman parte de la piel de animales vertebrados gnathostomados, como los peces, los réptiles y las aves (Cano *et al.*, 2000). En general se presentan en un gran número recubriendo la piel y otorgando protección, aunque a veces puedan tener otras funciones.

La gran mayoría de los peces óseos tienen el cuerpo recubierto de escamas de origen dérmico, pero algunas especies las sustituyen por placas o espinas (el pez globo o el esturión), y hay otras que presentan la piel desnuda y pegajosa, desprovista de escamas (la babosa). Las escamas actúan a modo de armadura protectora. Están recubiertas de una sustancia secretada por la piel que ayuda a

proteger el pez contra las enfermedades y los parásitos, y mejora su desplazamiento. Las escamas crecen juntamente con el pez y de forma similar a los anillos de los árboles, por lo tanto, podemos conocer la edad de los peces a partir de los anillos de las escamas (Chavacán y Castro, 2013).

Los peces teleósteos presentan escamas cicloideas, redondeadas y con el margen liso, o escamas ctenoideas, cuadradas y con el margen dentado (Fig. 3). La mayor parte de los peces cartilagosos tienen el cuerpo recubierto de estructuras exoesqueléticas, llamadas dentículos dérmicos o escamas placoideas. Otros no tienen escamas, como es el caso de los torpedos, las pastinacas y las águilas marinas (Miranda y Escala, 2002).

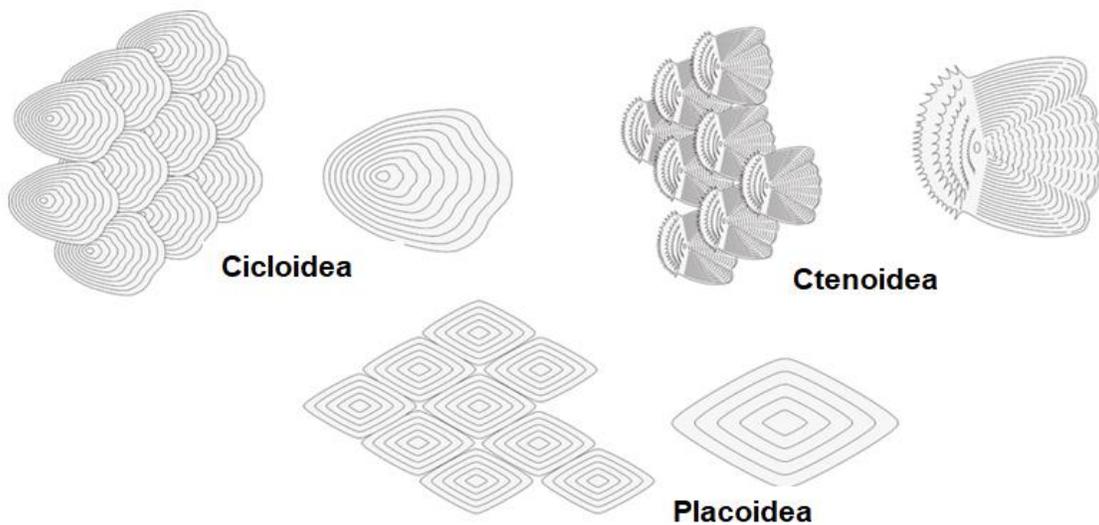


Figura 3. Tipo de escamas en peces.

Aletas

Las aletas de los peces son esenciales para su desplazamiento, supervivencia y en algunas especies para la reproducción. El número y tipo de aletas varían según las especies, y podemos encontrar diferentes tipos:

- Aletas pectorales: son dos aletas situadas una a cada lado del cuerpo (corresponden a los miembros delanteros de los cuadrúpedos), utilizadas para mantener el equilibrio hidrostático, para la propulsión, como timón de posición y para frenar.
- Aletas ventrales o pélvicas: son un par de aletas situadas en la parte ventral del cuerpo (corresponden a los miembros traseros de los cuadrúpedos) que sirven para la estabilización y el freno. Pueden estar modificadas para poder sujetarse a las rocas ventosas o pseudoventosas y para arrastrarse por el fondo (Chirichigno, 1998).
- Aleta dorsal: es una aleta que permite al pez estabilizarse y realizar cambios rápidos de dirección. En muchos casos es defensiva y está provista de espinas venenosas. Muchos peces tienen dos: la primera es generalmente larga y espinosa, y la segunda es más pequeña y suave. Puede presentar modificaciones para la protección, para la atracción de presas (el rape) o para agarrarse a otros animales marinos (la rémora). Y algunas especies la aleta dorsal está dividida en tres partes, y esta última sección generalmente se le conoce como aleta "adiposa" (Devizenci, 1992).
- Aleta anal: estabiliza el pez y lo ayuda a girar. Está situada en la parte ventral, cerca del ano. Pueden ser alargadas o estar modificadas para la reproducción o para la construcción de nidos. En los poecilidos la aleta se transforma en un órgano de intromisión (gonopodio).
- Aleta caudal o cola: la aleta más potente, en lo relacionado para las altas velocidades y les ayuda en la propulsión. Su forma es indicadora del comportamiento natatorio del pez y del hábitat (Fig. 4).

Las aletas pueden ser pares o impares. Algunas o todas las aletas pares pueden estar ausentes, siendo las pectorales las más persistentes. El sitio de implantación de las aletas pares, varían dependiendo la especie, estando las ventrales del tiburón en el abdomen, las de la corvina en el tórax, mientras que las del pez sapo se encuentra debajo de la garganta (Ruiz, 1995).

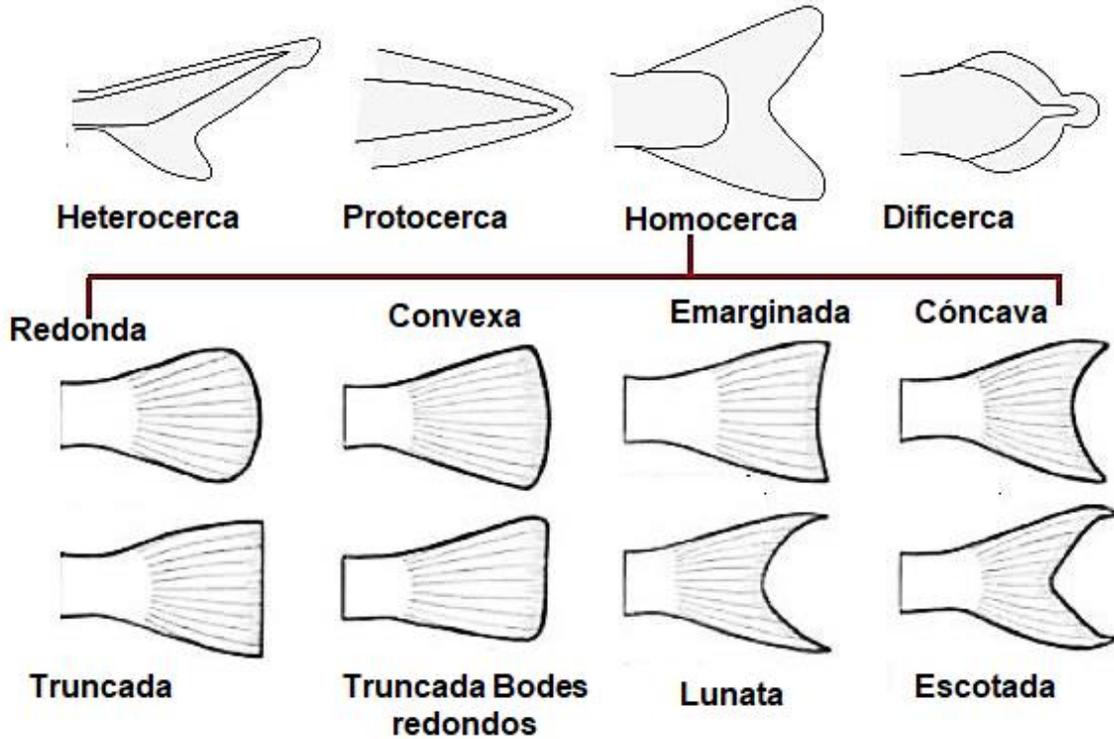


Figura 4. Tipo de aletas caudales de peces.

Sistema digestivo

El sistema digestivo se inicia en la boca. Los dientes están más desarrollados en los peces carnívoros, y se utilizan para capturar alimentos y no necesariamente para masticarlos. Los peces predadores tienen una boca grande en posición terminal. En la boca no existen glándulas salivales, sino glándulas mucosas. El sistema continúa con la faringe. Esta funciona como un filtro que evita el paso de partículas de agua a los filamentos branquiales (Arap, 2011) (Fig. 5, 6 y 7).

El esófago es muy elástico, secreta una sustancia viscosa para que el bolo alimenticio avance hacia el estómago. Ya en el estómago es desmenuzado por acción de los ácidos y las enzimas (Teisaire, 2010).

El estómago es diferente según la especie, por ejemplo, en los carnívoros es amplio y con paredes distensibles. Otros órganos alrededor del estómago ayudan

a la digestión, como el ciego pilórico que tiene una función absorbente y de neutralización de la acidez. En algunas especies el páncreas se encuentra disperso en el hígado, formando el hepatopáncreas. El intestino, corto en los carnívoros y largo en las especies filtradoras, contiene enzimas que desdoblan las grasas, proteínas y azúcares que atraviesan la pared intestinal e ingresan al hígado. Finalmente, el resto de los alimentos, como pedazos de caracoles, crustáceos o fibras, son evacuados junto con las heces (Cano, 2000).

Cada órgano tiene una función específica. El hígado, blando, de color pardo rojizo, interviene en distintos procesos metabólicos; la vesícula biliar emulsiona las grasas; el riñón es el principal filtro del organismo: elimina el agua y excreta casi todo el nitrógeno en forma de amoníaco, solo una parte sale en forma de urea (Arap, 2011).

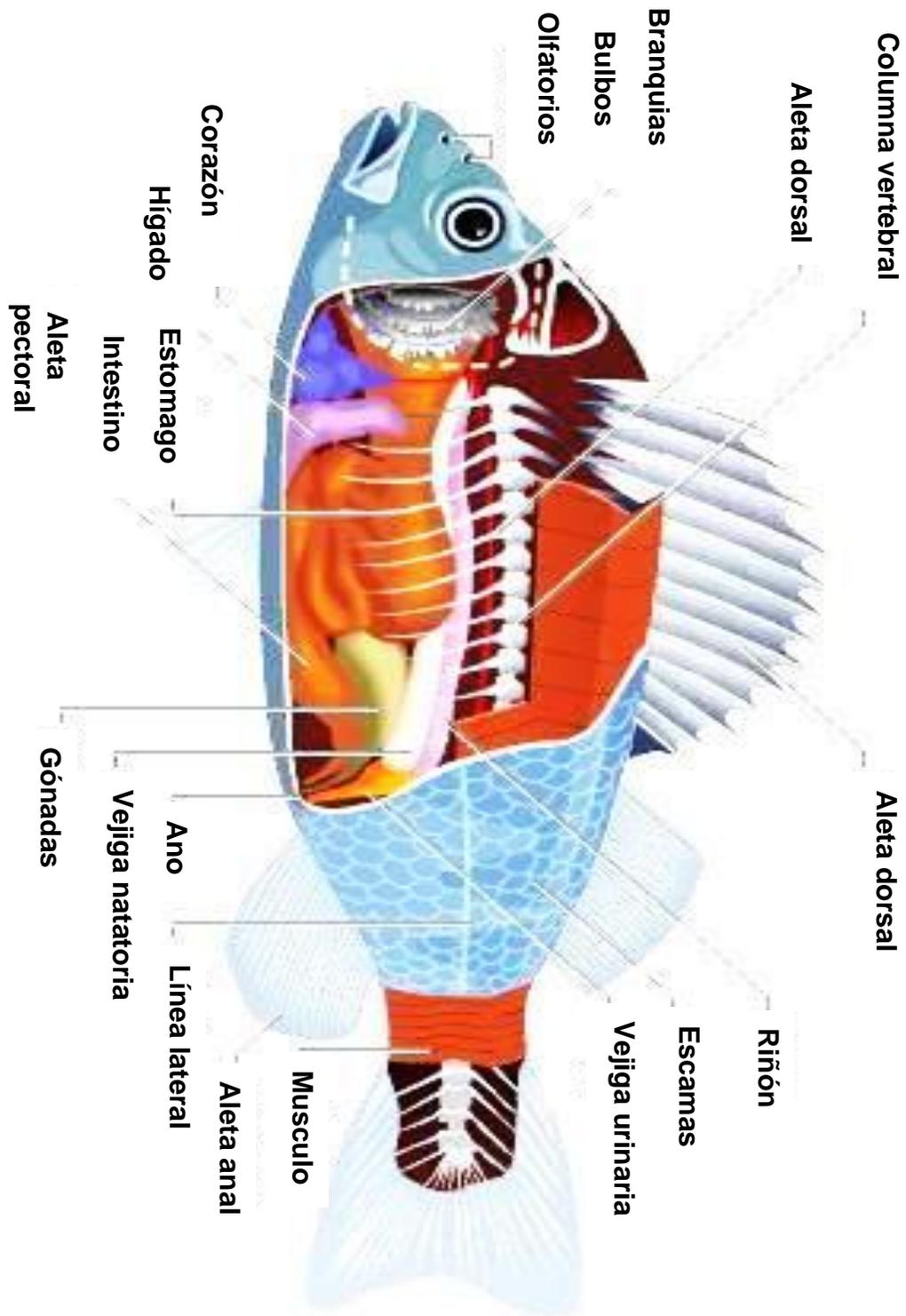


Figura 5. Sistema interno de un pez óseo.

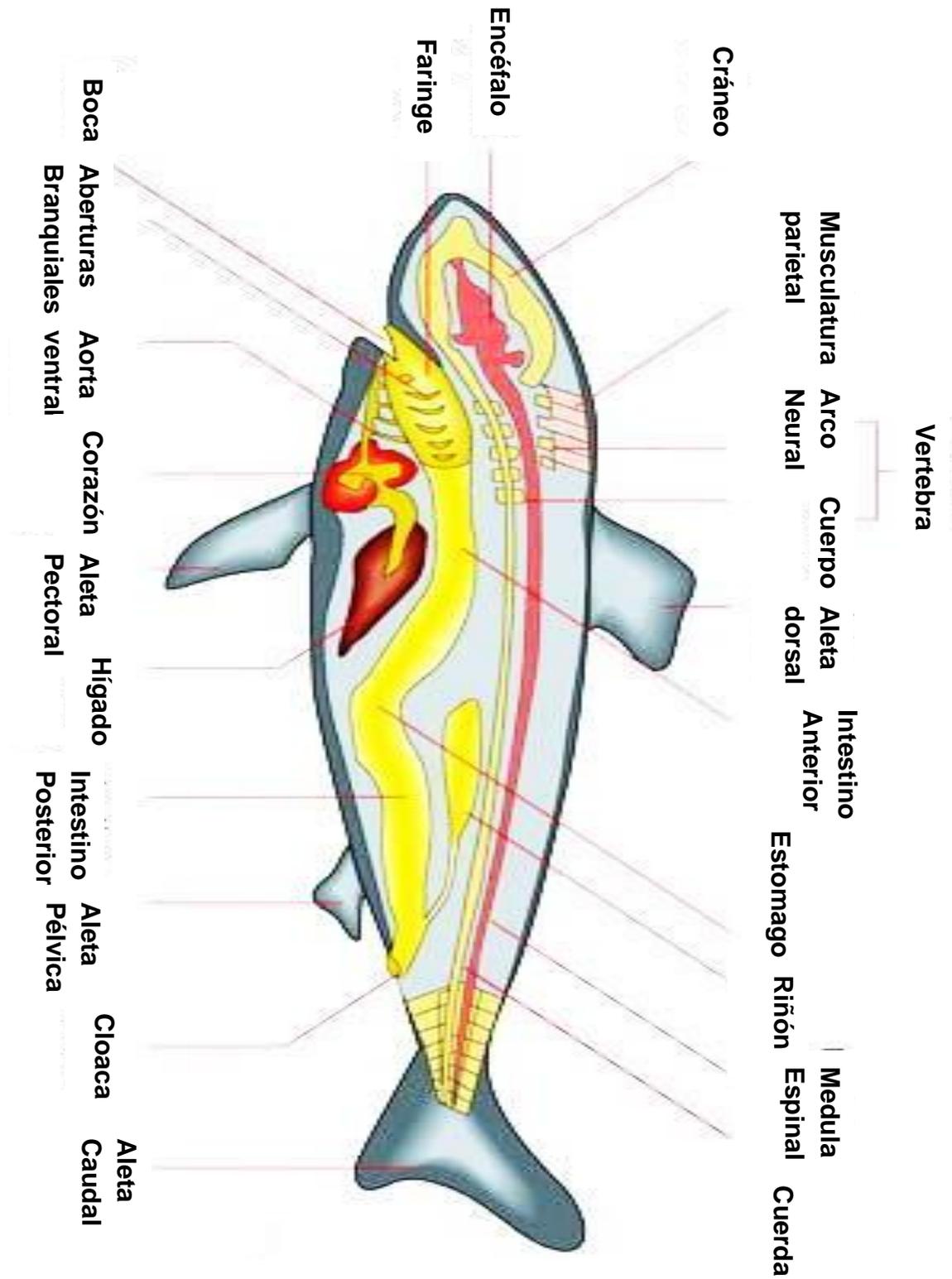
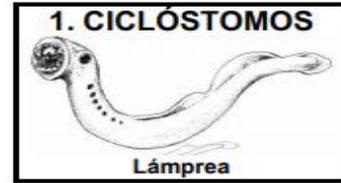
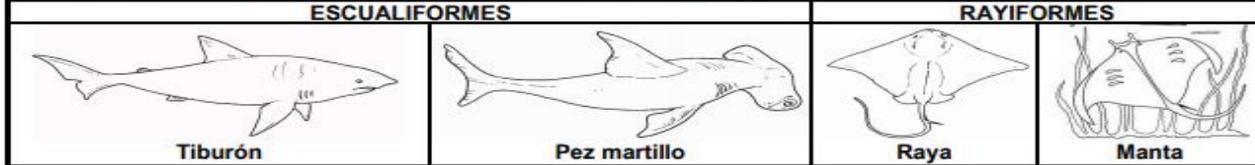


Figura 6. Sistema interno de un pez cartilaginoso.

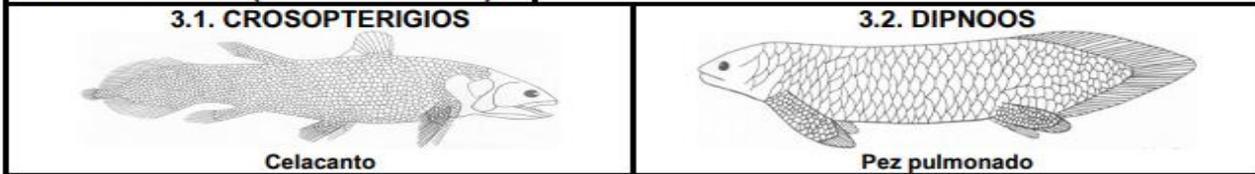
CLASIFICACIÓN DE LOS PECES



2. CONDRICTIOS (PECES CARTILAGIONOSOS)



3. OSTEICTIOS (PECES ÓSEOS)



3.3. ACTINOPTERÍGIOS

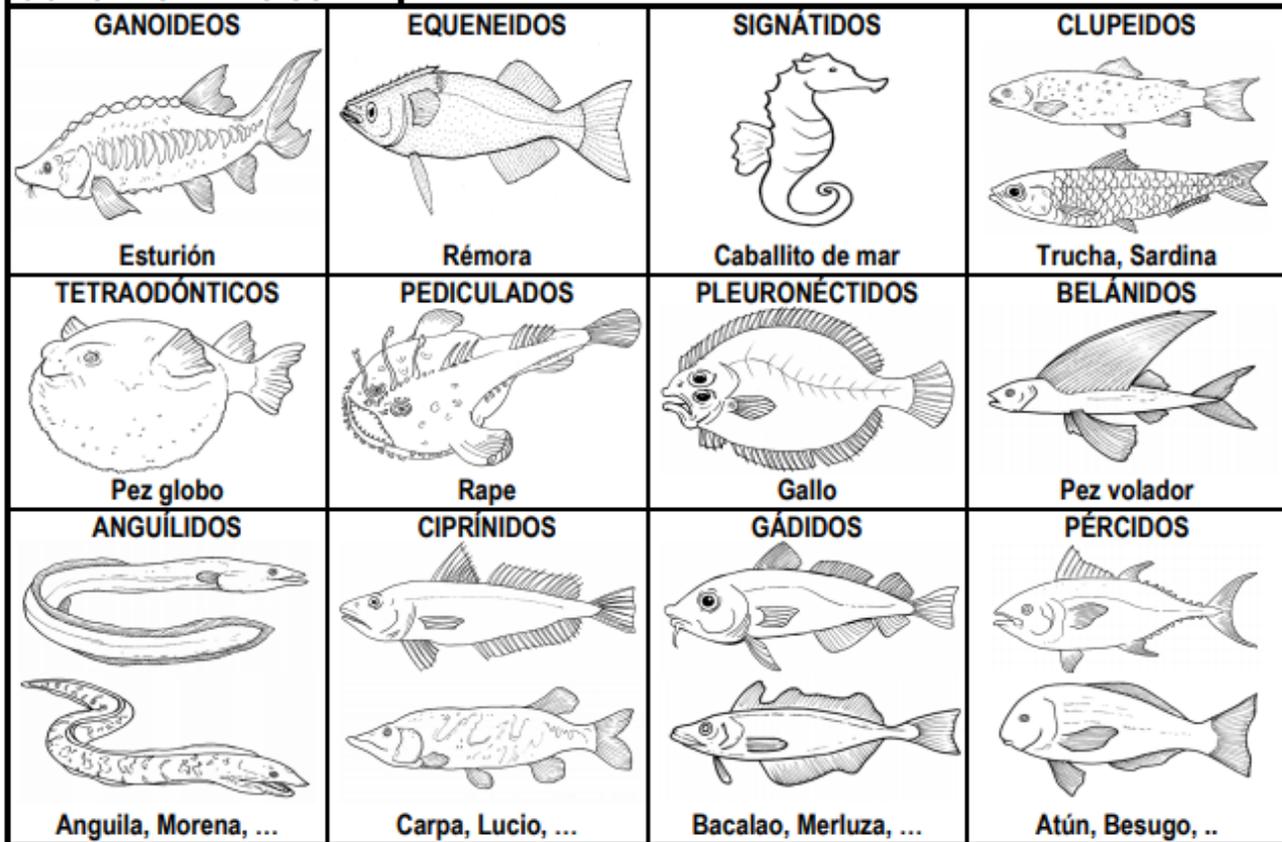


Figura 7. Clasificación de peces.

OBJETIVO GENERAL

Reconocer y registrar las características anatómicas generales de los principales grupos de peces.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

1. Reconocer las características morfológicas generales y específicas en peces.
2. Aprender a registrar las medidas biométricas en peces.
3. Ubicar taxonómicamente a los especímenes en base a guías especializadas.

MATERIALES

- 1 Charola
- 1 Estereoscopio
- 1 Estuche de disección
- 1 Ictiómetro
- 1 Microscopio
- 5 Ejemplares de especies de peces
- Balanza digital
- Cubre bocas
- Guantes de látex
- Portaobjetos y cubreobjetos
- Guías especializadas para la identificación de los peces.

PROCEDIMIENTO

a) Examinar la anatomía externa del ejemplar

1. Colocar en las charolas al pez y observar las características que cada uno de ellos presenta (tamaño, color, aletas, ojos, etc.).
2. Con la ayuda de las guías especializadas para la identificación taxonómica, identifica a nivel de especies a los 5 organismos.

3. Para cada ejemplar, determinar los parámetros de medición básicos (longitud total, patrón y peso) con el Ictiómetro y la balanza digital.
4. Anota tus observaciones y realiza un registro de fotos.

b) Examinar la anatomía interna del ejemplar

1. Realizar un corte ventro-dorsal desde el borde caudal del ano hasta el techo de la cavidad celómica continuando hacia craneal hasta el borde apical del opérculo.
2. Identificar la posición de los órganos internos con la ayuda de la Fig. 5 y 6.
3. Identificar si el organismo es macho o hembra con la visualización de las gónadas.
4. Corta la inserción del opérculo.
5. Identificar la posición que ocupa cada órgano.
6. Pesar, medir y registrar los datos biométricos de la hoja 1 y hoja 2.
7. Anota tus observaciones y realiza un registro de fotos.

▪ **HOJA 1: REGISTRO DE BIOMETRIAS**

Nombre común y científico	Longitud total (LT)	Longitud patrón (LP)	Sexo	Peso total (PT)	Peso eviscerado (PE)
Organismo 1					
Organismo 2					
Organismo 3					
Organismo 4					
Organismo 5					

▪ **HOJA 2: REGISTRO DE BIOMETRÍA ORGANOS INTERNOS**

Nombre común y científico del organismo #1:			
Órganos	Peso	Longitud	Características
Estomago			
Hígado			
Gónada			
Nombre común y científico del organismo #2:			
Órganos	Peso	Longitud	Características
Estomago			
Hígado			
Gónada			
Nombre común y científico del organismo #3:			
Órganos	Peso	Longitud	Características
Estomago			
Hígado			
Gónada			
Nombre común y científico del organismo #4:			
Órganos	Peso	Longitud	Características
Estomago			
Hígado			
Gónada			
Nombre común y científico del organismo #5:			
Órganos	Peso	Longitud	Características
Estomago			
Hígado			
Gónada			

CUESTIONARIO

1. Presenta una descripción detallada con los datos de los ejemplares observados, que incluya fotografías.
2. Elabora una lista de los peces identificados, el diagnóstico respectivo a cada uno de ellos y esquematiza las estructuras observadas.
3. ¿Por qué es importante realizar biometrías en peces, qué tipo de estudios podemos realizar con esta información biométrica?
4. Cuáles son las estructuras que se encuentran ausentes en los peces cartilagosos a comparación de los peces óseos?
5. ¿Qué características morfológicas permiten reconocer en vivo a los peces óseos y cartilagosos?

REFERENCIAS

- Arap. 2011. Guía de peces para la identificación de especies comerciales. dirección de investigación y desarrollo. documento técnico de pesca. Ciudad De Panamá, Panamá. 93 Pag.
- Cano, F., Ayala, M.D., y Lopez, O. 2000. morfología externa típica de un pez teleosteo. anatomía veterinaria, facultad de veterinaria, universidad de murcia. área de anatomía veterinaria departamento de anatomía y anatomía patológica. Murcia.
- Hickman, C., Roberts, L., Keen, S., L'Anson, H., y Larson, A. 2009. principios integrales en zoología. decimocuarta edición. Mcgraw-Hill Interamericana. Madrid.
- Teisaire, E. S., Nieto, O. L., Roldán, I. A., Ulloa Kreisel, Z., López Aragón, M., y Moreno, A. 2010. Guía de trabajos prácticos de Anatomía comparada de vertebrados. 7. Órganos respiratorios. Reduca (Biología), 3 (6): 66-72 Pag.
- Chavacán, A., y Castro, L.A. 2013. Manual de la asignatura práctica de medicina y zootecnia acuícola universidad nacional autónoma de México facultad de medicina veterinaria y zootecnia.

PRÁCTICA 3

DETERMINACIÓN DE SEXO Y DIMORFISMO SEXUAL EN PECES

INTRODUCCIÓN

A diferencia de mamíferos terrestres, en organismos acuáticos diferenciar entre hembras y machos puede llegar a ser complicado si no se conocen las características morfológicas de las especies. En algunas especies presentan características como la coloración, tamaño, u alguna característica anatómica que nos permiten diferenciar entre hembras y machos (dimorfismo sexual) y en otras especies no existen diferencias externas entre hembras y machos (sin dimorfismo Sexual) (Perier y Giacomo, 2002). En el caso de no presentar dimorfismo sexual, se puede establecer el sexo a través de una disección y extracción de las gónadas (órganos reproductores), en hembras las gónadas son color amarillo o rosáceas y en machos de color blancuzco.

El dimorfismo sexual se presenta en peces cuando podemos diferenciar entre machos y hembras a partir de alguna característica anatómica externa, como la longitud corporal (Torres, 1991). Darwin en 1871 describió por primera vez esta diferencia en la longitud del cuerpo y lo llamó dimorfismo sexual en tamaño (DTS). En varias especies de peces los machos suelen ser más grandes que las hembras (DST sesgado hacia machos), aunque otras ocasiones las hembras tienen mayor volumen en biomasa (DST sesgado hacia hembras) (Alvarado, 2010). Uno de las especies más conocidas por dimorfismo sexual es el pez cíclido *Lamprologus callipterus*, donde los machos alcanzan un peso doce veces mayor al de las hembras, o caso contrario como el pulpo manta (*Tremoctopus violaceus*) en el que las hembras llegan a pesar hasta 40,000 veces más que los machos (Serrano, 2008).

OBJETIVO GENERAL

Analizar las principales características y/o diferencias anatómicas externas e internas entre hembras y machos.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

1. Identificar las características anatómicas externas e internas de los peces y clasificarlos como machos o hembras.
2. Determinar las características dimórficas sexuales que presenten los peces de estudio.

MATERIALES

- 1 Balanza digital
- 1 Charola de disección
- 1 Estuche de disección
- 1 Ictiómetro
- 5 Ejemplares de peces hembras y 5 machos
- Alcohol al 90 %
- Guantes de látex

PROCEDIMIENTO

1. En la charola coloca a los ejemplares de peces y evalúa cada una de sus características externas (tamaño, color, cabeza, poros urogenitales, aletas, ojos, etc.).
2. Con el Ictiómetro y la balanza digital determina los parámetros de medición (longitud total, longitud patrón, peso).
3. Anota tus observaciones con un registro de fotos y determina si se presentó dimorfismo sexual en la especie, establece el sexo.

4. Realizar un corte ventro-dorsal desde el borde caudal del ano hasta el techo de la cavidad celómica utilizando herramientas del estuche de disección y extrae cuidadosamente las gónadas.
5. Observa las gónadas para determinar el sexo de cada organismo.
6. Obtén y registra el peso de cada gónada.
7. Fija las gónadas con formol al 4% y consévalas en etanol al 90%.

CUESTIONARIO

1. ¿Pudo determinar el sexo de cada ejemplar?
2. ¿Qué características presentaban los organismos para determinar su sexo?
3. En el proceso de disección y observación de gónadas, se logró corroborar el sexo de los organismos estudiados?
4. Realizar un listado de al menos 5 especies de peces, moluscos y bivalvos que presenten dimorfismo sexual.
5. En base a la práctica realizada, ¿las especies estudiadas presentan un dimorfismo sexual muy marcado? ¿por qué?

REFERENCIAS

- Alvarado, A. 2010. Cambio de sexo en algunas especies animales. Revista Digital Universitaria 8:11-22 Pag.
- Perier, R. M., y Giacomo, E. 2002. distribución, abundancia y reproducción de *Paralichthys isosceles*, *P. patagonicus* y *Xistreuris rasile* (pleuronectiformes: bothidae) en aguas patagónicas, argentina. ibmp - serie publicaciones. 1:32-39 Pag.
- Serrano, M. A. 2008. T. sexual selection, sexual size dimorphism and rensch's rule in odonata. Universidad Nacional Autónoma De México. 11 july.
- Torres, B. R. 1991. Los peces de México, México, AGT editor. 235 Pag.

PRÁCTICA 4

CARACTERES SEXUALES PRIMARIOS

INTRODUCCIÓN

Los caracteres sexuales primarios son los gametos o células sexuales, es decir, óvulos y espermatozoides que se encuentran en las gónadas de los peces (Fig. 1). Por lo tanto, cuando un pez comienza con la secreción de ovocitos (hembras) y espermatozoides (machos), se puede decir que el pez se encuentra en reproducción (Huaquín *et al.*, 2002).

Las gónadas son los órganos sexuales que se desarrollan durante la etapa juvenil y se diferencian en la etapa adulta de los peces. Al llegar a la etapa adulta los peces tienen un sexo definido y a partir de esta etapa podemos conocer el sexo del pez (Carrillo y Rodríguez, 2001).

Cabe mencionar que también existen los caracteres sexuales somáticos primarios que son los órganos sujetos directamente a la función reproductora, es decir: al transporte de los gametos (espermiductos u oviductos), al acoplamiento y a la gestación (Huaquín *et al.*, 2002).

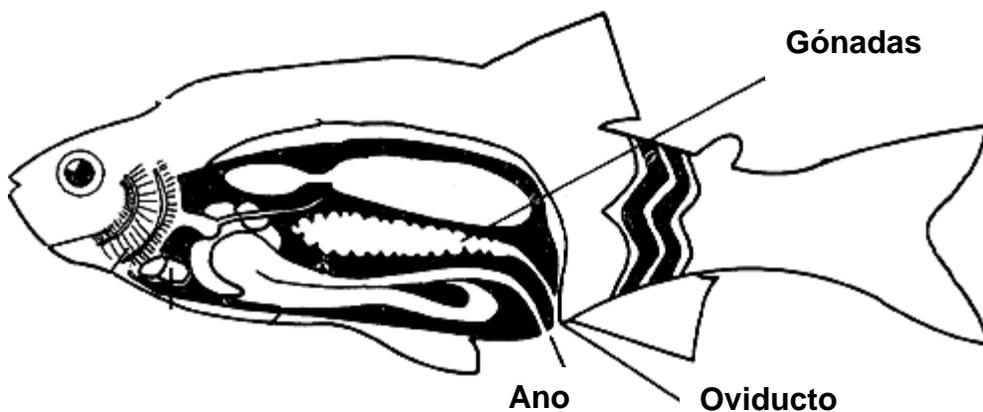


Figura 1. Ubicación de órganos sexuales de un pez cíclido.

Las estructuras que conforman el aparato urogenital de los peces teleósteos son:

Testículo: Se refiere a un órgano par, largo y unido a la pared dorsal de la cavidad celómica por el mesorquio, de coloración blancuzco-grisáceo. Que es cubierto por la túnica albugínea. El conducto deferente se localiza dorsalmente y se abre al exterior terminando en la cloaca en la papila urogenital (Huaquín *et al.*, 2002).

Existen dos tipos de estructura de los testículos en peces que se describen mediante la función de desarrollo del tejido germinal (Álvarez y Alonso, 2011).

Testículo tubular: Es aquel que tiene como característica tubos ciegos situados desde la periferia a una cavidad central en la que se liberan los espermatozoides. Se presenta en los atheriniformes, como el guppy.

Testículo lobular: Presenta características propias compuestas por lóbulos separados de tejido conjuntivo, rodeados a su vez por una membrana basal continua que divide el testículo en dos compartimentos: el interlobular y el intralobular

Ovario: Es un órgano par, que tiene de características su forma alargada y está unido a la pared dorsal del celoma por el mesovario, de color rosáceo o amarillento. Del ovario parte un corto oviducto que continúa hacia el extremo caudal de la gónada y que termina en la papila urogenital (Fig. 2).

Existen dos tipos de estructura de los ovarios en los teleósteos (Kobelkowsky, 2005):

Gimnovárico: no tiene una verdadera cavidad intraovárica, de modo que los ovocitos maduros se liberan a la cavidad peritoneal para ser capturados por el extremo del oviducto.

Cistovárico: cavidad que se une con el oviducto, donde los ovocitos son liberados a una cavidad delimitada en el propio ovario.

Durante el año el ovario se desarrolla pasando por 3 fases ovogénesis, ovulación y puesta. Durante la ovogénesis el tamaño del ovario es mucho mayor, y puede adquirir una tonalidad rojiza o amarillenta (Fig. 2A), debido al abundante vitelo de los ovocitos. Tras la puesta y apareamiento, las gónadas regresan a un estadio quiescente (Carrillo y Rodríguez, 2001).

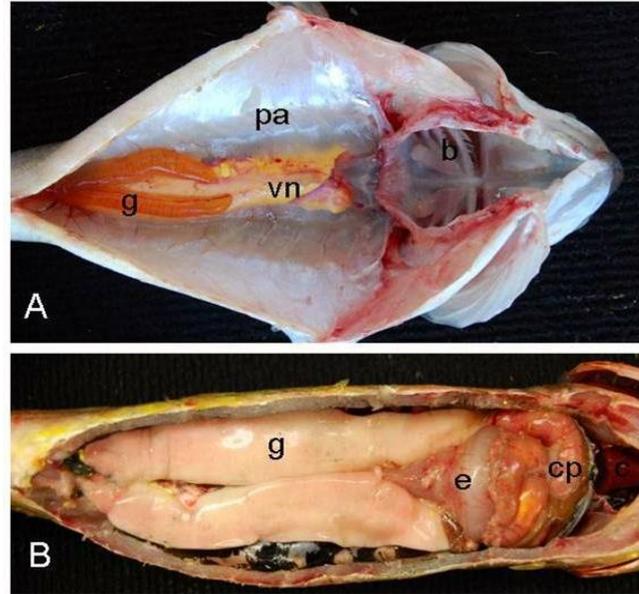


Figura 2. Disección de lubina *dicentrarchus labrax para*, A) gónadas de juveniles, B) gónadas de hembra madura. b, branquias; c, corazón (ventrículo); cp, ciegos pilóricos; e, estomago; g, gónada; pa, pared abdominal; vn, vejiga natatoria.

Algunos ejemplos de las particularidades en las características sexuales primarias son:

1.-Tiburones y rayas. Tienen las aletas pélvicas modificadas en dos apéndices llamados pterigopodios o claspers, con los que introducen el esperma en la hembra (Álvarez y Alonso, 2011). En estos peces puede verse una evolución no homóloga de los ductos reproductivos, donde los conductos reproductivos de machos y hembras poseen un origen diferente.

En las hembras existe un ducto paralelo al del mesonefros llamado conducto paramesonéfrico. El ducto paramesonéfrico crece hasta proyectarse cerca de los ovarios, su función es la de capturar los óvulos liberados al celoma y canalizarlos hacia la cloaca. El ducto mesonéfrico puede ser empleado para fecundación interna mediante coito, por lo que en la sección intermedia puede almacenar semen y en las especies con reproducción ovípara, permite la formación de la cascara alrededor del embrión. Esta sección intermedia es denominada la glándula de la cascara (Kobelkowsky, 2005) (Fig. 4).

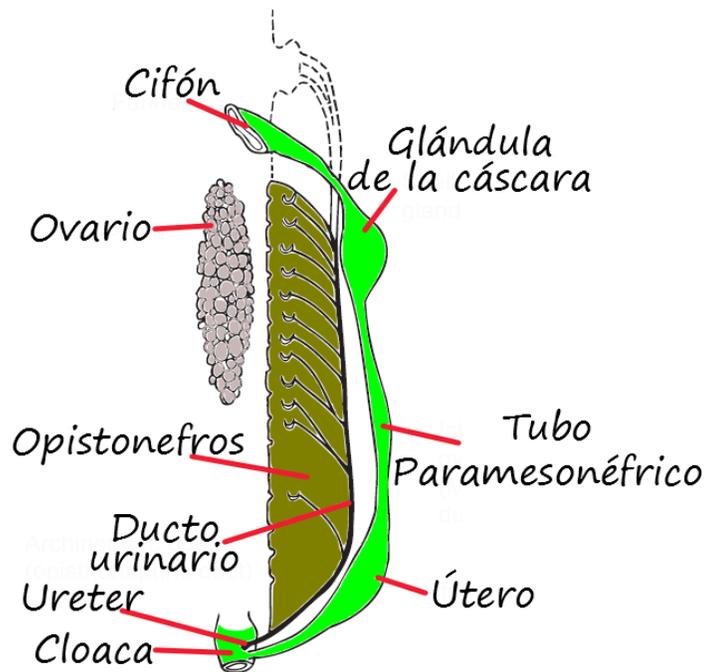


Figura 3. Sistema reproductor izquierdo de tiburón.

Según la especie, las crías pueden nacer del cuerpo de la madre o bien de un huevo (Pough *et al.*, 2005).

2.- Peces Poecílicos. Los peces de la familia Poeciliidae (guppys, mollys, platys, xhipos), bien conocidos en acuario, tienen la aleta anal modificada en una

estructura copuladora llamada gonopodio. No ponen huevos sino que nacen las crías directamente del cuerpo de la madre (Kobelkowsky, 2005).

3.- Peces Lofiformes. El representante más conocido de los Lophiiformes es el rape. En este orden de peces, los machos tienen un tamaño muy inferior a la hembra y se adhieren a ella con los dientes. Dada la dificultad de encontrar pareja en los fondos abisales, con el tiempo el macho queda fusionado físicamente a la hembra. Pierde los ojos y sus órganos internos excepto los testículos. Una hembra puede llevar seis o más machos (pares de testículos) fusionados en su cuerpo (Álvarez y Alonso, 2011).

OBJETIVO GENERAL

Demostrar parte de la diversidad morfológica de los caracteres sexuales de los peces.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

1. Conocer la ubicación y función del aparato reproductor de los peces y las partes que lo conforman.
2. Comparar la organización del sistema urogenital de machos y hembras.

MATERIALES

- 1 Balanza digital
- 1 Charola
- 1 Estuche de disección
- 1 Ictiómetro
- 5 Ejemplares de peces hembras y 5 machos
- Cubre bocas
- Guantes de látex

PROCEDIMIENTO

1. Colocar en las charolas al pez y observar las características de cada especie (tamaño, color, aletas, ojos, cloaca, abertura urogenital).
2. Para cada ejemplar, determinar los parámetros de medición básicos (longitud total, patrón y peso) con el lctiómetro y la balanza digital.
3. Anota tus observaciones y realiza un registro de fotos.
4. Realizar un corte ventro-dorsal desde el borde caudal del ano hacía el techo de la cavidad celómica continuando hacia la zona craneal hasta el borde apical del opérculo.
5. Identificar el sexo del organismo mediante la observación de las gónadas. Si la especie es macho, se podrá identificar los testículos como un órgano par de color blancuzco o grisáceo, alargado y unido a la pared dorsal de la cavidad celómica. Dorsalmente a éstos encontrará el conducto deferente, el cual se abre al exterior desembocando a la cloaca en una papila urogenital. Si la especie es hembra, se podrá identificar los ovarios como un órgano par rosado o amarillento, alargado y unido a la pared dorsal del celoma por el mesovario. Si se encuentra en estado reproductivo su superficie será granulosa por los folículos. De cada ovario parte un corto oviducto que se continúa con el extremo caudal de la gónada y que termina en la papila urogenital.
6. Observa la distribución de los órganos internos, extrae cada uno, registrar el peso y las características de cada órgano.
7. Registrar el peso del ejemplar eviscerado.
8. Anota tus observaciones y realiza un registro fotográfico de tus muestras.

CUESTIONARIO

1. ¿Cuáles son las características de las gónadas de hembras y machos?
2. ¿Cuál es el tamaño máximo que pueden alcanzar las gónadas de hembras maduras respecto al tamaño corporal?
3. Menciona cuales son las características de los poros urogenitales de hembras y machos en 5 especies acuáticas
4. Esquematiza el aparato reproductor de peces óseos y cartilagosos y ubica los órganos sexuales.
5. Menciona 10 especies que presentan dimorfismo sexual y 10 especies sin dimorfismo.

REFERENCIAS

- Álvarez, S., y Alonso, M. 2011. Organización Corporal, Evolución Y Conservación De Los Tiburones.
- Carrillo, M., y Rodríguez, J. 2001. Bases fisiológicas de la reproducción de peces tropicales. En: Daza P, Carrillo M, editores. Fundamentos de acuicultura continental. 2 ed. Bogotá: INPA; 189-217 Pag.
- Huaquín, L., Veliz, D., y Arrati, G. 2002. A comparative study of the ovaries and oocyte envelopes of freshwater siluroid catfishes from chile. *gayana* 66(2): 269-274 Pag.
- Kobelkowsky, A. 2005. General Anatomy And Sexual Dimorphism Of *Goodea Atripinnis* (Teleostei: Goodeidae). In *Viviparous Fishes*, M. C. Uribe And H. J. Grier (Eds.). New Life, Homestead, Florida. 483– 498 Pag.
- Pough, H. F., Janis, M., y John, B. 2005. *Vertebrate Life*. 7th. Guía De Los Tiburones De Aguas Ibéricas, Atlántico Nororiental Y Mediterráneo. Madrid. Ed. Pirámide.

PRÁCTICA 5

CARACTERES SEXUALES SECUNDARIOS

INTRODUCCIÓN

Una parte muy importante de la reproducción de los peces es lograr que su descendencia tenga características que le permitan adaptarse al medio fácilmente, para alcanzar este objetivo la selección de pareja es vital (Rodríguez *et al.*, 2005). Según Darwin la teoría de la selección sexual depende de las ventajas que ciertos individuos poseen sobre otros del mismo sexo y especie con respecto al cortejo y la reproducción (McFarland, 1999). Muchas de estas ventajas reproductivas están relacionadas al comportamiento (agresividad, velocidad de nado) o morfología externa (coloración, tamaño, forma de aletas), las cuales se conocen como características sexuales secundarias (Braun, 1993).

Estas características son esenciales en el éxito reproductivo y generación de prole que asegura la perpetuidad de las especies. La selección de pareja basada en características sexuales secundarias es común en muchas especies de peces (Tabla 1), por ejemplo el pez Beta (*Betta splendens*) realiza complejos combates entre machos (McFarland, 1999), un ejemplo contrario es la especie (*Satanoperca demom*) que realiza combate para la defensa de territorio (Franco, 2002). Algunos peces se cortejan mediante movimientos especiales que exhiben al macho, por ejemplo, en el bacalao (*Gadus morhua*) las hembras miran a los machos en el fondo mientras estos dan vuelta a su alrededor y seleccionan a su pareja por la inspección física del cuerpo de los mismos, al contacto, a la liberación de hormonas y a la producción de sonidos por parte del macho (Hutchings *et al.*, 1999). Peces como *Gobiomorphus breviceps*, la coloración nupcial del macho es determinante en la selección que lleva a cabo la hembra (Hamilton y Poulin, 1999).

Tabla 1. Descripción de caracteres sexuales secundarios en organismos acuáticos.

Especie	Caracteres sexuales secundarios	Comportamiento
Guppy (<i>Poecilia reticulata</i>)	Color, tamaño corporal, tamaño y forma de aletas.	Danzas alrededor de la hembra.
Tiburón martillo (<i>Sphyrna mokarran</i>)	Color, tamaño corporal, un par de pterigópodos en machos.	Nado sincronizado, agresividad y cambios de color.
Caballito de mar (<i>Hippocampus</i>)	Color, tamaño corporal y comportamiento.	Danza alrededor de la hembra produciendo chasquidos con el cráneo y también cambian de color.

OBJETIVO GENERAL

Conocer las características sexuales secundarias de organismos acuáticos en hembras y machos.

OBJETIVOS ESPECIFICOS

1. Diferenciar caracteres sexuales primarios y secundarios.
2. Reconocer los caracteres sexuales secundarios en hembras y machos.

MATERIALES

- Fichas fotográficas y descriptivas de especies dulceacuícolas y marinas.

PROCEDIMIENTO

Investiga los caracteres sexuales secundarios (hembras y machos) de las especies que se indican en la Tabla 2 y 3, identificando el sexo de los organismos que se presentan, características sexuales secundarias, hábitat (dulceacuícola o marina), tipo de reproducción, época reproductiva, comportamiento y cortejo.

Tabla 2. Especies de peces con caracteres sexuales secundarios.

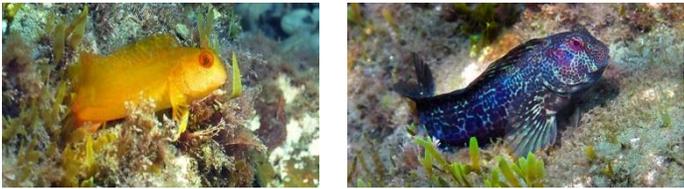
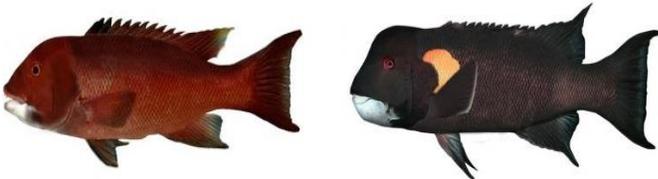
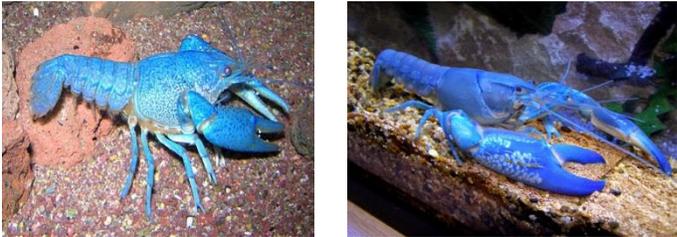
	<p>1. <i>Poecilia reticulata</i></p>
	<p>2. <i>Xiphophorus helleri</i></p>
	<p>3. <i>Parablennius pilicornis</i></p>
	<p>4. <i>Semicossyphus darwini</i></p>

Tabla 3. Especies acuáticas con caracteres sexuales secundarios.

	1. <i>Callinectes sapidus</i>
	2. <i>Procambarus alleni</i>
	3. <i>Trachemys dorbigni</i>
	4. <i>Colisa lalia</i> de Hamilton

CUESTIONARIO

1. Realiza una tabla donde indiques detalladamente la presencia o ausencia de caracteres sexuales secundarios en las especies analizadas.
2. ¿Cuáles son las diferencias entre dimorfismo sexual y características sexuales secundarias?
3. ¿Cuál es la función biológica de las características sexuales secundarias?
4. Describe las características sexuales secundarias que se observan en invertebrados acuáticos en 10 especies diferentes.
5. Menciona 5 especies dulceacuícolas, 5 marinas y 5 estuarinas que presenten caracteres sexuales secundarios definidos.

REFERENCIAS

- Braun, K. 1993. Effects Of Predator Size And Female Receptivity On Courtship Behavior Of Captive-Bred Male Guppies. Transactions Of The Illinois State Academy Of Science 86(3): 127–132.
- Franco, K. 2002. Manejo En Cautiverio De *Satanoperca Demom*. Facultad De Ciencias Universidad De Los Andes (Tesis De Pregrado).
- Hamilton, W., y Poulin, R. 1999. Female Preference And Male Nuptial Colouration In The Freshwater Fish *Gobiomorphus Breviceps*: Geographic Variation Among Populations. Canadian Journal Of Zoology 77(3): 463-469.
- McFarland, D. 1999. Animal Behavior. Psychobiology, Ethology And Evolution. Ed. Longman. 3ra Edition. England. Pag.103–124.
- Rodríguez, P., Castro Rojas, J. A., Rodríguez, G. V., y Castro, K. G. 2005. Couple Selection and Sexual Behavior Of The Guppys (*Poecilia Reticulata*).

PRÁCTICA 6

DETERMINACIÓN DE MADUREZ GONÁDICA EN PECES

INTRODUCCIÓN

Conocer las etapas del desarrollo gonadal, nos permite identificar las veces que un organismo puede reproducirse al año, épocas de desove, fecundidad y época reproductiva.

La gran diversidad de peces, genera diversas estrategias reproductivas, sin embargo, las fases de madurez gonádica parecen ser constantes tanto en peces dulceacuícolas como marinas, con sus respectivas particularidades. Una de las características en común es que los peces que no han alcanzado su madurez, presentan gónadas pequeñas y vacías. Cuando un pez ha alcanzado la madurez gonádica, estos órganos aumentan de tamaño y en el caso de las hembras pueden sobrepasar la cuarta parte del peso corporal de las hembras y los ovocitos suelen ser visibles (Rivera, 2008). En el caso de los machos, las gónadas masculinas contienen células germinales que desarrollaran gametos masculinos llamados espermatozoides, los cuales no son visibles a simple vista (Rodríguez, 1992; Landínes, 2005).

La madurez gonádica en peces puede ser determinada de acuerdo a diferentes escalas propuestas como la de Nikolski, (1963) (Tabla 1), Rosas (1981) (Tabla 2) y a nivel microscópico la escala propuesta por Brown-Perterson *et al.*, 2011 (Tabla 3).

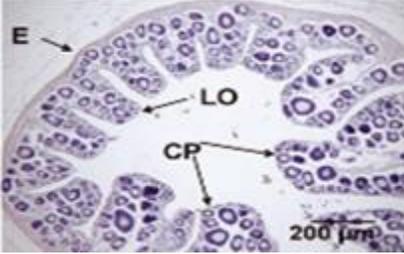
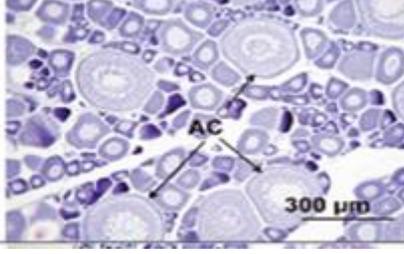
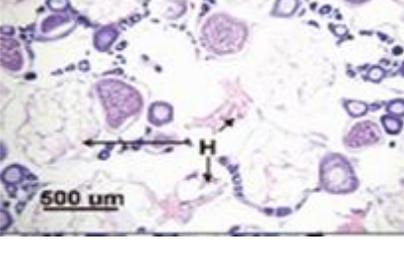
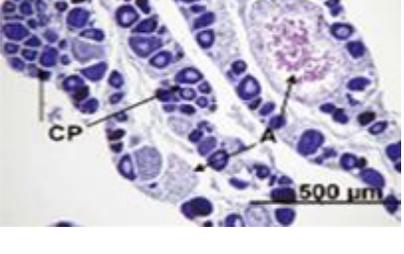
Tabla 1. Escala de madurez gonadal propuesta por Nikolsky (1963).

Fase	Estado	Característica gonadal
Estadio I	Inmaduros	Individuos jóvenes que aún no han alcanzado la madurez sexual. Gónadas de tamaño muy pequeño, por lo que el sexo es indeterminado.
Estadio II	En descanso	Los productos sexuales no han alcanzado a desarrollarse. Gónadas de tamaño muy pequeño. Ovarios con los huevecillos no distinguibles a simple vista.
Estadio III	En maduración	Las gónadas, de mayor tamaño, están sufriendo un incremento muy rápido en peso. Los testículos cambian de transparentes a un color rosado pálido.
Estadio IV	Maduros	Productos sexuales maduros. Las gónadas han alcanzado su máximo peso, pero los productos sexuales no salen al exterior cuando se aplica presión al vientre.
Estadio V	En reproducción	Los productos sexuales se expulsan en respuesta a una presión ligera de la región abdominal. El peso de las gónadas decrece rápidamente desde el principio del desove a su terminación.
Estadio VI	Desovados	Los productos sexuales han sido expulsados. Las aberturas genitales están inflamadas. Las gónadas tienen la apariencia de sacos desinflados. Los ovarios generalmente contienen unos cuantos huevecillos residuales y los testículos algo de esperma.

Tabla 2. Escala de madurez gonádica según Rosas (1981).

Madurez gonádica	Características de la gonada
Estadio I	Son delgadas y color pálido, no se diferencian los óvulos ni los testículos. Individuos de 3 a 4 meses de edad.
Estadio II	Se logra apreciar los ovarios y testículos aunque siguen con apariencia delgada se puede ver el alrededor de los óvulos a través de la membrana ovárica. Individuos de 4 a 5 meses de edad.
Estadio III	En esta etapa los ovarios son más gruesos y los óvulos presentan color amarillo y son de diferentes tamaños, y ocupan aproximadamente el 50% de la cavidad visceral. Los testículos también son más grandes y son de color blanco. Individuos de 5 a 6 meses de edad.
Estadio IV	Los ovarios ocupan más del 50 % de la cavidad visceral, los testículos se tornan color blanquecino y los ovarios de color amarillo más pronunciado, con un aumento marcado en el volumen de las gónadas. Individuos de 6 a 8 meses de edad.
Estadio V	En esta etapa los ovarios y testículos alcanzan a ocupar casi toda la cavidad visceral, el desove de óvulos se aproxima. Individuos de 8 a 10 meses de edad.
Estadio VI	En esta etapa los órganos sexuales pueden desovar. Los óvulos salen sin sangre y libres uno de otro, La madurez del óvulo y espermatozoide es óptima para efectuar su fecundación. Individuos de 10 a 12 meses de edad.
Estadio VII	En esta etapa las gónadas se encuentran vacías y blandas. La talla aproximada es inestable dependiendo de la especie.

Tabla 3. Descripción de las fases de desarrollo ovocitario en el ciclo reproductivo de las hembras, propuesta por Brown-Peterson (2011).

FASE	FIGURA	DESCRIPCION
1		<p>Inmaduro: todos los ovocitos presentes en el ovario están en estado de crecimiento primario (cn y/o pn) y no presentan indicios de actividad reproductora previa (atresia).</p>
2		<p>Desarrollo: cualquiera de los estados de crecimiento secundario del ovocito está presente (ac, vit 1,2). Además de crecimiento primario. Pero no hay indicios de actividad ovulatoria o cercana (vit 3), algunas atresias podrían estar presentes.</p>
3		<p>Capaz de desovar: la ovulación puede ocurrir en cualquier momento de esta fase que se distingue por la presencia de ovocitos vitelados 3, y más normalmente cualquier estado de maduración de ovocito (nm, coaliscencia, hidratación, ovulación).</p>
3.1		<p>Desove activo: está en una subfase de 3 en las que las hembras están ovulando, lo harán de forma inminente o lo han hecho recientemente. Se caracteriza por la presencia de ovocitos en estadios tardíos de nm hidratados o fpos recientes.</p>
4		<p>Regresión: solo se observan ovocitos en crecimiento primario (cp). El lumen es grande y el ovario está muy ovulatoria previa (atresia ligazones musculares etc.) además algunos ovocitos en estado de ac y vit residuales pueden estar presentes.</p>

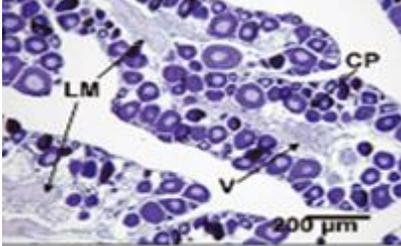
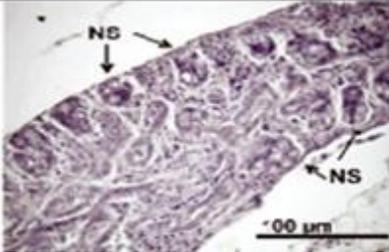
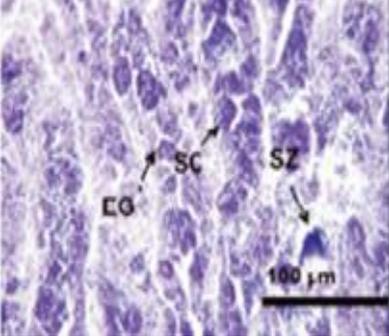
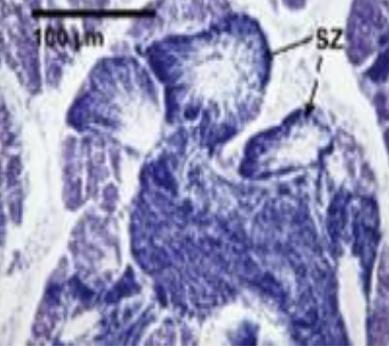
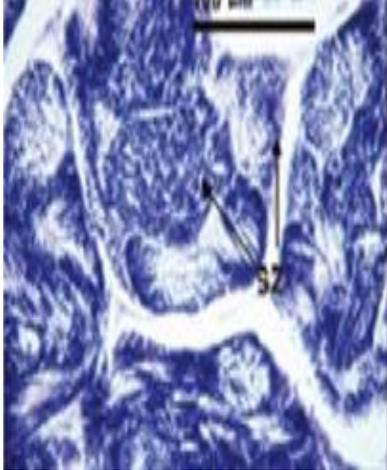
5		<p>Regeneración: solo ovocitos en cp presentes en mayor número. Existen evidencias de actividad reproductiva previa como atresias (gamma/delta o más viejas), ligazones musculares, vascularización alta, ovario todavía no completamente reorganizado.</p>
---	---	---

Tabla 4. Descripción de las fases la espermatogénesis en el ciclo reproductivo, propuesta por Brown-Peterson (2011).

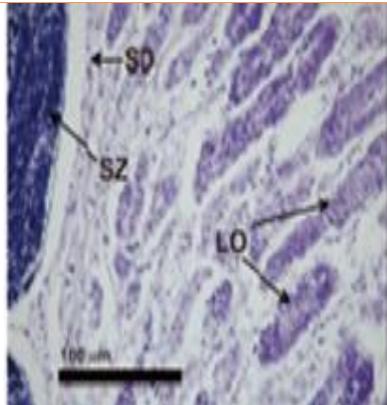
FASE	FIGURA	DESCRIPCION
1		<p>Inmaduro: solo Sg1 presente; sin lumen ni lóbulos.</p>
2		<p>Desarrollo: espermatocitos evidentes a lo largo del lóbulos. Sg2, Sc1, St y Sz pueden estar presentes en los espermatocitos. Sin Sz en el lumen de los lóbulos o ductos espermáticos. EG continuo en todas partes.</p>
3		<p>Capaz de desovar: Sz en el lumen de los lóbulos o ductos espermáticos. Todos los estados de espermatogénesis (Sg2, Sc, St, Sz) pueden estar presentes. Espermatocitos a través de todo el testículo, espermatogénesis activa. EG puede ser continuo o discontinuo</p>

3.1



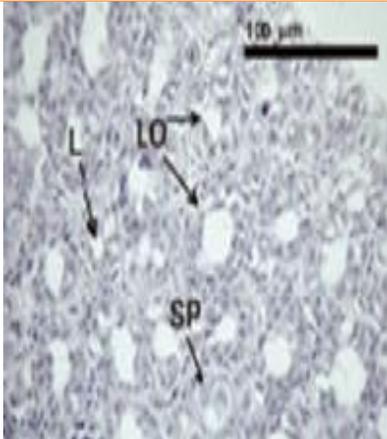
Desove activo: subfase basada sobre estructura del EG. EG temprano: epitelio continuo en todo los lóbulos a través de los testículos. EG medio: epitelio continuo en los espermatocistos para la periferia de los testículos, EG discontinuo en los lóbulos cercanos a los ductos. EG tardío: epitelio discontinuo en todos los lóbulos a través del testículo.

4



Regresión: presencia de Sz residuales en el lumen de los lóbulos y ductos espermáticos. Espermatocistos ampliamente dispersos cercanos a la periferia, conteniendo Sc2, St, Sz. Escasa espermatogénesis. Proliferación espermatogonial y regeneración de EG común en la periferia del testículo.

5



Regeneración (repose): sin espermatocistos. El lumen de los lóbulos a menudo es inexistente. Proliferación de espermatogonias a través de todo el testículo. EG continuo en todas partes. Pequeña cantidad de Sz residuales ocasionalmente presentes en el lumen de los lóbulos y el ducto espermático.

OBJETIVO GENERAL

Conocer e identificar las distintas etapas de madurez gonádica que presentan los peces durante su ciclo reproductivo.

OBJETIVOS ESPECIFICOS

1. Determinar el sexo de las especies mediante el análisis visual de las gónadas.
2. Reconocer las características de los diferentes estadios de madurez gonádica en hembras y machos.

MATERIALES

- 1 Balanza digital
- 1 Charola de disección
- 1 estereoscópico
- 1 Estuche de disección
- 1 Ictiómetro
- 1 Microscopio
- 6 peces de especies diferentes (macho y hembra)
- Alcohol al 90 %
- Formol al 10 %
- Guantes de látex
- Porta y cubre objetos

PROCEDIMIENTO

1. En la charola de disección coloca los organismos
2. Observa las características externas de cada individuo (tamaño, color, cabeza, poros urogenitales, aletas, ojos, etc.).
3. Anota tus observaciones y realiza un registro de fotos.
4. Con ayuda del ictiómetro y la balanza digital determina la longitud patrón, longitud total, altura, grosor, longitud y altura de las aletas y peso de los peces.

5. Realizar un corte ventro-dorsal desde el borde caudal del ano hasta el techo de la cavidad celómica utilizando herramientas del estuche de disección y extrae cuidadosamente las gónadas.
6. Observa y con ayuda de la balanza analítica pesa las gónadas de cada ejemplar.
7. Anota tus observaciones y realiza un registro de fotos.
8. Observa las gónadas femeninas y masculinas en el estereoscopio y determina el grado de madurez de acuerdo con las tablas descrita por Rosas (1981) y Nikolsky (1963).
9. Conserva las gónadas en formol al 10 %.

CUESTIONARIO

1. ¿Qué diferencias existen entre las gónadas masculinas y femeninas?
2. ¿En qué etapa de madurez se encontraron las gónadas femeninas?
3. ¿En qué etapa de madurez se encontraron las gónadas masculinas?
4. ¿Qué porcentaje ocuparon las gónadas en la cavidad celómica en hembras y machos?
5. ¿Describe detalladamente los estadios de madurez gonádica de 5 especies que incluya a hembras y machos, previamente reportadas?

REFERENCIAS

- Landínes, P.M.A. 2005. Mecanismos celulares de la reproducción de los peces. en: D.P. Victoria, M.A.P. Landínez Y A.I.O. Sanabría (Eds.). Reproducción De Los Peces En El Trópico. Instituto Colombiano De Desarrollo Rural Y Universidad Nacional De Colombia. 11-21 Pag.
- Rivera, L. 2008. Peces: La Reproducción Y La Maduración Sexual. En Editum.Org.
- Rodríguez, M. 1992. Técnicas de evaluación cuantitativa de la madurez gonádica en peces. Edit. Agt. Editor, S.A. 810 Pag.

PRÁCTICA 7

OVOGÉNESIS Y ESPERMATOGÉNESIS

INTRODUCCIÓN

La reproducción de los peces da como resultado una serie de cambios somáticos y fisiológicos de cada organismo, lo que se refleja por el crecimiento de las gónadas, sin embargo tiene su término cuando se produce el desove (las gónadas liberan a los productos sexuales), dando vida a la etapa de una descendencia de organismos con la formación de huevo o cigoto. Los cambios que ocurren en las gónadas es de vital importancia ya que nos permite comprender la biología reproductiva de los peces (Grier, 2009). Los gametos se producen a partir de un proceso llamado Gametogénesis, este a su vez se clasifica en espermatogénesis y ovogénesis, dependiendo el tipo de célula sexual que producirá:

El proceso de espermatogénesis es muy organizado ya que las células madre espermatogoniales (diploides) abundan y diversifican para dar lugar a espermatozoides ya maduros (haploides) (Hess y França, 2007;). En el lapso del proceso pueden haber 5 etapas fundamentales (Fig. 1), renovación de espermatogonias, proliferación espermatogonial, hacia la meiosis, meiosis, espermatogénesis y maduración del esperma (Zanuy *et al.*, 2009).

Después de la diferenciación de célula germinal primordial (CGP) en células madre espermatogoniales o espermatogonias A, se origina una modificación por mitosis dando lugar a espermatogonias similares. A continuación, se origina la proliferación espermatogonial, en donde la mitosis ya no da lugar a espermatogonias A y cada descendencia de espermatogonias se diferencia de la primera por diversas características morfológicas, con el incremento de la heterocromatina y la disminución del tamaño celular (Schulz *et al.*, 2009).

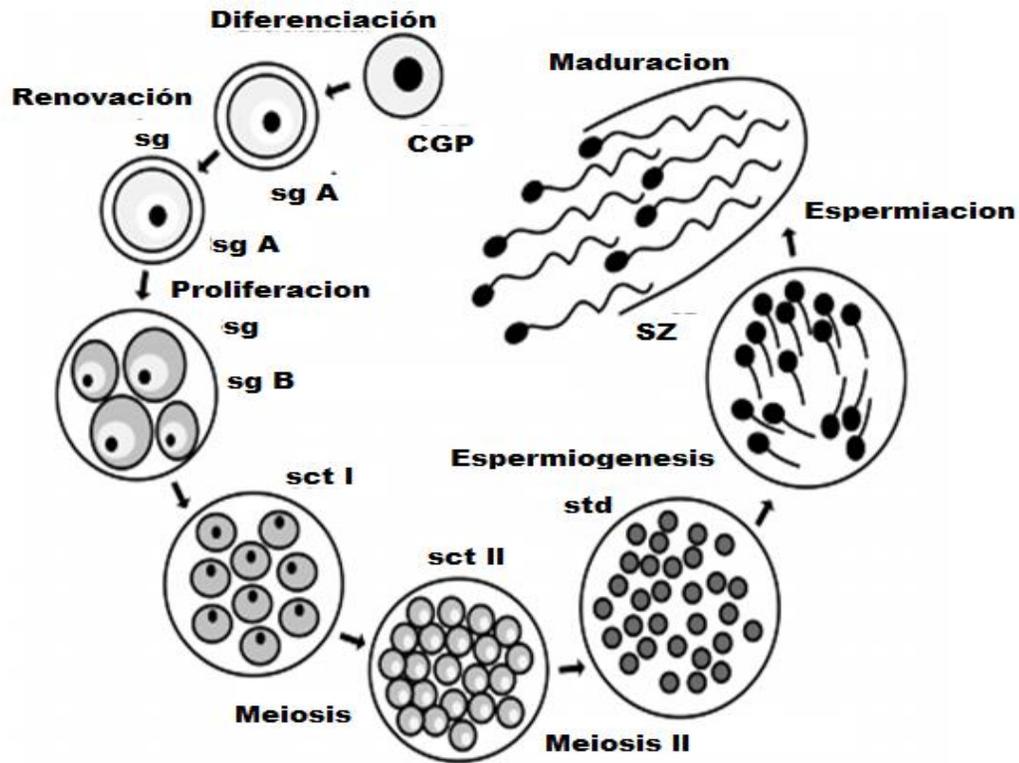


Figura 1. Proceso de espermatogénesis en peces. Célula germinal primordial (CGP), espermátogonia A (sg A), espermátogonia B (sg B), espermátocitos I y II (sct I y II), espermátidas (std), espermatozoides (sz).

Por lo tanto la última descendencia de espermatogonias, llamadas espermatogonias B, entra en mitosis para originar a los espermátocitos primarios. Y estos pueden contemplar la primera división meiótica, dando lugar a los espermátocitos secundarios de vida muy corta, que después de la segunda división meiótica se convierten en espermátidas. Después de varios cambios morfológicos las espermátidas llegan a ser reducidas en su volumen nuclear y celular, convirtiéndose en espermatozoides (Schulz *et al.*, 2010; Zanuy *et al.*, 2009). La última fase comprende a los espermátocistes que mediante la ruptura de las células de sertoli se abren y los espermatozoides son liberados a la luz lobular a esto se le conoce como espermiación, en seguida estos adquieren maduración y capacidad de fertilidad. (Schulz *et al.*, 2010).

En el caso de las hembras, los gametos se forman a partir del proceso conocido como ovogénesis. A partir de este proceso se desarrollan óvulos preparados para ser fecundados (Landines, 2005). La ovogénesis pueden clasificarse en cinco etapas principales (Swanson *et al.*, 2003) (Fig. 2).

1. Proliferación oogonial: después de varias divisiones mitóticas, se inicia la primera división meiótica que se detiene en profase I, y los oocitos primarios se aíslan y rodean una capa de células foliculares. En el proceso de la profase I el núcleo de los oocitos pasa a través de cinco estados sucesivos: leptoteno, zigoteno, paquiteno, diploteno y diacinesis (Le Menn *et al.*, 2007).
2. Crecimiento primario: este se identifica por la condensación, sinapsis y recombinación de cromosomas homólogos y la formación de las capas foliculares que rodean el oocito, este mismo aumenta su tamaño y se sufre transformaciones que contrarrestan al núcleo, nucléolo y citoplasma. Durante esta etapa se pueden expresar varios genes para el desarrollo de la oogénesis, produciendo síntesis de ARNm. La profase I se detiene en el estado de diploteno durante un tiempo determinado que en los peces puede variar entre unos pocos días y algunos meses (Zanuy *et al.*, 2009).
3. Crecimiento secundario o vitelogénesis: esta etapa se caracteriza por la acumulación en el oocito de reservas nutricionales, vitaminas y hormonas que es vital para que el desarrollo embrionario y larvario termine con éxito, es decir que de esta etapa depende la calidad del huevo y viabilidad de la larva (Lubzens *et al.*, 2010).
4. Maduración: en esta etapa termina la primera división meiótica y se origina el oocito secundario que progresa a la metafase (metafase II). En el proceso se condensan los cromosomas y el núcleo del oocito, que se encontraba en el centro del citoplasma, esta pasa por un proceso llamado rotura de la vesícula germinal que se trata del movimiento en dirección al polo animal donde se disuelve. El tamaño del oocito aumenta de tamaño debido a la hidratación (Cerdà, 2009). Tras el proceso de hidratación, la envoltura folicular se rompe y el oocito fertilizable u ovulo es liberado al oviducto.

5. Ovulación: en esta etapa se termina la segunda división meiótica, detenida por la metafase II.

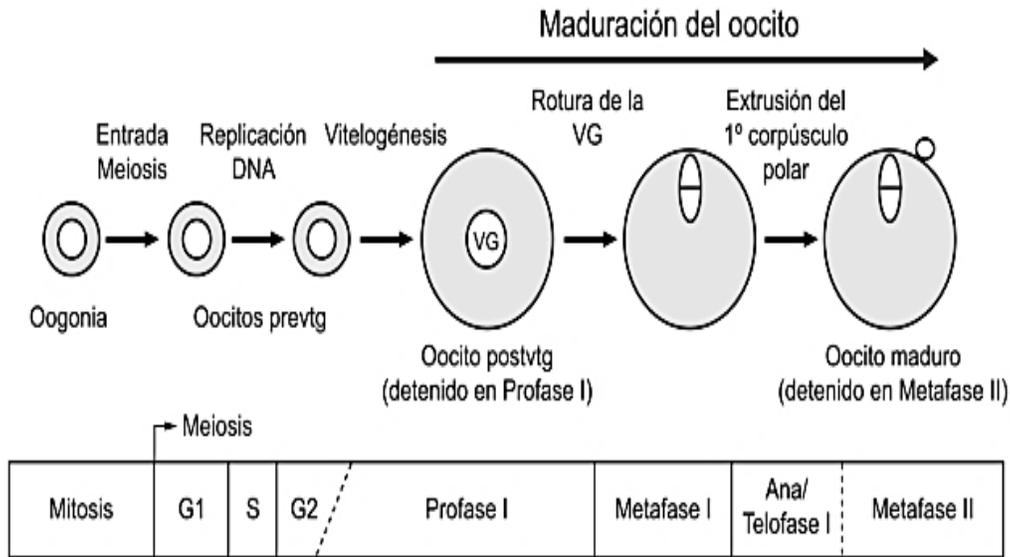


Figura 2. Representación esquemática del crecimiento y maduración del oocito, de las etapas de desarrollo de los ovocitos en relación con la meiosis en peces teleosteo (Suwa y Yamashita, 2007).

OBJETIVO GENERAL

Conocer los cambios morfológicos que se presenta durante la espermatogénesis y ovogénesis en peces.

OBJETIVOS ESPECIFICOS

1. Reconocer las estructuras del óvulo y del espermatozoide en muestras histológicas.
2. Identificar las distintas etapas de la espermatogénesis y ovogénesis.

MATERIALES

- 1 Microscopio óptico
- Muestras de cortes histológicos fijados en parafina

PROCEDIMIENTO

1. Colocar las muestras histológicas en el microscopio y observar con el lente de 10 X, 40 X Y 100 X.
2. Anota tus observaciones, e identifica las estructuras en óvulos y espermatozoides.
3. Medir el diámetro de los ovocitos.
4. Anota tus observaciones y realiza un registro de fotos.

CUESTIONARIO

1. Describe las etapas de la espermatogénesis.
2. ¿Qué diferencias existe entre la ovogénesis y espermatogénesis?
3. Indica la función de las células de Sertoli durante espermatogénesis.
4. Describe las etapas de la ovogénesis.
5. Explica la función de las células foliculares en el ovocito.

REFERENCIAS

- Cerdà, J. 2009. Mecanismos moleculares durante la maduración y ovulación del oocito de teleósteos: avances recientes y su aplicación en acuicultura. In: J. E. De Los Monteros, M. Carrillo, (Eds.), La Reproducción De Los Peces: Aspectos Básicos Y Sus Aplicaciones En acuicultura. publicaciones científicas y tecnológicas de la fundación observatorio español de acuicultura, Madrid. 403-474 Pag.

- Grier, U. 2009. The Testis And Spermatogenesis In Teleosts. En: Barrie, Gm (Ed). Reproductive Biology And Phylogeny Of Fishes (Agnathas And Bony Fishes). 120-142 Pag.
- Landines, M. 2005. Mecanismos Celulares De La Reproducción De Los Peces. Universidad Nacional De Colombia. Bogotá. Capítulo I En: Daza, P.
- Lubzens, E., Young, G., Bobe, J., y Cerdà, J. 2010. Oogenesis In Teleosts: How Eggs Are Formed. Gen. Comp. Endocrinol. 165, 367-89 Pag.
- Schulz, R. W., De Franca, L. R., Lareyre, J. J., Legac, F., Chiarini-Garcia, H., Nobrega, R. H., y Miura, T. 2010. Spermatogenesis In Fish. Gen. Comp. Endocrinol. 165, 390-411 Pag.
- Suwa, K., y Yamashita, M. 2007. Regulatory Mechanisms Of Oocyte Maturation And Ovulation. In: P. Babin, J. Cerda, E. Lubzens, (Eds.), The Fish Oocyte: From Basic Studies To Biotechnological Applications. Springer, Dordrecht, The Netherlands. 323-347 Pag.
- Swanson, P., Dickey, J. T., y Campbell, B. 2003. Biochemistry And Physiology Of Fish Gonadotropins. Fish Physiol. Biochem. 28, 53-59 Pag.
- Zanuy, S., Carrillo, M., Rocha, A., y Molés, G. 2009. Regulación Y Control Hormonal Del Proceso Reproductor De Los Teleósteos. In: J. E. De Los Monteros, M. Carrillo, (Eds.), La Reproducción De Los Peces: Aspectos Básicos Y Sus Aplicaciones En Acuicultura. Publicaciones Científicas Y Tecnológicas De La Fundación Observatorio Español De Acuicultura, Madrid. 99-172 Pag.

PRÁCTICA 8

DETERMINACIÓN DE ÍNDICES DIRECTOS

INTRODUCCIÓN

Los índices directos son aquellos que relacionan el tamaño gonadal o desarrollo de ovocitos con el ciclo reproductivo en peces:

1.- El índice gonadosomático o también llamado gonadal (IGS): Es el índice más utilizado como indicador del ciclo reproductivo de los peces, ya que se basa en la relación que existe entre el peso de la gónada y el peso del organismo y asocia el grado de desarrollo de la gónada comparativamente con la biomasa total del individuo, ya que las gónadas alcanzan la mayor biomasa antes de que el pez libere las células reproductoras (Rodríguez, 1992).

El IGS se calcula usando la siguiente ecuación:

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

2.- Tamaño de los ovocitos: Este índice nos sirve para medir e identificar el tamaño de los ovocitos en el ovario, se mide mediante una técnica cuantitativa. Para ello se utilizan unas retículas que permiten determinar el área total del corte y el área de cada tipo de ovocito, mediante la aplicación de una retícula superpuesta en el ocular del microscopio y un sistema de puntos. Al aplicar un método de diagnóstico basado en el tamaño de los ovocitos es necesario analizar previamente el posible efecto de la talla y la edad de la hembra sobre el mismo (Huaquín *et al.*, 2002).

De acuerdo con la distribución de tamaños de los ovocitos en el ovario, se han identificado los siguientes tipos de desarrollo:

1. Ovarios con desarrollo sincrónico: los ovocitos se desarrollan y ovulan al mismo tiempo, sin que haya reemplazamiento a partir de estados previos de desarrollo. Este tipo de desarrollo es el que corresponde a las especies semelpáridas. Ejemplo los salmones y cefalópodos (Nagahama *et al.*, 1995).
2. Ovarios con desarrollo sincrónico por grupos: se presenta dos o más grupos de tamaños de ovocitos al mismo tiempo siendo normalmente el grupo más avanzado el más homogéneo. Conforme el desarrollo que progresa este último grupo se establece una distancia clara entre las distribuciones de tamaños de ambos grupos. El grupo de ovocitos de mayor tamaño corresponde a los huevos que potencialmente serán liberados en durante ese ciclo reproductivo. Ejemplos: dorada, la lubina, o el lenguado senegalés.
3. Ovarios con desarrollo asincrónico: los ovocitos no presentan variaciones en el ovario hasta que son expulsados, en ese momento presentan cambios y se destacan por su tamaño o bien puede presentar modas sucesivas pero sin separación entre ellas (Everson *et al.*, 1998). Ejemplo sardina y anchoa.

3.- Fecundidad: Es el índice que muestra el número de huevos maduros encontrado en el ovario de la hembra antes del desove, mientras que la fertilidad es la que se basa en el número de huevos desovados.

OBJETIVO GENERAL

Aplicar los índices directos que se emplean para estudio reproductivo en peces.

OBJETIVOS ESPECIFICOS

1. Estimar el índice gonadosomático de peces.
2. Determinar el tipo de desarrollo gonadal en hembras a través de observaciones microscópicas.

MATERIALES

- 1 Balanza digital
- 1 Charola de disección
- 1 Estuche de disección
- 1 Ictiómetro
- 5 especies de peces hembras
- Guantes de látex

PROCEDIMIENTO

1. En la charola de disección coloca los organismos. Observa las características externas de cada individuo (tamaño, color, cabeza, aletas, ojos, etc.).
2. Anota tus observaciones y realiza un registro de fotos.
3. Con ayuda del ictiómetro y la balanza digital determina la longitud patrón, longitud total, altura, grosor, longitud y altura de las aletas y peso de los peces.
4. Realizar un corte ventro-dorsal desde el borde caudal del ano hasta el techo de la cavidad celómica utilizando herramientas del estuche de disección y extrae cuidadosamente las gónadas y el hígado.
5. Observa y pesa las gónadas de cada ejemplar.
6. Anota tus observaciones y realiza un registro de fotos.
7. Determine el índice gonádico.
8. Realiza cortes de la gónada con la ayuda de un bisturí y colócalos sobre un portaobjetos y de inmediato coloca el cubreobjeto.
9. Observa tus muestras al microscopio con el lente de 10 X, 40 X y 100 X.
10. Registra tus observaciones y toma evidencia fotográfica.
11. Fija las gónadas con formol al 4 % y consévalas en etanol al 90 %.

CUESTIONARIO

1. En el desarrollo de la presente práctica ¿Cuál fue el índice gonádico de su ejemplar?
2. ¿Cuál fue el índice de fecundidad absoluta?
3. ¿Cuál fue el índice de fecundidad relativa?
4. Si el pez que estudio representará una población, ¿Cuál sería el índice de fecundidad de población?
5. En base a sus observaciones, ¿Cuál es la importancia de determinar estos índices en la biología?

REFERENCIAS

- Everson, A.R., Williams, H.A., & Ito, B.M. 1998. Maturation and reproduction in two hawaiian eteline snappers, uku, aprion virescens and onaga, etelis coruscans. fishery Bulletin. 87:877-888 Pag.
- Huaquín, L., Veliz, D., & Arrati, G. 2002. A comparative study of the ovaries and oocyte envelopes of freshwater siluroid catfishes from chile. Gayana 66(2): 269-274 Pag.
- Nagahama, Y., Yoshikuni, M., Yamashita, M., Tokumoto., & Katsu, Y. 1995. regulation of oocyte growth and maturation in fish. current topics in developmental biology. 30: 103-145 Pag.
- Rodríguez, M. 1992. Técnicas de evaluación cuantitativa de la madurez gonádica en peces. Edit. Agt. Editor, S.A. 810 Pag.

PRÁCTICA 9

FECUNDIDAD EN PECES

INTRODUCCIÓN

La fecundidad de los peces se conoce como la estimación de la suma de ovocitos que una hembra conseguirá expulsar en un desove y determina el potencial reproductivo de una especie (Moreno y Castellanos, 2011). Conocer la fecundidad de una población adulta es necesario para calcular el tamaño de la población a partir de la estimación de producción anual de huevos. Cuando se estima la fecundidad de una especie resulta complicado determinar diversos factores tales como: el número absoluto de huevos puestos, si la especie es reproductora total o parcial, el grado de diferencia que exista entre el tamaño de los huevos que se van a poner en esa época y los huevos inmaduros presentes que se llevarán a la siguiente época de puesta (Balbontín *et al.*, 1993).

Es por ello que la estimación cuantitativa de la fecundidad individual o de una población exige de una parte la identificación de los ovocitos en los ovarios y otra parte del reconocimiento de los individuos que participarán en la reproducción, además de la estimación de la proporción de individuos maduros de la población (Kartas y Quignard, 1984). Los datos de fecundidad se relacionan a menudo con la talla, el peso o la edad y puede clasificarse en:

- ❖ **Fecundidad en la vida** es el número de huevos que una hembra logra poner a lo largo de todas las estaciones reproductivas de su vida.
- ❖ **Fecundidad absoluta o total** es el número de huevos que en una estación determinado están preparados para desarrollarse y ser liberados.
- ❖ **Fecundidad real** es el número real de huevos que son liberados en una estación reproductiva, por tanto, la fecundidad real es igual o inferior a la absoluta.

- ❖ **Fecundidad relativa** es el número de huevos producidos en cada tanda. Así la suma de las fecundidades parciales es la fecundidad real. Es ampliamente utilizada para comparar la fecundidad entre individuos, stocks o especies.

La fecundidad también se utiliza para estimar la supervivencia, para determinar el número de individuos necesario para mantener un stock a nivel sostenible y como criterio para identificar unidades de stock.

OBJETIVO GENERAL

Reconocer y describir la importancia de la fecundidad de los peces para los estudios reproductivos.

OBJETIVOS ESPECIFICOS

1. Estimar la fecundidad absoluta y relativa en peces.

MATERIALES

- 1 Balanza digital
- 1 Estereoscopio
- 1 Gotero
- 1 Ictiómetro
- 1 balanza digital
- Cubre objetos
- Ejemplares de peces sexualmente maduros
- Formol al 10 %
- Guantes de látex
- Porta objetos

PROCEDIMIENTO

1. En la charola de disección coloca los organismos.
2. Observa las características externas de cada individuo (tamaño, color, cabeza, poros urogenitales, aletas, ojos, etc.).
3. Anota tus observaciones y realiza un registro de fotos.
4. Con ayuda del Ictiómetro y la balanza digital determina la longitud patrón, longitud total, longitud y peso de los peces.
5. Realizar un corte ventro-dorsal desde el borde caudal del ano hasta el techo de la cavidad celómica utilizando herramientas del estuche de disección y extrae cuidadosamente las gónadas.
6. Observa y con ayuda de la balanza analítica pesa las gónadas de cada ejemplar.
7. Anota tus observaciones y realiza un registro de fotos.
8. Fija las gónadas con el formol al 10 %, con el fin de digerir el estroma ovárico sin afectar la integridad de los ovocitos.
9. Agita cuidadosamente las gónadas hasta obtener una cuantiosa cantidad de ovocitos liberados.
10. Pesa 1 gramo de submuestra de ovocitos extraídos de la gónada. Realiza el recuento con la ayuda del estereoscopio del número de ovocitos presentes en 1gr.
11. Determina la fecundidad absoluta y relativa mediante la siguientes formulas:
 $F_{abs} = \text{Peso de la gónada} \times \text{número de ovocitos por gramo de gónada}$
(independientemente del grado de desarrollo).
 $F_r = \text{Total de ovocitos maduros o en maduración} / \text{peso (gr) del pez,}$
expresada como ovocitos por g de peso corporal

CUESTIONARIO

1. ¿Qué es la fecundidad? ¿Cuántos tipos de fecundidad se determinan en peces?
2. ¿Cómo se determina la fecundidad en mamíferos marinos?
3. ¿Cuál es la importancia de determinar el tipo de fecundidad en los peces?
4. Menciona 5 ejemplos de peces que presentan baja fecundidad
5. Menciona 5 ejemplos de peces que presentan alta fecundidad

REFERENCIAS

- Balbontín, F., y Bravo, R. 1993. Fecundidad, talla de la primera madurez sexual y datos biométricos en la merluza del sur *Merluccius australis*. Rev. Biol. Mar., Valparaíso, 28(1): 111-132 Pag.
- Baxter, I.G. 1963. A comparison of fecundities of early and late maturity stages of herring in the north-western North Sea. Rapp.P.-V.Réun.Cons.Perm.Int.Explor.Mer, 154:170-4 Pag.
- Moreno, L., y Castellanos, A. 2011. Fecundidad de *Otocinclus spectabilis* Orinoquia. *Otocinclus spectabilis* fecundity. 15(1):41-47 Pag.
- Maldonado, S. 2004. Biología De La Reproducción Y Crecimiento De (*Colossoma Macropomum*) En La Amazonía Boliviana.

PRÁCTICA 10

LA HIPÓFISIS (GLÁNDULA PITUITARIA)

INTRODUCCIÓN

Los procesos reproductivos de los peces son controlados por el eje hipotálamo-hipófisis-gonadal, el cual a su vez se ve influenciado por factores ambientales, como el fotoperiodo, temperatura, la calidad del agua, disponibilidad de alimento y depredación. Este control hormonal de la reproducción, convierte a la hipófisis un elemento clave para entender cuáles son las señales o estimulación que hace que los peces se reproduzcan. Para esto tenemos que conocer dónde se encuentra la hipófisis y que señales envía para inducir la maduración de las gónadas (Zohar, 1998).

La hipófisis es un órgano doble de origen ectodérmico (adenohipófisis) y neural (neurohipófisis), que se ubica en la zona ventral diencefálica (Fig. 1) y se encuentra alojada en una concavidad ósea ubicada en el hueso esfenoideas llamado silla turca. La hipófisis tiene como función principal regular la reproducción a través de la producción de Gonadotropinas (GtH). En teleósteos se producen dos tipos de GtH, las cuales se conocen como GtH-I y GtH-II (Schreck *et al.*, 2001). La GtH-I es estructural y se enfatiza por presentar niveles de concentración predominantes en la hipófisis y sangre de los peces que presentan un crecimiento acelerado de las gónadas y gametogénesis activa. La GtH-II, al igual que la hormona leutinizante (LH) es predominante, especialmente, durante la maduración final de las gónadas y el desove. En la acción de ambas hormonas intervienen receptores ubicados en la membrana de los ovocitos (Reyes, 2002).

OBJETIVO GENERAL

Identificar, extraer y conservar la glándula pituitaria en peces.

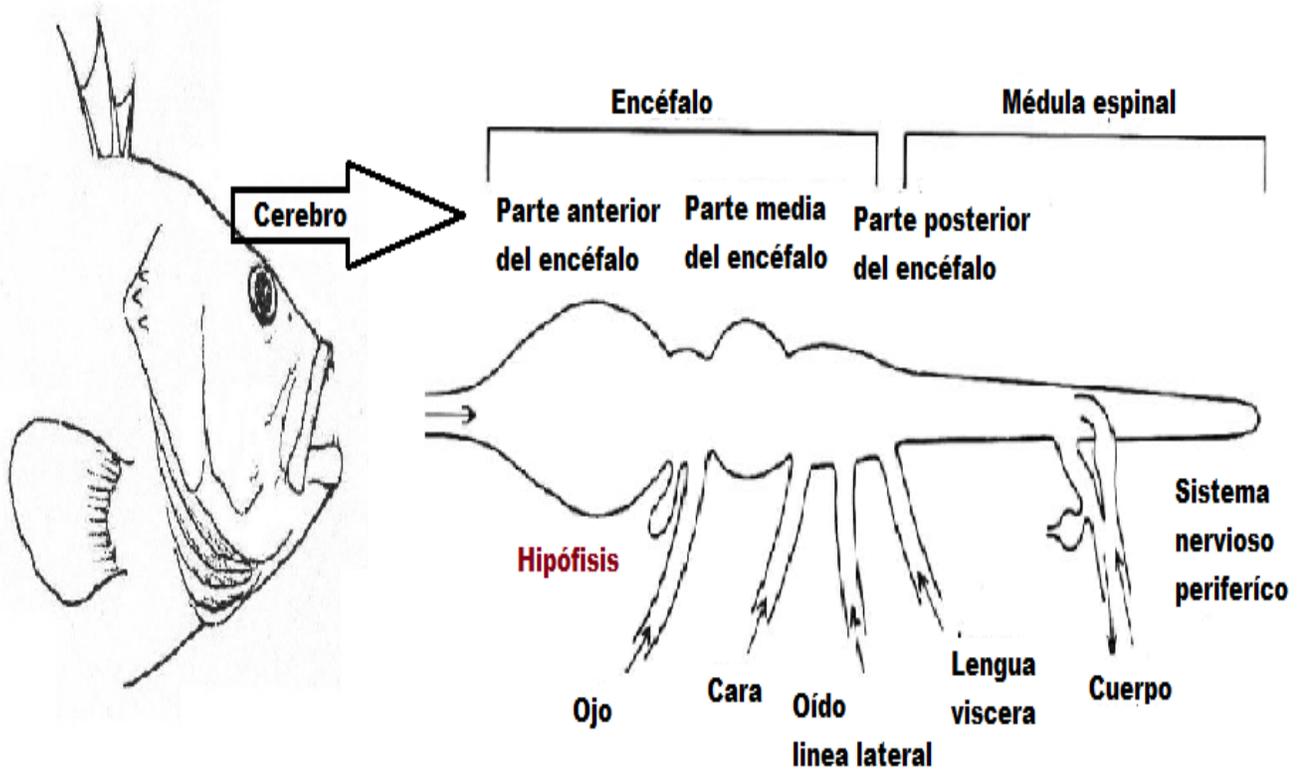


Figura 1. Ubicación de la hipófisis en un pez óseo.

MATERIALES

- 1 Charola de disección
- 1 Estuche de disección
- 1 Guantes de látex
- Frascos de vidrio esterilizados
- Peces sexualmente maduros
- Tubos eppendorf

PROCEDIMIENTO

1. En la charola de disección coloca los organismos y observa las características externas de cada individuo (tamaño, color, cabeza, poros urogenitales, aletas, ojos, etc.).
2. Anota tus observaciones y realiza un registro de fotos.
3. Con ayuda del ictiómetro y la balanza electrónica determina la longitud patrón, longitud total, altura, grosor, longitud y altura de las aletas y peso de los peces.
4. Localiza la ubicación de la glándula pituitaria (se encuentra en la porción superior de la cabeza del pez, en el lado ventral del cerebro) (Fig. 2).
5. Con ayuda del estuche de disección realiza un corte en la cabeza, extrae el tapón de hueso y tejido del cerebro. Corta el tapón por la mitad.
6. Levanta el tejido del cerebro y extrae la glándula pituitaria.
7. Anota tus observaciones y realiza un registro de fotos.
8. En un frasco previamente esterilizado que contenga acetona, conserva las glándulas pituitarias.
9. Este actuara extrayendo el agua y la grasa de la glándula, lo cual ayuda a endurecer y conservar la glándula y las hormonas que contiene.
10. Sustituya la acetona cada ocho horas aproximadamente, durante un período total de 24 horas para su conservación.

CUESTIONARIO

1. Menciona las funciones de la glándula pituitaria.
2. ¿Cuál es la principal función principal de la GtH?
3. Menciona cuales son las hormonas que regulan la gametogénesis y la ovogénesis gonadal en los teleósteos y describe su función.
4. ¿Qué hormonas produce la glándula pituitaria?
5. ¿Cómo se regula la Gonadotropina?

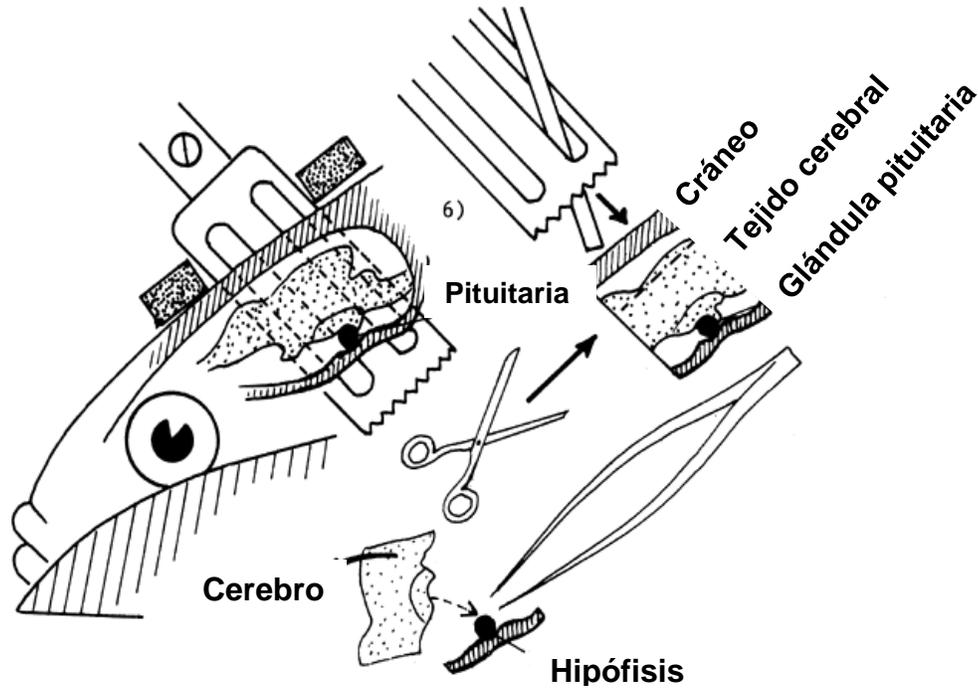


Figura 2. Corte para extracción de la glándula pituitaria.

REFERENCIAS

- Reyes, R. 2002. Desarrollo Y Diferenciación De La Hipófisis En Vertebrados. Universidad De La Laguna Departamento De Microbiología Y Biología Celular Area: Biología Celular.
- Schreck, C. B., Contreras-Sanchez, W., y Fitzpatrick, M. S. 2001. Effects Of Stress On Fish Reproduction, Gamete Quality And Progeny. *Aquaculture* 197: 3-24 Pag.
- Zohar, Y. 1998. Gonadotropin Releasing Hormones: Why Do Fish Need Multiple Forms? 1998. In J. Trant, Y. Zohar, A. Place And D. Mackinlay (Editors). *International Congress On The Biology Offish*. Baltimore Md, July 26-30 Pag.