



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA



MANUAL DE LA ASIGNATURA PRÁCTICA DE MEDICINA Y ZOOTECNIA ACUÍCOLA

Universidad Nacional Autónoma de México

Dr. Leonardo Lomelí Vanegas

Rector

Dra. Patricia Dolores Dávila Aranda

Secretario General

Lic. Tomás Humberto Rubio Pérez

Secretario Administrativo

Dra. Diana Tamara Martínez Ruíz

Secretario de Desarrollo Institucional

Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

Dr. Carlos Guillermo Gutiérrez Aguilar

Director

Dr. José Luis Dávalos Flores

Secretario General

L.C. Enrique López Martínez

Secretario Administrativo

Dr. Mariano Hernández Hill

Jefe del Departamento de Vinculación y Proyectos Especiales

Dr. Enrique Jesús Delgado Suárez

Jefe Departamento de Publicaciones

Índice

	PÁG.
Directorio	3
Lineamientos	4
Introducción general	5
Objetivo general	6
Medición, evaluación y manejo de la calidad del agua en acuicultura	7
Morfofisiología de organismos acuáticos (peces teleósteos, crustáceos decápodos y moluscos bivalvos)	20
Manejo, biometrías y su aplicación en la producción de organismos acuáticos	46
Sistemas de producción, instalaciones y equipo	55
Cadena sistema producto acuícola	61
Bibliografía básica	67
Bibliografía complementaria	67
Publicaciones periódicas	67

Directorio

Lugar donde se imparte la asignatura práctica:

1. Centro de Cultura Ambiental "Acuexcomatl"
2. UNAM – FMVZ – AC y OA. Organismos Acuáticos, Salón 3226
3. UNAM – FMVZ – AC y OA. Organismos Acuáticos, Laboratorio Húmedo
4. Granjas piscícolas "Cuautlita 1" y "Goshiki"
5. UNAM – FMVZ – AC y OA. Organismos Acuáticos, Salón 3226
6. Centro de Enseñanza, Investigación y Extensión en Ganadería Tropical CEIEGT, Tlapacoyan, Veracruz.

Ubicación de la Unidad de Investigación en Acuicultura:

1. Av. Año de Juárez ·1900 San Luis Tlaxialtemalco, Xochimilco, D. F.
2. Salón 3226, 2do piso, 3er Edificio, ACyOA, FMVZ, UNAM. Av. Universidad 3000, Universidad Nacional Autónoma de México, CU, Coyoacán, Distrito Federal, CP 04510.
3. Área de trabajo II, Salón 3226, 2do piso, 3er Edificio, FMVZ, UNAM. Av. Universidad 3000, Universidad Nacional Autónoma de México, CU, Coyoacán, Distrito Federal, CP 04510.
4. Calle 20 de noviembre s/n, Cuautlita, municipio de Tetecala, Edo de Morelos
5. km. 5.5 Carr. Fed. Martínez de la Torre-Tlapacoyan, Mpio. de H. Tlapacoyan, Veracruz, México. CP. 93600

Responsable

1. MVZ Luis Andrés Castro Fuentes
2. MVZ. Ma. de la Luz Chavacán Ávila
3. MVZ. Alma Rosa Naranjo Mercado
4. MVZ. Alhelí Tatiana Lugo García

Departamento al que pertenece la asignatura

Medicina y Zootecnia Acuícola de: Abejas, Conejos y Organismos Acuáticos (ACyOA)

Jefe de departamento

M. en C. Ricardo Anguiano Báez

Profesores que imparten la asignatura práctica

Biól. MPA Germán Muñoz Córdova
IAZ Martha Salazar Ulloa
MVZ Esther Pandal Baños
Dra. Ariadne Hernández Pérez
MVZ Jesús Fernández Narváez
MVZ Alhelí Tatiana Lugo García
MVZ Alma Rosa Naranjo Mercado
MVZ Carlos Eloy Hernández González

Elaboró (diciembre 2008)	Revisó (enero, 2009)	Actualización (septiembre 2013)
MVZ. Ma. de la Luz Chavacán Ávila MVZ. Luis Andrés Castro Fuentes	MVZ. Adriana Correa Benítez	MVZ. Ma. de la Luz Chavacán Ávila MVZ. Luis Andrés Castro Fuentes
Elaboró (agosto 2018)	Revisó (agosto 2024)	Actualización (agosto 2024)
Biól. MPA Germán Muñoz Córdova IAZ Martha Salazar Ulloa MVZ Luis Andrés Castro Fuentes MVZ. Ma. de la Luz Chavacán Ávila	M. en C. Ricardo Anguiano Báez	MVZ Esther Pandal Baños Dra. Ariadne Hernández Pérez MVZ Jesús Fernández Narváez MVZ Alhelí Tatiana Lugo García MVZ Alma Rosa Naranjo Mercado

Lineamientos:

Entregar DESDE EL PRIMER DÍA DE PRÁCTICA al académico responsable la siguiente documentación: 1) Carta compromiso, 2) Copia de la credencial o tira de materias, 3) Copia de seguro de vida vigente y 4) Recibo del comprobante de pago en caja (A NOMBRE DEL ESTUDIANTE INSCRITO, éste último se podrá recibir el segundo día de práctica) a la cuenta 105-036 por concepto de material de prácticas de organismos acuáticos. **

* En caso de no poder pagar la cuota descrita anteriormente, el alumno podrá conseguir el material por cuenta propia, y llevarlo desde el primer día de práctica. De ser el caso, favor de contactar al titular a la brevedad.

* Nota: Por reglamento de la caja de la FMVZ, no se realizan reembolsos.
Dicha cuota puede cambiar sin previo aviso.

*Será responsabilidad del alumnado realizar el pago y verificar la vigencia de su seguro de vida con anticipación, para poder realizar las prácticas foráneas, así como presentar su comprobante de pago del mismo antes de subir al transporte de la FMVZ.

* El alumno deberá tener a la mano la documentación solicitada anteriormente en todo momento durante el desarrollo de la práctica.

* El alumno deberá cumplir los reglamentos internos de los lugares de trabajo asignados a cada práctica, ya sean locales o foráneos, y deberá cumplir con las indicaciones de los profesores para evitar accidentes.

* En caso de saberse alérgicos o con alguna enfermedad, será responsabilidad del alumno llevar sus medicamentos o material necesario (guantes hipoalergénicos), y deberá dar aviso al profesor.

* Personas con síntomas de enfermedad respiratoria, deberán evitar acudir a la práctica o suspender su asistencia en caso de que ya se encuentre en desarrollo, y comunicarse lo antes posible, vía correo electrónico con el titular de la práctica.

* Queda estrictamente prohibido el ingreso y participación en las prácticas, internas o foráneas, de personas ajenas al grupo.

* No se permitirá el acceso a alumnos en estado de ebriedad o bajo influencia de sustancias tóxicas o drogas; de ser el caso, se hará el reporte inmediato a la COEPA.

* El alumno deberá asistir puntualmente a las prácticas y cumplir con el horario y las actividades establecidas en el programa.

* En todo momento, el alumno deberá acatar el Reglamento de Prácticas.

Observaciones:

- Los alumnos recibirán al inicio del curso una exposición de los objetivos, actividades y la forma de evaluación.
- Las prácticas se realizarán en función del calendario
- Es importante aclarar que, aunque se tengan programadas actividades, si por alguna razón las condiciones climáticas

son adversas, las prácticas se suspenderán.

- **LAS PRÁCTICAS SE MODIFICAN DEPENDIENDO DEL LUGAR**

****Esta cantidad cubre los gastos de adquisición, reposición y mantenimiento (lavado y reparación) del material utilizado en las prácticas**

1. Introducción general

La acuicultura definida como las técnicas y procedimientos encaminados al cultivo racional de los organismos acuáticos con un beneficio para el hombre, que incluye el cultivo de animales y plantas en ambientes continentales, costeros y marítimos, desde estanques naturales en las zonas rurales hasta los sistemas cerrados de producción intensiva dentro de las ciudades, con una producción de alimentos por hectárea muy superior a la de la agricultura o a la de la ganadería, es actualmente uno de los sectores productivos de mayor crecimiento en el mundo.

En las últimas cinco décadas, el conocimiento y la tecnología en la acuicultura han progresado aceleradamente, esto se debe a las complejas relaciones entre el ambiente, los organismos acuáticos, su manejo, el uso eficiente de los piensos, y la reutilización de desechos permitiendo con ello la intensificación en los sistemas de producción, con la finalidad de obtener un producto libre de contaminación física, química y biológica, garantizando la sostenibilidad de la industria a largo plazo.

La asignatura Práctica de Medicina y Zootecnia Acuícola permitirá a los alumnos interesados en el sector acuícola integrar los conocimientos teóricos de la materia y adquirir la habilidad en la determinación de las variables físico-químicas del agua, la morfología de los organismos acuáticos de interés comercial, el manejo de las especies, la obtención de biometrías y su aplicación en acuicultura, los sistemas de producción y su manejo en base a los sistemas de producción de la cadena sistema producto acuícola, aspectos básicos para el cultivo de peces, crustáceos y moluscos bivalvos.

2. Objetivo General

Aplicar los conocimientos teóricos de la asignatura Medicina y Zootecnia Acuícola, participando en diversas actividades productivas, con la finalidad de desarrollar habilidades y destrezas en la actividad profesional.

El alumno realizará los manejos básicos de las unidades de producción acuícola como la determinación y evaluación de las variables físico-químicos del agua, técnicas de inspección anatómica de peces, crustáceos y moluscos, captura, sujeción y manejo de los organismos acuáticos, obtención de biometrías y su aplicación en la densidad de siembra, y la cantidad de alimento a ofrecer en los sistemas de producción para la obtención de productos y subproductos inocuos



Manual del tema

Medición, evaluación y manejo de la calidad del agua en acuicultura



Asignatura: “Práctica de Medicina y Zootecnia Acuícola” Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la UNAM

Germán Muñoz Córdova, Martha Salazar Ulloa, Ma. de la Luz Chavacán Ávila
y Luís Andrés Castro Fuentes

Fotografías

IAZ. Martha Salazar Ulloa
Centro de Enseñanza, Investigación y Extensión
en Ganadería Tropical de la FMVZ - UNAM

MVZ EPA Ma. de la Luz Chavacán Ávila
Departamento de Medicina y Zootecnia de
Abejas, Conejos y Organismos Acuáticos de la
FMVZ - UNAM

Revisor

MVZ Adriana Correa Benítez.
Departamento de Medicina y Zootecnia de
Abejas, Conejos y Organismos Acuáticos de la
FMVZ - UNAM

* PAPIME (Proyecto con clave: PE214618)

Agradecimientos

CONTENIDO

I. **Presentación**

II. **Práctica: Medición, evaluación y manejo de la calidad del agua en acuicultura**

2.1 Introducción

2.2 Generalidades

2.3 Objetivo

2.4 Productos esperados

2.5 Materiales

2.6 Procedimiento de la práctica

2.7 Literatura recomendada

III. **Anexos**

3.1 Lista de cotejo para evaluar en forma individual el tema de Medición, evaluación y manejo de la calidad del agua en acuicultura

3.2 Lista de cotejo para evaluar el trabajo en equipo

I. PRESENTACIÓN

Informes de la FAO dieron a conocer que en el 2022 la producción acuícola mundial de especies animales creció un 2,7 % en 2020 en comparación con 2019 que la producción mundial de acuicultura tenía una tasa promedio del 9 % por año, comparada con el 1.2 % de pesquerías y 2.8 % de animales terrestres de producción de carne.

La producción de especies por acuicultura en México, significó a inicios de la última década, el 13% de la producción pesquera total, y la presión para incrementar ese valor era alta debido a que el 71% de las pesquerías ya se encontraban en su máximo rendimiento, el 15% en deterioro por sobreexplotación y solo el 13% presentaban potencial de expansión.

Esta situación, demanda la generación de recursos humanos debidamente capacitados en el área de la acuicultura, de manera que las Instituciones de Enseñanza Superior relacionadas con este rubro deben de proveer de dichos recursos al sector usuario con el fin de sostener en el mediano y largo plazo a la industria acuícola nacional.

El programa de estudios de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia (FMVZ) contempla asignaturas relacionadas con la acuicultura, tal como la cátedra: Práctica de Medicina y Zootecnia Acuícola y su correspondiente asignatura teórica, cuyo objetivo es proveer habilidades y destrezas en técnicas, manejo y procesos utilizados en la producción de especies acuícolas, de manera tal que tú como recién egresado cuentes con la experiencia práctica que te permita enfrentar de inmediato y con confianza la vida profesional.

El presente documento contiene la información referente a uno de los temas contemplados en la asignatura: “Práctica de Medicina y Zootecnia Acuícola”. Dicho tema fue modificado en el enfoque de su impartición más no en su contenido. Estas adecuaciones se realizaron en el marco del proyecto: Reforzamiento de los procesos de enseñanza-aprendizaje de la asignatura Práctica de Medicina y Zootecnia Acuícola” de la FMVZ-UNAM (PAPIME, clave: PE214618).

El propósito de este documento es que te sea útil como una herramienta de apoyo para la actividad práctica que tienes que realizar en el tema de “Medición, evaluación y manejo de la calidad del agua en acuicultura”, de manera tal que los conocimientos analíticos y prácticos que debes de adquirir en estos temas los puedas consultar antes, durante y después de las prácticas. En apoyo a ello, el presente documento cuenta con material audiovisual que te permitirá tener acceso a un mejor entendimiento de los procesos prácticos de los temas.

Este documento te servirá de guía en el tema ya mencionado, proporcionándote información sobre la importancia y generalidades del tema, el propósito y resultados de la práctica, las habilidades y destrezas a adquirir y los materiales necesarios para su desarrollo.

**II. PRÁCTICA: MEDICIÓN, EVALUACIÓN Y
MANEJO DE LA CALIDAD DEL AGUA EN
ACUICULTURA**

2.1 Introducción

El agua es el líquido más común de la tierra ya que las tres cuartas partes de la superficie terrestre están cubiertas por ella.

En acuicultura el agua es un elemento indispensable para su desarrollo ya que constituye el medio en donde se desarrollarán los organismos a cultivar, así como otros organismos que darán sustento al desarrollo del cultivo tales como el fitoplancton y zooplancton, para los cuales es necesario el mantenimiento de la estabilidad de las variables fisicoquímicas del agua.

Cada especie tiene un perfil idóneo de calidad de agua, de manera que cuando los valores o rangos de estas variables están fuera de los niveles adecuados, sufrirán estrés y probablemente serán incapaces de sobrevivir.

Por lo tanto, la valoración de las variables fisicoquímicas del agua es de gran importancia para evaluar el estado de salud de un sistema acuático.

La hidrología estudia las variables fisicoquímicas del agua y el término de “limnología” es el estudio de las comunidades vegetales y animales en aguas epicontinentales, en función de cómo son afectadas por la dinámica de las variables fisicoquímicas del agua. Abarca desde grandes hasta pequeños cuerpos de agua (lagos, lagunas costeras, ríos, manantiales, etc.)

Estas áreas del conocimiento son necesarias abordarlas con el fin de tener un entendimiento de todos aquellos factores que intervienen en el desarrollo de los organismos acuáticos en su medio, de ello se desprende que en la medida que tengamos las condiciones adecuadas en términos de “calidad del agua” podremos obtener resultados favorables en el cultivo de una especie acuática en particular. En este sentido, abordaremos esta temática exponiendo algunos aspectos importantes sobre las principales variables fisicoquímicas del agua para cultivo de organismos acuáticos.

El término “calidad del agua” se aplicó originalmente para el agua de consumo humano, después para el uso agrícola e industrial y hasta hace poco para la acuicultura.

El propósito principal del manejo de la calidad del agua en acuicultura es regular y mantener las condiciones óptimas para la sobrevivencia y crecimiento de los organismos en condiciones de cultivo, así como el de controlar la calidad de agua de retorno al medio, derivada de su uso en la acuicultura.

2.2 Generalidades

Existen diversos factores que intervienen en el crecimiento de los peces, pudiendo ser estos propios de cada animal como, por ejemplo: los genéticos y por otro lado se encuentran los factores ambientales como: la alimentación y nutrición, la calidad del agua y el manejo.

Desde un punto de vista genético, el acuicultor no podrá generalmente obtener resultados inmediatos a su favor, ya que normalmente son los programas de mejoramiento genético los que pueden incidir en el mejoramiento del crecimiento de los peces en un mediano o largo plazo. Sin embargo, es en los factores ambientales en donde se pueden obtener resultados a corto plazo, ya que en dichos factores el hombre puede ejercer cierto control, tal es el caso de las variables fisicoquímicas del agua.

Mencionaremos en este apartado, algunas de las variables fisicoquímicas del agua de mayor importancia en un cultivo de organismos acuáticos, como son: temperatura, oxígeno disuelto, compuestos nitrogenados, pH y transparencia.

Variables físicas

Temperatura del agua

Los peces son organismos poiquilotermos, es decir dependen de la temperatura del agua para su homeostasis (tendencia de los seres vivos a presentar una constancia de condiciones ambientales en su medio interno) lo cual significa que ellos no regulan la temperatura de su cuerpo, por lo que son totalmente dependientes de la temperatura presente en el agua. Si esta temperatura varía de manera repentina, ya sea que aumente o disminuya del rango adecuado para la especie, los organismos sufrirán de estrés y en muchos casos morirán al no poder igualar rápidamente su temperatura con la del medio.

Existen diferentes rangos de temperaturas adecuados para el buen desarrollo de las especies acuáticas, dependiendo de la especie de que se trate y de la etapa productiva en la que se encuentre dicha especie, por ejemplo, para la engorda de tilapia, carpa y trucha las temperaturas óptimas serían de: 28, 26 y 17 °C, respectivamente. Por debajo de esas temperaturas, esas especies disminuyen su crecimiento y por arriba de esos valores, son vulnerables a enfermedades y estrés por calor. El acuicultor debe estar muy atento de esta variable, ya que a medida que aumenta, los peces comerán más y serán más activos. En

caso contrario cuando baja la temperatura los peces comen menos debido a que baja su actividad metabólica.

El rango de temperatura para el crecimiento óptimo de la mayoría de los peces tropicales utilizados en la acuicultura es de 25° C a 30° C. Es una variable cuya importancia para la acuicultura radica en que el crecimiento de las especies acuáticas depende de la temperatura del agua, a mayor temperatura mejor ganancia diaria de peso (g/día); temperatura por debajo de los valores o rangos adecuados, habrá un menor consumo de alimento. Temperatura por debajo de los 15° C puede causar la muerte a muchas especies tropicales utilizadas en la acuicultura y produce una mayor incidencia de enfermedades, principalmente hongos (*Saprolegnia* spp.)

Por otro lado, debe de considerarse que la temperatura del agua regula procesos biológicos y está relacionada con otras variables fisicoquímicas del agua, como, por ejemplo, la temperatura del agua es inversamente proporcional a la concentración de oxígeno disuelto en el agua; es decir a mayor temperatura, menor cantidad de oxígeno disuelto y a menor temperatura mayor cantidad de oxígeno disuelto.

A continuación, se presentan las temperaturas adecuadas para el cultivo de tres especies acuáticas de importancia en la acuicultura en México (**Cuadros 1, 2 y 3**).

CUADRO 1

Requerimientos de la temperatura del agua según la etapa del ciclo de cultivo de trucha arcoíris			
Etapa	Temperatura (°c)		
	Mínima	Rango óptimo	Máxima
Reproducción	8	10 - 11	12.5
Incubación	10.5	12 - 13	14
Alevinaje y crianza	14	15.5 - 16.5	17
Preengorda y engorda	14	16 - 17	20

CUADRO 2

Requerimientos de la temperatura del agua según la etapa del ciclo de cultivo de la carpa común

Etapa	Temperatura (°c)		
	Mínima	Rango óptimo	Máxima
Reproducción	20	22 - 24	28
Incubación	20	22 - 25	28
Alevinaje y crianza	20	24 - 28	29
Preengorda y engorda	20	24 - 28	29

CUADRO 3

Requerimientos de la temperatura del agua según la etapa del ciclo de cultivo de tilapia

Etapa	Temperatura (°c)		
	Mínima	Rango óptimo	Máxima
Reproducción	20	25 - 32	35
Incubación y alevinaje	20	25 - 32	35
Crianza	20	28 - 29	35
Preengorda y engorda	20	28 - 29	35

Transparencia

Esta variable se considera de importancia, ya que nos va a dar una idea de la cantidad de plancton presente en el agua de cultivo. El rango óptimo de transparencia en el agua para cultivo de peces tropicales y de aguas templadas va desde los 40 a los 50 cm de profundidad.

El agua de color verde debido al fitoplancton, se considera apta para el cultivo, sin embargo, una concentración elevada de fitoplancton afecta de manera directa los niveles de oxígeno, ya que, en presencia de luz, el proceso fotosintético de la comunidad fitoplanctónica producirá oxígeno, pero durante la fase oscura (noche) el proceso es inverso, el fitoplancton consumirá oxígeno.

La presencia de materia orgánica en proceso de descomposición, origina una coloración café en el agua, siendo esta no apta para el cultivo, ya que disminuye la entrada de luz al agua, reduciendo la fotosíntesis y por ende el crecimiento de fitoplancton; reduce temperatura, intercambio gaseoso a nivel de branquias (por obstrucción con sólidos) e incremento de amonio.

El **Cuadro 4** muestra los rangos o valores de transparencia adecuados para el desarrollo de algunas de las principales especies utilizadas en la acuicultura en México.

CUADRO 4

Rangos adecuados de transparencia para diversas especies acuícolas	
Especie	Rango adecuado de transparencia
Tilapia	40 - 45 cm
Bagre de canal	45 cm
Carpa	40 - 50 cm
Trucha	Total

Variables químicas

Oxígeno disuelto

El oxígeno es el gas más abundante disuelto en el agua después del nitrógeno y a su vez es indispensable para cualquier organismo heterotrófico, pues requiere oxígeno para sobrevivir. Por tal motivo, en acuicultura el oxígeno disuelto en el agua es considerado como una de las principales variables a medir. Las principales fuentes de oxígeno disuelto son la fotosíntesis por parte del fitoplancton y la difusión desde la atmósfera.

El rango óptimo de oxígeno disuelto en el agua, para la mayoría de las especies acuáticas, va de 4 a 7 mg/l. Niveles bajos de oxígeno afectan el crecimiento debido a una disminución en el consumo de alimento. El consumo de alimento incrementa las necesidades de oxígeno, a causa de la oxidación metabólica, por lo tanto, cuando en el agua existen bajas concentraciones de oxígeno, los peces dejan de alimentarse para no incrementar las necesidades de este elemento. Una disminución de la cantidad de oxígeno disuelto también provocará en los peces el comportamiento conocido como boqueo, dicho comportamiento significa que los peces subirán a la superficie y comenzarán a abrir la boca con rapidez o bien notaremos el agrupamiento de los peces junto a la caída de agua.

Por otro lado, un exceso en la cantidad de oxígeno disuelto predispone a los peces a la enfermedad de la burbuja, la cual se caracteriza por la formación de burbujas en los vasos sanguíneos superficiales de los peces principalmente en las aletas y branquias.

El nivel de oxígeno disuelto en estanques se puede modificar hasta llegar al rango óptimo; para ello se pueden usar aireadores mecánicos, caídas de agua por gravedad, dispersión de agua, recirculación de agua por medio de bombas, y cualquier herramienta capaz de mover y generar turbulencia en el agua. La aireación artificial, disminuye la adhesividad de las moléculas de agua para que el oxígeno atmosférico se disuelva.

El oxígeno puede ser perdido o consumido por respiración biológica, oxidación química, difusión hacia la atmósfera y por medio de los efluentes (entrada de desechos químicos, industriales, urbanos, etc.)

Los estanques de cultivo poseen cuatro fuentes principales de oxígeno: fitoplancton, oxígeno atmosférico (difusión), oxígeno en el agua entrante (renovación de agua) y oxígeno a partir de aireadores mecánicos.

Se puede considerar la disminución de la densidad de peces como una estrategia para mantener constantes las concentraciones de oxígeno disuelto en el agua.

Por otro lado, la presencia de plantas acuáticas macro y microscópicas pueden beneficiar o no al estanque. El proceso de fotosíntesis que realizan las plantas en el agua, incrementa la concentración de oxígeno disuelto en el agua durante el día, por la noche estos niveles de oxígeno se pierden debido al consumo de oxígeno, por parte de las plantas., por ello se debe controlar la cantidad de plantas en el estanque.

Un factor que puede disminuir la cantidad de oxígeno disuelto en el agua, es la presencia de materia orgánica; el proceso de descomposición de esta, se traduce en una reducción de oxígeno.

El monitoreo de esta variable debe realizarse diario o en su defecto cada tercer día.

El **Cuadro 5** muestra algunos de los efectos que produce esta variable en algunas especies acuícolas, mientras que el **Cuadro 6** muestra los rangos considerados como adecuados para el buen desarrollo de algunas de las principales especies utilizadas en la acuicultura en México.

CUADRO 5

Efecto de diferentes niveles de oxígeno disuelto en agua sobre algunas especies de importancia en acuicultura

Nivel de oxígeno disuelto	Respuesta del pez
< 1 mg/l	* Tilapias y carpas no comen y los peces boquean * Letal para trucha
4 a 7 mg/l	* Buen crecimiento de tilapias y carpas
7 a 10 mg/l	* Buen crecimiento de trucha, tilapias y carpas
> 10 mg/l	* Enfermedad de las burbujas de gas

CUADRO 6

Rangos adecuados de oxígeno disuelto para diversas especies acuícolas	
Especie	Rango adecuado de oxígeno disuelto
Tilapia	4 - 6 ppm
Bagre de canal	5 - 7 ppm
Carpa	5 - 7 ppm
Trucha	8 - 9 ppm

pH

Es una medida del nivel de iones hidrógeno (H^+) presentes y expresa el grado de acidez o alcalinidad de un líquido.

La acidez o alcalinidad de un líquido está definida por el tipo de sustancias que posee.

El pH tiene un profundo efecto sobre el metabolismo y procesos fisiológicos de peces, camarones etc. se ha reportado que los puntos letales de acidez y alcalinidad son de 4 y 11 respectivamente; valores inferiores a 6.5 disminuyen los procesos reproductivos. El pH también tiene una fuerte influencia sobre la toxicidad de ciertas variables químicas tales como el amonio no ionizado (NH_3) que se torna más abundante a pH alcalino, y el ácido sulfhídrico (H_2S) que aumenta bajo un pH ácido.

Las comunidades acuáticas pueden interferir con los valores de pH del medio de diferentes maneras, por ejemplo: a través de la asimilación del dióxido de carbono (CO_2), ya que, durante el proceso fotosintético, las macrófitas acuáticas y las algas consumen este compuesto, y al bajar las concentraciones de dióxido de carbono en el agua, el pH se eleva. Este hecho es más frecuente en aguas con poco poder de neutralizar ácidos. Los ambientes acuáticos con alta alcalinidad presentan poca variación.

Los organismos heterótrofos (bacterias y animales acuáticos) interfieren sobre el pH del medio, como regla general, bajándolo. Esta situación ocurre debido a los intensos procesos de descomposición y respiración que consecuentemente liberan dióxido de carbono, hecho que origina ácido carbónico e iones de hidrógeno.

El tejido branquial es el principal perjudicado por la acidez del medio. Cuando los peces se exponen a un pH bajo, la cantidad de mucus de la superficie branquial se incrementa. El exceso de mucus interfiere con el intercambio gaseoso e iónico que se realiza a través de las branquias, por lo tanto, un daño a nivel del balance ácido-básico sanguíneo, resulta en estrés respiratorio y disminución de la concentración del cloruro de sodio sanguíneo, hecho que causa un serio disturbio osmótico.

La **Figura 1** muestra los efectos del pH sobre organismos acuáticos en cultivo y relación del pH de diferentes compuestos de conocimiento común.

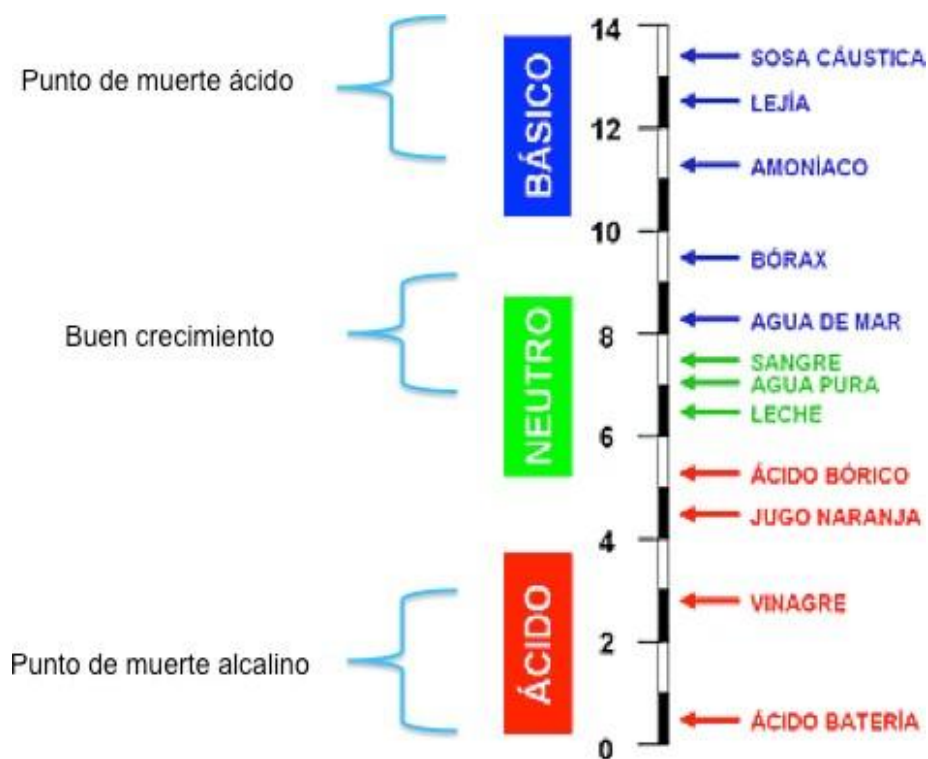


Figura 1. Efectos del pH sobre organismos acuáticos en cultivo y relación del pH de diferentes compuestos de conocimiento común

Las reacciones de nitrificación son más rápidas a pH de 7 a 8 y temperaturas de 25-35° C.

El valor óptimo para el cultivo de peces y crustáceos es de 6.5 a 9, ya que en este rango se obtienen rendimientos más altos de fitoplancton, para muchos peces, valores por arriba de 9 (alcalinos) originan quemaduras de piel, se desprende el mucus, aunado a el nulo crecimiento de plancton; valores por debajo de la neutralidad es sinónimo de agua contaminada, no apta para la acuicultura. Agregando sustancias como carbonatos de calcio se puede incrementar el pH, y acercarlo a la neutralidad agregando desechos y ácidos orgánicos, como ácido cítrico, ácido láctico.

El **Cuadro 7** muestra los valores o rangos de pH considerados como adecuados para algunas de las especies de importancia en la acuicultura en México.

CUADRO 7

Variable	Valores óptimos
Tilapia	7.0 – 8.0
Bagre	7.5
Carpa	7.5 – 8.2
Trucha	6.5 – 8.0

Amonio

Existen dos tipos de amonio, el ionizado (NH_4) al que llamaremos “Amonio” y el no ionizado (NH_3) al que llamaremos “Amoniaco”, el primero resulta menos tóxico para los peces, por su naturaleza lipofóbica, es decir; no se absorbe a nivel celular por no tener

afinidad por los lípidos, por lo que no se absorbe en la membrana citoplasmática. El no ionizado resulta más tóxico para los peces por su naturaleza lipofílica, es decir que posee afinidad por las grasas y por lo tanto se difunde fácilmente a través de las membranas respiratorias. Una vez que el amoníaco se difunde en la membrana respiratoria, afecta la funcionalidad de las mismas por lo que ya no se da el intercambio gaseoso. Un signo característico de esta toxicidad es la hipoxia.

El amoníaco es el principal producto de excreción de los organismos acuáticos y también es un compuesto resultante del catabolismo (destrucción) de proteínas

El Amonio se debe de mantener en un rango menor a 1 mg/l, mientras que el amoníaco es necesario mantenerse por debajo de 0.1 mg/l para que se elimine por branquias; concentraciones de 0.05 mg/l reduce el crecimiento en peces de agua fría como la trucha arcoíris.

El amoníaco (NH_3) en el medio acuático se transforma a Amonio (NH_4), posteriormente y gracias a las bacterias *Nitrosomonas* spp., el amonio se transforma a Nitritos (NO_2) Se producirá entonces un pico de nitritos hasta que se desarrollen suficientes bacterias *Nitrobacter* spp., las cuales transformarán este compuesto en Nitrato (NO_3), el cual es aprovechado como nutriente por las macrófitas y el fitoplancton.

Debe de considerarse que el Amonio puede transformarse en amoníaco cuando se tienen valores altos de pH.

Nitrito (NO_2^-)

Es un compuesto intermediario del proceso de nitrificación, en que el amonio es oxidado por bacterias para nitrato (NO_3^-) en sistemas de acuicultura. El efecto más importante del nitrito en peces se refiere a la capacidad que este compuesto tiene de oxidar la hemoglobina de la sangre, convirtiéndola en metahemoglobina, la cual es incapaz de transportar oxígeno, provocando de esta manera la muerte por asfixia de los organismos. El nitrito confiere a la sangre un inconfundible color marrón, indicando la oxidación del pigmento respiratorio (hemoglobina).

El mayor efecto del nitrito en altas concentraciones es la oxidación del átomo de hierro de la molécula de hemoglobina, el cual pasa del estado ferroso (Fe^{+2}), para el estado férrico (Fe^{+3}), con la consiguiente formación de metahemoglobina, que es incapaz de transportar

oxígeno a los tejidos, dando lugar a un cuadro de hipoxia y cianosis. Dosis de 0.5 mg/l son letales para la trucha arcoíris (especie de agua fría) en un 50% de la población, y dosis de 0.1 mg/l solo son estresantes. Para algunos peces tropicales como las tilapias, dosis menores a 0.8 mg/l, se consideran adecuadas.

Nitrato (NO_3^-)

Es el producto final de la oxidación del amonio, comprende dos pasos: la transformación del amoniaco (NH_3) en nitrito (NO_2^-) por acción de las bacterias *Nitrosomonas* spp y la transformación del nitrito (NO_2^-) en nitrato (NO_3^-) por acción de las bacterias *Nitrobacter* spp. Este proceso, por realizarse en condiciones aeróbicas, se lo conoce como “nitrificación”. Este compuesto no es muy importante en materia de toxicidad, sin embargo, se debe monitorear. Para especies tropicales, concentraciones menores de 10 mg/l, se consideran adecuadas.

2.3 Objetivo

Realizar mediciones de las variables físicas, químicas y biológicas del agua, para evaluar su calidad, mediante el manejo de equipos e instrumentos.

Que el estudiante adquiera capacidades y destrezas en el proceso de medición, interpretación y manejo de algunas de las principales variables fisicoquímicas del agua de uso en acuicultura que fomenten las capacidades del alumno para poder tomar decisiones sobre el manejo hidrobiológico de una unidad de producción de organismos acuáticos.

2.4 Productos esperados

- Registros de las variables fisicoquímicas del agua: oxígeno disuelto, temperatura, nitritos, amonio, amoniaco, pH y transparencia, en estanques destinados a la producción de especies acuícolas.
- Gráficas, figuras y/o cuadros que muestren el comportamiento de cada variable fisicoquímica del agua medida en cada uno de los estanques.
- Comparación de los resultados de las variables fisicoquímicas del agua entre los diferentes estanques y generación de los fundamentos que expliquen sus diferencias o similitudes.
- Propuestas de las estrategias correctivas en el caso de que algunas de las variables se encuentren fuera de los rangos adecuados para la producción de la especie acuícola en cultivo.
- Establecer la relación de algunas de las variables fisicoquímicas registradas en los estanques muestreados.

2.5 Materiales

- ☐ Overol o bata y botas de plástico (**Figura 2**)



Figura 2. Overol y botas de hule

Esta será tu ropa de trabajo durante esta práctica y tendrás que traerla puesta antes de dar inicio la actividad.

- ☐ Guantes de plástico (**Figura 3**)

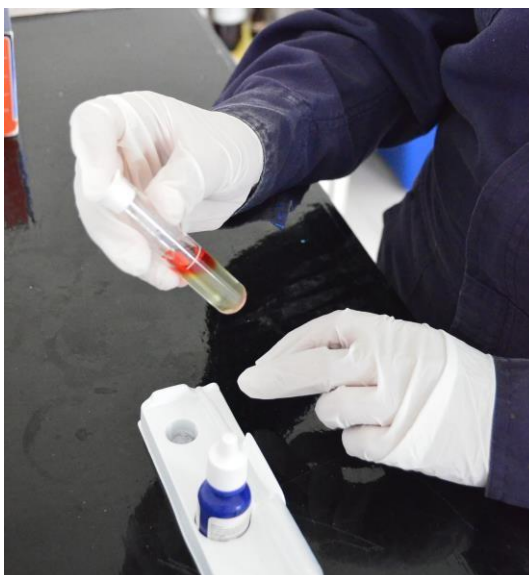


Figura 3. Guantes de plástico

Este material se te proporcionará en la FMVZ

- ☐ Oxímetro portátil (**Figura 4**)



Figura 4. Oxímetro portátil

Este material se te proporcionará en la FMVZ

- ☐ Kits colorimétricos para la medición de algunas variables fisicoquímicas del agua (**Figura 5**)



Figura 5. Kits colorimétricos

Dependiendo del lugar que se te asigne para llevar a cabo la práctica será si lo adquiera el grupo de estudiantes o se te proporcione en la FMVZ

❓ Disco de Secchi (**Figura 6**)

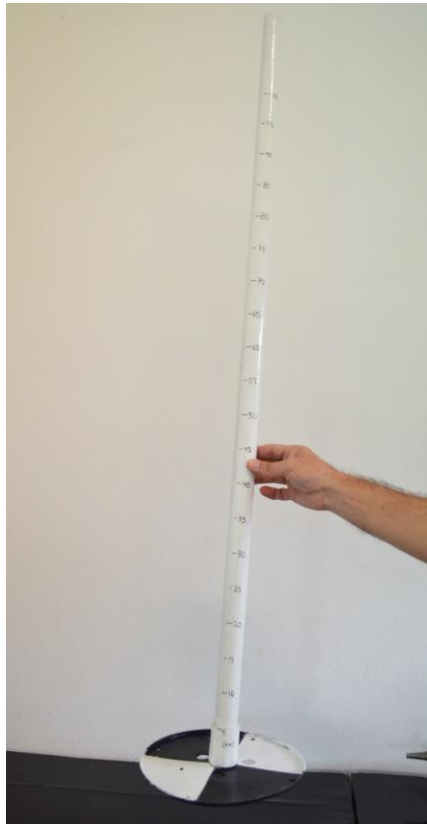


Figura 6. Disco de Seechi

Este material se te proporcionará en la FMVZ



Figura 8. Potenciómetro

Este material se te proporcionará en la FMVZ

- ☐ - Recipientes de plástico para la toma de muestras (**Figura 9**)



Figura 9. Recipientes de plástico para la toma de muestras

Este material se te proporcionará en la FMVZ

- ❑ Recipientes de plástico para desechos químicos (**Figura 10**)

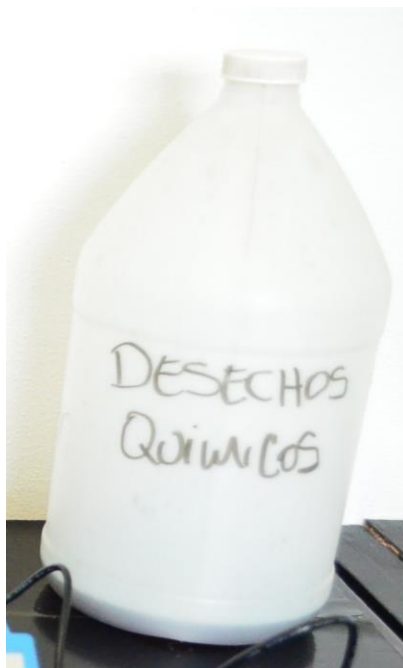


Figura 10. Recipientes de plástico para desechos químicos

Este material se te proporcionará en la FMVZ

- ❑ Libreta de registro y lápiz (**Figura 11**)

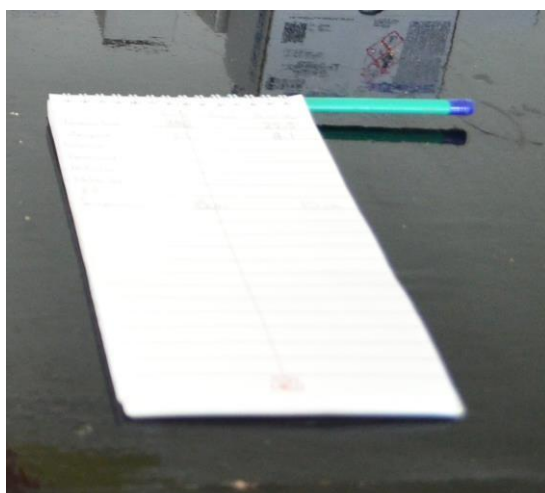


Figura 11. Libreta de registro y lápiz

Este material lo tienes que traer tú desde el inicio de la práctica

❑ Impermeable (**Figura 12**)



Figura 12. Impermeable

Este material no se te proporcionará, por lo que tendrás que traerlo y utilizarlo según las condiciones climatológicas

❑ Lámpara de mano (**Figura 13**)



Figura 13. Lámpara de mano -

Este material no se te proporcionará, por lo que tendrás que traerlo y utilizarlo si la práctica exige toma de muestras durante la noche

2.6 Procedimiento de la práctica (este dependerá del lugar de la práctica)

A). PREPARACIÓN DEL EQUIPO Y MATERIALES

1. Coloca en forma ordenada el equipo, instrumental, reactivos e instructivos en la mesa de trabajo, así como una libreta con un formato adecuado para el registro de las variables fisicoquímicas del agua (**Figura 14**).



Figura 14. Equipo, instrumental, reactivos, instructivos y libreta de campo en la mesa de trabajo

B). TOMA DE MUESTRAS

1. Realiza la identificación de los recipientes para la toma de muestras (**Figura 15**).



Figura 15. Recipientes plásticos para la toma de muestras debidamente identificados

2. Realiza en forma adecuada la toma de muestra de agua en cada uno de los estanques asignados (**Figura 16**).



Figura 16. Toma de muestra de agua

3. Coloca las muestras de agua en forma ordenada y organizada en la mesa de trabajo y procede a tomar una submuestra con una pipeta para proceder a su análisis. (**Figura 17**).



Figura 17. Recipientes con muestras de agua en la mesa de trabajo

C). USO DE KITS COLORIMÉTRICOS

1. Utiliza los kits colorimétricos según su instructivo para la medición de cada una de las variables fisicoquímicas en estudio (**Figura 18**).

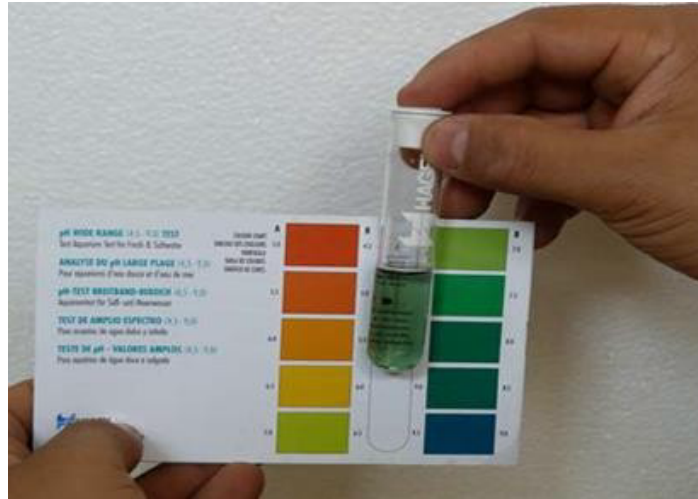


Figura 18. Utilización de kit colorimétrico

2. Al término del uso de los kits colorimétricos coloca los desechos en el recipiente designado para ello y lava y ordena el material de los kits colorimétricos (**Figura 19**)



Figura 19. Colocando desechos en recipiente plástico

D). USO DEL FOTÓMETRO (Dependerá del lugar de la práctica)

1. Utiliza el fotómetro según su instructivo y las indicaciones de tu profesor para la medición de cada una de las variables fisicoquímicas en estudio (**Figura 20**).



Figura 20. Utilización del fotómetro

2. Al término del uso del fotómetro coloca los desechos de las muestras de agua con reactivos en el recipiente plástico para ello y lava y ordena los recipientes de vidrio del fotómetro.

E). USO DEL POTENCIÓMETRO

1. Utiliza el potenciómetro según su instructivo y las indicaciones de tu profesor para la medición del pH (**Figura 21**).



Figura 21. Utilización del potenciómetro

2. Al término del uso del potenciómetro coloca los desechos o productos reciclables en recipientes designados para ello.

E). USO DEL OXÍMETRO

1. Utiliza el oxímetro según su instructivo y/o las indicaciones de tu profesor para la medición del oxígeno disuelto en agua (**Figura 22**).



Figura 21. Utilización del oxímetro

2. Al término del uso del oxímetro, coloca la sonda y su electrodo en forma apropiada y ubica el aparato en el lugar indicado para su almacenamiento

F). USO DEL DISCO DE SECCHI

1. Sumerja el disco Secchi (**Figuras 22**) hasta que el plato dividido en cuadrantes ya no sea visible
2. Contabilice el número de cm que fueron sumergidos y registre el valor
3. Sumerja el disco Secchi hasta el fondo del estanque que este evaluando
4. Emerja lentamente el disco Secchi hasta que logre ver el plato dividido

en cuadrantes

5. Contabilice el número de cm que están sumergidos y registre el valor
6. Sume los valores y divídalos entre 2. Ese será el valor de transparencia para el cuerpo de agua en análisis.

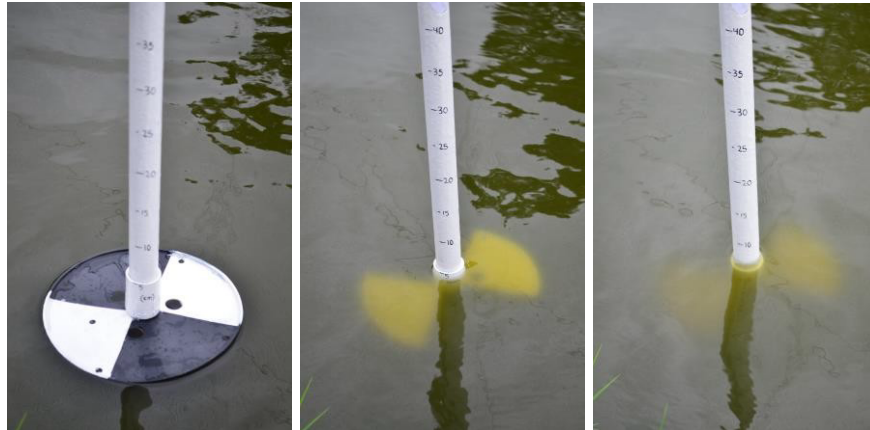


Figura 22. Utilización del disco de Secchi

G). REGISTRO DE LA INFORMACIÓN

1. Realiza el registro de la información en un formato adecuado (**Cuadro**) en una libreta de campo en el momento en que el instrumental, equipo o reactivo arroje el resultado (**Figura 23**).

CUADRO 9

Registro de variables fisicoquímicas de un estanque destinado a la producción acuícola IDENTIFICACIÓN DEL ESTANQUE: _____ FECHA: _____

HORA					
VARIABLE					
Oxígeno disuelto (ppm)					
Temperatura del agua (°C)					
Amonio (ppm)					
Amoniaco (ppm)					
Nitritos (ppm)					
Transparencia					

OBSERVACIONES:	
----------------	--



Figura 23. Registro de resultados en libreta de campo

H). INTERPRETACIÓN DE LA INFORMACIÓN

1. Realiza una comparación gráfica entre los resultados y valores de referencia. Se sugiere iniciar dando información referente al tipo de estanque y sistema de producción (**Figura 24**).

Características del estanque EC₃

- Estanque de geomembrana de 6 m de diámetro (28m³)
- Tipo de sistema: semi-intensivo
- Especie: tilapia del Nilo
- No. de peces: 30
- Peso actual promedio de los peces: 0.150 kg
- Biomasa actual: 0.160 kg/m³
- Peso proyectado promedio a la cosecha: 0.350 kg
- Biomasa proyectada: 0.375 kg/m³
- Biomasa máxima sugerida : 0.300 kg/m³




Figura 24. Información de un estanque de engorda de tilapia

2. Se te sugiere utilizar cuadros que muestren los resultados de los valores de los estanques que fueron analizados, así como los valores de referencia para cada una de las variables fisicoquímicas analizadas (**Figura 25**).

Variables fisicoquímicas del agua del estanque EC3 a las 11 horas

VARIABLE	VALOR	VALOR DE REFERENCIA
Oxígeno (mg/l)	5	4 - 6
Temperatura (°C)	28	28 - 29
NH4 (mg/l)	0	< 1 mg/L
NH3 (mg/l)	0	< 0.1 mg/L
NO2 Nitritos (mg/l)	0	< 0.8 mg/L
pH	9.5	7.0 - 8.0
Transparencia (cm)	23	40 - 45 cm

Figura 25. Resultados de las variables fisicoquímicas de un estanque de producción de tilapia

- Se sugiere utilizar también gráficos si alguna variable fue medida a lo largo de un ciclo, esta actividad dependerá del lugar de la práctica (**Figura 26**).



Figura 30. Valores de oxígeno disuelto graficados en un ciclo de 24 horas

- Realiza una explicación fundamentada del comportamiento cíclico o de los valores registrados de las variables fisicoquímicas en estudio en cada estanque y en forma comparativa entre estanques

5. Realiza una explicación fundamentada de la forma en cómo podrían llevarse a cabo estrategias o el acondicionamiento del agua para colocar alguna o algunas variables dentro del rango adecuado para el buen desarrollo de la especie cultivada, para ello puedes utilizar la información del apartado de generalidades.

2.7 Literatura recomendada

- Arredondo JL y Ponce JT. Calidad del agua en acuicultura. México (DF): AGT Editor, S.A., 1998.
- Boyd C. Water quality in warmwater fish ponds. Alabama: Craftmaster Printers, 1981.
- Brown L. Acuicultura para veterinaries. Producción y clínica de peces. Zaragoza: Acribia S.A., 2000.
- Contreras F. Manual de Técnicas hidrobiológicas. México (DF): Universidad Autónoma Metropolitana-Iztapalapa, 1984.
- Healt A. Water pollution and fish physiology. Arizona: CRC Press, 1987.
- Hepher B, Pruginin Y. Cultivo de peces comerciales. México (DF): Limusa, 1988.
- Martínez LR. Ecología de los Sistemas Acuícolas. Bases ecológicas para el desarrollo de la Acuicultura. México (DF): AGT Editor, S.A., 2006.
- Secretaría de Pesca. Piscicultura de agua dulce. México (DF): Secretaría de Pesca, 1986.
- Timons M, Losordo T. editors. Aquaculture water reuse systems: engineering design and management. 3rd ed. Amsterdam: Elsevier, 2000.



Manual del tema

Morfofisiología de organismos acuáticos (peces teleósteos, crustáceos decápodos y moluscos bivalvos)



**Asignatura: “Práctica de Medicina y Zootecnia Acuícola”
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la UNAM**

Germán Muñoz Córdova, Martha Salazar Ulloa, Ma. de la Luz Chavacán
Ávila y Luís Andrés Castro Fuentes

Fotografías

IAZ. Martha Salazar Ulloa
Centro de Enseñanza, Investigación y Extensión
en Ganadería Tropical de la FMVZ – UNAM.

MVZ EPA Ma. de la Luz Chavacán Ávila
Departamento de Medicina y Zootecnia de
Abejas, Conejos y Organismos Acuáticos de la
FMVZ – UNAM.

Revisor

MVZ Adriana Correa Benítez.
Departamento de Medicina y Zootecnia de
Abejas, Conejos y Organismos Acuáticos de la
FMVZ – UNAM.

* PAPIME (Proyecto con clave: PE214618)

Agradecimientos

CONTENIDO

I. Presentación

II. Práctica: Morfofisiología de organismos acuáticos (peces teleósteos, crustáceos decápodos y moluscos bivalvos)

2.1 Introducción

2.2 Generalidades

2.3 Objetivo

2.4 Materiales

2.5 Procedimiento de la práctica

2.6 Literatura recomendada

III. Anexos

3.1 Lista de cotejo para evaluar en forma individual el tema de Morfofisiología de peces, crustáceos y moluscos, uso de anestésicos y métodos de sacrificio en producción acuícola.

3.2 Lista de cotejo para evaluar el trabajo en equipo

I. PRESENTACIÓN

En la medicina de los peces, como en cualquier otra especialidad clínica, un conocimiento básico de anatomía es importante. Desafortunadamente, la diversidad estructural de los peces, crustáceos y moluscos y la falta de información básica de anatomía de las especies relativamente comunes, hace difícil la obtención de este conocimiento. Este apartado se enfoca en los aspectos clínicos importantes de la anatomía de los peces y está pensado para servir como una referencia para la clínica sobre órganos específicos en la variedad de peces. También se presentan algunos aspectos clínicos importantes de la anatomía vascular y de los órganos. No cabe duda que una imagen dice más que mil palabras, así que la anatomía topográfica de las especies de peces con las divergentes formas de cuerpo está ilustrada. La información presentada en este apartado por ningún medio representa los límites de diversidad encontradas en los peces, pero dentro de los confines de un apartado debe haber un camino para preparar al médico y reservar las sorpresas. Este documento te servirá de guía en el tema ya mencionado, proporcionándote información sobre la importancia y generalidades del tema, el propósito y resultados de la práctica, las habilidades y destrezas a adquirir y los materiales necesarios para su desarrollo.

Con el objeto de que estés informado de la forma en que se te evaluará en este tema, se han agregado en el apartado de anexos, los protocolos de evaluación en los que tu profesor se basará para evaluarte y asignarte una calificación.

II. PRÁCTICA: Morfofisiología de organismos acuáticos (peces teleósteos, crustáceos decápodos y moluscos bivalvos)

2.1 Introducción

El rápido incremento de la industria de la acuicultura, tanto para la producción de alimento como en el área de la producción de organismos acuáticos con fines ornamentales, ha puesto de manifiesto problemas relacionados en los aspectos de sanidad. El incremento de la producción acuícola se debe en gran medida a una mayor incursión en los sistemas de producción intensivos, los cuales son sustentados en el incremento de las densidades de población y por consiguiente a un aumento de estrés y a un mayor contacto entre los individuos, bajo tales circunstancias es frecuente que esto conduzca a brotes de enfermedades.

La acuicultura es una actividad primaria de gran relevancia a nivel mundial, debido al aporte en la producción de proteína animal para la alimentación humana, de la cual, los peces con aleta son el principal producto cultivado con 54 millones de toneladas producidas (FAO, 2018).

La mortalidad de organismos acuáticos o de sus productos, procedentes de la acuicultura, o la suspensión o decremento de su desempeño productivo, son pérdidas inmediatas a la enfermedad, sin embargo, existen pérdidas mediatas tales como retardos en el crecimiento, infecundidad, decomisos de los productos tras la inspección por no tener la calidad requerida, entre otros, que en algunos casos son más significativos económicamente que las pérdidas inmediatas.

Dada la importancia de la Sanidad Acuícola en el ámbito de la acuicultura, resulta importante conocer las características anatómicas y fisiológicas normales de los organismos acuáticos bajo condiciones de cultivo, ya que darán la pauta a generar un diagnóstico adecuado cuando dichas estructuras o funciones se encuentran bajo alteraciones patológicas causadas por enfermedades, lesiones traumáticas, condiciones hidrobiológicas inadecuadas o por carencias nutricionales.

2.2 Generalidades

Anatomía externa de un pez teleósteo fusiforme

Regiones del cuerpo de un pez

El cuerpo de un pez se divide en tres regiones: la cabeza, el tronco y la cola. La cabeza se extiende hasta el margen del opérculo, que es una estructura que presentan los teleósteos cuya función es proteger las branquias y ayudar en el proceso respiratorio.

El tronco continúa 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. El término fusiforme se refiere a la forma en donde la cabeza es más pequeña que el tronco.

Aletas

Las aletas de los peces a menudo son usadas como límites clínicos o para localizar lesiones por lo que deben ser monitoreadas todo el tiempo.

Las aletas pueden ser clasificadas como medias o pareadas.

Aletas medias o impares. Son aquellas que están alineadas en el eje antero posterior, como son la o las **aletas dorsales** colocadas en el lomo del pez), **aleta caudal** (la cola), **aleta anal** ubicada detrás del ano), **aleta adiposa** (aleta carnosa ubicada posterior a la aleta dorsal) y aletas reducidas a unas cuantas espinas libres.

Aletas pareadas. Son aquellas que están dispuestas por pares, como las **pectorales** y **pélvicas** (ventrales). Las pectorales están sostenidas por la cintura pectoral.

Básicamente considerando la composición de las aletas y su posición en el cuerpo del pez, los teleósteos se pueden dividir en dos grandes grupos:

- a) Peces con aletas con presencia de radios blandos y generalmente con un cuerpo fusiforme, con aletas pélvicas en posición caudal (**Figura 2**), por ejemplo, los salmónidos, las anguilas y la carpa.
- b) Peces con aletas con presencia de radios espinosos (osificados), grupo con un mayor avance evolutivo y en donde sus cuerpos tienden a ser más aplanados, con

aletas pélvicas colocadas cranealmente, a menudo debajo, incluso delante de las pectorales, por ejemplo, la Perca (**Figura 2**).

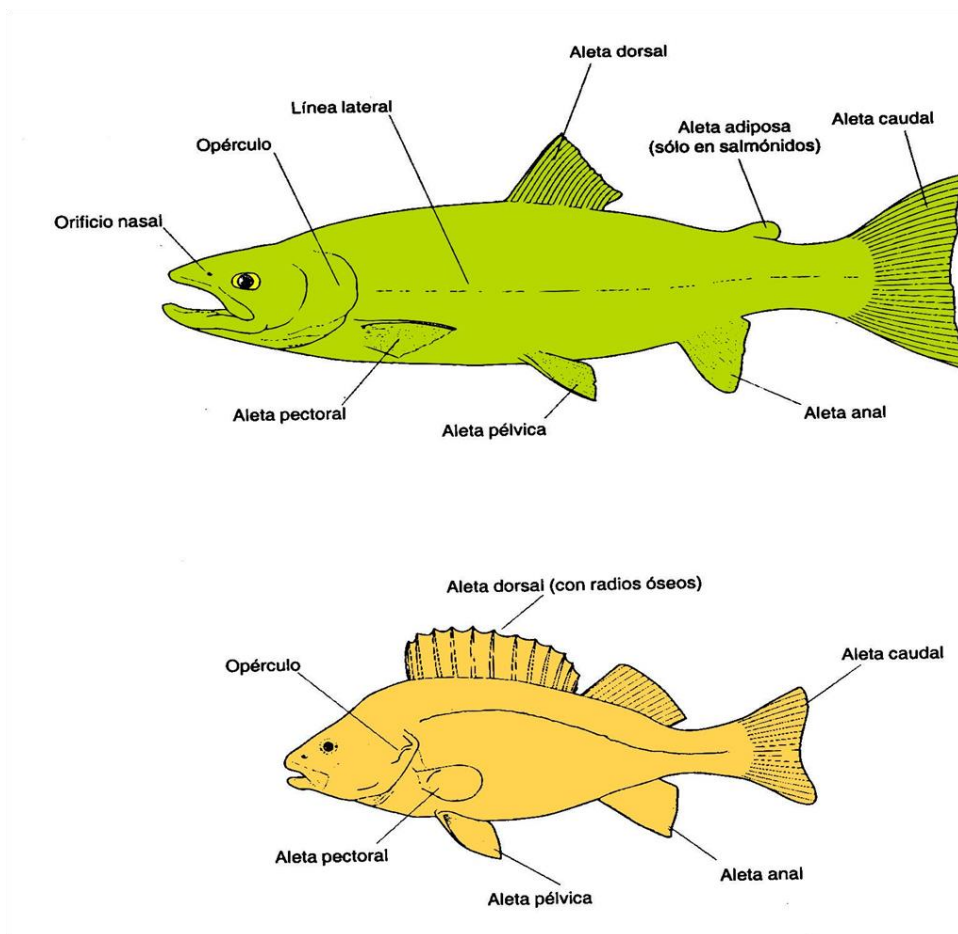


Figura 2. Esquema del cuerpo de los teleósteos inferiores, por ejemplo, los salmónidos (arriba) y esquema del cuerpo de los teleósteos superiores, por ejemplo, la perca (abajo).

Sistema cutáneo

La piel es la protección primaria contra el ambiente y actúa como una barrera osmótica y como primera línea de defensa contra la enfermedad. Estructuralmente la piel se compone de epidermis (revestida por una cutícula) y la dermis (descansa sobre la hipodermis).

La **cutícula**, es de escaso grosor (alrededor de un micrómetro), lo componen mucopolisacáridos resultantes de una combinación de material celular, células descamadas y mucus secretado a la superficie por células epidérmicas. El mucus hace que la piel sea menos permeable (regulación osmótica) y desempeña un papel como fungicida y bactericida.

En la **epidermis** se encuentran células de malpighi y células caliciformes secretoras de mucus (**Figura 3**). Su grosor es variable, entre 3 a 20 células. Debajo de la epidermis se encuentra la **dermis**, la cual contiene cromatóforos (**Figura 3**), los responsables del color de la piel. Las escamas se originan en la dermis, e imbricadas unas con otras quedan cubiertas por la epidermis (**Figura 3**). En los teleósteos se describen dos tipos principales de escamas: las ctenoideas, presentes en lo teleósteos de radios espinosos, las cuales presentan un número variable de indentaciones y cuya forma recuerda a un peine y el otro tipo de escamas son las cicloideas, que presentan una forma más o menos circular o de forma ovalada con bordes lisos que son consideradas más primitivas que las ctenoideas.

La **hipodermis** se conforma de tejido adiposo laxo y conecta a la dermis y epidermis a las estructuras subyacentes (**Figura 3**). Los procesos infecciosos e inflamatorios que hayan superado la piel se propagan fácilmente por la hipodermis.

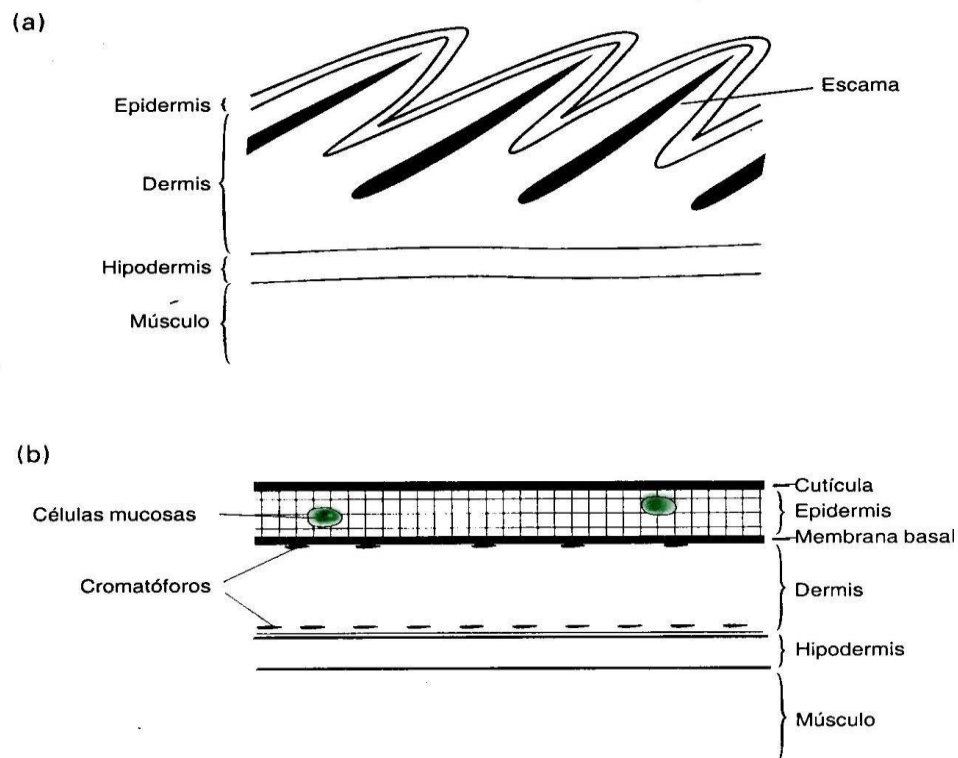


Figura 3. a). Diagrama de una sección de la piel de los peces. b) Diagrama de la estructura de la piel de los peces.

Las escamas son placas translúcidas de origen dérmico que protegen la epidermis, formando una barrera de protección ambiental para el pez.

Los tipos de escamas tienen alguna importancia clínica, dictando los procedimientos de manejo y tratamiento, de manera tal que los peces de escama suave como la trucha y particularmente los peces con menos escamas como los peces gato, pueden ser mucho más sensibles a las drogas y las toxinas presentes en el agua, lo cual afecta algunos protocolos de tratamiento. Los peces con escamas muy finas como los arenques, lucios y atunes son susceptibles a ser lastimados, incluso en simples procedimientos, como la captura y el traslado, estos peces a menudo requieren ser anestesiados para examinarlos. Por otro lado, los peces de escamas grandes como los esturiones, zorros blancos y sábalos pueden ser muy difíciles para inyectar con dispositivos de inyección como las jeringas con émbolo, y las grandes escamas pueden complicar las intervenciones quirúrgicas.

Anatomía interna de un pez teleósteo fusiforme

Sistema Músculo - Esquelético

El esqueleto axial consiste en un cráneo y una columna vertebral. Todas las vértebras tienen un arco neural y una apófisis.

Generalmente hay dos tipos de huesos: celular y acelular. El ***hueso celular*** contiene osteocitos y se encuentra en las especies menos evolucionadas. El ***hueso acelular*** se encuentra solo en los teleósteos más evolucionados y no contiene osteocitos, por lo que la reabsorción del calcio no puede producirse y consecuentemente estos huesos no pueden ser usados como reserva funcional de calcio.

La principal musculatura esquelética en los peces forma bloques de músculo llamados miómeros (**Figura 4**), ordenados en cuadrantes delimitados por un septo transversal vertical y un septo transversal horizontal. La disposición de los miómeros, implica que durante la contracción de unos miómeros influyen sobre otros con los que están en estrecho contacto, el resultado es una suave secuencia de contracciones que recorre el cuerpo del pez al nadar y produce una onda de amplitud creciente que pasa a lo largo del pez.

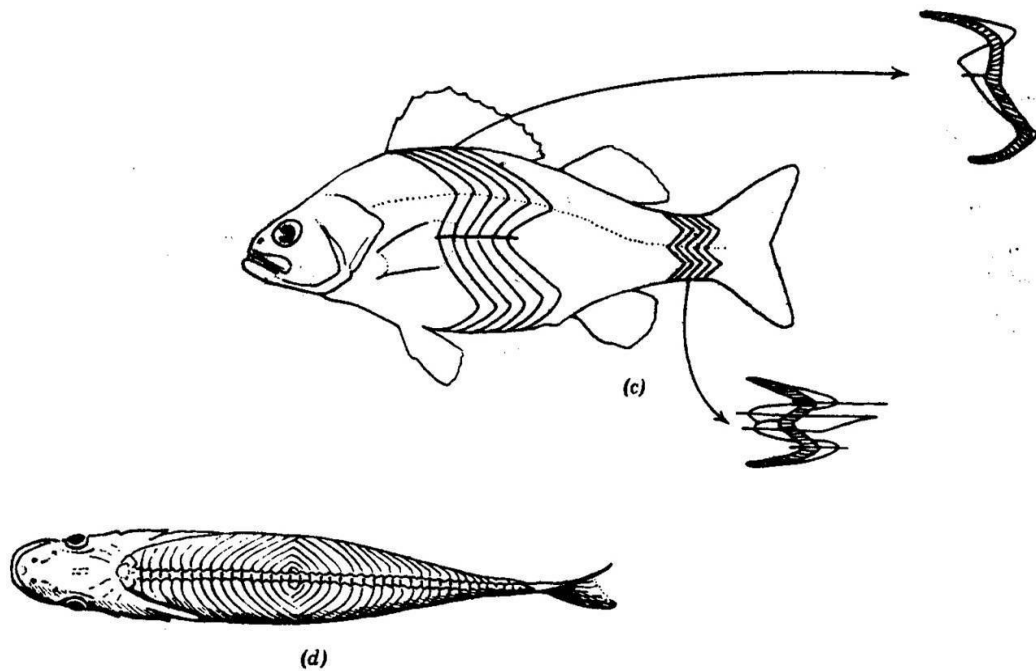


Figura 4. Sección de una perca para mostrar la apariencia en forma de arco de los miómeros

Los miómeros presentan tres tipos de fibras musculares: rojas, blancas y rosas. El **músculo rojo** es utilizado en desplazamientos lentos, estas fibras están bien vascularizadas y son aeróbicas. El **músculo blanco** se utiliza en esfuerzos agotadores de la natación, las fibras están pobremente vascularizadas, son anaeróbicas y de contracción rápida. El **músculo rosa** es una forma intermedia entre las anteriores y normalmente se encuentran separando las fibras rojas y blancas.

La importancia clínica de la localización de un músculo rojo en los peces está en la distinta diferencia en las drogas cinéticas cuando las inyecciones se hacen dentro de un músculo oscuro. Los anestésicos, por ejemplo, tienden a distribuirse de manera diferente cuando las inyecciones se realizan dentro de un músculo oscuro comparado con la inyección dentro de un músculo blanco. Este aspecto anatómico y farmacológico garantiza considerablemente el estudio con otras drogas, pero debe mantenerse en mente cuando un clínico selecciona el sitio de inyección y los ángulos a lo largo del pez.

Sistema circulatorio

En los peces, la circulación sanguínea está muy estrechamente ligada a la respiración, siendo los glóbulos rojos y el pigmento que contienen, la hemoglobina, los que distribuyen el oxígeno por todo el cuerpo. Se deduce que en los nadadores rápidos, como los atunes, tienen gran cantidad de estos, mientras que en nadadores lentos, su proporción es menor.

La sangre circula dentro de un sistema cerrado y en ella van transportadas sustancias nutritivas, hormonas, residuos metabólicos, oxígeno y gas carbónico. La impulsión de la sangre por el sistema circulatorio se realiza mediante el corazón, el cual se divide en dos partes, una **aurícula** y un **ventrículo**, siendo este último de paredes gruesas y contrayéndose regularmente al recibir la sangre de la aorta central, la cual se subdivide y aprovisiona a las branquias, que es donde se oxigena la sangre.

La **aorta ventral** se encuentra en la línea media debajo de las branquias y suministra sangre a cada arco branquial a través de las **arterias branquiales aferentes** (Figura 5).

La sangre oxigenada deja los capilares branquiales a través de las **arterias branquiales eferentes** y se distribuye a los diferentes órganos, siendo principalmente transportada a través de la **aorta dorsal** desde la cabeza hasta la cola (Figura 5).

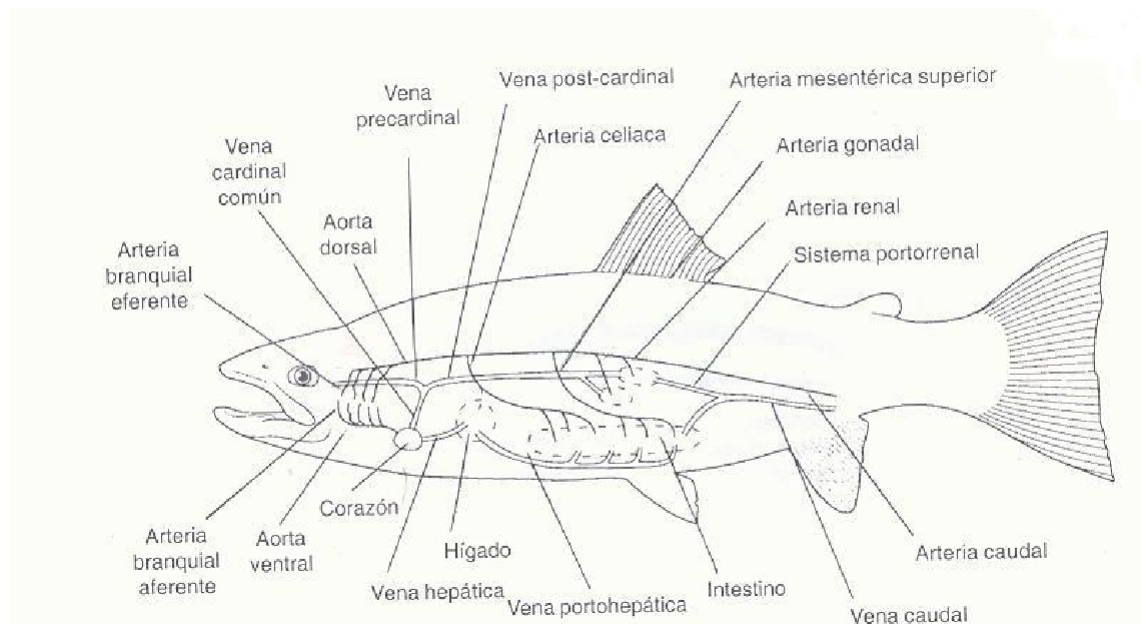


Figura 5. Sistema circulatorio básico de un pez

En la cabeza existe un sistema autónomo de arterias carótidas. Una vez que la sangre atraviesa los órganos, musculatura, etc. donde se desprende del oxígeno, retorna a la aurícula por el sistema venoso. El retorno al corazón se realiza por **venas cardinales pares, anteriores y posteriores (Figura 5)**, las cuales forman antes de llegar al corazón una cámara denominada canal de Cuvier, tanto a la derecha como a la izquierda.

La sangre desprovista del oxígeno y retornada a la aurícula, pasa al ventrículo, donde comienza de nuevo el proceso.

Sistema respiratorio

Los peces respiran tomando agua. Ésta, sometida a presión, pasa desde la boca al interior de las cámaras branquiales situadas a ambos lados de la cabeza. Las branquias, localizadas en las hendiduras branquiales, son unos filamentos laminares de un fino epitelio con unas extensiones llamadas lamelas (**Figura 6**). Cuando el agua fluye por las branquias, el oxígeno que contiene se difunde a la sangre a través de los vasos sanguíneos de los filamentos y de las lamelas. De forma simultánea, el dióxido de carbono de la sangre del pez se difunde hacia el agua, que es expulsada del cuerpo. Un pez puede cerrar su opérculo que cubre las aberturas branquiales, para evitar que el agua salga.

Además de participar en el intercambio gaseoso, las branquias están involucradas en la osmorregulación y la excreción de compuestos nitrogenados, principalmente en forma de amoníaco.

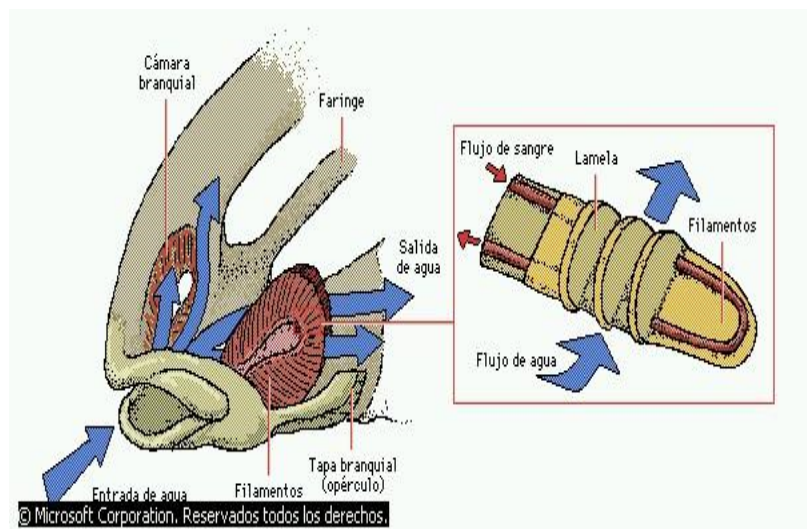


Figura 6. Detalles de las branquias de un pez

Sistema Digestivo

Está formado por los siguientes órganos: boca, faringe, esófago, estómago, intestino (ciegos pilóricos) y ano. Presenta glándulas anexas como el hígado, vesícula biliar, páncreas y bazo (**Figura 7**).

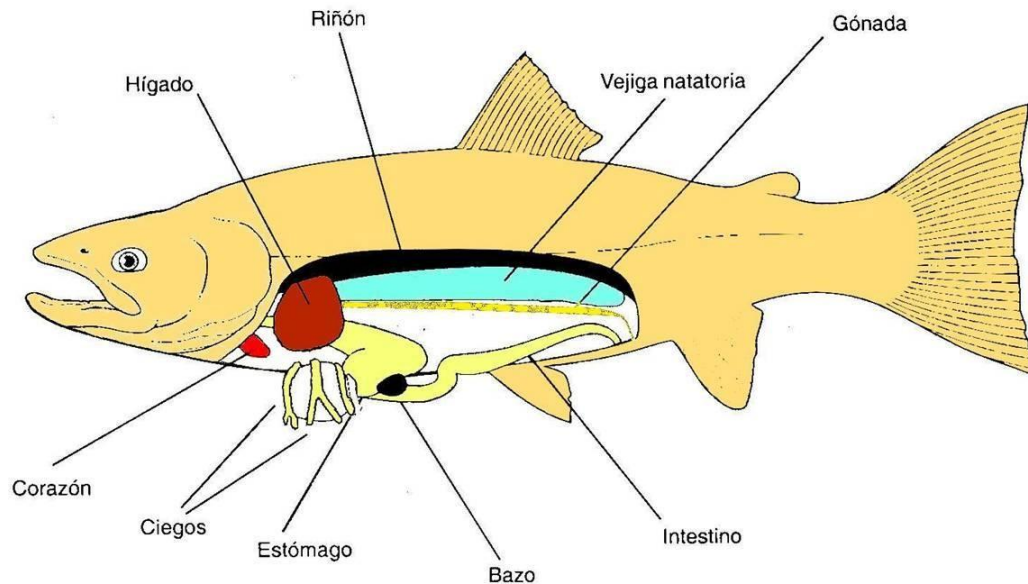


Figura 7. Órganos internos de un pez

El aparato digestivo comienza en la boca continuando con la faringe, la cual está perforada lateralmente por los arcos branquiales. La faringe se continúa en el esófago, siendo muy elástico y disponiendo de células secretoras de una sustancia mucilaginosas que favorece el avance del bolo alimenticio hacia el estómago. Es de destacar que en algunos grupos de peces no existe el estómago, siendo el intestino el que realiza las actividades propias del estómago, como es el caso de los ciprínidos. Los peces no disponen de glándulas salivales, siendo estas sustituidas por glándulas mucosas.

Los diferentes órganos que componen el sistema digestivo no están diferenciados con claridad en todas las especies, aunque todas ellas tienen páncreas e hígado.

Existe una diferenciación en tamaño del intestino dependiendo de la alimentación de los peces, siendo cortos los de los peces depredadores carnívoros (**Figura 8**) y largos los de los herbívoros (**Figura 9**).

Órganos tales como el hígado o el páncreas forman parte del aparato digestivo, teniendo funciones de favorecimiento de la digestión, como el caso de la segregación de bilis e incluso de generación de reservas como es el caso de formación de glucógeno.



Figura 8. Intestino de una trucha arcoíris



Figura 9. Intestino de una tilapia

Sistema endocrino

El sistema nervioso y endocrino tienen a menudo una alta interdependencia y suelen actuar conjuntamente.

Pituitaria. Sus componentes son la neurohipófisis, que se origina como una prolongación inferior del cerebro y la adenohipófisis que es una prolongación superior del techo de la boca.

Las hormonas producidas por la pituitaria tienen un efecto estimulante sobre otros órganos endocrinos, por ejemplo: tiroides, gónadas y adrenales o bien una influencia sobre procesos fisiológicos, por ejemplo: comportamiento de melanóforos, osmorregulación, metabolismo y crecimiento.

Glándula pineal. Esta glándula es sensible a la luz y se encuentra en la línea media entre los ojos, bajo un fino cartílago craneal. Segrega melatonina y su función parece estar asociada con el fotoperiodo y el control de los ciclos estacionales como los alimenticios.

Tiroides. Este órgano es difuso en los peces y los folículos de la glándula tienen forma entre redondeada y oval. La tiroxina es el principal producto de esta glándula. Las hormonas tiroideas tienen efecto en la regulación del crecimiento del músculo, hueso y cartílago, y pueden tener efecto también en procesos de osmorregulación en la adaptación al agua de mar en las especies eurihalinas.

Urofisis. Es un órgano neurosecretor que se encuentra en el extremo caudal de la médula espinal. Se relaciona principalmente con el balance hídrico e iónico.

Páncreas. En los teleósteos superiores se presenta en forma de islotes que tienden a ser muy grandes y se conocen como cuerpos de Brockman. Las hormonas secretadas son el glucagón, la insulina y la somatostatina y su papel sea quizás similar al de los vertebrados superiores.

Gónadas. Los estrógenos y andrógenos son producidos por las gónadas bajo control de las gonadotrofinas segregadas por la pituitaria. Pueden actuar sobre una gran cantidad de tejidos y provocar cambios de color, desarrollo de protuberancias mandibulares en los salmónidos. Los andrógenos tienden a incrementar la retención proteica, y los estrógenos tienden a aumentar las reservas lipídicas.

Sistema excretor

Al igual que muchos animales acuáticos, la mayor parte de los peces excretan residuos nitrogenados en forma de amoníaco. Parte de sus excreciones se difunden a través de las branquias en el agua circundante, el resto es expulsado por los riñones, órganos excretorios que filtran los desechos de la sangre y que se caracterizan por ser alargados, oscuros, situados por encima de la vejiga natatoria y por debajo de la columna vertebral (**Figura 10**), su unidad estructural y funcional es la nefrona. Histológicamente el riñón está formado por dos porciones, una anterior (riñón hematopoyético), que posee también tejido renal de excreción, pero cuya principal función es la formación de eritrocitos y leucocitos de la serie granulocítica y otra posterior que tiene exclusivamente función excretora.



Figura 10. Dissección de una tilapia en donde se muestra el riñón

El riñón se comunica directamente con la uretra y del mismo mesonefro se forman las gónadas tanto masculinas como femeninas, que en ambos casos son dos. Anatómicamente están muy pegadas al riñón, tienen un mismo órgano excretor (uréter) y se continúa con el poro genital que está cerca del ano.

Los riñones ayudan a los peces a controlar la cantidad de amoníaco en sus cuerpos. Los peces de agua salada tienden a perder agua debido a la ósmosis, por lo que los riñones concentran los desechos y expulsan del cuerpo tanta agua como les sea posible. En el caso de los peces de agua dulce, la situación es a la

inversa y tienden a obtener agua continuamente y en este caso están especialmente adaptados para bombear grandes cantidades de orina diluida. Algunos peces han desarrollado riñones especialmente adaptados que cambian su función, permitiéndoles trasladarse de agua dulce a agua de mar.

Los peces tienen mecanismos extrarrenales compuestos por el tegumento, branquias e intestinos.

Órganos hematopoyéticos

Los peces no tienen médula ósea que sirva como órgano hematopoyético. Su producción de eritrocitos está dado por los mismos tejidos que producen la respuesta linfoide, el tejido linfoide está localizado difusamente en el mesenterio. El principal sitio de hematopoyesis en la trucha es el riñón craneal. La anatomía del riñón se discutirá más tarde dentro del sistema urogenital. El bazo de la trucha es un órgano accesorio hematopoyético.

Gran parte del tejido linfoide de los peces se encuentra en el bazo. El bazo de la trucha está adyacente a la curvatura mayor del estómago. En otros peces, a menudo se le encuentra cerca de la curvatura menor de los peces, en los peces sin estómago, cerca de la parte del intestino que pasa donde el estómago pudiera encontrarse. La posición del bazo es similar a lo que se pudiera esperar en la anatomía de los mamíferos. Las lampreas no tienen bazo, pero en su lugar tienen una vaina o cuerpo graso. En los peces pulmonados, el bazo y el páncreas están juntos, pero bien delineados. En otros teleósteos, la cápsula del bazo a menudo contiene un considerable tejido pancreático. El bazo de los peces puede estar pigmentado. Los nódulos pigmentados resultan una apariencia de lunares del bazo de algunos peces.

Las truchas, como en la mayoría de los peces, tienen un timo claro, que está altamente vascularizado, en par, órgano bilateral que se encuentra debajo de del borde dorsal del opérculo, cerca de los arcos dorsales de las branquias. En contraste con el timo de los mamíferos, el timo de los peces es difícil de localizar en los peces jóvenes, pero puede ser observado en los peces de 5 meses de edad. En algunos peces, el timo se encuentra en la porción craneal del riñón. En los peces gatos de respiración aérea, el timo está caudal al órgano accesorio respiratorio, mucho más caudal que en la mayoría de los peces. En los tiburones,

el timo es bastante claro y se localiza en los bordes interiores de las hendiduras branquiales.

Sistema nervioso y algunos órganos de los sentidos

El sistema nervioso de los peces comprende el **sistema nervioso central**, que a su vez consta de encéfalo y médula espinal; y el **sistema nervioso periférico**, que consta de numerosos ganglios y nervios; existe además un **sistema nervioso autónomo** que se encarga del peristaltismo, funciones de la musculatura lisa, ritmo cardiaco, control de los cromatóforos, etc.

En el curso de la evolución de los vertebrados, la concentración de los órganos sensoriales en la parte anterior del cuerpo tuvo un efecto importante sobre la formación del cerebro, el cual se convirtió progresivamente en el órgano superior de dirección de toda actividad.

El cerebro de los peces es similar en su diseño básico al de los vertebrados superiores, sin embargo, se presentan importantes diferencias. Los hemisferios cerebrales tienden a ser más pequeños en comparación con los mamíferos, y la parte del cerebro más evidente al retirar el cráneo es el **mesencéfalo**. El mesencéfalo o cerebro medio, es el más voluminoso, presenta dos **lóbulos ópticos** importantes (**Figura 11**) y es donde se registran y traducen las impresiones visuales. Como es lógico, los peces que se orientan por la vista tienen lóbulos ópticos muy desarrollados.

El **telencéfalo** o cerebro anterior (**Figura 11**), está enteramente al servicio del órgano olfativo, con un mayor desarrollo en los peces de olfato fino como los tiburones. Es el encargado de dirigir el comportamiento de los peces en el momento de la freza, de los cuidados de los huevos y de los alevines.

El **diencefalo** es un importante centro de mantenimiento del equilibrio interno y donde reside el sentido del gusto. Asimismo, está unido al sistema endocrino por la hipófisis y de ahí parte el nervio óptico.

El **cerebelo** se encuentra sobre la cara superior del cerebro (**Figura 11**), inmediatamente detrás de los lóbulos ópticos, siendo su función principal la de coordinar los movimientos y la orientación.

La última parte del cerebro es la médula oblonga la cual se continúa con la **médula espinal** (**Figura 11**). Esta última se encuentra alojada en el arco neutro

de las vértebras y aloja los nervios espinales que van a los distintos órganos del cuerpo.

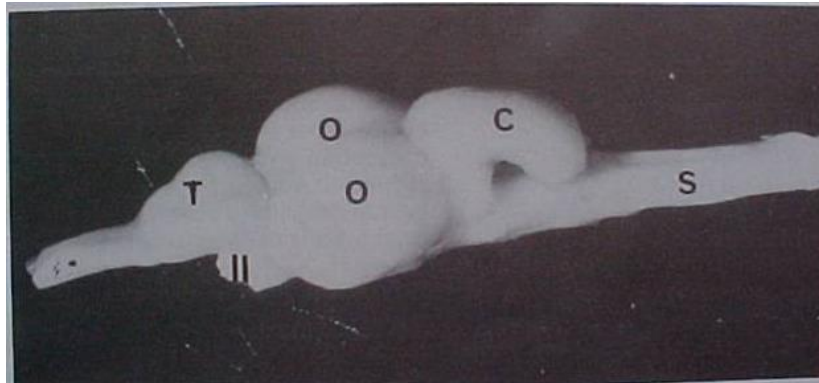


Figura 11. Cerebro de un salmón del atlántico. S = médula espinal. O = lóbulos ópticos. C= cerebelo. T = telencéfalo

A continuación, se describen algunas características de algunos de los órganos sensoriales de los peces.

Ojo. Los ojos generalmente parecen haberse adaptado de acuerdo al nicho ecológico más que en función del grupo filogenético. Los párpados y el aparato lagrimal no están presentes, ya que no son necesarios en el medio acuático. La recepción de la luz varía con el hábitat, pero generalmente la mayoría de los peces de aguas superficiales tienen visión en color, mientras que los peces de aguas profundas, no.

Laberinto u oído interno. Está implicado en el mantenimiento del equilibrio y la audición. Consta de canales semicirculares y órganos otolíticos (“piedras” blancas calcificadas). El otolito, también llamado piedra auricular o *lapillus*, está formado por carbonato de calcio y crecen discontinuamente, por lo menos en los peces de las zonas templadas, y pueden por lo tanto servir para calcular la edad del pez.

Línea lateral. Este órgano se encuentra solamente en los peces y en las fases acuáticas de los anfibios. La línea lateral es una hendidura o canal a lo largo del cuerpo del pez desde el opérculo a la base de la aleta caudal (**Figura 6**), uno en cada lado. Tiene un soporte óseo, y está cubierto por epidermis que contiene poros a lo largo de toda su longitud.

En el canal están presentes los neuromastocitos, parches de células receptoras con extensiones sensoriales parecidas a pelillos que se unen a la

cúpula gelatinosa (**Figura 12**). Las perturbaciones que causan corrientes y vibraciones estimulan a los neuromastocitos, por lo que el sistema está implicado en la localización de objetos en movimiento tales como depredadores y presas.

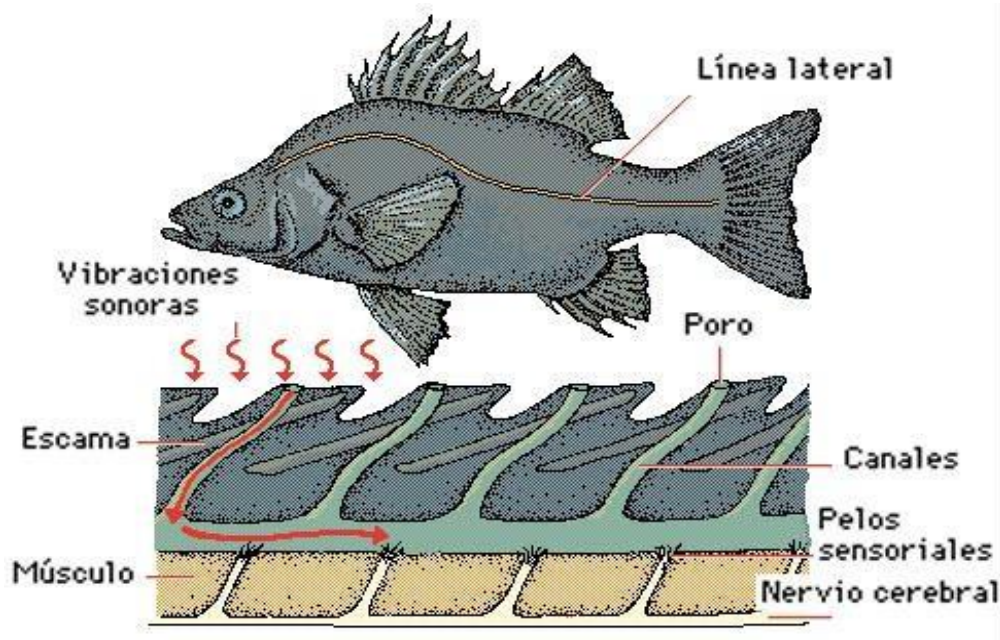


Figura 12. Detalles de la línea lateral de un pez

Aparato reproductor

Los peces tienen diversos mecanismos de reproducción. Aunque la heterosexuality es la más común, algunas especies son hermafroditas, es decir, sus miembros desarrollan tanto ovarios como testículos, bien en fases vitales distintas o simultáneamente.

Los peces ovíparos son los que ponen huevos, que son fecundados en el exterior del cuerpo de la hembra; en estos casos, el desarrollo de las crías es también externo. Las especies que dispersan sus huevos en el agua producen a menudo cantidades prodigiosas de ellos. Un único bacalao, por ejemplo, puede producir hasta 7 millones de huevos. Otros peces ovíparos, como el salmón del Pacífico pueden efectuar notables migraciones de regreso a su lugar de origen para desovar. La atención familiar tras la puesta puede estar totalmente ausente, o ser muy elaborada e implica la defensa del territorio o el nido. En algunos cíclidos africanos, los peces jóvenes penetran en la boca de uno de sus progenitores para huir de la amenaza de los depredadores. Los peces ovovivíparos presentan

fecundación interna y alumbran las crías en un estado de desarrollo avanzado. El ovoviviparismo se ha dado a menudo entre los peces y perdura en el tiburón, el celacanto y algunos peces de acuario como el guppy. Hay diversos mecanismos para proporcionar nutrientes a los embriones, que pueden multiplicar hasta mil veces su tamaño antes del alumbramiento. En las especies ovovíparas, las crías salen del huevo en el oviducto de la hembra, para posteriormente ser expulsadas al exterior de la hembra.

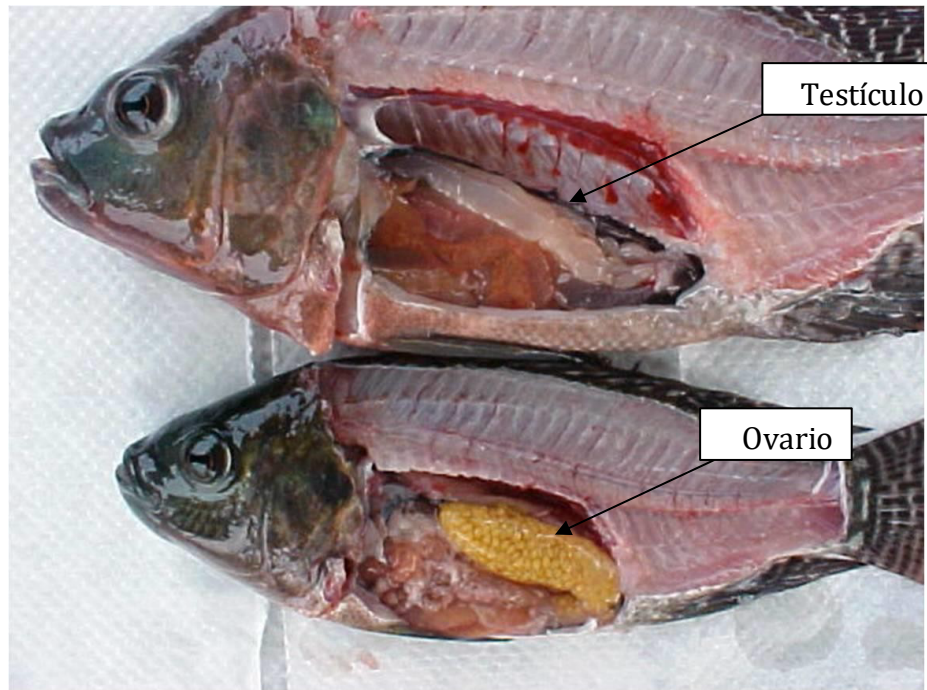


Figura 13. Testículo (arriba) y ovario (abajo) de tilapia

Anatomía de crustáceos

Los crustáceos pertenecen al phylum artrópoda, los miembros de este phylum se caracterizan por presentar un exoesqueleto que protege el cuerpo del animal. Los crustáceos constituyen un grupo muy diverso de invertebrados, por lo que se describirán las características de los llamados crustáceos mayores pertenecientes a la clase Malacostraca y al orden Decápoda. Dentro de este orden se distinguen los camarones, pertenecientes al infraorden Penaeidae y los langostinos, al suborden Caridae.

Características generales

Tanto para el infraorden Penaeidae como para el suborden Caridae se tiene características similares las cuales serán descritas a continuación.

El cuerpo del infraorden Penaeidae como para el suborden Caridae para su estudio se divide en tres: cabeza o cefalotórax, abdomen o pleón y telson. En cada una de estas regiones se encuentran distribuidos los aparatos y sistemas.

Exoesqueleto

Está formado por tres capas, la epicutícula, la procutícula y la capa membranosa. Estas capas proveen al exoesqueleto de proteínas, lípidos, sales cálcicas y quitina, elementos indispensables para endurecerlo y así poder cumplir su función protectora.

Los crustáceos para poder crecer necesitan llevar a cabo el proceso conocido como muda o ecdisis, en dicho proceso los restos del antiguo exoesqueleto se desprenden, mientras que la nueva cutícula formadora del siguiente exoesqueleto se expande por todo el cuerpo del crustáceo a través de la incorporación de calcio obtenido principalmente de la dieta o por absorción desde el agua.

Cabeza o cefalotórax

Ojo

Los ojos están colocados en la porción anterior del cefalotórax, a ambos lados del rostro sostenidos por un pedúnculo. En este pedúnculo se encuentra la glándula del seno, la cual tiene diferentes funciones, resaltando la producción de la hormona

inhibidora de la muda. La extirpación de la glándula induce la reproducción y puesta de los crustáceos; a este proceso se le conoce como ablación del pedúnculo ocular.

Anténulas

En las anténulas, se encuentra el oído, formado por cavidades en las que flota una partícula sólida que al vibrar amplifica vibraciones de baja frecuencia transmitidas por el sustrato.

Antena

En ellas se encuentra la glándula antenal o maxilar o glándula verde, la cual será explicada en la parte del sistema excretor.

Rostrum

Estructura perteneciente al exoesqueleto en forma aserrada, localizada en el cefalotórax, cuya función es la de proteger el ojo de los crustáceos y en época de reproducción estimular a la hembra al apareamiento.

Sistema circulatorio

Los crustáceos poseen un aparato circulatorio simple y abierto, no poseen venas únicamente arterias y su grado de desarrollo dependerá de la especie, el corazón presenta forma poligonal y se encuentra ubicado en el cefalotórax, dorsal al hepatopáncreas.

Por el corazón solo circula hemolinfa no oxigenada, por esta razón se considera simple y abierto porque termina en senos que bañan directamente a los tejidos, actuando también como fluido intersticial.

Aparato respiratorio

El aparato respiratorio está constituido por branquias, las cuales están formadas por una lámina vascularizada y un epitelio. Las branquias se encuentran ubicadas en las cámaras branquiales una a cada lado del cefalotórax y tienen como función efectuar el intercambio gaseoso con la hemolinfa que circula por las venas branquiales, además de considerarse como los principales órganos osmorreguladores. El oxígeno es captado por difusión del agua que circula en la cámara branquial. El amoníaco es el principal producto de desecho que también puede ser excretado por las branquias.

Sistema excretor

Está constituido por la glándula antenal o maxilar o glándula verde, se encuentra ubicada en el cefalotórax en la base de las antenas. Los crustáceos son principalmente amoniotéticos, por lo que el amoniaco es el principal producto nitrogenado que se produce. Por lo tanto, la función principal de la glándula verde es la de producir la orina y a su vez excretarla.

Aparato digestivo

El aparato digestivo está constituido por maxilípedos, boca, esófago, estómago, intestino y ano, el cual abre en la base del urópodo.

La comida es atrapada por los maxilípedos y triturada por ellos antes de ser introducida a la boca del organismo. El intestino se divide en tres porciones: intestino anterior (estomodeo), intestino medio (mesenteron) e intestino posterior (proctodeo). El intestino anterior está formado por un corto esófago seguido por un estómago cardinal y después por un estómago pilórico; ambos constituyen un estómago en donde se lleva cabo la digestión química de los alimentos, ayudado por las enzimas que son producidas por la glándula anexa al aparato digestivo conocida como hepatopáncreas. Esta glándula tiene como función producir proteasas, lipasas, y otras enzimas disociadoras de carbohidratos, también actúa como órgano de depósito de glucógeno, lípidos y calcio, por lo que es considerado como el principal órgano de absorción de nutrientes.

Pereiópodos o extremidades torácicas

Los tres primeros pares de extremidades torácicas, son denominadas como maxilípedos y sirven para llevar el alimento a la boca de los organismos, los otros cinco pares se emplean para caminar y son conocidos también como patas caminadoras o pereiópodos. Algunas presentan estructuras conocidas como quelas.

Abdomen o pleón

En este se encuentra la masa muscular de los organismos, cubierta por exoesqueleto dividido en seis estructuras conocidas como pleuras o somitas.

Pleópodos o extremidades abdominales

Las extremidades abdominales son cinco pares y carecen de quelas, su función es nadadora.

Sistema nervioso

Se encuentra constituido por dos cordones nerviosos formados por ganglios y sus conexiones axonales. El cerebro se encuentra dividido en tres regiones diferenciadas conocidas como ganglios supraesofágicos, subesofágicos y periesofágicos, seguidos de los ganglios segmentales en la base de cada pereiópodo y pleópodo. A esto se le conoce como cadena ganglionar, la cual permite el movimiento de los organismos.

Aparato reproductor

De acuerdo al sexo el aparato reproductor, testículos u ovarios, se encuentran localizados entre el tórax y el abdomen en la porción dorsal. El aparato reproductor masculino está conformado por los testículos, conducto espermático o seminal y los sacos espermáticos, y es conocido como Petasma, mientras que el aparato reproductor femenino está constituido por ovarios y conductos ováricos, se le conoce como Télico, el cual puede ser abierto o cerrado.

Ambos aparatos reproductores se encuentran entre la región del cefalotórax y el abdomen.

Telson

Se encuentra formado por los urópodos y la espina, ambos constituyen el abanico caudal, que sirve para impulsarse.

Se han descrito las principales características anatómicas generales tanto para el infraorden Penaeidae como para el suborden Caridae, a continuación, con fines de esta práctica se describirán las diferencias que presentan entre ellos y que deberán ser observadas durante el desarrollo de la misma.

Diferencias anatómicas entre camarones y langostinos	
Penaeidae (Camarón)	Caridae (Langostino)
<p>Los tres primeros pares de pereiópodos terminan en pinza o quela, y éstas son del mismo tamaño.</p> <p>La segunda somita abdominal se sobrepone a la tercera.</p> <p>Las hembras presentan télico abierto o cerrado</p> <p>Las branquias son de tipo dendrobranquias (en forma de ramas de árbol)</p>	<p>Los dos primeros pares de pereiópodos terminan en pinza o quela, siendo el segundo par de pereiópodos y sus quelas de mayor tamaño</p> <p>La segunda somita abdominal se sobrepone a la primera y a la tercera.</p> <p>Las hembras presentan télico cerrado</p> <p>Las branquias son de tipo filobranquias (en forma de hilos)</p>

Anatomía de moluscos

La familia de moluscos comprende 7 clases: Aplacóforos, Monoplacóforos, Polioplacóforos, Escafópodos, Pelecípidos o Bivalvos, Gasterópodos y Cefalópodos. Siendo los bivalvos la clase a la cual se enfocará la práctica.

Los bivalvia son organismos que se caracterizan por tener un cuerpo blando encerrado en dos conchas o valvas calcáreas, las cuales sirven de protección al resto del cuerpo.

Su cuerpo se encuentra dividido en 3 partes o regiones que son: cefálica, pie y la masa visceral.

Región cefálica

En la región cefálica se encuentra la **boca** y algunos órganos sensoriales especializados, generalmente detrás de la boca se encuentra la región del pie.

Región del pie

El pie es una región extensible, plana y ventral que puede estar adaptado para la locomoción, para la fijación al sustrato o para una combinación de ambas funciones.

Masa visceral

Además de la protección de las valvas, la masa visceral se encuentra cubierta de una membrana que recibe el nombre de manto, la cual es la encargada de proteger a los órganos internos del molusco bivalvo, tales como boca, corazón, pie, músculos aductores (anterior y posterior,) músculos retractores del pie (anterior y posterior), canal exhalante, canal inhalante, branquias, estómago, riñón.

Valvas

Las valvas son segregadas por el manto y está limitada por él. Sirven de protección al cuerpo de los moluscos. La concha está formada principalmente de carbonato cálcico y normalmente se divide en tres capas: el periostraco externo, compuesto principalmente de materia orgánica, la capa prismática o intermedia de calcita y prismas de carbonato de calcio y una capa interna o nacarada compuesta de aragonito.

Manto

El manto es una lámina tisular que se encuentra en ambos lados de las valvas y tiene como función principal proteger a la masa visceral. El manto presenta repliegues en ambos lados, los cuales controlan el flujo de agua que entra en la cavidad que forma el manto. Se encuentra situado a lo largo de una línea semicircular, a corta distancia del margen de la concha forma una cicatriz llamada línea paleal. En algunos moluscos bivalvos los bordes del manto se fusionan originando los canales exhalantes e inhalantes.

Músculos aductores (anterior y posterior)

Los músculos aductores proveen la apertura y el cierre de las valvas. Estos músculos en algunas especies de moluscos pueden resistir una tracción de fuerza de hasta 10 kg antes de poder separar las valvas.

Un punto importante en estas estructuras es que la pérdida de la turgencia de los músculos es un signo clínico encontrado en moluscos bivalvos con problemas de salud.

Canales exhalantes e inhalantes (Sifones)

Se originan a partir del manto, el desarrollo de sifones alargados permite a muchos moluscos enterrarse en el fondo.

Branquias

Son cuatro láminas en forma de media luna que se extienden desde la boca hasta unos dos tercios de la distancia donde se fusionan los bordes del manto de ambos lados. Dan el aspecto de láminas, a lo cual se le debe el nombre de lamelibranquias. Las branquias sirven para la recolección de alimento por filtración, así como para el intercambio gaseoso. Las branquias y el manto son los órganos primarios de la respiración, sin embargo, cabe mencionar que estas estructuras también cumplen múltiples funciones dependiendo de la especie de bivalvo.

La mayoría de los moluscos son anaerobios facultativos dada su posición bentónica dentro de la columna de agua.

Umbo

Es la parte más vieja de la concha y el crecimiento tiene lugar en líneas concéntricas a su alrededor. El umbo es el punto fisiológico, del crecimiento de los moluscos bivalvos y se encuentra por encima de la bisagra.

La bisagra es la parte que permite que se abra y cierre la valva según los requerimientos del organismo (respirar, alimentarse, y/o excretar).

La masa visceral que contiene el estómago, el intestino, el corazón, el riñón y la gónada macroscópicamente es difícil de diferenciar, observándose únicamente una zona de color pardo, para todas las estructuras, sin embargo, si se realiza una buena disección se pueden observar macroscópicamente.

Corazón

El corazón de los moluscos se encuentra compuesto por un ventrículo simple y dos atrios. Muchas especies poseen corazones accesorios que ayudan a circular a la hemolinfa a través del manto y el tejido renal.

La composición química de la hemolinfa varía entre los órdenes de bivalvos, sin embargo, los componentes básicos que se pueden encontrar son: proteínas, células fagocíticas y productos bioquímicos originados por la función de los órganos, como por ejemplo enzimas.

Otras células importantes son los hemocitos, los cuales participan activamente como células de defensa contra patógenos y sustancias extrañas. Por lo tanto, el análisis de la hemolinfa (número y distintas morfologías) en busca de ellos puede proveer una herramienta para conocer el estado de salud de los moluscos bivalvos.

Estómago

Es una estructura con una gran variedad de surcos, crestas y numerosos divertículos digestivos. Posee una estructura llamada estilo cristalino, el cual libera enzimas en el estómago ayudando a la digestión.

Glándula digestiva

Se encuentra cercana al estómago, también es conocida como hepatopáncreas, su función es la de favorecer la digestión y el tránsito de las partículas alimenticias que entran.

Intestino

Intestino, es recto y termina en el ano, en el intestino se forman las heces y pseudoheces, los restos no digeridos que son eliminados.

Riñón

Está constituido por dos nefridios localizados por arriba de la cavidad pericárdica y encima de las branquias, uno de los extremos desemboca en la cavidad pericárdica a través del nefrostoma y el otro en la cavidad del manto por medio del nefridioporo es probable que haya reabsorción selectiva y secreción en las secciones del nefridio con paredes plegadas.

Gónada

La gónada tiene una estructura sencilla, en la cual no hay diferencias aparentes entre ambos sexos, lo cual se encuentra relacionado con la capacidad que poseen algunos moluscos bivalvos de cambiar de sexo.

Sistema Nervioso

Los bivalvos carecen de sistema nervioso central y de órganos sensoriales cefálicos. El sistema nervioso por tanto está compuesto predominantemente por ganglios distribuidos y tentáculos o papilas distribuidas en el manto, por fotorreceptores, cilios y quimiosensores.

Todos ellos juegan un papel muy importante en la orientación y en la posición.

2.3 Objetivo

Objetivo: Reconocer la morfología de peces teleósteos, crustáceos decápodos y moluscos bivalvos de importancia económica en México, a través de la inspección anatómica, con la finalidad de identificar sus características.

2.4 Materiales

☐ Bata



Esta será tu ropa de trabajo durante esta práctica y tendrás que traerla puesta antes de dar inicio la actividad.

☐ Guantes de látex



Este material no se te proporcionará en la FMVZ

☐ Charola para disección



Este material se te proporcionará en la FMVZ

❓ Tijeras de disección



Este material se te proporcionará en la FMVZ

❓ Pinzas de disección



Este material se te proporcionará en la FMVZ

❓ Cuchillo para abrir concha de moluscos



Este material se te proporcionará en la FMVZ

❓ Báscula



Este material dependerá del lugar en donde se realice la práctica

Cinta métrica



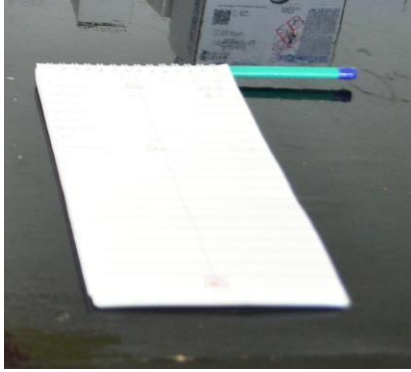
Este material dependerá del lugar en donde se realice la práctica

❓ Recipiente plástico (10 l) y red



Este material dependerá del lugar en donde se realice la práctica

❓ Libreta de registro y lápiz



Este material lo tienes que traer tú desde el inicio de la práctica

Pescado de 250 g o más con vísceras



Este material no se te proporcionará en la FMVZ

Camarón de aproximadamente 60 g con cabeza



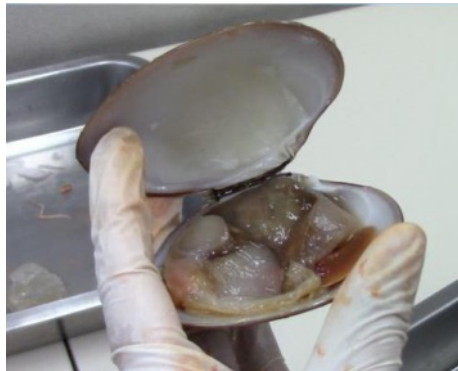
Este material no se te proporcionará en la FMVZ

- ☐ Langostino de aproximadamente 60 g con cabeza



Este material no se te proporcionará en la FMVZ

Molusco bivalvo cerrado



Este material no se te proporcionará en la FMVZ

2.5. Procedimiento de la práctica (las actividades dependerán del lugar)

A). ROPA DE TRABAJO

1. Viste con bata y colócate los guantes de látex

B). PREPARACIÓN DEL EQUIPO Y MATERIALES

1. Coloca en forma ordenada el material (estuche de disección, organismos acuáticos para la disección, charola, tijeras para cortar pescado, pinzas para abrir conchas) en la mesa de trabajo.

C). DISECCIÓN DE UN PESCADO

1. Colocar el pez en el recipiente con agua y agregar 2 ml de esencia de clavo por cada 5 l de agua por 2 minutos.
2. Realizar la técnica de matanza mediante “macerado de encéfalo”.
3. Registrar el peso del pescado.
4. Colocar el pescado en la charola para disección.
5. Registrar las medidas: longitud total, longitud parcial, altura máxima, altura mínima.
6. Identifica el nombre del pescado (nombre común y científico)

2. Examinar la anatomía externa del pescado

- 2.1 Determinar la forma del cuerpo a la que pertenece el pescado.
- 2.2 Determinar la anatomía de rostral a caudal.
- 2.3 Determinar el tipo de boca
- 2.4 Determinar el tipo de dientes
- 2.5 Identificar quimiorreceptores
- 2.6 Identificar la lengua
- 2.7 Identificar el nostrilio
- 2.8 Identifica la posición del opérculo
- 2.9 Determinar y describir el tipo de línea lateral que presenta el pescado

Reconocer e identificar la localización de:

2.10 Aleta dorsal

2.11 Aletas pectorales

2.12 Aletas ventrales

2.13 Aleta anal

2.14 Aleta caudal

2.15 Reconocer e identificar la diferencia entre radios y espinas

2.16 Contar el número de radios y espinas presentes en las aletas.

2.17 Determinar el tipo y la forma que presenta la aleta caudal.

2.18 Reconocer la ubicación del opérculo y su función

2.19 Determinar el tipo de boca que presenta el pescado

2.20 Determinar el tipo de dientes que presenta el pescado

2.21 Reconocer la ubicación del poro genital y el ano

2.22 Determinar las células cromatóforas que presenta el pescado y describir como se encuentran distribuidas a lo largo del cuerpo del pescado.

2.23 Determinar el tipo de escamas que presenta el pescado.

3. Examinar la anatomía interna del pescado

3.1 Realizar la disección del pescado

3.1.1 Realizar un corte recto por línea media desde el borde craneal del ano hasta el borde craneal de la membrana branquiostegal del pez

3.1.2 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

3.1.3 Realizar un corte dorso-ventral desde el corte del borde apical del opérculo hasta el corte de la membrana branquiostegal recorriendo detrás del opérculo

3.1.4 Retire el cuadro muscular sectado

3.2 Identificar la posición de los órganos internos

3.3 Reconocer si el pescado presenta estómago y que forma tiene

3.4 Realizar la disección del estómago para revisar si existe contenido estomacal

3.5 Identificar el intestino del pescado

3.6 Separar el intestino del resto del cuerpo del pescado

3.7 Medir la longitud del intestino con la cinta métrica

- 3.8 Diseccionar el intestino en busca del contenido intestinal
- 3.9 Identificar si el pescado presenta vesícula biliar
- 3.10 Identificar la posición que ocupa la vesícula biliar
- 3.11 Identificar la posición que ocupa el hígado y su función
- 3.12 Identificar si el organismo presenta bazo
- 3.13 Identificar la posición que ocupa la vejiga natatoria
- 3.14 Reconocer la forma que presenta la vejiga natatoria
- 3.15 Identificar la posición que ocupa el riñón
- 3.16 Identificar la posición que ocupa la gónada
- 3.17 Reconocer si la gónada está desarrollada
- 3.18 Identificar si el organismo es macho o hembra
- 3.19 Corte la inserción del opérculo
- 3.20 Identificar la posición que ocupa el corazón
- 3.21 Identificar la posición que ocupan las branquias
- 3.22 Identificar los arcos branquiales
- 3.23 Contar el número de arcos branquiales
- 3.24 Reconocer las hemibranquias
- 3.25 Contar el número de hemibranquias
- 3.26 Reconocer las lamelas primarias
- 3.27 Reconocer las branquiespinas

D). DISECCIÓN DE UN CRUSTÁCEO

1. Colocar el crustáceo en la charola para disección.

2. Examinar la anatomía externa de un crustáceo

- 2.1 Reconocer la cabeza (pereión o cefalotórax) y las estructuras que se encuentran en ella.
 - 2.1.1 Identificar la posición del ojo pedunculado
Identificar y medir:
 - 2.1.2 Rostrum
 - 2.1.3 Antena
 - 2.1.4 Anténula
 - 2.1.5 Identificar la maxila, maxílula y mandíbula

- 2.1.6 Identificar los maxilípedos
- 2.1.7 Identificar los pereiópodos
- 2.1.8 Contar el número de pereiópodos
- 2.1.9 Identificar si los pereiópodos presentan quelas, de ser así, contar el número de pereiópodos que las presentan y observar el tamaño.
- 2.2 Reconocer el abdomen y las estructuras que se encuentran en él
 - 2.2.1 Identificar las somitas
 - 2.2.2 Contar el número de somitas
 - 2.2.3 Identificar las células cromatóforas presentes en la epicutícula
 - 2.2.4 Identificar los pleópodos
 - 2.2.5 Contar el número de pleópodos
 - 2.2.6 Identificar si los pleópodos presentan quelas, de ser así, contar el número de pleópodos que las presentan
 - 2.2.7 Identificar el petasma en caso de que el ejemplar sea macho
 - 2.2.8 Identificar el télico en caso de que el ejemplar sea hembra
 - 2.2.9 Reconocer el telson
 - 2.2.10 Identificar los urópodos
 - 2.2.11 Contar el número de urópodos
 - 2.2.12 Identificar la posición de la espina
 - 2.2.13 Contar el número de espinas que presenta

3. Examinar la anatomía interna de un crustáceo

- 3.1 Realizar la disección del crustáceo
- 3.2 Retirar el exoesqueleto que cubre la cabeza, pereiión o cefalotórax
- 3.3 Identificar la posición del hepatopáncreas
- 3.4 Identificar la posición de la boca
- 3.5 Identificar la posición de las branquias
- 3.6 Identificar el tipo de branquias que presenta el ejemplar
- 3.7 Realizar un corte longitudinal desde el telson hasta el inicio del cefalotórax
- 3.8 Identificar y medir el intestino
- 3.9 Identificar y medir la cadena ganglionar

E). DISECCIÓN DE UN MOLUSCO BIVALVO

1. Colocar el molusco en la charola para disección.

2. Examinar la anatomía externa de un molusco

Identificar:

2.1 Valvas

2.2 Valva derecha

2.3 Valva izquierda

2.4 Umbo

2.5 Charnela

3. Examinar la anatomía interna de un molusco

Separar con el cuchillo los músculos aductores que presenta el molusco bivalvo para poder separar las valvas

Identificar:

3.1 Regiones que conforman el cuerpo de un molusco bivalvo

3.2 Pie

3.3 Palpos labiales

3.4 Masa visceral

3.5 Manto

3.6 Músculos aductores (anterior y posterior)

3.7 Canal o sifón exhalante

3.8 Canal o sifón inhalante

3.9 Branquias

3.10 Tipo de branquias que presenta el ejemplar

3.11 Glándula digestiva

3.12 Cavidad pericárdica

2.6 Literatura recomendada

Bibliografía sugerida para consultar sobre los temas:

Anatomía y fisiología de los teleósteos

- Healt, A.: Water pollution and fish physiology. Arizona: CRC press, 1987.
- Hoar WS, Randall DJ. editors. Fish physiology. New York: Academic Press, 1980.
- Lagler K, Bardach J, Miller R, Passino D. Ictiología. México (DF): AGT Editor, 1984.
- Roberts R. Patología de los peces. Madrid: Mundi-Prensa, 1981.

Patología de las especies y control sanitario en explotaciones acuícolas

- Brown L. Acuicultura para veterinarios. Producción y clínica de peces. Zaragoza: Acribia S.A., 2000.
- Espinosa J, Labarta U, editores. Patología en acuicultura. Madrid: Comisión Asesora de Investigación Científica y Técnica, 1988.
- Herwing N. Hanbook of drugs and chemicals used in the treatment of fish diseases. Springfield: Charles C. Thomas Publisher, 1986.
- Kinkelin P, Michel Ch, Ghittino P. Tratado de las enfermedades de los peces. Zaragoza: Acribia, 1985.
- Leather- Land JF, Woo PTK, editors. Fish diseases and disorders, vol 2 – Non – infections disorders. Wallingford (Oxford): CAB International Publishers, 1998.
- Noga E. Fish disease – diagnosis and treatment. Iowa: Iowa State University Press, 1999.
- Pérez S, Auró A. Enfermedades de importancia en piscicultura comercial. México (DF): Universidad Nacional Autónoma de México, 1989.
- Roberts R. Patología de los peces. Madrid: Mundi-Prensa, 1981.
- Roberts R. Enfermedades de los peces. Stirling: Baillero Tindall, 1989.
- Ross LG, Ross B. Anaesthetic and sedative techniques for aquatics animals. Oxford: Blackwell Science, 1999.
- Sinderman J, Lightner JD: Disease diagnosis and control in North American marine aquaculture. Amsterdam: Elsevier, 1988.
- Wedemeyer G. Physiology of fish in intensive culture systems. New York: Chapman y Hall, 1996.
- Zarzuelo P. Principales enfermedades de los peces. Barcelona: Aedos, 1981.

Anatomía y fisiología de los crustáceos decápodos

- Brown L. Aquaculture for veterinarians: fish husbandry and medicine. Oxford: Pergamon Press, 1993.
- Martínez LR. Camaronicultura. México (DF): AGT Editor, 1994.
- Holtschmit MK. Manual técnico para el cultivo y engorda del langostino malayo. México (DF): Secretaría de Pesca, 1988.
- New MB, Singholka S. Cultivo del camarón de agua dulce. Manual para el cultivo de *Macrobrachium rosenbergii*. Roma: FAO, 1984.
- New MB, Wagner CV. Freshwater prawn culture. The farming of *Macrobrachium rosenbergii*. Oxford: Blackwell Science, 2000.



**Manual de los temas de la asignatura “Práctica de
Medicina y Zootecnia Acuícola” impartida en el
CEIEGT-FMVZ-UNAM**

Reproducción

**Instalaciones acuícolas, métodos de cultivo y
alimentación**



MPA Biól. Germán Muñoz Córdova

Fotografías

Revisores

Agradecimientos

IAZ. Martha Salazar Ulloa.
Ingeniero Agrónomo Zootecnista. BUAP
CEIEGT FMVZ UNAM
Técnico Académico adscrito al Módulo de
Enseñanza e Investigación Acuícola del
CEIEGT-FMVZ-UNAM

Dr. José Antonio Fernández Rodiles.
Médico Veterinario y Zootecnista. UNAM.
Doctor en Pedagogía. UNAM.
Profesor de la materia teórica y práctica de
Zootecnia de Bovinos Productores de Carne
CEIEGT-FMVZ-UNAM

Dr. Miguel Ángel Alonso Díaz.
Médico Veterinario y Zootecnista. UABJ.
Doctor en Ciencias Agropecuarias.
Profesor de la materia teórica y práctica de
Zootecnia de Bovinos Productores de Leche.
CEIEGT-FMVZ-UNAM

PAPIME (Proyecto con clave: PE202413)
José Antonio Fernández Rodiles
Miguel Ángel Alonso Díaz
Martha Salazar Ulloa

CONTENIDO

I. Presentación

II. Práctica: Reproducción

2.1 Introducción

2.2 Generalidades de la reproducción e incubación de huevos de tilapia

2.3 Objetivo

2.4 Productos esperados

2.5 Materiales

2.6 Procedimiento de la práctica

2.7 Literatura recomendada

III. Práctica: Instalaciones Acuícolas, Métodos de Cultivo y Alimentación

3.1 Introducción

3.2 Generalidades de instalaciones acuícolas, métodos de cultivo y alimentación

3.3 Objetivo

3.4 Productos esperados

3.5 Materiales

3.6 Procedimiento de la práctica

3.7 Literatura recomendada

IV. Anexos

4.1 Lista de cotejo para evaluar en forma individual el tema de "Reproducción"

4.2 Lista de cotejo para evaluar en forma individual el tema de "Instalaciones Acuícolas, Métodos de Cultivo y Alimentación"

4.3 Lista de cotejo para evaluar el trabajo en equipo

I. PRESENTACIÓN

La producción de especies por acuicultura en México, significó a inicios de la última década, el 13% de la producción pesquera total, y la presión para incrementar ese valor era alta debido a que el 71% de las pesquerías ya se encontraban en su máximo rendimiento, el 15% en deterioro por sobreexplotación y solo el 13% presentaban potencial de expansión.

Esta situación, demanda la generación de recursos humanos debidamente capacitados en el área de la acuicultura, de manera que las Instituciones de Enseñanza Superior relacionadas con este rubro deben de proveer de dichos recursos al sector usuario con el fin de sostener en el mediano y largo plazo a la industria acuícola nacional.

El programa de estudios de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia (FMVZ) contempla asignaturas relacionadas con la acuicultura, tal como la cátedra: Práctica de Medicina y Zootecnia Acuícola y su correspondiente asignatura teórica, cuyo objetivo es proveer habilidades y destrezas en técnicas, manejo y procesos utilizados en la producción de especies acuícolas, de manera tal que una vez egresado cuentes con la experiencia práctica que te permita enfrentar de inmediato y con confianza la vida profesional.

La FMVZ cuenta con Centros de Enseñanza e Investigación en diferentes ámbitos de la Producción Animal, y en ellos descansan en gran medida algunas de las asignaturas prácticas. En el estado de Veracruz, la FMVZ cuenta con el Centro de Enseñanza, Investigación y Extensión en Ganadería Tropical (CEIEGT) en donde se imparte la asignatura práctica de Medicina y Zootecnia Acuícola, haciendo uso del Módulo de Enseñanza e Investigación Acuícola (MEIA), en cuyas instalaciones se lleva a cabo un modelo de producción de tilapia (*Oreochromis spp*).

El presente documento contiene la información referente a dos de los temas contemplados en la asignatura: “Práctica de Medicina y Zootecnia Acuícola”, misma que se imparte en el CEIEGT y en la FMVZ. Dichos temas fueron modificados en el enfoque de su impartición más no en su contenido. Estas adecuaciones se realizaron en el marco del proyecto: Integración de Estrategias Didácticas y un Método de Evaluación para el Mejoramiento del Proceso Enseñanza-Aprendizaje en la Asignatura: “Práctica de Medicina y Zootecnia Acuícola” de la FMVZ-UNAM (PAPIME, clave: PE202413).

El propósito de este documento es que te sea útil como una herramienta de apoyo para las actividades prácticas que tienes que realizar en los temas “Instalaciones Acuícolas, Métodos de Cultivo y Alimentación” y “Reproducción”, de manera tal que los conocimientos analíticos y prácticos que debes de adquirir en estos temas los puedas consultar antes, durante y después de las prácticas. En apoyo a ello, el presente documento cuenta con material visual que te permitirá tener acceso a un mejor entendimiento de los procesos prácticos de los temas.

Este documento te servirá de guía en los temas ya mencionados, proporcionándote información sobre la importancia y generalidades del tema, el propósito y resultados de la práctica, las habilidades y destrezas a adquirir y los materiales necesarios para su desarrollo.

II. PRÁCTICA: REPRODUCCIÓN

2.1 Introducción

Las granjas acuícolas se definen de ciclo completo o incompleto, dependiendo de la inserción o no respectivamente de la fase de reproducción de la especie acuícola cultivada.

Los sistemas de ciclo completo generan sus propias crías para llevar a cabo los procesos productivos posteriores (crianza y engorda), sin la necesidad de depender del abasto de crías de fuentes externas que en muchos casos generan incertidumbre en los procesos productivos de la granja y generan un incremento en los costos de producción debido a los gastos por la compra de crías. Otro aspecto importante de este tipo de explotaciones de ciclo completo se deriva de la generación de recursos económicos adicionales por la venta de cría. Sin embargo, generalmente las fases de reproducción de cualquier especie acuícola requieren de un incremento de infraestructura y del conocimiento detallado de una serie de procesos que culminen con la obtención de huevos, crías o semillas de la especie a cultivar. Es por ello que se hace indispensable la generación de recursos humanos debidamente capacitados en dichos procesos para la implementación de granjas de ciclo completo que cumplan su función primordial de incrementar la productividad en el sector acuícola.

2.2 Generalidades de la reproducción e incubación de huevos de tilapia

Las tilapias se pueden llegar a reproducir desde los tres meses de edad, cuando apenas alcanzan un tamaño de 10 cm a 15 cm, sin embargo, se sugiere utilizar hembras de 250 gr en adelante y machos con un peso mínimo de 300 gr esto asegurará al productor la elección de aquellos ejemplares con la conformación deseada y de aquellos que hayan presentado un adecuado crecimiento, lo que no puede evaluarse con peces de corta edad.

Los estanques pueden ser rústicos, de concreto, de fibra de vidrio, de plástico, o de geomembrana, principalmente. Su tamaño varía dependiendo de la cantidad de huevo que se espere obtener, para lo cual debe de considerarse que por cada gramo de hembra se puede llegar a obtener un huevo y que, en climas cálidos durante todo el año, una hembra puede ovopositar de 8 a 10 veces al año.

La densidad de reproductores en los estanques puede ser desde 0.1 reproductores/m² hasta 4 reproductores/m². Como se observa, aquí se emplea el término metro cuadrado (m²) y no metro cúbico (m³) debido a que, en la reproducción, es más

importante el área disponible que el volumen, ya que los machos delimitan territorios en el fondo del estanque, es decir, delimitan un área y no un volumen.

La proporción de sexos puede ser desde 1 macho para 4 hembras (1:4) o de un macho por cada hembra (1:1). La primera proporción asegura un mayor número de crías, mientras que la segunda proporción, no obstante que se obtiene un menor número de crías, se asegura que éstas no estén emparentadas, lo que reduce la probabilidad de consanguinidad.

Para que la reproducción se pueda realizar, la temperatura del agua debe de ser superior a los 20 °C (25°C a 30°C como óptimos), bajo dicha condición los machos delimitan su territorio, si el estanque es de tierra realizan un nido que consiste en una excavación poco profunda y si el fondo es de cemento se limitan a limpiar el área. Durante esta época el macho adquiere colores vistosos y atrae a alguna hembra. Después del cortejo, el cual consiste de movimientos bruscos y de ligeros roces con la hembra, ésta deposita los óvulos en el nido, siendo inmediatamente fertilizados por el macho. Posteriormente la hembra recoge los huevos en su boca y se aleja a un sitio protegido. Es en este punto en donde debe de retirarse el huevo a las hembras para ser trasladado a las incubadoras

Los huevos son transferidos a las incubadoras, las cuales consisten en recipientes cilíndricos de material plástico translúcido de aproximadamente 8 a 10 litros de agua. A este tipo de incubadora se le conoce como McDonald. El proceso de incubación tiene una duración de 5 días, sin embargo, el periodo de incubación del huevo en las incubadoras va a depender de los días que ya hayan sido incubados en la boca de la madre a la hora de hacer la colecta. Un flujo de agua de 8 l/min por incubadora es adecuado para que los huevos estén en movimiento.

Las crías recolectadas de las incubadoras deberán ser trasladadas a pequeños estanques, los cuales por lo regular no sobrepasan el metro cúbico de capacidad y pueden ser de concreto, plástico o fibra de vidrio. Los estanques de forma circular son en la actualidad los más aceptados. En estos estanques se alimentarán las crías con alimento el cual contiene hormona, con la finalidad de llevar a cabo la reversión sexual, proceso en el cual las crías de tilapia con información genética para ser del sexo femenino, son transformadas en machos, debido a que estos presentan mejor crecimiento y se evita además la reproducción indeseada en los estanques de pre-engorda y engorda.

El tratamiento con andrógenos (hormonas masculinizantes) en peces, ha tenido en la mayoría de los casos un efecto en la inducción a la masculinización de estos. Las formas de aplicación de estos esteroides han sido mediante su inclusión en el alimento o por inmersión directa del pez en soluciones que contienen la hormona. Se han listado varios andrógenos que tienen uso potencial para realizar la reversión sexual en diversas especies de peces, sin embargo, el más utilizado es la 17 α -metiltestosterona, el cual ha mostrado ser efectivo en más de 25 especies de peces, entre las que se encuentran las tilapias.

2.3 Objetivo

Adquirir capacidades y destrezas en el proceso reproductivo de especies del género *Oreochromis* (tilapias) que fomenten las capacidades del alumno para poder dirigir en forma exitosa un programa reproductivo en esta especie.

2.4 Productos esperados

Incubadoras tipo McDonald con huevos de tilapia completamente libres de materia orgánica, con una muy baja presencia de huevo muerto (menor al 1%). Canaleta o canastilla de recolecta de alevines y crías sin materia orgánica y sin presencia de huevo muerto.

2.5 Materiales

- Overol, mandil y botas de plástico (**Figura 1**)



Figura 1. Overol y botas de hule

Esta será tu ropa de trabajo durante esta práctica y tendrás que traerla puesta antes de dar inicio la actividad.

- Canaleta e incubadoras McDonald en funcionamiento (**Figura 2**)



Figura 2. Canaleta e incubadora McDonald

Este material se te proporcionará en el MEIA-CEIEGT, o en el área de trabajo II de la FMVZ.

☐ Redes de cuchara (**Figura 3**)



Figura 3. Red de cuchara

Tendrás que adquirir este material antes de incorporarte a esta práctica en el MEIA-CEIEGT. Este material se te proporcionará sólo en el área de trabajo II de la FMVZ.

☐ Recipiente plástico con canastilla para recolecta de huevo (**Figura 4**)



Figura 4. Recipiente de plástico

Este material se te proporcionará en el MEIA-CEIEGT o en el área de trabajo II de la FMVZ.

☐ **Guantes (Figura 5)**



Figura 5. Guantes

Tendrás que adquirir este material antes de incorporarte a esta práctica en el MEIA-CEIEGT

☐ **Malla para separación de reproductores (Figura 6)**



Figura 6. Malla para separación de reproductores

Este material se te proporcionará en el MEIA-CEIEGT.

☐ Cepillos (**Figura 7**)



Figura 7. Cepillo

Este material se te proporcionará en el MEIA-CEIEGT o en el área de trabajo II de la FMVZ.

2.6 Procedimiento de la práctica (esta dependerá del lugar de práctica)

A). Preparación de estanque de reproducción

1. Retirar malla anti-aves del estanque (**Figura 8**).



Figura 8. Retirando malla plástica del estanque de reproducción

2. Bajar el nivel del agua retirando el tubo de drenaje (**Figura 9**) y colocar el nivel de agua a una profundidad de 15 cm.



Figura 9. Retirando el tubo de exceso, para bajar el nivel de agua del estanque

3. Colocar el recipiente plástico con canastilla, dentro del estanque de reproducción y llenarlo con agua de éste hasta que el recipiente contenga aproximadamente 20 cm de agua (**Figura 10**).



Figura 10. Recipiente de plástico con canastilla dentro del estanque de reproducción

B). Captura

1. Colocar a los reproductores en un extremo del estanque, utilizando la malla separadora (**Figura 11**).



Figura 11. Colocando a los reproductores en un extremo del estanque

2. Seleccionar el pez a capturar, iniciando con los más pequeños y colocar la red en posición de captura, colocando el extremo de ésta en contacto con el piso del estanque, formando un ángulo de aproximadamente 45° (**Figura 12**).



Figura 12. Red en posición de captura

3. Tratar de que el pez llegue a una de las paredes del estanque, colocar la red por debajo del pez y levantarla sin que el pez salga del agua (**Figura 13**).



Figura 13. Captura de un reproductor

4. Dirigirse a un punto cercano al recipiente recolector de huevo, sin sacar la red ni el pez del agua (**Figura 14**).

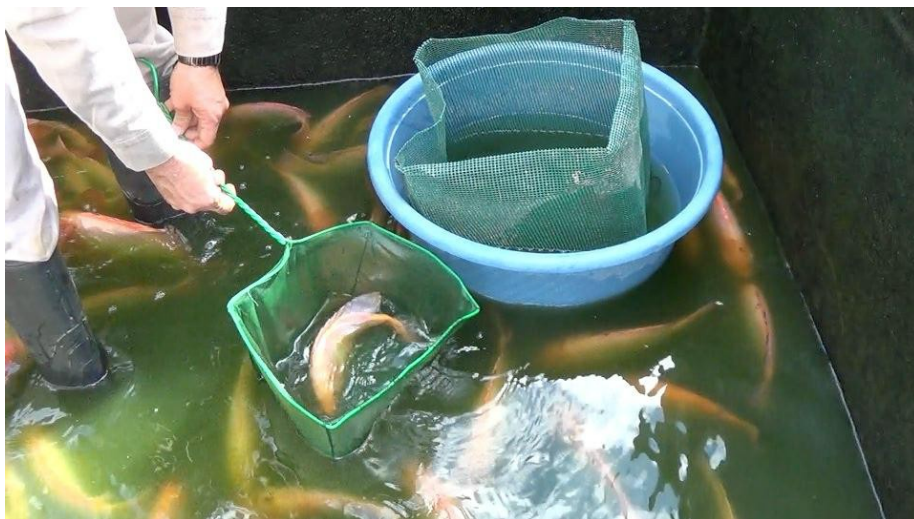


Figura 14. Colocando al pez cerca del recipiente recolector de huevo

C). Sujeción

1. Sacar la red del agua junto con el pez capturado y colocar la red a la altura del abdomen del manejador y colocar al pez en una posición tal que la aleta caudal esté orientada hacia el manejador (**Figura 15**).



Figura 15. Pez capturado y posicionándolo a la altura del abdomen del manejador

2. La mano diestra del manejador se colocará por fuera y por debajo de la red de manera tal que el pez se pose en la palma de la mano del manejador (**Figura 16**)

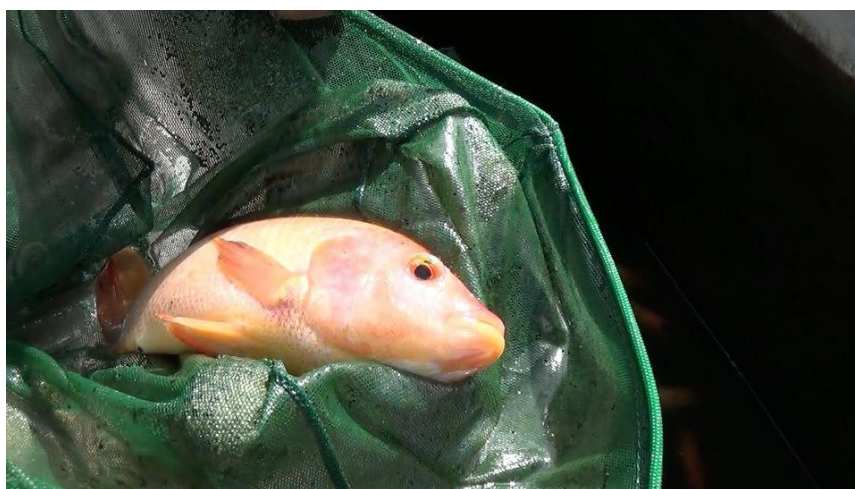


Figura 16. Pez capturado con la red de cuchara y posado en la mano del manejador

3. La mano sobre la que se encuentra el pez, deberá cerrarse alrededor del cuerpo del pez procurando que con los dedos índice y pulgar formen un anillo alrededor de la cabeza del pez, a la altura de los opérculos (**Figura 17**).



Figura 17. Pez capturado y posicionándolo a la altura del abdomen del manejador

4. Una vez sujeto el pez, colocarlo a la altura del abdomen del manejador.

D). Revisión

1. Con la mano libre, abrir la boca del pez, colocando el dedo índice en el labio inferior del pez y presionar hacia abajo para observar la cavidad bucal del pez, revisando minuciosamente para detectar la presencia de huevo (**Figura 18**).



Figura 18. Revisión de una tilapia con huevos en la cavidad bucal

2. Si el pez tiene huevos en la cavidad bucal, cerrar inmediatamente su boca (**Figura 19**)



Figura 19. Cerrando la cavidad bucal de una tilapia incubando huevos

3. Si el pez no tiene huevos, se procede a su liberación (**Figura 20**) (Ver paso F).

Figura 20. Liberando al reproductor de tilapia

E). Extracción de huevo

1. Colocar al pez, que presenta huevos en su cavidad bucal, en la canastilla que se encuentra dentro del recipiente plástico (**Figura 21**).



Figura 21. Colocando una hembra de tilapia dentro de la canastilla de recolecta de huevos de tilapia

2. Sumergir la red dentro de la canastilla con la finalidad de que el huevo adherido a la red se desprenda y caiga dentro del recipiente (**Figura 22**).



Figura 22. Retirando huevo adherido a la red de cuchara

3. Introducir las manos con las palmas abiertas dentro de la canastilla y dirigir al pez en dirección al manejador. Colocar los dedos de las manos por debajo del pez, el cual quedará atrapado entre las palmas de las manos y la pared de la canastilla (**Figura 23**).



Figura 23. Preparando la sujeción de la hembra de tilapia para la extracción de huevo

4. Sujetar firmemente al pez, colocando el dedo índice y pulgar alrededor de la cabeza del pez, a la altura de sus opérculos (**Figura 24**).



Figura 24. Sujetando a una hembra de tilapia dentro de la canastilla de recolección de huevos

5. . Con el dedo índice de la mano libre se abrirá la boca del pez, mientras que el dedo pulgar abrirá uno de sus opérculos (**Figura 25**).



Figura 25. Abriendo la boca y opérculo en una hembra de tilapia

6. Sujetando firmemente al pez, éste será colocado en posición tal, que su cabeza esté frente a la superficie del agua dentro de la canastilla e inmediatamente se procederá a hacer movimientos que permitan la salida del huevo de su boca, esto se hace introduciendo y sacando la cabeza del pez en el agua (**Figura 26**).



Figura 26. Extracción de huevo en una hembra de tilapia

7. Revisar la cavidad bucal del pez, si tiene huevo se repetirá el paso 5. Una vez que el pez ya no tenga huevos en su cavidad bucal se procederá a su liberación (**Figura 27**).



Figura 27. Revisión de la cavidad bucal de una tilapia durante el proceso de extracción de huevo

F). Liberación

1. Sujetando firmemente al pez, se colocará junto al cuerpo del manejador, a la altura del abdomen y se liberará gentilmente en el lado del estanque en donde no se encuentran los peces en revisión (**Figura 28**).



Figura 28. Liberando a una hembra de tilapia después de la extracción de huevo

G). Limpieza del huevo

1. Retirar la canastilla que se encuentra dentro del recipiente plástico (recolector de huevos).
2. Transportar el recipiente recolector al laboratorio de incubación.
3. Decantar el agua del recipiente recolector y volver a llenar con agua del sistema de recirculación del laboratorio de incubación. Repetir el procedimiento hasta que el agua del recipiente recolector sea clara, libre de materia orgánica y los huevos puedan observarse perfectamente (**Figura 29**).



Figura 29. Huevos de tilapia después de haberles quitado la materia orgánica

4. Decantar los huevos a un recipiente más pequeño de un litro de capacidad aproximadamente.
5. Cerrar el flujo de agua de la incubadora McDonald y retirar de ésta 10 cm de agua mediante sifón.
6. Decantar los huevos dentro de la incubadora (**Figura 30**).



Figura 30. Decantando huevos de tilapia en una incubadora tipo McDonald

7. Restablecer el flujo de agua de la incubadora, abriendo la llave de manera gradual hasta que el huevo en su totalidad se encuentre en movimiento (**Figura 31**).



Figura 31. Incubadora tipo McDonald con huevo y alevines de tilapia

8. Retirar el huevo muerto mediante un sifón o con pipeta.
9. Revisión de la incubadora 4, 8 y 24 horas posteriores a la colocación del

huevo en la incubadora con el objeto de regular el flujo de agua y retirar huevo muerto si este fuese el caso.

10. El profesor te indicará el día y la hora en que tendrás que mostrar el producto de este ejercicio el cuál consistirá de mostrar las incubadoras que se te asignaron con huevos o alevines de tilapia completamente libres de materia orgánica (**Figura 32**), con una muy baja presencia de huevo muerto (menor al 1%) y la canaleta o canastillas de recolecta de alevines y crías en la misma condición, sin materia orgánica y sin presencia de huevo muerto.

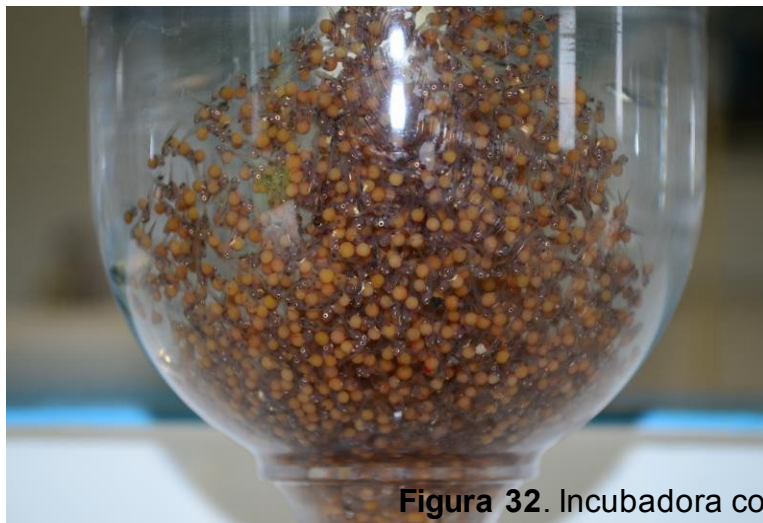


Figura 32. Incubadora con huevos y alevines de tilapia

2.7 Literatura recomendada

- Aguilera P, Noriega P. La tilapia y su cultivo. México (DF): Secretaría de Pesca, 1986.
- Arredondo JL, Flores V, González F, Garduño H, Campos R. Desarrollo científico y tecnológico del banco de genoma de tilapia. México (DF): Secretaría de Pesca, 1994.
- Beveridge M, McAndrew B, editors. Tilapias: biology and exploitation. UK: Kluwer Academic Publishers, 2000.
- Costa- Pierce BA, Rackocy JE, editors. Tilapia Aquaculture in the Americas: vol 2. Louisiana: The world Aquaculture Society, 2000.
- L-Sayed AF. Tilapia Culture. UK: CABI Publishing, 2006.
- Hopher B, Pruginin Y. Cultivo de peces comerciales. México (DF): Limusa, 1988.

- Morales A. La tilapia en México. Biología, cultivo y pesquerías. México (DF): AGT Editor, 1991.
- Muñoz G y Calixto N: Producción intensiva de Pargo-UNAM. Memorias del 19° Día del Ganadero. Centro de Enseñanza, Investigación y Extensión en Ganadería Tropical, Tlapacoyan, Ver. 2011. 37 - 50 pág.
- Muñoz, CG, Garduño LM. Mejoramiento Genético en Tilapia: Sistemas de cruzamiento y mecanismos genéticos en la determinación del color. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Nacional Autónoma de México, Sistema de Investigación del Golfo de México del Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología. Veracruz, Veracruz, México, 2003.
- Muñoz, CG, Garduño LM. Cultivo de la Tilapia. Fondos Mixtos. Consejo Nacional para la Ciencia y Tecnología (CONACyT) – Gobierno del Estado de Veracruz. Martínez de la Torre, Veracruz, México, 2010.
- Pullin RSV, Lowe-McConnell, editors. The biology and culture of tilapias. Manila: International Center for Living Aquatic Resources Management, 1984.
- Secretaría de Pesca. Piscicultura de agua dulce. México (DF): Secretaría de Pesca, 1986.

III. PRÁCTICA: INSTALACIONES ACUÍCOLAS, MÉTODOS DE CULTIVO, BIOMETRÍAS Y ALIMENTACIÓN

3.1 Introducción

La infraestructura básica para el cultivo de organismos acuáticos son los estanques, los cuales pueden ser de diferentes formas, tamaños y construidos de diversos materiales, esto a su vez dependerá de diferentes factores, entre los que se encuentran: la densidad del cultivo, la etapa del ciclo productivo de la especie a cultivar, las instalaciones y el grado de tecnificación de estas, así como las condiciones topográficas y edafológicas del terreno, y, si el cultivo se realizará con un enfoque de autoconsumo o a una escala comercial.

De manera tal que es importante definir el tipo de infraestructura y los métodos de producción a implementar en un proyecto acuícola, considerando los factores antes descritos y que permitan hacer un uso eficiente de la estanquería desde un punto de vista del manejo de la especie a cultivar y a la elección más adecuada considerando también los aspectos económicos.

Por otro lado, la producción de organismos acuáticos en términos de biomasa y por lo tanto la rentabilidad de la actividad acuícola, depende en gran medida de la cantidad y calidad de alimento proporcionado, mientras los métodos de cultivo converjan hacia una acuicultura intensiva, como lo es en la actualidad, mayor será la importancia de la alimentación complementaria y se tenderá a un incremento de la proporción de los costos por concepto de alimentos con respecto a los costos totales de la producción.

A continuación, se hace una breve descripción de los diferentes tipos de infraestructura y métodos utilizados para llevar a cabo el desarrollo de organismos acuáticos en cautiverio, así como algunos aspectos generales sobre la alimentación de peces.

3.2 Generalidades de instalaciones acuícolas, métodos de cultivo, biometrías y alimentación

3.2.1 Instalaciones acuícolas

Estanques rústicos

Los estanques rústicos (**Figura 33**), se basan en la excavación de un terreno hasta formar un estanque de tierra, presentan la ventaja de ser relativamente baratos y se pueden hacer desde pequeños hasta varias hectáreas de extensión. Estos estanques deben presentar ciertas especificaciones obligatorias, las cuales se mencionan a

continuación: a). Se deben de poder vaciar completamente por gravedad y b) sus bordes deberán estar bien compactados y cubiertos de vegetación.

Estanques rústicos cubiertos con material impermeable

Actualmente ya no es imposible construir estanques en suelos filtrables e incluso sobre arena, ya que existen en el mercado productos como plásticos (geomembrana) capaces de cubrir estanques de cualquier tamaño, incluso estanques mayores a una hectárea de superficie, la durabilidad del plástico en muchos de los casos tiene una garantía de hasta 10 años. Se utiliza también el concreto, colocado sobre una estructura metálica, aunque este tipo de recubrimiento es más costoso que el primero, debe de considerarse que estos estanques son de larga duración (**Figura 34**).



Figura 33. Estanques rústicos



Figura 34. Estanques rústicos cubiertos con cemento

Estanques de concreto o ladrillo

Este tipo de estanques son utilizados normalmente para etapas tempranas del cultivo, por ejemplo: reproducción y crianza en peces de ornato o bien en peces de venta de corta estancia, debido a que los espacios que se requieren para estas etapas son relativamente pequeños y por lo tanto la inversión no será tan elevada. Este tipo de estanques brindan la oportunidad de poderse drenar y asear fácilmente, además de permitir hacer una captura de los peces con mayor facilidad. Estas características son muy importantes sobre todo en los estanques de reproducción. También son muy utilizados en los cultivos intensivos de tilapia, en donde se pueden tener hasta 20 kg de peces/m³ o más. En este tipo de cultivos intensivos, es importante que las paredes de los estanques tengan una gran resistencia para poder soportar la turbulencia generada por los sistemas de aireación empleados para mantener esa cantidad de peces.

En la **Figura 35** se puede observar un estanque de concreto de 12 m de diámetro utilizado para la engorda de tilapia en donde se puede apreciar también la presencia de tres aireadores de hélice para incrementar los niveles de oxígeno disuelto en el agua.



Figura 35. Estanque circular de concreto

Estanques de plástico

Una ventaja de estos estanques es que su costo es menor al de los estanques de concreto o ladrillo revestido y además son movibles. Normalmente tienen una forma

circular y existen en el mercado de diversos tamaños, desde 2.5 m a 12 m de diámetro con una profundidad de un metro. Son muy utilizados en la piscicultura intensiva ya que el material plástico con el que se son fabricados es de gran resistencia y soportan la turbulencia generada por los aireadores. Su desventaja ante los estanques de concreto o ladrillo radica en su menor duración y resistencia, lo cual implica un mayor riesgo para el cultivo.

En la **Figura 36** se muestra un estanque circular de plástico con soporte metálico en sus paredes.



Figura 36. Estanque de plástico

Jaulas flotantes y corrales

Las tilapias también se pueden cultivar en jaulas flotantes y corrales fijos en el fondo del reservorio de agua empleado para el cultivo.

En acuicultura, se conoce como jaula flotante a un área restringida y delimitada por mallas, las cuales permiten un flujo constante del agua, pero no permiten la salida de los peces. En estas estructuras se pueden realizar las etapas de pre-engorda y engorda y las dimensiones de las jaulas pueden ser de 6 m³ a 20 m³ cuando el cultivo se desarrolla con tecnología sencilla, pudiendo llegar a manejarse jaulas de hasta 25 m³ a 100 m³ cuando la explotación es altamente tecnificada.

Las jaulas deben de colocarse en embalses de agua de grandes dimensiones y profundos como los lagos o presas, incluso en algunos lugares se utilizan bahías.

Dado que la idea es mantener la mayor biomasa de peces dentro de las jaulas, es necesario que los peces dispongan de suficiente oxígeno disuelto para su buen desarrollo y que los productos tóxicos producto de sus excretas sean eliminadas fuera de la jaula. Las biomasa que se manejan en las jaulas van a depender de las condiciones hidrobiológicas del cuerpo de agua en donde se encuentran colocadas, sin embargo, bajo condiciones adecuadas se pueden tener las siguientes biomasa según el tamaño de la jaula:

90kg/m³ para una jaula de 1m³

70 kg/m³ para una jaula de 6m³

40 kg/m³ para una jaula de 20m³

En la **Figura 37** se observa una jaula flotante utilizada para la engorda intensiva de tilapia roja.



Figura 37. Jaula flotante

3.2.2 Métodos de cultivo

Para abordar este tema definiremos primeramente dos términos que rigen a los sistemas de producción acuícola: la densidad y la biomasa. La **densidad** se refiere al número de peces por unidad de área, por ejemplo: 10,000 peces / hectárea o 1 pez / m².

En piscicultura, con el término de **biomasa** se define al peso total de los peces por unidad de área del lugar donde se realiza el cultivo. Por lo tanto, la biomasa nos da una

idea más clara sobre el grado de intensidad del cultivo y se utilizan los términos: kilogramos/hectárea o kilogramos/m³.

Los sistemas de producción se basan precisamente en los grados de intensidad de las biomásas manejadas en los cultivos y generalmente se dividen en: sistemas extensivos, semi-intensivos e intensivos.

Sistema extensivo

Bajo este sistema, los peces crecen a expensas del alimento natural que se produce en el cuerpo de agua. Para la tilapia, este alimento consiste básicamente del plancton (organismos microscópicos que se encuentran a merced de la corriente del agua), por lo tanto, la eficiencia de la producción va a depender de la eficiencia en el manejo del ambiente físico y se logrará en la medida en que se dé prioridad al cultivo, en relación con otros propósitos a los que esté destinado el reservorio. La práctica de este sistema se implementa generalmente en cuerpos de agua de grandes dimensiones como en presas, lagunas y lagos, aunque cuerpos de agua de menor capacidad como los abrevaderos para ganado también se utilizan en la producción de tilapia bajo sistema extensivo.

La práctica de este sistema da como resultado rendimientos relativamente bajos. No es común encontrar rendimientos superiores a 1000 kg/ha, y estos se dan en reservorios en donde se implementa cierto manejo para el aumento del plancton. Los límites de rendimiento son difíciles de precisar debido a una gran variedad de factores ambientales que intervienen; sin embargo, la cifra podría restringirse a una biomasa de 500 kg/ha.

La definición de este sistema de producción es: “la producción extensiva es aquella en la cual todos los requerimientos nutricionales se derivan de fuentes naturales sin la intervención deliberada del hombre”.

Sistema semi-intensivo

Este tipo de sistemas es aquel en el cual la capacidad de carga (biomasa) del sistema se alcanza por medio de la fertilización intencional y/o alimentación complementaria.

La fertilización tiene como objetivo promover el aumento del plancton, el cual es consumido por los peces. La fertilización puede ser de tipo orgánica o química. En el primer caso se utilizan excretas de animales como aves, bovinos, ovinos, cerdos, etc. y su adición a los estanques dependerá de las condiciones fisicoquímicas del agua. La cantidad y calidad del alimento complementario varía dependiendo del grado de intensidad de cultivo siendo

cantidades bajas y con poca cantidad de proteína (en ocasiones menos del 10% de proteína) cuando las biomásas son bajas, por ejemplo, menos de 100 gr/m³. Sin embargo, en la medida que incrementa la biomasa, y si se quiere obtener un mayor rendimiento, por ejemplo: 1 kg de peces/m³, es necesario aumentar la cantidad y calidad del alimento artificial, llegando a contener hasta un 35% de proteína en la dieta para el caso de la tilapia.

Para la implementación de este sistema normalmente se utilizan estanques de tipo rústico y el agua requerida regularmente es la necesaria para recuperar las pérdidas por evaporación y filtración.

En la medida que se incrementa la biomasa en este sistema, se hace necesario la utilización de sistemas de aireación, pudiendo ser utilizados de manera parcial (en las noches) o durante las 24 horas del día.

Los rendimientos presentan un intervalo muy variado dependiendo del uso o no de las técnicas antes mencionadas o de su combinación, de tal manera que dichos rendimientos podrían ir desde 3,000 kg/ha a 10,000 kg/ ha.

La engorda de tilapia en los sistemas semi-intensivos puede asociarse a otras especies, lo que da origen al llamado policultivo, cuya finalidad es el de aprovechar al máximo los diferentes alimentos naturales disponibles en el estanque, en el entendido de que las diferentes especies presentan diferentes hábitos alimenticios. Las especies con las que regularmente se asocia la tilapia, son: la carpa común (*Cyprinus carpio*), carpa plateada (*Hypophthalmichthys molitrix*), carpa herbívora (*Ctenopharyngodon idella*) y el langostino malásico (*Macrobrachium rosenbergii*).

Sistema intensivo

En este tipo de cultivo se trata de maximizar los rendimientos muy por arriba de las posibilidades de la producción natural, por tal motivo se requiere atenuar al máximo las fluctuaciones ambientales por medio de sistemas de control más eficientes. Además, todos los requerimientos nutricionales de los peces se satisfacen con fuentes externas.

El principal reto en este tipo de cultivo, es mantener las características fisicoquímicas del agua, dentro o lo más cercano a valores óptimos, ya que estas condiciones tenderán a deteriorarse debido a las altas biomásas que se manejan en este sistema.

La utilización de alimentos balanceados con altos contenidos de proteína como única fuente nutritiva de los peces, hace que este tipo de sistemas de producción tenga los costos

de producción más elevados. También deberá considerarse que los sistemas intensivos, requieren un alto gasto de energía eléctrica debido al uso indispensable de sistemas de aireación.

3.2.3 Biometrías

La biometría en los organismos acuáticos es la medición de sus diferentes parámetros externos. Se distinguen en dos categorías: los caracteres merísticos, que son rasgos contables (número de escamas), y los caracteres morfométricos, que son rasgos medibles (tamaño de las escamas). Los caracteres merísticos y morfométricos son importantes en la clasificación sistemática.

Desde el enfoque zootécnico, es importante conocer la magnitud de los caracteres morfométricos, para tomar decisiones respecto al manejo del recurso. Las morfometrías pueden ser ampliamente definidas como un conjunto de técnicas utilizadas para describir la forma del cuerpo de los organismos, y determinarlas requiere un conocimiento previo de la anatomía externa. Desafortunadamente, la diversidad estructural de los organismos acuáticos y la falta de información anatómica inclusive de especies tan comunes, dificultan la obtención de este conocimiento.

Las diferentes clases de organismos acuáticos presentan formas, tamaños, patrones de pigmentación, disposición de apéndices, y otras características externas que ayudan reconocerlas, identificarlas y clasificarlas. No obstante, son los caracteres morfométricos los que cobran mayor interés e importancia en la Medicina Veterinaria y Zootecnia.

No existe un protocolo universal que establezca los puntos de referencia para determinar las biometrías. En organismos bilateralmente simétricos como los peces se han referido hasta 41 biometrías elegidas por convención.

Las biometrías morfométricas de importancia en la Medicina Veterinaria y Zootecnia aplicada a los peces son una serie de medidas de distancia lineal como: largo (longitud total y parcial), alto (altura máxima y altura mínima) y anchura (longitud del istmo), determinadas a partir de las mediciones entre dos puntos de referencia del organismo sobre un plano cartesiano

Longitud total

Es la distancia que existe desde el punto más craneal hasta el punto más caudal sobre la

línea media. Los puntos de referencia son proyectados perpendicularmente con respecto al eje longitudinal del cuerpo del pez. La distancia entre los puntos de referencia se puede determinar empleando un vernier o el ictiómetro.

La longitud total se utiliza para determinar la densidad de siembra en los estanques de cultivo. Ésta dependerá del grado de tecnificación presente en los sistemas de producción. Para producciones semi-intensivas se estima que por cada centímetro de longitud total promedio se requieren cuatro litros de agua; en sistemas de producción intensiva se maneja que por cada centímetro de longitud total promedio se requiere un litro de agua. La longitud total no debe ser utilizada para evaluar el crecimiento de los peces debido a que depende de la integridad de la aleta caudal.

Longitud parcial, estándar o patrón

Es la distancia que existe desde el punto más craneal sobre la línea media proyectado perpendicularmente con respecto al eje longitudinal del cuerpo del pez hasta el límite caudal del pedúnculo. La distancia entre los puntos de referencia se puede determinar empleando un vernier o el ictiómetro.

Es la morfometría que frecuentemente se utiliza para evaluar el crecimiento en talla debido a que no depende de la integridad de la aleta caudal, por ende, se puede utilizar para lotificar los organismos en base a la talla. La longitud patrón puede ser utilizada como criterio de selección para la determinación del peso y rendimiento del filete.

Altura máxima

Es la distancia vertical del segmento más amplio del tronco del pez.

Altura mínima

Es la distancia vertical del segmento más estrecho del pedúnculo caudal.

La distancia entre los puntos de referencia se puede determinar empleando un vernier o el ictiómetro. La altura máxima y mínima, junto con la longitud parcial son utilizadas como criterios de selección para la determinación del peso y rendimiento del filete. Las relaciones entre estas morfometrías se muestran importantes en la caracterización de la conformación del filete y se concluye que el aumento de esas relaciones contribuye para un formato del cuerpo más robusto.

Istmo

Es la distancia horizontal que existe entre las comisuras de la boca del pez. La distancia entre los puntos de referencia se determina utilizando un vernier

Esta morfometría es empleada para determinar la partícula de alimento por etapa del ciclo de vida, generalmente se maneja que los peces consumen una partícula que mida 1/3 del tamaño del istmo.

Peso

Atributo de un cuerpo que puede ser distinguido cualitativamente y determinado cuantitativamente. Para determinar la magnitud se utiliza una balanza analítica hasta una báscula, y dependerá del ciclo de vida del organismo.

Se utiliza para calcular la biomasa, definida como la suma de todos los pesos expresada en kilogramos dentro de un volumen determinado expresado en m³.

La biomasa presente en un estanque determinado permite calcular la cantidad de alimento/día requerido para la densidad de población mantenida en el estanque.

El peso de los peces puede ser relacionado matemáticamente con su longitud usando un término llamado factor de condición (también llamado factor K o factor FC), mientras más grande el FC, más peso habrá por unidad de longitud. El valor del FC depende también de la edad, sexo, estación, estado de maduración, lleno del sistema digestivo, tipo de alimento consumido, cantidad de grasa almacenada y grado de desarrollo muscular.

El valor K es una buena herramienta para evaluar los protocolos de alimentación vigentes para un tanque de peces determinado. Un K demasiado alto significa que usted está sobrealimentando los peces y uno demasiado bajo significa que se están subalimentado.

3.2.4 Alimentación

Los peces requieren para su desarrollo y actividades diarias los siguientes nutrientes: proteínas, grasas, carbohidratos, vitaminas y minerales. Lo primero que ocupan los peces como fuente de energía y para formar su cuerpo son las proteínas, en segundo lugar, las grasas y finalmente los carbohidratos. En este sentido cabe mencionar que un pez no utiliza en forma eficiente los carbohidratos, ya que en el agua esos compuestos no existen y por lo

tanto sus órganos como el páncreas no producen suficiente insulina para absorberlos. La proporción de proteínas grasas y carbohidratos son utilizados por los organismos acuáticos de manera diferente de acuerdo a su edad, de manera tal que un pez de menor edad requiere de mayor proporción de proteína que uno de mayor edad, esto debido a que los peces más jóvenes presentan un metabolismo que le permite tener una mayor tasa de crecimiento en comparación con los de mayor edad. De manera tal que hay un tipo de alimento para cada etapa de la vida de los organismos acuáticos que se cultivan en la actualidad y por esa razón en los alimentos balanceados, los niveles de proteína disminuyen conforme los peces avanzan en su etapa de cultivo. En lo relacionado a los carbohidratos o azúcares, las tilapias casi no los aprovechan e incluso el exceso les es nocivo para su salud, ya que le puede provocar una degeneración de su hígado, esto se explica ya que en el medio acuático no existen los azúcares y los peces no están diseñados para usarlos. La calidad y cantidad de proteína en un alimento, va a depender también de la calidad del agua. Cuando variables como la temperatura, oxígeno y amoníaco se encuentran dentro de los rangos óptimos para la especie, a los peces se les puede dar un alimento con más proteína y su eficiencia productiva será mejor, pero si es lo contrario, es decir que el agua se encuentre en malas condiciones, se deberá usar alimentos con menos proteína porque en primer lugar el pez no va a aprovechar debidamente el alimento y en segundo se deteriorará aún más las condiciones del agua.

Sobre los ingredientes que se usan en la alimentación de las tilapias pueden ser de origen vegetal como la harina y aceite de soya, cártamo, girasol, almidón de maíz, entre otros. y dentro de los de origen animal se encuentran: la harina y aceite de pescado, desechos de camarón, etc.

En los alimentos para peces, es muy común encontrarse con conceptos como: peletizado y flotante o extruido. El alimento peletizado al ponerlo en el agua se va al fondo inmediatamente. Este tipo de alimento se emplea en el cultivo de los camarones y langostinos, ya que estos habitan en el fondo del estanque y buscan su comida precisamente ahí. El alimento flotante, se llama también extruido. El proceso de extrusión, se basa en proporcionar presión y calor al alimento al pasar por un extrusor. Ese proceso hace que los almidones se expandan. El alimento extruido es de mucha utilidad para la acuicultura, ya que, al flotar, permite observar inmediatamente si el pez tiene apetito o no cuando se agrega cierta cantidad sobre la superficie del agua. En ese caso si los peces al momento en que el

alimento cae al agua salen a comer rápidamente es un indicativo de que tienen alimento, en caso contrario significa que no tienen hambre.

Otro aspecto importante en los alimentos para tilapia es el concerniente al tamaño ya que éstas deben coincidir con el tamaño del pez, para que las pueda ingerir. Con relación a lo anterior, los fabricantes de alimentos para peces elaboran actualmente alimentos con diferentes tamaños de partícula, con el fin de que los peces lo aprovechen mejor.

En la etapa de cría hasta los 5g de peso, el alimento indicado es peletizado ya que las crías, se desarrollan en corrales o tinacos en donde consumirán el alimento tanto en la superficie como en el fondo. Para la etapa de pre-engorda y engorda se usa alimento flotante.

Una forma que nos puede ayudar a calcular la cantidad de alimento que debemos ofrecer a los peces, considerando que la temperatura del agua y salud de los peces es la adecuada, es mediante el uso de tablas de alimentación, las cuales nos informan de la cantidad de alimento que debe de dársele a los peces en base a su peso promedio.

3.3 Objetivo

Realizar diferentes manejos: captura, sujeción, sexado, manipulación y mediciones en un animal vivo, mediante el uso de equipo e instrumentos específicos por especie, así como cálculos de lotificación y alimentación de los peces, para evaluar los parámetros productivos.

Distinguir el tipo de sistema de cultivo, instalaciones y equipo utilizado en la unidad de producción acuícola a través del recorrido de la misma, con la finalidad de reconocer el sistema de producción utilizado. Medir estanques de diferentes formas y tamaños mediante el uso de instrumentos específicos, para calcular el volumen de agua y estimar la densidad de población.

3.4 Productos esperados

Estanques y/o jaulas flotantes con una biomasa de peces acorde a la capacidad de carga de dicha infraestructura, las mediciones de las biometrías, y las sugerencias por escrito de las raciones alimenticias y tipos de alimentos que deberán de consumir durante los 15 días posteriores a su confinamiento.

Descripción por escrito de la proyección del desarrollo de los peces hasta alcanzar el peso final según su etapa de desarrollo en la que se encuentren, así como las raciones alimenticias estimadas a utilizar durante dicho periodo y el tipo de alimento a emplear.

3.5 Materiales

- ☐ Overol, mandil y botas de plástico (**Figura 38**)



Figura 38. Overol

Esta será tu ropa de trabajo durante esta práctica y tendrás que traerla puesta antes de dar inicio la actividad.

- ☐ Jaula flotante (**Figura 39**)



Figura 39. Jaula flotante

Este material se te proporcionará en el MEIA-CEIEGT

❑ **Estanque (Figura 40)**



Figura 40. Estanque de plástico de alta densidad

Este material se te proporcionará en el MEIA-CEIEGT o en el área de trabajo II de la FMVZ.

❑ **Lancha (Figura 41)**



Figura 41. Lancha

Este material se te proporcionará en el MEIA-CEIEGT

❑ Red de cuchara (**Figura 42**)



Figura 42. Red de cuchara

Tendrás que adquirir este material antes de incorporarte a esta práctica. Este material se te proporcionará sólo en el área de trabajo II de la FMVZ.

❑ Flexómetro, cinta métrica flexible y franela (**Figura 43**)



Figura 43. Flexómetro

Tendrás que adquirir este material antes de incorporarte a esta práctica. Este material se te proporcionará sólo en el MEIA-CEIEGT

❓ **Báscula (Figura 44)**



Figura 44. Báscula

Este material se te proporcionará en el MEIA-CEIEGT o en el área de trabajo II de la FMVZ.

❓ **Alimento para tilapia (Figura 45)**



Figura 45. Alimento para tilapia en diferentes presentaciones

Este material se te proporcionará en el MEIA-CEIEGT o en el área de trabajo II de la FMVZ.

☐ Guantes (Figura 46)



Figura 46. Guantes

Tendrás que adquirir este material antes de incorporarte a esta práctica en el MEIA-CEIEGT

☐ Libreta, calculadora y hoja de datos (Figura 47)



Figura 47. Libreta y calculadora

Tendrás que adquirir este material antes de incorporarte a esta práctica

3.6 Procedimiento de la práctica (dependerá del lugar)

A). Preparación de estanque y/o jaulas flotantes

1. Tu profesor te asignará un estanque (**Figura 48**) y/o jaulas flotantes (**Figura 49**).



Figura 48. Estanque de plástico de alta densidad



Figura 49. Jaulas flotantes

2. Calcula el volumen en metros cúbicos del estanque y de cada una de las jaulas flotantes que te fueron asignadas. Recuerda que si el estanque es circular tendrás que utilizar la fórmula: $\text{Pi} \times r^2 \times h$, en donde:

$\text{Pi} = 3.1416$

$r = \text{Radio}$

$h = \text{Altura}$

Si el estanque es rectangular o cuadrangular, utiliza la fórmula: $L \times L \times h$, en donde:

$L = \text{Lado}$

$H = \text{Altura}$

Si el estanque es una pirámide invertida trunca, se debe utilizar la fórmula: $[(ab + at + \sqrt{(ab * at)}) h] / 3$, en donde:

$ab = \text{área de la base}$

$at = \text{área de la tapa}$

$h = \text{altura}$

B) Realiza la toma de datos biométricos

1. De tu estanque o jaula asignada por tu profesor, ejecuta la sujeción de las tilapias seleccionadas y realiza las mediciones correspondientes. **(Figura 50)**



Figura 50. Toma de datos biométricos.

2. Registra en tu hoja de datos/libreta las mediciones de cada uno de los peces seleccionados.

C). Define la biomasa máxima (kg/m^3) que puede contener el estanque y/o jaula flotante

1. Considera los siguientes ejemplos:

a). Biomasa baja (hasta $250 \text{ g}/\text{m}^3$). Esta biomasa se emplea cuando no se cuenta con sistemas de aireación ni de agua para realizar cambios parciales o totales de los estanques de cultivo.

b). Biomasa media (de 250 g a $1 \text{ kg} / \text{m}^3$). Se requiere aireación cuando menos en las horas críticas en las cuales hay reducciones en los niveles de oxígeno disuelto en el agua.

c) Alta (de 1 kg a $20 /\text{kg}$). Se requiere de un sistema de aireación de agua durante un mayor número de horas al día, pudiendo llegar a ser continua. Los cambios pueden ser de hasta el 30% de agua diariamente cuando se emplean los valores más altos de biomasa.

D). Calcula el número de peces a introducir al estanque y/o jaula

1. Una vez elegida la biomasa que consideras la adecuada al término de la etapa de cultivo, tendrás que elegir el peso de los peces que esperas obtener al término de

dicha etapa.

2. Ahora tendrás que multiplicar, la biomasa que elegiste por el volumen en metros cúbicos de la jaula y/o estanque:

$\text{Biomasa (kg/m}^3) \times \text{Metros cúbicos del estanque o jaula}$

El resultado será la biomasa total en kilos que contendrá el estanque o jaula al término de la etapa de cultivo.

3. Ahora, la biomasa total en el estanque o jaula la dividirán entre el peso promedio que esperas obtener de los peces al término de la etapa de cultivo:

$\text{Biomasa total (kg) / El peso promedio de los peces al final del cultivo}$

El resultado será el número de peces que deberás introducir en la jaula y/o estanque.

E). Introducir las crías de peces en el estanque y/o jaulas flotantes

1. Tendrás que contabilizar los peces previo a su introducción al estanque y/o jaula flotante, para ello puedes hacer el conteo de dos maneras:
 - Si los peces tienen una talla por arriba de 5 g y se requieren no más de 100 peces, el conteo se puede hacer uno por uno, con la ayuda de una red de cuchara (**Figura 51**).



Figura 51. Conteo individual de crías de tilapia

- Si los peces pesan en promedio menos de 5 g o independientemente de su peso se necesita un número superior a 100 peces, entonces el conteo puede ser mediante un método indirecto como lo es su peso. Para llevar a cabo este último método de conteo, deberás seguir los siguientes pasos:

a). Debes conocer el peso promedio de los peces que deseas contabilizar, para ello coloca en una balanza una tina de plástico con agua y tálala. Coloca en dicho recipiente un número conocido de la población de peces que deseas contabilizar (**Figura 52**), posterior a ello registra el peso de los peces y ese dato divídelo entre el número de peces que acabas de pesar, lo que te dará como resultado el peso promedio de los peces.

b). Tú sabes el número de peces que necesitas introducir al estanque y/o jaula, también conoces el peso promedio de los peces, de manera tal que tienes que realizar la siguiente operación:

(Número de peces que necesitas confinar) x (peso promedio de los peces)

El resultado será un peso determinado, que contiene el número de peces que deseas introducir. Por ejemplo:

Se necesita confinar en un estanque 1500 peces cuyo peso promedio es de 0.050 kg.

La operación sería:

$$(1500) \times (0.05) = 75 \text{ kg}$$

Entonces necesitarás introducir 75 kg de peces, los cuales contienen a los 1500 peces que necesitas confinar.

c). Ahora solo tienes que colocar un recipiente con agua en la báscula, tálalo y ve agregando los peces que deseas contabilizar, hasta obtener el peso deseado. Debes de tener cuidado de que los peces no estén muy hacinados en el recipiente, de manera tal que puedes repetir esta operación hasta alcanzar el peso deseado.

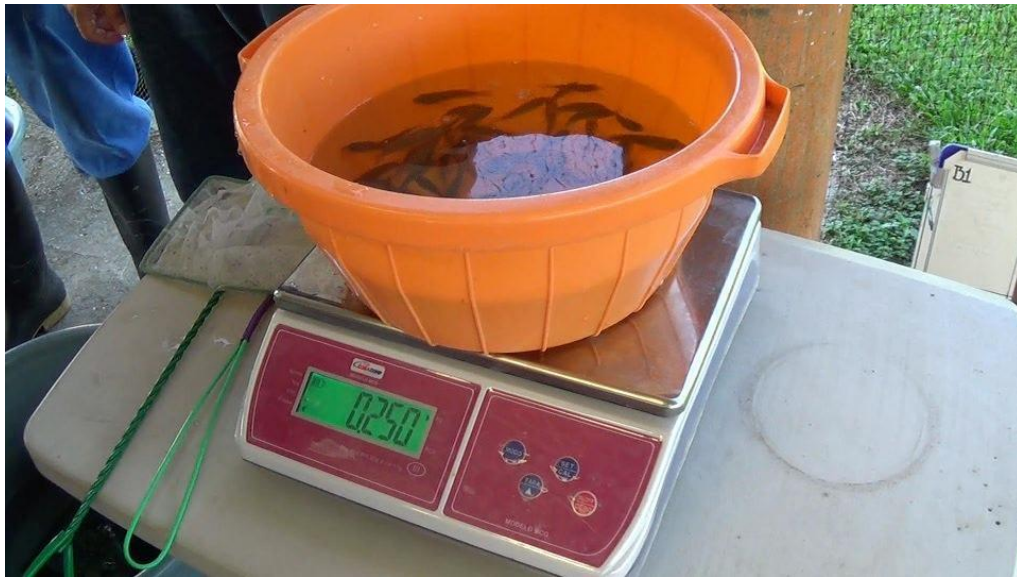


Figura 52. Pesaje de peces

c). Introduce a la jaula y/o estanque el número de peces que has determinado en el presente ejercicio (**Figura 53**).



Figura 53. Introduciendo crías de tilapia en una jaula flotante

F). Determinar el tipo, la cantidad y frecuencia de alimento a ofrecer a los peces que confinaste en el estanque y/o jaulas flotantes

1. Considerando el peso promedio de los peces que confinaste en el estanque y/o jaulas flotantes, determina cuál sería el tipo de alimento a ofrecerles considerando los niveles de nutrientes que debe de contener. Utiliza para ello la información que se te

proporciona en el **Cuadro 1**.

CUADRO 1

Niveles de nutrientes recomendados en dietas para tilapia de diferentes tamaños

Tamaño del pez					
Nutriente (%)	Hasta 0.5g	0.5 – 10g	10 – 50g	Mayor de 35g	Reproductores
Proteína	50	45	35 - 45	30 - 32	30 – 32
Grasas	10 - 14	10 - 14	6 – 14	6	8
Carbohidratos	25	25	25	25	25
Fibra	8	8	8	8	8

2. Considerando el peso promedio de los peces que confinaste en el estanque y/o jaulas flotantes, determina cuál sería el tipo de alimento a ofrecerles considerando el tamaño de partícula y si debe de ser o no flotante. Utiliza para ello la información que se te proporciona en el **Cuadro 2**.

CUADRO 2

Tamaño y tipo de la partícula de alimento en dietas de tilapia según su peso

Tamaño del pez					
	Hasta 0.5g	0 – 5g	10 – 35g	Mayor de 35g	Reproductores
Tamaño de la partícula (mm)	0.5	1 – 2	1- 2	2 - 4	4
Flotabilidad	Pulverizado (no flotante)	Peletizado (no flotante)	Flotante (extruído)	Flotante (extruído)	Flotante (extruído)

3. Considerando el peso promedio de los peces que confinaste en el estanque y/o jaulas flotantes, determina cuál sería el tipo de alimento a ofrecerles considerando los niveles de nutrientes que debe de contener. Utiliza para ello la información que se te proporciona en el **Cuadro 3**.

CUADRO 3

Consumo de alimento en función del peso individual de las tilapias

Peso del pez (g)	Porcentaje del peso corporal del pez (%)	Ganancia diaria de peso que debe de ganar en promedio cada pez (g / día)
De 2 días de nacidas a 1g	10 – 30	
1 – 5	6 – 10	
5 – 10	6.7	0.5
10 – 20	5.3	0.8
20 – 50	4.6	1.6
50 – 70	3.3	2.0
70 – 100*	2.8**	2.4
100 – 150	2.2	2.7
150 – 200	1.7	3.0
200 – 300	1.5	3.7
300 – 400	1.3	4.5
400 – 500	1.2	5.2
500 - 600	1.1	6.0

4. Considerando el peso promedio de los peces que confinaste en el estanque y/o jaulas flotantes, determina cuántas veces al día debe de ofrecerles el alimento. Utiliza para ello la información que se te proporciona en el **Cuadro 4**.

Cuadro 4

Número de raciones diarias de alimentación para tilapia según su tamaño

Tamaño del pez					
	Hasta 0.5g	0 – 5g	10 – 35g	Mayor de 35g	Reproductores
Número de raciones / día	8	6	4	3	3

5. Ofrece a los peces que confinaste en las jaulas y/o estanques, el tipo y cantidad de alimento que se determinó en el presente ejercicio (**Figura 54**).



Figura 54. Alimentando peces confinados en jaulas flotantes

Vamos a desarrollar un ejemplo para calcular el alimento de un grupo de peces. Si tenemos un estanque en donde se están engordando 100 tilapias y tienen un peso promedio de 80g entonces vemos en el **Cuadro 2** y buscamos en qué rango de peso se encuentran nuestros peces, en este caso es en el de 70 g – 100 g, y observamos que deben de comer diariamente un 2.8 % del peso corporal del total de los peces en el estanque. Entonces hacemos las siguientes operaciones, tenemos que calcular primero cuánto pesan la totalidad de los peces que tenemos en el estanque, esto es: $100 \text{ peces} \times 80 \text{ g} = 8000 \text{ g}$. Es decir que tenemos 8000 g de peces en ese estanque, ahora consideramos que esa cantidad es el 100 % y el 2.8 % de 8000 g es igual a: 224g. Por lo tanto, el productor tendrá que proporcionar diariamente 224g de alimento a sus peces.

Otra pregunta que surge aquí es ¿cuántas veces al día se tienen que alimentar a los peces? Para contestar esta pregunta utilizaremos la información que se presenta en el **Cuadro 4**. Siguiendo con nuestro ejemplo, vemos que, según este cuadro, los peces deben de ser alimentados 3 veces al día, por lo tanto, si la ración anteriormente calculada que fue de 224 g tendremos que dividirla entre tres y nos da aproximadamente 75 g es decir que los peces se alimentarán tres veces al día con una ración de 75 g de alimento.

3.6 Literatura recomendada

Instalaciones acuícolas y métodos de cultivo

- García –Badell J. Tecnología de las explotaciones piscícolas. Madrid: Mundi-Prensa, 1985.
- Jensen G. Construcción de estanques. México (DF): Secretaría de Pesca, 1990.
- Muñoz G. y Garduño M: Construcción de estanques para el cultivo de tilapia. Memorias del 17° Día del Ganadero. *Centro de Enseñanza, Investigación y Extensión en Ganadería Tropical*, Tlapacoyan, Ver. 2009. 21-31 pág.
- Muñoz G. y Garduño M: Fases del cultivo de la tilapia. Memorias del curso del II Curso–Taller del Cultivo de la Tilapia. *Centro de Enseñanza, Investigación y Extensión en Ganadería Tropical de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la UNAM*. Octubre, 2004. 45-50 págs.
- Muñoz G., Garduño M. y Salazar M.: Sistemas de Producción de Tilapia. Memorias del 22° Día del Ganadero. Centro de Enseñanza, Investigación y Extensión en Ganadería Tropical, Tlapacoyan, Ver. 2014. 39-60 pág.
- Secretaría de Pesca. Piscicultura de agua dulce. México (DF): Secretaría de Pesca, 1986.
- Soto-Zarazúa, M. G.; Herrera-Ruiz, G.; Rico-García, E.; Toledano-Ayala, M.; Peniche-Vera, R.; Ocampo-Velázquez, R. y Guevara-González, R. G. 2010. Development of efficient recirculation system for tilapia (*Oreochromis niloticus*) culture using low cost materials. *African Journal of Biotechnology* 9:5203-5211.
- Timons M, Losordo T. editors. *Aquaculture water reuse systems: engineering design and management*. 3rd ed. Amsterdam: Elsevier, 2000.
- Wheaton F. *Acuicultura. Diseño y construcción de sistemas*. México (DF): AGT Editor, 1993.

Alimentación y Nutrición

- Cowey CB, Mackie AM, Bell JG. *Nutrition and feeding in fish*. London: Academic Press, 1985.
- Espinosa J, Labarta U, editores. *Alimentación en acuicultura*. Madrid: Comisión Asesora de Investigación Científica y Técnica, 1987.

- Espinosa J, Labarta U, editores. Nutrición en acuicultura I. Madrid: Comisión Asesora de Investigación Científica y Técnica, 1987.
- Espinosa J, Labarta U, editores. Nutrición en acuicultura II. Madrid: Comisión Asesora de Investigación Científica y Técnica, 1987.
- Goddard S. Feed management in intensive aquaculture. New York: Chapman y Hall, 1996.
- Halver J, editor. Fish nutrition. 2nd ed. San Diego: Academic Press, 1988.
- Hephher B. Nutrición de peces comerciales en estanques. México (DF): Limusa, 1993.
- Muñoz, G. y Garduño M.: Alimentación y Nutrición de las Tilapias. Memorias del 10º Día del Ganadero. *Centro de Enseñanza, Investigación y Extensión en Ganadería Tropical*, Tlapacoyan, Ver. 2002. 1-15 pág.
- Secretaría de Pesca. El Factor de condición múltiple y el factor de conversión de alimentos. México (DF): Secretaría de Pesca, 1980.
- Steffens W. Principios fundamentales de la alimentación de los peces. Zaragoza: Acribia, 1987.
- Wouters R, Lavens P, Nieto J, Sorgelous. Penaeid shrimp broodstock nutrition: an updated review on research and development. *Aquaculture* 2001:1-21.



Manual del tema

Obtención de productos y subproductos del pescado



**Asignatura: “Práctica de Medicina y Zootecnia Acuícola”
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la
UNAM**

Ma. de la Luz Chavacán Ávila, Luís Andrés Castro Fuentes y Germán
Muñoz Córdoba

Fotografías

Revisor

Agradecimientos

IAZ. Martha Salazar Ulloa

Centro de Enseñanza, Investigación y Extensión
en Ganadería Tropical de la FMVZ - UNAM

MVZ EPA Ma. de la Luz Chavacán Ávila

Departamento de Medicina y Zootecnia de
Abejas, Conejos y Organismos Acuáticos de la
FMVZ - UNAM

MVZ Adriana Correa Benítez.

Departamento de Medicina y Zootecnia de
Abejas, Conejos y Organismos Acuáticos de la
FMVZ - UNAM

* PAPIME (Proyecto con clave: PE214618)

CONTENIDO

I. Práctica: Obtención de productos y subproductos del pescado

2.1 Introducción

2.2 Generalidades

2.3 Objetivo

2.4 Objetivos específicos

2.5 Materiales

2.6 Procedimiento de la práctica

2.7 Evaluación de la práctica

2.8 Literatura recomendada

I. PRÁCTICA: OBTENCIÓN DE PRODUCTOS Y SUBPRODUCTOS DEL PESCADO

2.1 Introducción

Los productos acuícolas representan un importante sector de la producción alimentaria mundial y constituyen una importante fuente de proteínas, empleo e ingresos, siendo la base del sustento de una gran parte de la población mundial.

Las principales fuentes de obtención del producto acuícola son la pesca, que se refiere a la captura o extracción de los organismos acuáticos de su hábitat natural y la acuicultura, la cual se refiere al cultivo de los organismos acuáticos en donde se proporciona a la especie de interés los requerimientos físicos, químicos y biológicos que requiera.

La acuicultura ha sido uno de los sistemas de producción de alimento de más rápido crecimiento en las últimas tres décadas y junto con ello la necesidad de generar un producto libre de contaminación química o biológica, es decir, que no causen enfermedades al ser humano y que permita a su vez un comercio nacional e internacional sin restricciones, cumpliendo con la normatividad de Instancias regulatorias como son las normas nacionales e Internacionales.

Por ende, todos los manejos del producto que se hagan antes, durante y después deberán encaminarse en la reducción de riesgos de contaminación.

El valor nutritivo y comercial del pescado también es un factor importante a considerar y depende de la estructura de la carne y otras partes comestibles de su cuerpo, de la composición química y de factores referentes a los métodos de pesca, manipulación, conservación y transporte, así como de su presentación al mercado (entero, fileteado, deshidratado, salado, en polvo, empanizado, etc.)

2.2 Generalidades

Composición química de la carne de pescado

Los principales componentes químicos de la carne de pescado son: agua, proteína bruta y lípidos que en conjunto forman hasta el 98% del peso total de la carne, mientras que el resto está dado por carbohidratos, vitaminas y minerales, todos estos componentes participan no sólo en el valor nutricional sino también en las características texturales, sensoriales, calidad organoléptica, capacidad de almacenamiento y en los cambios bioquímicos que tienen lugar en los tejidos post-

mortem.

Evaluación de la frescura del pescado

Los cambios bioquímicos y microbianos que tienen lugar en los tejidos de los peces después de la captura dependen de los metabolitos presentes en los tejidos, de la actividad de las enzimas endógenas, la contaminación microbiana y las condiciones de captura, sin olvidar la temperatura actuante después de la captura la cual es de gran importancia.

La comprobación organoléptica de la frescura supone determinar el grado de desarrollo alcanzado por cambios post-mortem en el pescado haciendo uso de los sentidos del olfato, vista y tacto.

La evaluación rápida de la frescura del pescado puede estar dada tanto por el aspecto como el olor del pescado, los cuales deben de ser agradables.

- Si se compra entero, comprobar que tenga la piel brillante
- Las branquias deben presentar una coloración rojo sangre
- Los ojos deben de ser brillantes y no estar hundidos
- Al presionar con el dedo sobre la piel, la carne debe de ser blanda pero elástica.

Partes comestibles del pescado

La principal parte comestible de los organismos acuáticos se encuentra constituida por los músculos corporales de mayor tamaño; sin embargo, también se aprovechan como alimento muchas otras partes del cuerpo del organismo tales como: la piel, las vísceras, el esqueleto, la hueva y las aletas, dentro de las más importantes

Lavado

Tiene como objetivo principal disminuir la contaminación del pescado por bacterias, se puede utilizar agua de grifo para el lavado.

Descamado

El descamado puede realizarse por medio de máquinas o de manera manual. El descamado manual supone el 50% del tiempo empleado en el proceso inicial.

El descamado se realiza mediante el paso repetido de un rascador, el cual puede ser un cuchillo o un cepillo descamador, a lo largo de la superficie del pez, desde la aleta caudal hasta la cabeza.

Un buen descamado no debe dañar la piel, ni debilitar la textura del tejido muscular.

Eviscerado

Se realiza haciendo un corte longitudinal, a partir del ano hasta la inserción de los opérculos, una vez que se realiza este corte se procede a retirar de manera manual las vísceras. Dentro de sus usos se encuentra la elaboración de harina de pescado.

Descabezado

La cabeza puede ser retirada de manera manual o mecánicamente. El corte que se realiza para retirarla puede ser transversal u oblicuo.

La cabeza de los peces representa un elevado porcentaje de su peso total, por consiguiente, para disminuir el peso de la materia prima aprovechable, debe ser retirada. Dentro de sus usos se encuentra la elaboración de caldo de pescado o bien harina de pescado.

Filetes

En el caso del pescado esta es la parte más comercializada, está formada por los grandes músculos laterales, abdominales y dorsales cuya coloración por lo general es blanca y se encuentran a ambos lados del cuerpo. Esta parte del cuerpo del pescado es una de las presentaciones más populares del pescado en el mercado.

El rendimiento alcanzado en la obtención de este producto está en función de la especie del pescado, su sexo, su tamaño, la alimentación que haya tenido y de la habilidad por parte de la persona que realice el corte.

El filete se obtiene realizando un corte longitudinal desde el ano hasta la inserción de los opérculos, después se realiza un corte oblicuo desde la inserción de los opérculos hasta la columna vertebral, posteriormente se realiza otro corte longitudinal a partir de la parte caudal de la cabeza hasta el pedúnculo caudal, y después un corte a nivel del pedúnculo. Por último, se realiza un corte sobre las costillas del pescado y así obtener los filetes.

Raspa

En los últimos años se ha popularizado el pescado desmenuzado como materia prima. Esta se obtiene a partir de los residuos del fileteado, peces descabezados y porciones de la espina dorsal y las costillas raspando con un cuchillo para separar el músculo de la parte a la cual esté adherido.

2.3 Objetivo

Identificar los productos que se pueden obtener del pescado, a través de su manufactura, para distinguir sus formas de aprovechamiento.

2.4 Objetivos específicos

- El alumno conocerá las diferentes presentaciones al mercado de los pescados.
- El alumno conocerá los precios de acuerdo a la presentación que se le dé al pescado.
- El alumno conocerá los puntos a evaluar de la frescura de un pescado.
- El alumno realizará la limpieza de un pescado.
- El alumno obtendrá los pesos y rendimientos de un pescado.
- El alumno realizará el descamado de un pescado.
- El alumno realizará el eviscerado de un pescado.
- El alumno realizará el fileteado de un pescado.
- El alumno obtendrá el raspado de un pescado

2.5 Materiales

Material general

- Bata
- Báscula
- Periódico
- Sanitas
- Jabón
- Fibra

Material por alumno

- Un pescado con escamas y vísceras de 250 g
- Un cepillo o cuchillo para descamar
- Un cuchillo para filetear
- Una charola de disección
- Una tabla para filetear
- Una calculadora
- Un lápiz
- Dos hojas blancas

2.6 Procedimiento de la práctica

1. Visitar el mercado de su preferencia para observar las diferentes presentaciones de los productos acuícolas y pesqueros, así como la variabilidad de precios.
2. Evaluar el grado de frescura del pescado a comprar.
3. Comprar un pescado de un peso igual o por arriba de los 250 g.
4. Lavar el pescado



Lavado con agua potable de pescado

5. Pesar el pescado
6. Registrar el peso
7. Descamar el pescado



Descamado de pescado

8. Pesar el pescado
9. Registrar el peso
10. Eviscerar el pescado



Eviscerado del pescado

11. Pesar el pescado
12. Registrar el peso
13. Filetear el pescado



Fileteado de pescado

14. Pesar los filetes
15. Registrar el peso
16. Quitar la piel a los filetes
17. Pesar los filetes sin piel
18. Registrar el peso

19. Cortar la cabeza del pescado

20. Pesar la cabeza

21. Registrar el peso

22. Sacar la raspa



Raspa de pescado

23. Pesar la raspa

24. Registrar el peso

25. Pesar vísceras, piel y esqueleto

26. Registrar el peso

27. Pesar la carcasa



Carcasa de pescado

2.7 Evaluación de la práctica

1. Asistencia y puntualidad
2. Material individual completo
3. Participación y desempeño en la práctica
4. Integración del conocimiento teórico durante el desarrollo de la práctica
5. Reporte práctico

2.8 Literatura recomendada

Bibliografía básica:

1. Athithan, S. (2020). Coastal Aquaculture and Mariculture. London: CRC Press.
2. Austin, B., Newaj-Fyzul, A., (2017). Diagnosis and control of diseases of fish and shellfish. Hoboken: John Wiley.
3. Bandyopadhyay, B. K., (2022). Freshwater aquaculture: a functional approach. Boca Raton: CRC Press.
4. Einarsson, Á., (2021). Fisheries and aquaculture: the food security of the future. London: Elsevier.
5. Evans, DH. (2018). The physiology of fishes. 3aed. USA: McGraw Hill.
6. Felix, S. & Menaga, M., (2021). Applied aquaculture biofloc technology. London: CRC Press.
7. Gosling, E., (2015). Marine bivalve molluscs. 2da. Edición ed. Chichester: Wiley Blackwell.
8. Hai, Faisal., Visvanathan, C., Boopathy, R., (2018). Sustainable Aquaculture. Cham: Springer.
9. Jana, B., Mandal, R. y P. Jayasankar, (2018). Wastewater management through aquaculture. Singapore: Springer.
10. Kibenge, F., Baldisserotto, B., Chong, R. Sie-Maen, (2021). Aquaculture pharmacology. London: Academic Press.
11. Kibenge, F., Baldisserotto, B., Chong, R., (2021). Aquaculture toxicology. London: Academic Press.
12. Kibenge, F., Baldisserotto, B. y R. Chong, (2022). Aquaculture pathophysiology. London: Academic Press.
13. Kültz, D., (2022). A primer of ecological aquaculture. Oxford: Oxford University Press
14. Ninawe, A., Dhanze, J., Dhanze, R. y S. Indul, S., (2020). Fish Nutrition And Its Relevance To Human Health. London: CRC Press.
15. Páez-Osuna, F., y R. Alonso-Rodríguez, (2017). Calidad del agua en la camaronicultura: Importancia, efectos y manejo. (F. Páez-Osuna y R. Alonso-Rodríguez, Eds.; Primera edición). El Colegio de Sinaloa.
16. Ponder, W., Lindberg, D. y J. Ponder, (2020). Biology and Evolution of the Mollusca, Volume 1. Boca Raton: CRC Press.
17. Ponder, W., Lindberg, D. y J. Ponder, (2020). Biology and Evolution of the Mollusca, Volume 2. Boca Raton: CRC Press
18. Prakash, C. (2020). Aquatic Health and Aquaculture. London: CRC Press.
19. Kibenge, F., Baldisserotto, B., Chong, R., (2021). Aquaculture toxicology. London: Academic Press.
20. Kibenge, F., Baldisserotto, B. y R. Chong, (2022). Aquaculture pathophysiology. London: Academic Press.

21. Kültz, D., (2022). A primer of ecological aquaculture. Oxford: Oxford University Press.
22. Ninawe, A., Dhanze, J., Dhanze, R. y S. Indul, S., (2020). Fish Nutrition And Its Relevance To Human Health. London: CRC Press.
23. Páez-Osuna, F., y R. Alonso-Rodríguez, (2017). Calidad del agua en la camaronicultura: Importancia, efectos y manejo. (F. Páez-Osuna y R. Alonso-Rodríguez, Eds.; Primera edición). El Colegio de Sinaloa.
24. Ponder, W., Lindberg, D. y J. Ponder, (2020). Biology and Evolution of the Mollusca, Volume 1. Boca Raton: CRC Press.
25. Ponder, W., Lindberg, D. y J. Ponder, (2020). Biology and Evolution of the Mollusca, Volume 2. Boca Raton: CRC Press.
26. Prakash, C. (2020). Aquatic Health and Aquaculture. London: CRC Press.

Bibliografía complementaria:

1. Arredondo, F., (2003). La acuicultura en México. México, D.F.: UAM-I.
2. Brown, L., (2000). Acuicultura para veterinarios: Producción y clínica de peces. Zaragoza: Acribia.
3. Gosling, E., (2003). Bivalve molluscs: biology, ecology and culture. Oxford: Fishing News Books.
4. Guillaume, J., (2003). Nutrición y alimentación de peces y crustáceos. Barcelona, Mundi Prensa.
5. Arredondo, F., (2003). La acuicultura en México. México, D.F.: UAM-I.
6. Brown, L., (2000). Acuicultura para veterinarios: Producción y clínica de peces. Zaragoza: Acribia.
7. Gosling, E., (2003). Bivalve molluscs: biology, ecology and culture. Oxford: Fishing News Books.
8. Guillaume, J., (2003). Nutrición y alimentación de peces y crustáceos. Barcelona, Mundi Prensa.

Referencias en línea:

1. CONAPESCA, (2024) Comisión Nacional de Acuicultura y Pesca. [En línea]. México. Disponible en: <https://www.gob.mx/conapesca>.
2. FAO, (2022). *El estado mundial de la pesca y la acuicultura 2022* [En línea]. *Hacia la transformación azul*. Roma, FAO. Disponible en: <https://www.fao.org/documents/card/en?details=CC0461ES>
3. OIE, (2023). *Código Sanitario para los Animales Acuáticos* [En línea]. Disponible en: <https://www.woah.org/es/que-hacemos/normas/codigos-y-manuales/acceso-en-linea-al-codigo-acuatico/>
4. OIE, (2023). *Manual de las Pruebas de Diagnóstico para los Animales Acuáticos* [En línea]. Décima edición. Disponible en: <https://www.woah.org/es/que-hacemos/normas/codigos-y-manuales/acceso-en-linea-al-manual-acuatico/>
5. WAHIS, (2023). *Sistema Mundial de Información Zoonosológica* [En línea]. Disponible en: <https://wahis.woah.org/#/home>

