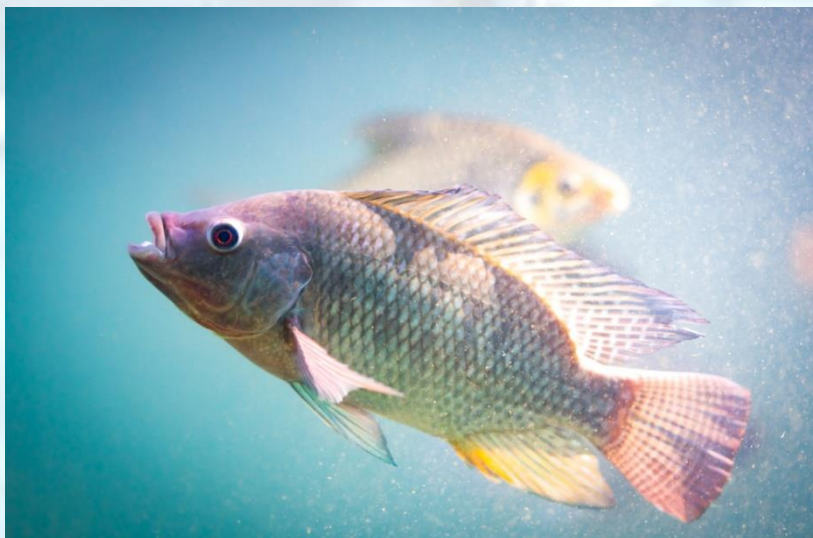


**UNIVERSIDAD MAYOR DE SAN ANDRES
FACULTAD DE AGRONOMIA**

ACUICULTURA



2da Edición

**La Paz-Bolivia
2025**

ACUICULTURA

Juan José Aparicio Porres

ORCID: 0000-0002-4555-4037

Martha Gutiérrez Vásquez

ORCID: 0009-0004-3667-3773

Ángel Fernando Jira Hernández

ORCID: 0000-0001-6162-902



Segunda Edición

DOI: <https://doi.org/10.53287/rygo3222vy54d>

Depósito Legal 4 – 1 - 60 – 2025 P.O.

ISBN 978-9917-9797-0-8

INDICE

CAPÍTULO 1_ INTRODUCCIÓN DE LA ACUICULTURA	1
1.1 OBJETIVOS	1
1.2 ACUICULTURA.....	2
1.4 CLASIFICACIÓN DE CULTIVOS ACUÁTICOS	3
1.5 EVOLUCIÓN HISTÓRICA	7
1.6 BIBLIOGRAFÍA.....	10
CAPÍTULO 2_ LOS PECES	11
2.1 OBJETIVOS	11
2.2 ¿QUE SON LOS PECES?	12
2.3 ¿DÓNDE VIVEN LOS PECES?	13
2.4 ¿CÓMO VIVEN LOS PECES?.....	16
2.5 BIBLIOGRAFÍA	18
CAPÍTULO 3_ CLASIFICACIÓN DE PECES	19
3.1 OBJETIVOS	19
3.2 LISTA DE LAS FAMILIAS COMUNES Y REPRESENTATIVAS DE PECES VIVIENTES.	20
3.4 BIBLIOGRAFÍA.....	52
CAPÍTULO 4_ ANATOMÍA Y FISIOLÓGÍA DEL PEZ.....	53
4.1 OBJETIVOS	53
4.2 MORFOLOGÍA EXTERNA.....	54
4.2.1 Forma.....	54
4.2.2 Piel y escamas.....	56
4.2.3 Color.....	58
4.2.4 La línea lateral.....	59
4.2.5 Aletas.....	59
4.2.6 Las aletas caudales pueden clasificarse como:	61
4.3 MORFOLOGÍA INTERNA	64
4.3.1 Esqueleto.....	64
4.3.2 Sistema muscular.....	65
4.3.3 Vejiga Natatoria	67
4.3.4 Quimiorreceptores	69
4.3.5 Sistema Digestivo	69
4.3.6 Sistema Circulatorio	71
4.3.7 Sistema Respiratorio.....	72
4.3.8 Sistema Urinario	73
4.3.9 Sistema reproductivo	73
4.4 BIBLIOGRAFÍA	79
CAPÍTULO 5_ CALIDAD DEL AGUA	81
5.1 OBJETIVOS	81
5.2 CALIDAD DEL AGUA.....	82
5.3 TEMPERATURA	82
5.4 ACIDEZ Y ALCALINIDAD (PH).....	84

5.5 OXÍGENO DISUELTO.....	86
5.5.1 Gas carbónico (CO₂)	90
5.5.2 Nitrógeno	92
5.5.3 Alcalinidad y dureza.....	93
5.5.4 Conductividad Eléctrica	95
5.5.5 Transparencia del agua.....	96
5.5.6 Medidas de control de calidad de agua.....	98
5.6 BIBLIOGRAFÍA	100
CAPÍTULO 6 _INSTALACIONES	101
6.1 OBJETIVOS	101
6.2 INSTALACIONES.....	102
6.2.1 Terreno adecuado.....	102
6.2.2 Tipo de suelo.....	104
6.2.3 Disponibilidad del agua.....	106
6.2.4 Infraestructura.....	108
6.2.5 Datos de meteorológicos.....	108
6.2.6 Construcciones.....	108
6.3 BIBLIOGRAFÍA	113
CAPÍTULO 7 _PREPARACIÓN Y MANEJO DEL ESTANQUE	114
7.1 OBJETIVOS	114
7.2 PREPARACIÓN Y MANEJO DE ESTANQUES.....	115
7.3 ENCALADO	115
7.4 FERTILIZACIÓN	116
7.5 LLENADO DEL ESTANQUE	118
7.6 CONTROL DE PLANTAS ACUÁTICAS.....	119
7.8 DENSIDAD.....	119
7.9 MANEJO DE PECES.....	120
7.9.1 Siembra	120
7.9.2 Inspección visual diaria	122
7.9.3 Capturas de control.....	123
7.9.4 Traslado	126
7.9.5 Cosecha	126
7.9.6 Transporte.....	128
7.10 BIBLIOGRAFÍA	129
CAPÍTULO 8 _ENFERMEDADES EN PECES DE AGUA DULCE	130
8.1 OBJETIVOS	130
8.2 ENFERMEDADES EN PECES DE AGUA DULCE	131
8.3 CARACTERÍSTICA DE UN PEZ SANO Y ENFERMO.....	131
8.4 ORIGEN DE LAS ENFERMEDADES.....	132
8.5 BIBLIOGRAFÍA	146

INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Composición percentual Por grupos de las casi 41.600 especies de vertebrados recientes.....	13
Figura 2. Área de distribución de los peces y su disposición vertical, con respecto está última a las máximas diferencias entre la altura y la profundidad del relieve de la Tierra.	15
Figura 3. Lamprea marina, <i>Petromyzon marinus</i> . (Basado en Jordan y Evermann, 1900)	20
Figura 4. Mixino del Atlántico, <i>Myxine glutinosa</i> (Basado en Bigelow y Schoereder, 1948)	20
Figura 5. Pez rata (quimera), <i>Hidrolagus colliei</i> (Basado en Jordan y Evermann, 1900).....	21
Figura 6. Tiburón de 6 branquias <i>Hexanchus griseus</i> (Basado en Jordan y Evermann, 1900).....	22
Figura 7. Tiburón toro <i>Carcharhinus leucas</i> (Basado en Jordan y Evermann, 1900).....	23
Figura 8. Raya pequeña, <i>Raja erinacea</i> (Basado en Jordan y Evermann, 1900).....	23
Figura 9. Pez celacanto de aletas lobuladas, <i>Latimeria chalumnae</i> . (Basado en E. London Mus., Sudáfrica).....	24
Figura 10. Pez pulmonado australiano, <i>Neoceratodus forsteri</i> . (Basado en Norman, 1931).	24
Figura 11. Políptero, <i>Polypterus senegalus</i> . (Basado en Bridge, 1904).....	24
Figura 12. Esturión del Atlántico, <i>Acipenser oxyrhynchus</i> . (Basado en Jordan y Evermann, 1900).	24
Figura 13. Pez de aleta ondulada, <i>Amia calva</i> . (Basado en Jordan y Evermann, 1900).	25
Figura 14. Catán de nariz larga, <i>Lepisosteus osseusi</i> . (Basado en Jordan y Evermann, 1900).....	25
Figura 15. Lisa, <i>Chelon labrosus</i>	25
Figura 16. Pez señorita, <i>Albula glossodonta</i>	25
Figura 17. Anguila snipe delgada, <i>Nemichtys larseni</i> . (Basado en Nielsen y Smith, 1978).	26
Figura 18. Tragador, <i>Saccopharynx ampullaceus</i> . (Basado en Jordan y Evermann, 1900).	26
Figura 19. Anguila holosaurida, <i>Aldrovandia machochir</i> . (Basado en Jordan y Evermann, 1900).	27
Figura 20. Anguila espinosa de mar profundo, <i>Notacanthus analis</i> . (Basado en Jordan y Evermann, 1900).....	27
Figura 21. Arenque, <i>Chupea harengus</i> (Basado en Jordan y Evermann, 1900).	28
Figura 22. Pez elefante, <i>Mormyrus caballus</i> (Basado en Boulenger, 1904).....	28
Figura 23. Trucha de arroyo, <i>Salvelinus fontinalis</i> . (Lagler, 1954).	30
Figura 24. Trucha de Nueva Zelanda, <i>Galaxias brevipinnis</i> (Basado en Boulenger, 1904).	30
Figura 25. <i>Astronesthes</i> , <i>Astronesthes exsul</i> . (Basado en Marshall, 1960).	30
Figura 26. Anguila eléctrica, <i>Electrophorus electricus</i> . (Basado en Linnaeus, 1766).....	30
Figura 27. Carpa, <i>Cyprinus carpio</i> . (Basado en Hubbs y Lagler, 1941).	31
Figura 28. Carpa Hocicona, <i>Moxostoma macrolepidotum</i> (Basado en Hubbs y Lagler, 1958)....	31
Figura 29. Bagre de agua dulce, <i>Ameiurus nebulosus</i> . (Lesueur, 1819).	32
Figura 30. Bagres de respiración aérea, <i>Clarias gariepinus</i> (Basado en Bonaparte, 1846).....	32
Figura 31. <i>Heteropneustes fossilis</i> (Bloch, 1794)	33

Figura 32. Guitarrita (Bolivia), <i>Bunocephalus coracoideus</i> . (Basado en Linnaeus, 1766).....	33
Figura 33. Ateleópido (de mar profundo), <i>Ateleupos japonicus</i> . (Basado en Goode y Bean, 1895).	34
Figura 34. Saurio del Atlántico, <i>Scomberesox saurus</i> (Basado en Jordan y Evermann, 1900). ...	34
Figura 35. Pez aguja, <i>Belone belone</i> (Bonaparte, 1832).	34
Figura 36. Pajarito, <i>Hyporhamphus unifasciatus</i> . (Norman, 1931).....	34
Figura 37. Pez sanguinario rayado, <i>Fundulus majalis japonicus</i> . (Basado en Jordan y Evermann, 1900).....	35
Figura 38. Pez guppy, <i>Poecilia reticulada</i> (Gordon, 1953).	35
Figura 39. Espinocha de tres espinas, <i>Gasterosteus aculeatus</i> . (Basado en Jordan y Evermann, 1900).....	36
Figura 40. Pez pipa, <i>Pseudophallus starskii</i> (Basado en Jordan y Evermann, 1900).	36
Figura 41. Pez remo, <i>Regalecus glesne</i> (Basado en Jordan y Evermann, 1900).....	38
Figura 42. Estefanoberícido, <i>Stephanoberyx monae</i> (Basado en Jordan y Evermann, 1900).	38
Figura 43. Berícido, <i>Beryx splendens</i> (Basado en Jordan y Evermann, 1900).....	38
Figura 44. Pez Priapium, <i>Noesteethus amaricola</i> . (Basado en Berg, 1940).	38
Figura 45. Lobina rayada, <i>Morone saxatilis</i> (Basado en Jordan y Evermann, 1900).....	39
Figura 46. Mero de nassau, <i>Epinephelus striatus</i>	39
Figura 47. Peces sol, <i>Lepomis gibbosus</i>	39
Figura 48. Pez luna, <i>Centrarchus macropterus</i> . (Lacepede, 1801).....	39
Figura 49. Papelillo, <i>Selene vomer</i> (Basado en Jordan y Evermann, 1900).	41
Figura 50. Dorado, <i>Coryphaena equiselis</i> (Randall, 1997).	41
Figura 51. “Herring” de mar profundo, <i>Bathyclupea argentea</i> (Basado en Jordan y Evermann, 1900).....	41
Figura 52. Pez mariposa, <i>Chaetodon lunula</i>	41
Figura 53. Pez imitador de hoja, <i>Monocirrhus polyacanthus</i>	42
Figura 54. Demonio Rojo, <i>Amphilophus labiatus</i>	42
Figura 55. Mojarra azul, <i>Embiotoca lateralis</i>	43
Figura 56. Pez loro arcoiris, <i>Scarus guacamaia</i> (Basado en Jordan y Evermann, 1900).....	43
Figura 57. Tiburon succionador o rémora, <i>Echeneis naucrates</i> (Basado en Jordan y Evermann, 1900).....	44
Figura 58. Pez criador, <i>Kurtus gulliveri</i>	44
Figura 59. Atún Roja, <i>Thunnus thynnus</i>	46
Figura 60. Palometa estrecha, <i>Peprilus triacanthus</i>	46
Figura 61. Pez cabeza de vibora, <i>Channa striata</i> (Basado en Norman, 1931).....	46
Figura 62. Perca trepadora, <i>Anabas testudineus</i>	46
Figura 63. Pez adhesivo, <i>Gobiesox maeandricus</i>	47
Figura 64. Pez lija, <i>Meuschenia scaber</i>	47

Figura 65. Pez globo del norte, <i>Sphoroides maculatus</i> (Basado en Jordan y Evermann, 1900).	47
Figura 66. Pez luna, <i>Mola mola</i>	47
Figura 67. Lenguado de invierno, <i>Pseudopleuronectes americanus</i> . (Basado en Jordan y Evermann, 1900).	49
Figura 68. Anguila de fuego, <i>Mastacembelus erythotaenia</i>	49
Figura 69. Anguilas de lodo, <i>Monopterus albus</i>	50
Figura 70. Pez dragón de aleta larga, <i>Pegasus volitans</i>	50
Figura 71. Pez dragón de aleta larga, <i>Pegasus volitans</i>	50
Figura 72. Bacalao del Atlántico, <i>Gadus morua</i> . (Basado en Jordan y Evermann, 1900).	50
Figura 73. Pez sapo leopardo, <i>Opsanus pardus</i> . (Basado en Jordan y Evermann, 1900).....	51
Figura 74. Merluza austral, <i>Merluccius australis</i>	51
Figura 75. Termómetro de mercurio	83
Figura 76. Medidor de pH digital.....	84
Figura 77. Medidor portátil de oxígeno.....	88
Figura 78. Medidor portátil de CO ₂	91
Figura 79. Espectrofotómetro de laboratorio.	93
Figura 80. Disco Secchi.	98
Figura 81. Sistema de raceways.....	102
Figura 82. De represamiento (Ica, 2000)	103
Figura 83. De derivación	104
Figura 84. Análisis de textura del suelo.....	105
Figura 85. Calicata con agua	106
Figura 86. Estanques y tanques.....	109
Figura 87. Canaleta de teja y tubos de PVC.....	109
Figura 88. Filtro en tanques y en canal de abastecimiento.....	110
Figura 89. Tipo codo y tipo monje	111
Figura 90. Inclinación en el centro y pendiente en el tanque	112
Figura 91. Encalado de estanque.....	116
Figura 92. Fases larvarias de <i>Diplostomum compataceum</i>	116
Figura 93. Fases larvarias (continuación)	116
Figura 94. Ciclo biológico de <i>Diplostomum spathaceum</i>	116

INDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Influencia del pH 85
Cuadro 2. Solubilidad de oxígeno molecular en agua a diferente temperatura..... 88
Cuadro 3. Clasificación del agua en cuanto a dureza y calidad 95
Cuadro 4. Tipo de agua y conductividad 96
Cuadro 5. Fertilización de estanques 118
Cuadro 6. Observaciones útiles a realizar 122
Cuadro 7. Planilla de registro de muestreo 124
Cuadro 8. % de ajuste de ración según peso promedio (20 °C) 125

Capítulo 1

INTRODUCCIÓN DE LA ACUICULTURA

1.1 Objetivos

Al finalizar esta lección el participante será capaz de:

1. Definir Acuicultura.
 2. Mencionar la clasificación
 3. Describir su evolución histórica.
-



1.2 Acuicultura

Muchas de las prácticas culturales utilizadas en el manejo de peces han sido tomadas de la agricultura tradicional, por ejemplo: se busca determinar una densidad adecuada de peces para tener un crecimiento adecuado para su cosecha y salida al mercado. La diferencia entre el cultivo acuático y el terrestre es el medio, es decir, el agua (Meyer, 2004).

1.3 Definición

Acuicultura o acuicultura, es un término más amplio que abarca los cultivos de cualquier



tipo de organismo acuático, incluyendo a los peces, crustáceos, moluscos, algas, y muchos otros organismos de agua dulce y salada (Meyer, 2004).

Esto implica la permanente intervención del hombre en el proceso, en operaciones como la siembra, la nutrición, la sanidad, la reproducción, el manejo y la protección contra los depredadores; en general las actividades de producción y postproducción, actuando siempre con una cultura de respeto y protección de los recursos naturales y el medio ambiente (Rojas, 2006).

La FAO (2003) define acuicultura como: Cultivo de organismos acuáticos en áreas continentales o costeras, que implica por un lado la intervención en el proceso de crianza para mejorar la producción y por el otro la propiedad individual o empresarial del stock cultivado.

En forma global el término acuicultura reúne a todas aquellas acciones que tienen por objeto la producción, el crecimiento y comercialización de organismos acuáticos animales o vegetales de aguas dulces, salobres o saladas. Implica el control de las diferentes etapas de desarrollo hasta la cosecha, proporcionando a los organismos los medios adecuados para su crecimiento y engorde (López, M, 2003).



1.4 Clasificación de cultivos acuáticos

Los cultivos acuáticos pueden ser clasificados de varias maneras:

- Según la especie objeto.

Piscicultura, que incluye el cultivo racional de peces bajo condiciones controladas, ya sea en ambientes naturales o artificiales.

Astacicultura, que abarca el cultivo de crustáceos, específicamente penéidos y carídeos (camarones de agua salada y agua dulce respectivamente).



Malacocultura, que se define como el cultivo de organismos de cuerpo blando, específicamente los moluscos como ostiones, almejas, abulón, etc.

Acuariología, es el estudio de los peces de ornato ya sean marinos o de aguas dulces y **acuariofilia** al cultivo y mantenimiento de estos organismos en peceras, acuarios o estanques (Auro, 2001).



Existe una rama denominada como nueva acuicultura, relacionada al cultivo de algas desarrollada en Francia y Japón, ha esto se ha añadido el cultivo de esponjas marinas (Polanco, 2000).

ALGAS CULTIVADAS PARA CONSUMO HUMANO



- Según el Medio en donde se instalen los cultivos:

Aguas interiores o continentales. Se desarrolla en cuerpos de agua interiores (ríos, lagos, embalses) y en cuerpos de agua artificiales (estanques, tajamares, piletas, etc.).

Marina (maricultura). Se refiere a los cultivos realizados en agua marina o salobre, en estructuras costeras, ultramar o en ambientes artificiales en tierra (MGAP-DINARA-FAO, 2010).

- Según la Escala Productiva:

Acuicultura comercial. Puede diferenciarse en, pequeña, mediana empresa o industrial. Es aquella que realiza un manejo productivo del cultivo partiendo de una inversión inicial. De la magnitud de esta última, dependerá la escala productiva del emprendimiento.

Acuicultura de recursos limitados. Hace referencia a la práctica de la acuicultura definida en la actualidad como la unidad de producción en pequeña escala autogestionada, con el fin de comercialización propia o en sociedad con otras unidades de índole similar. La escala de producción es baja y el manejo es simple. (MGAP-DINARA-FAO, 2010).

- Según el Manejo del Proceso Productivo:

Cultivo Extensivo. Consiste simplemente en sembrar los organismos, esperar un tiempo indefinido mientras crecen, y luego cosecharlos. Normalmente las producciones no sobrepasan los 1500 kg/ha/año. No hay mucho manejo del cultivo, ni mucha inversión en comprar insumos (alevines, alimentos y fertilizantes), y la inversión de capital en las instalaciones de la finca no es grande, prácticamente cualquier cosecha representara una ganancia (Meyer, 2004).

Cultivo semi-intensivo. Requiere de una moderada tecnificación, su producción es media y para ello pueden usarse estanques rústicos o tecnificados y las necesidades nutricionales del organismo sembrado son cubiertas en un 50% por medio de alimento artificial y el otro 50% con base en la productividad primaria. Este tipo de cultivo es un poco más rápido para la cosecha que el anterior (Auro, 2001). Con producciones entre 1500 y 3000 kg/ha/año (Meyer, 2004)

Cultivo intensivo. Necesita alta tecnificación, su producción es alta y por lo general se utilizan estanques encementados o canales de flujo rápido, dependiendo de la especie a producir. Las necesidades nutricionales de ésta se cubren en 100% con alimento artificial y la cosecha se logra más prontamente (Auro, 2001). Típicamente los cultivos intensivos son mono-cultivos y se emplean alimentos concentrados especiales y costosos. Para que los organismos puedan

lograr un rápido crecimiento y para evitar problemas de contaminación y niveles bajos de oxígeno, se renueva continuamente el agua del cultivo y se instalan sistemas de aereación artificial en las unidades de producción. La producción es mayor de 3000 kg/ha/año y pueden alcanzar niveles superiores a los 200,000 kg/ha/año o más (Meyer, 2004).

- Según el número de especies cultivadas.

Monocultivo. Cultivo de una sola especie en un cuerpo de agua.

Policultivo. Cultivo de varias especies en un mismo estanque; este sistema optimiza el aprovechamiento del espacio del alimento, incrementando la producción y disminuyendo la conversión alimenticia y, por lo tanto, los costos. En este cultivo se escoge una o dos especies como principales con mayor número de ejemplares sembrados, y una o varias especies secundarias de las que se siembra un menor número; el cultivo es manejado con base en los requerimientos de la especie principal. (Merino, Salazar y Gómez, 2006).

1.5 Evolución Histórica

Al hablar de la evolución de la actividad acuícola hay que decir que ésta se remonta a épocas muy antiguas según se pudo saber a través de ciertos restos arqueológicos tales como un bajo relieve existente sobre el muro de un templo egipcio del 2500 a. de J.C., en la tumba de Aktihetep, donde aparece gravada la figura de un hombre extrayendo tilapia de un estanque (Polanco, 2000 e ICA, 2000).





Por otra parte, en la región Indo-Pacífica existían leyes para proteger a los piscicultores contra los ladrones 1400 años a. de J.C. (Iversen, 1982) y hacia esa misma época los japoneses, los griegos y los romanos cultivaban ostras con grandes éxitos (Polanco, 2000).

El chino Fan - Li, fue la primera persona que especificaba técnicas para el cultivo de una especie "la Carpa" en el siglo V a de C además tenía organismos acuáticos en un ambiente artificial, tipo estanques (Auro, 2001). En este país, hace 1 400 años se inició el policultivo. Los métodos de piscicultura fueron extendiéndose desde China a Corea y a Japón hace 1 700 años (ICA, 2000).

En Europa, la técnica de cultivo de peces fue establecida por el año 1 850. En 1 853, en Estados Unidos de Norte América, se estableció la primera granja piscícola. En Rusia, en 1 856, Urassky, descubrió el "método seco" para la fertilización de huevos. Richard Nettle, en Canadá, efectuó la incubación de huevos de trucha y del salmón del Atlántico, llegando a la eclosión, en 1, 857 (ICA, 2000).

El uso de inyecciones de hormonas para la reproducción del boquichico (*Prochilodus*), se inició en Brasil en 1932 y ha sido la clave para la reproducción de otros peces como "gamitana", "paco", "sábalo" y "palometa", en Sudamérica (ICA, 2000).

A finales de los años 50, comienzos de los 60, en algunos países, particularmente Japón, Reino Unido, USA, los científicos avanzados sobre su tiempo publicaban artículos, tesis, etc., sobre experiencias de cultivos de diversas especies. Ya entre los 60 y 70 se debatían los lingüistas para decidir cómo se denominará la nueva industria que surgía y en los años 80 la acuicultura (así denominada) adquiere signos externos de una actividad bien establecida, un nombre mundialmente admitido, profesionales que se reconocen como integrantes de una misma materia (multidisciplinar), una existencia administrativa efectiva, laboratorios de investigación especializados, cursos y estudios específicos en los diferentes niveles de estudios (iniciación, formación, estudios superiores, técnicos, etc.), revistas y asociaciones nacionales e internacionales, etc. (Polanco, 2000).

1.6 Bibliografía.

- Auro, A. (2001). Principios de Acuicultura. México: Universidad Nacional Autónoma de México.
- ICA. (2000). Piscicultura Amazónica con Especies Nativas. Lima, Perú: Tratado de Cooperación Amazónica.
- López, M., Mallorquín, P., & Vega, M. (2003). Genómica de especies piscícolas - Informe de vigilancia tecnológica. Madrid, España: Fundación española para la investigación en Genómica y Proteómica/ Fundación General de la Universidad Autónoma de Madrid.
- Merino Archila, M. C., Salazar Ariza, G., & Gómez León, D. (2006). Guía Práctica de Piscicultura en Colombia. Bogotá, Colombia: Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural - INCODER.
- Meyer, D. (2004). Introducción Acuicultura. Zamorano, Honduras: Escuela Agrícola Panamericano.
- MGAP-DINARA-FAO. (2010). Manual Básico de Piscicultura en Estanques. Montevideo, Uruguay: Ministerio de Ganadería, Agricultura y Pesca.
- Polanco, E. (2000). La acuicultura: Biología, regulación, fomento, nuevas tendencias y Estrategia Comercial - Tomo I. Análisis del Desarrollo de los Cultivos: Medio, Agua y Especies. Madrid, España: Fundación Alfonso Martín Escudero.
- Rojas Bonilla, J. H. (2006). Modulo Sistemas de Producción Acuícola. Bogotá, Colombia: Universidad Nacional Abierta y a Distancia - UNAD.

Capítulo 2

LOS PECES

2.1 Objetivos

Al finalizar esta lección el participante será capaz de:

1. Definir que son los peces.
 2. Donde viven los peces.
 3. Como viven los peces.
-



2.2 ¿Que son los peces?

Los peces son animales de sangre fría, caracterizados por poseer vértebras, branquias y aletas (en lugar de miembros pentadáctilos), y dependen primordialmente del agua, que es el medio en donde viven. Su estudio comprende los aspectos puro y aplicado de la ciencia ictiológica (estudio de los peces). Obviamente no están incluidos en este campo del conocimiento los mamíferos como las ballenas, las focas y los delfines; reptiles como las tortugas acuáticas, e invertebrados como los moluscos bivalvos, camarones y langostas de mar (Lagler et al, 1990).

Los peces son los vertebrados más numerosos (Figura I), estimando que existen cerca de 20,000 especies vivientes, aunque se piensa que podrían ser hasta 40,000. En contraste, se calcula que el número de especies de aves se acerca a 8,600; de mamíferos a 4,500 (en donde la del hombre es sólo una de ellas); de reptiles a 6,000 y de anfibios a 2,500. No solamente hay muchos peces diferentes, sino que también sus especies son de muchos tamaños y formas distintas. Los hay desde verdaderos peces miniatura como *Etheostoma microperca*, cuya maduración sexual ocurre cuando su longitud es de solamente 27 mm, hasta gigantes como el tiburón ballena (*Rhincodon tipus*) del que se ha llegado a suponer que alcanza a veces una longitud de hasta 21 m y un peso de 25 o más toneladas. La mayoría de los peces tienen forma de torpedo, aunque los hay redondos o cilíndricos, otros son planos y algunos angulares (Lagler et al, 1990).

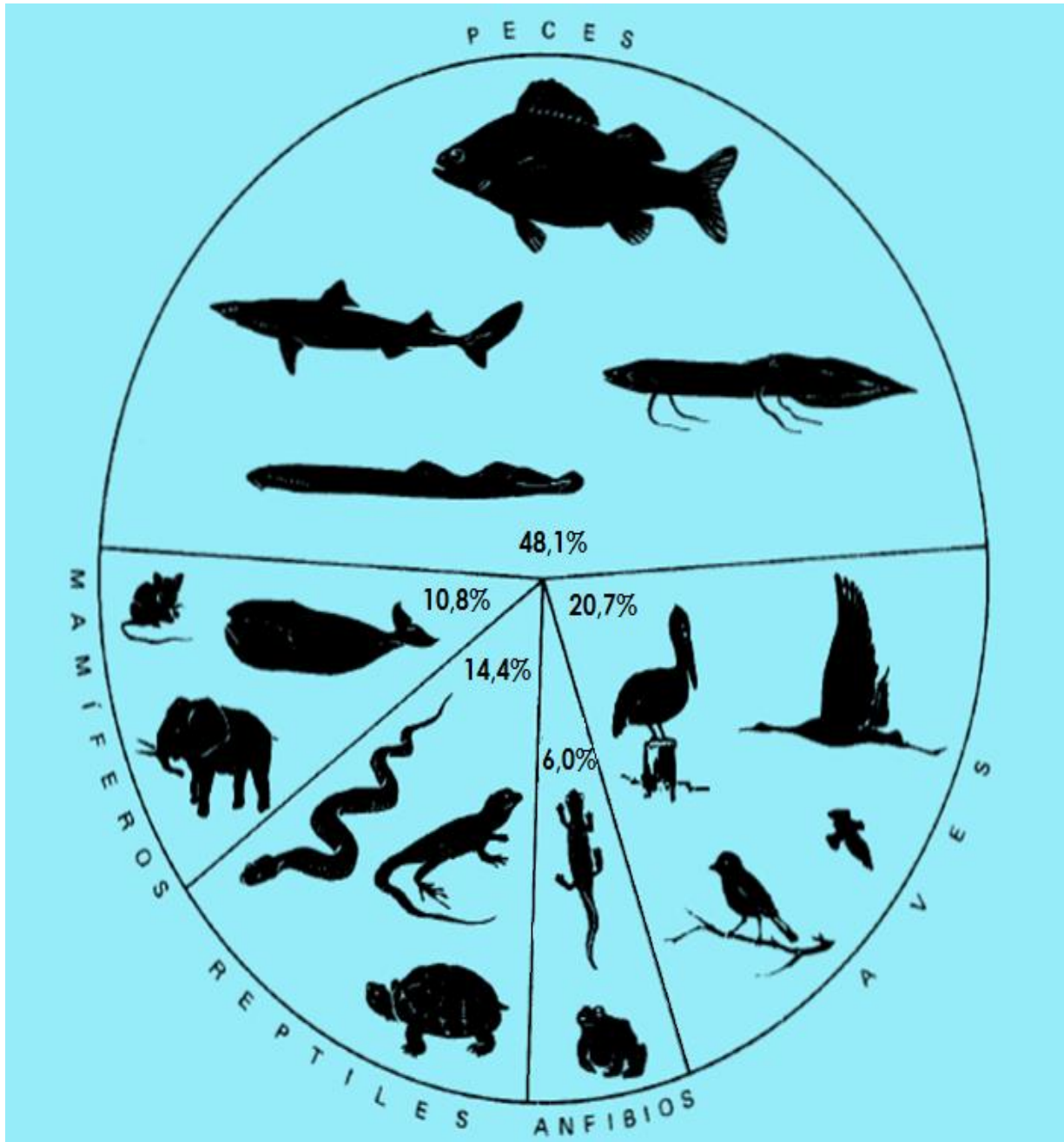


Figura 1. Composición porcentual Por grupos de las casi 41.600 especies de vertebrados recientes.

2.3 ¿Dónde viven los peces?

Realmente no es sorprendente que haya tanta variedad de peces si tomamos en cuenta la antigüedad del grupo y la gran extensión y variedad que presenta su hábitat. Hasta el

presente, más del 70% de la superficie de la Tierra está cubierta de agua. Cuando la clase de los peces iniciaba su proceso evolutivo había incluso más agua porque gran parte de la corteza terrestre que hoy es continental, era en aquel tiempo fondo marino. Es de esperar que el aumento de la diversidad de las condiciones que permiten la vida en el agua favorezca una mayor especiación (Lagler et al, 1990).

Aparentemente, los peces fueron capaces de adaptarse a los sucesivos cambios ecológicos que tuvieron lugar en donde residían y ahora pueden vivir casi en cualquier lugar donde haya agua, ya sea superficial o subterránea comunicada con el exterior. Habitan en muy diversos lugares, desde las aguas del Antártico cuya temperatura está por debajo del punto de congelación, hasta los manantiales de los que brota agua a más de 40°C; y desde el agua dulce y blanda, hasta en depósitos donde el agua es mucho más salada que la del mar. Están presentes en corrientes fluviales que bajan de montañas soleadas, con aguas tan torrenciales que ni el hombre ni los perros pueden vadearlas o nadar en ellas, y en aguas tan quietas, profundas y oscuras que nunca han sido habitadas por otros vertebrados o exploradas en su totalidad por el hombre. Los límites de su distribución vertical exceden en distancia a los de cualquier otro vertebrado; viven desde aproximadamente 5 km sobre el nivel del mar hasta cerca de los 11 km por debajo de éste (Figura 2). (Lagler et al, 1990).

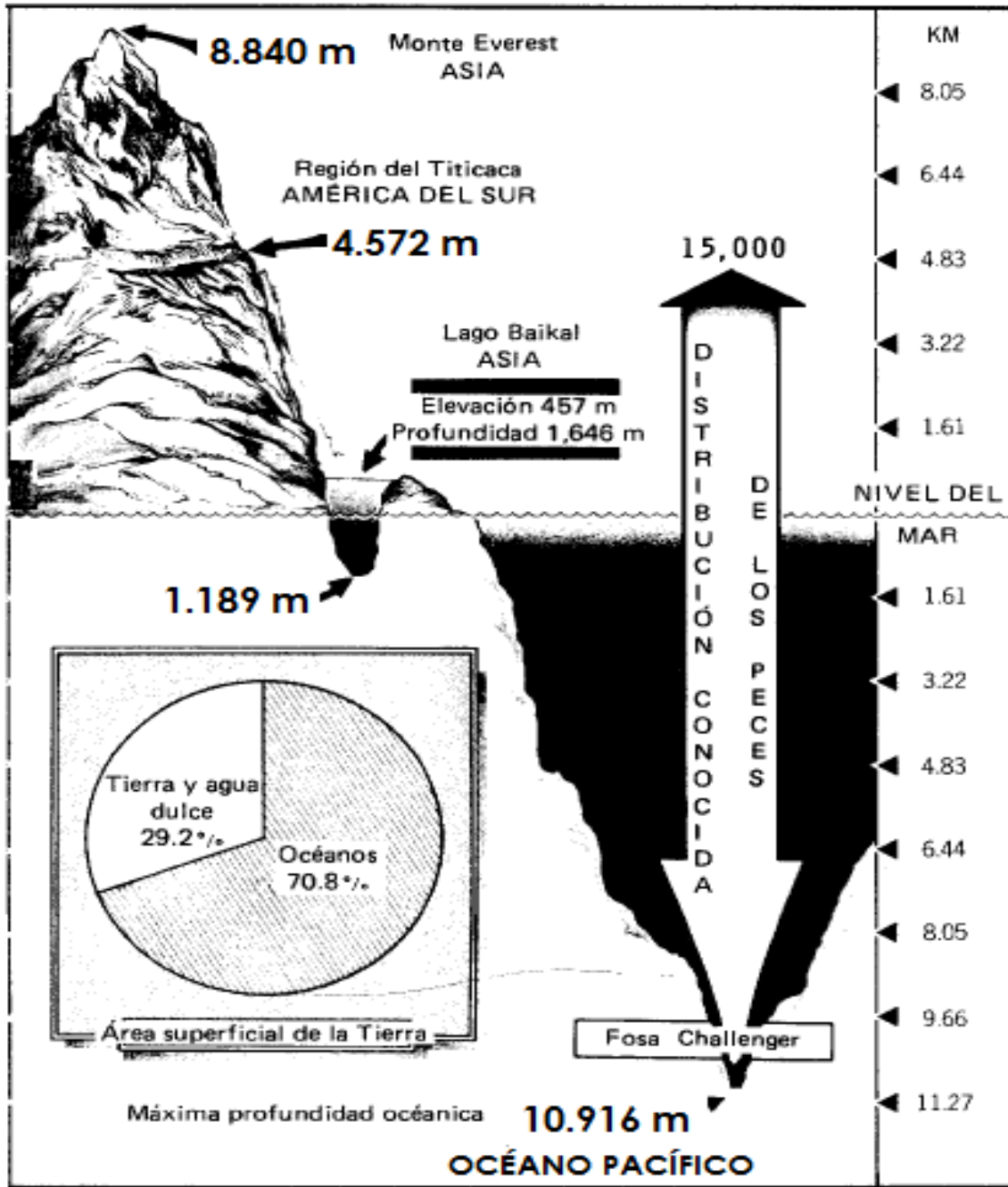


Figura 2. Área de distribución de los peces y su disposición vertical, con respecto está última a las máximas diferencias entre la altura y la profundidad del relieve de la Tierra.

2.4 ¿Cómo viven los peces?

Todas las funciones vitales de los peces como la alimentación, la digestión, la asimilación, el crecimiento, las respuestas a los estímulos y la reproducción, dependen del agua. Para el pez, los aspectos más importantes y básicos del agua, para su exterminio o supervivencia, son: la presencia de oxígeno disuelto, las sales en solución, la penetración de la luz, la temperatura, la presencia de sustancias tóxicas, la concentración de organismos infecciosos y la oportunidad de poder escapar de los enemigos (Lagler et al, 1990).

La mayor parte de los peces, incluyendo a los pulmonados, dependen primordialmente de las branquias para utilizar el oxígeno disuelto en el agua. Los peces no pueden vivir largo tiempo en un hábitat deficiente en oxígeno disuelto, como los humanos tampoco pueden sobrevivir en la exósfera o el espacio estelar a menos que lleven consigo un equipo especial que les proporcione dicho gas para respirar (Lagler et al, 1990).

La "pastura" que el mar, los lagos y los arroyos proporcionan a los peces, depende en primer lugar de la cantidad de luz que penetre en el agua, así como sucede con el pasto que brota en campo abierto gracias a la luz solar que recibe. El "pasto" de las aguas está formado de vida vegetal microscópica, diatomeas y algas, denominadas en conjunto como fitoplancton.

El primer eslabón de la cadena alimenticia relacionada con la producción de peces consiste generalmente en el cuerpo de cada uno de los componentes del fitoplancton. Éstos utilizan la energía luminosa y el dióxido de carbono disuelto para formar materia orgánica que eventualmente se transforma en alimento para los peces. Además de proporcionar energía para la producción de alimento para todos los peces, se sabe que la luz también es activadora de los mecanismos de reproducción, crecimiento y muchas clases de conductas, incluyendo la relacionada con la alimentación. (Lagler et al, 1990).

Los materiales indeseables, como las toxinas producidas en la naturaleza y la contaminación procedente de las actividades humanas, constituyen serias amenazas para la vida de los peces. El hábitat acuático no proporciona vías de escapatoria a los peces de las sustancias dañinas en solución. Los materiales tóxicos que se depositan en el agua son para los peces una amenaza comparable a la que para el ser humano constituye la presencia de los contaminantes suspendidos en el aire. Aunque los peces son capaces de detectar muchos de esos contaminantes químicos, a menudo no pueden evitar su acción dañina.

Como ocurre con todos los animales, los peces también tienen que contener con buena cantidad de enfermedades. Muchas de éstas son producidas por agentes externos; otras tienen origen interno. Entre los externos se encuentran los virus, hongos, bacterias, protozoarios parásitos, gusanos, crustáceos y lampreas. Los desórdenes orgánicos y degenerativos que enferman al hombre son los que en los peces aparecen como factores internos que, finalmente, les pueden producir la muerte. Tales son el cáncer, las rickettsias, la degeneración del hígado, la ceguera y una buena variedad de anomalías del desarrollo, como la aparición de gemelos siameses y la flexión de la columna vertebral. Aun cuando no se vean atacados por enfermedades o los desórdenes que se acaban de mencionar, los peces todavía tienen que defenderse contra periódicas condiciones químicas adversas del agua, los predadores y las actividades piscícolas del hombre.

2.5 Bibliografía

Lagler, K., Bardach, J., Miller, R., & May, D. (1990). Ictiología. México D.F.: AGT Editor S.A.

Capítulo 3

CLASIFICACIÓN DE PECES

3.1 Objetivos

Al finalizar esta lección el participante será capaz de:

1. Mencionar al menos 3 órdenes.
 2. Identificar el orden de los peces introducidos al lago.
 3. Identificar el orden de los peces nativos del lago.
-



3.2 Lista de las familias comunes y representativas de peces vivientes.

Fishes of the World (Lindberg, 1971) es un libro que contiene claves útiles de identificación y describe todas las familias de peces (550 en 62 órdenes, que él reconoce), pero es una compilación más que una síntesis. El sistema empleado a continuación no sigue los postulados de una autoridad, única y ampliamente aceptada; representa más bien el esfuerzo concertado para seleccionar lo que nos pareció más razonable (Lagler et al, 1990).

Agnatha

Clase Cephalaspidomorphi

Subclase Cyclostomata

Orden Myxiniformes

Familia Myxinidae - mixinos (**Fig. 4**)

Orden Petromyzoniformes

Familia Petromyzonidae - lampreas (**Fig. 3**).



Figura 3. Lamprea marina, *Petromyzon marinus*. (Basado en Jordan y Evermann, 1900)



Figura 4. Mixino del Atlántico, *Myxine glutinosa* (Basado en Bigelow y Schoereder, 1948)

Gnathostomata

Clase Chondrichthyes

Subclase Holocephali

Orden Chimaeriformes

Familia Chimaeridae - quimeras (**Fig. 5**)



Figura 5. Pez rata (quimera), *Hidrolagus colliei* (Basado en Jordan y Evermann, 1900)

Subclase Elasmobranchii (Selachii)

Orden Heterodontiformes

Familia Heterodontidae - tiburones cornudos
o cabeza de toro

Orden Hexanchiformes

Familia Hexanchidae - tiburones vaca (Fig.6)
Familia Chlamydoselachidae tiburones
ornados

Orden Squaliformes

Familia Odontaspidae - tiburones arenosos
Familia Alopiidae - tiburones coludos o zorros

Familia Lamnidae - tiburón azul, tiburón
bonito.

Familia Orectolobidae - tiburón gata

Familia Rhincodontidae - tiburones ballena

Familia Cetorhinidae - "basking sharks"*

Familia Scyliorhinidae - tiburones gata

Familia Carcharhinidae - tintorera (hay muchos nombres vernáculos) (Fig.7).

Familia Sphyrnidae - cornuda, pez martillo

Familia Squalidae - cazón de espina, galludo

Familia Squatinidae - diablo, angelote

Orden Pristiophoriformes

Familia Pristiophoridae - tiburón sierra

Orden Rajiformes (Batoidei)

Familia Pristidae - peces sierra

Familia Rhinobatidae - peces guitarra

Familia Rajidae – rayas (Fig. 8)

Familia Dasyatidae - raya de espina

Familia Myliobatidae - raya pinta

Familia Mobulidae - manta raya

Orden Torpediniformes

Familia Torpenidae – torpedos



Figura 6. Tiburón de 6 branquias *Hexanchus griseus* (Basado en Jordan y Evermann, 1900)

Figura 7. Tiburón toro
Carcharhinus leucas (Basado
en Jordan y Evermann, 1900)

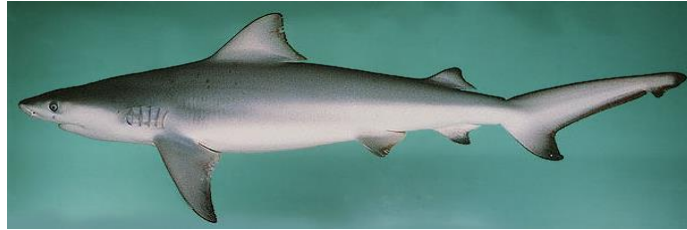


Figura 8. Raya pequeña, *Raja erinacea*
(Basado en Jordan y Evermann, 1900)

Clase Osteichthyes

Subclase Crossopterygii

Orden Coelacanthiformes

Familia Coelacanthidae - celacantos (**Fig.9**)

Subclase Dipnoi

Orden Dipteriformes

Familia Ceratodontidae -pez pulmonado

Australiano (**Fig.9**)

Familia Lepidosirenidae - peces pulmonados
de América del Sur y África

Subclase Actinopterygii

Orden Polypteriformes

Familia Polypteridae -bichirs y reedfishes

(Fig.10)

Orden Acipenseriformes

Familia Acipenseridae – esturiones (**Fig.11**)

Familia Polyodontidae - peces espátula



Figura 9. Pez celacanto de aletas lobuladas, *Latimeria chalumnae*. (Basado en E. London Mus., Sudáfrica).



Figura 10. Pez pulmonado australiano, *Neoceratodus forsteri*. (Basado en Norman, 1931).



Figura 11. Políptero, *Polypterus senegalus*. (Basado en Bridge, 1904).



Figura 12. Esturión del Atlántico, *Acipenser oxyrinchus*. (Basado en Jordan y Evermann, 1900).

Orden Amiiformes

Familia Amiidae - pez de aleta dorsal

Ondulada (**Fig.13**)

Orden Lepisosteiformes

Familia Lepisosteidae - peje lagartos (**Fig.14**)

Orden Elopiformes

Suborden Elopoidei

Familia Elopidae – lisa (**Fig. 15**)

Familia Megalopidae .. tarpón, sábalo

Suborden Albuloidei

Familia Albulidae - pez señorita (**Fig.16**)



Figura 13. Pez de aleta ondulada, Amia calva.
(Basado en Jordan y Evermann, 1900).

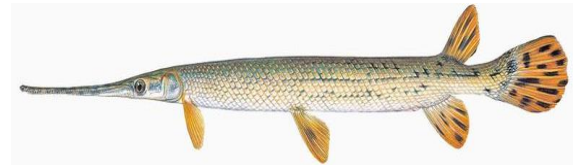


Figura 14. Catán de nariz larga,
Lepisosteus osseus. (Basado en Jordan y
Evermann, 1900).

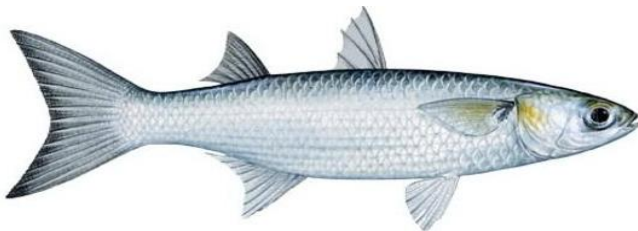


Figura 15. Lisa, Chelon labrosus.



Figura 16. Pez señorita, Albula
glossodonta.

Orden Anguilliformes

Suborden Anguilloidei

Familia Anguillidae - anguila

Familia Muraenidae - morena

Familia Dysommidae - "Arrowtooth eel"

Familia Muraenesocidae - congrio

Familia Nettastomidae - "duckbill eels"

Familia Congridae - congrio

Familia Ophichthidae - morena, culebra

Familia Simenchelyidae - "snubnose eel"

Familia Derichthyidae - "longneck eel"

Familia Nemichthyidae - "snipe eel" (**Fig.17**)

Suborden Saccopharyngoidei

Familia Saccopharyngidae-swallowers

(**Fig.18**)

Familia Eurypharyngidae "gulper"

Orden Notacanthiformes

Familia Halosauridae-anguila halosaurida

(**Fig.19**)

Familia Notacanthidae -- "spiny eel" (**Fig.20**)

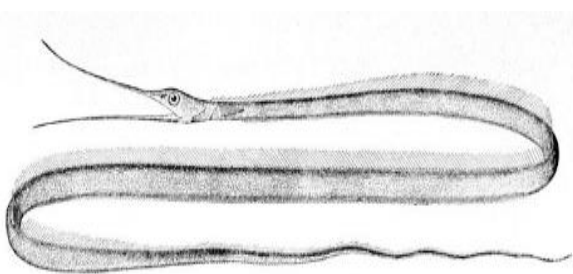


Figura 17. Anguilla snipe delgada, Nemichtys larseni. (Basado en Nielsen y Smith, 1978).



Figura 18. Tragador, Saccopharynx ampullaceus. (Basado en Jordan y Evermann, 1900).

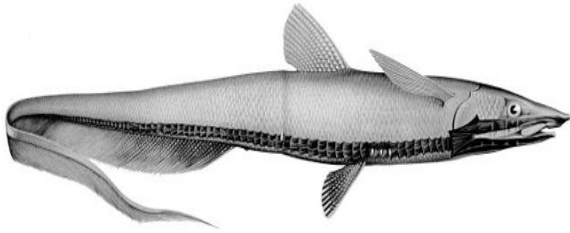


Figura 19. Anguila holosaurida, Aldrovandia machochir. (Basado en Jordan y Evermann, 1900).



Figura 20. Anguila espinosa de mar profundo, Notacanthus analis. (Basado en Jordan y Evermann, 1900).

Orden Clupeiformes

Suborden Denticipitoidei

Familia Denticipitidae "African herring"

Suborden Clupeoidei

Familia Dussumieriidae - "round herrings"

Familia Clupeidae - sardinas (Fig.21)

Familia Engraulidae -- anchoa, anchoveta

Orden Osteoglossiformes

Suborden Osteoglossoidei

Familia Osteoglossidae - "bonytongues",

Lengua de hueso*

Familia Pantodontidae - "African mudskipper"

Suborden Notopteroidei

Familia Hiodontidae -- - ojos de luna

Familia Notopteridae -- lomo emplumado

Suborden Mormyroidei

Familia Mormnyridae - pez elefante (Fig.22)

Familia Gymnarchidae – gimnárchidos

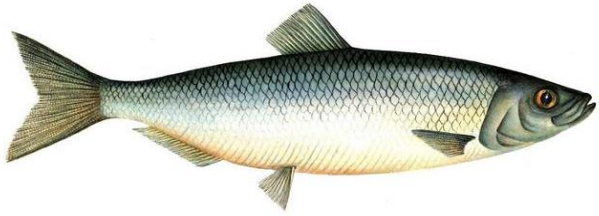


Figura 21. Arenque, *Chupea harengus* (Basado en Jordan y Evermann, 1900).



Figura 22. Pez elefante, *Mormyrus caballus* (Basado en Boulenger, 1904).

Orden Salmoniformes

Suborden Salmonoidei

Familia Salmonidae - trucha, salmones, y otros
(Fig.23)

Familia Plecoglossidae - "ayu"

Familia Osmeridae - "smelt"

Suborden Argentinoidei

Familia Argentinidae - argentinos

Familia Opisthoproctidae - "spookfish"

Familia Bathylagidae - "deepsea smelt"

Familia Alepocephalidae - "deepsea
slickhead"

Familia Searsidae - "searsid"

Familia Bathylaconidae - batilacónidos

Suborden Galaxioidei

Familia Salangidae - salángidos

Familia Retropinnidae - "southern smelts"

Familia Galaxiidae - galáxidos (trucha de
Nueva Zelanda, (Fig. 24)

Suborden Esocoidei

Familia Umbridae -- "mudminnow"

Familia Esocidae - lucios

Suborden Stomiatoidei

Familia Gonostomatidae - "lightfish"

Familia Sternoptychidae - pez hacha de mar profundo

Familia Photichthyidae - fotíctidos

Familia Astronesthidae - pez de dientes romos De mar profundo (Fig.25)

Familia Idiacanthidae -pez de ojos Pedunculados y mar profundo

Familia Malacosteidae - pez de mandíbulas sueltas y mar profundo

Familia Melanostomiatidae - pez dragón sin escamas

Familia Stomiatidae - pez dragón escamado, De las profundidades

Familia Chauliodontidae - pez víbora

Suborden Giganturoidei

Familia Giganturidae – gigantúridos

Orden Gonorynchiformes

Suborden Chanoidei

Familia Chanidae - "milkfishes"

Familia Kneriidae - kneridos

Familia Phractolaemidae - fractolémidos

Suborden Gonorynchoidei

Familia Gonorynchidae - gonorrínquidos

Orden Cypriniformes (Ostariophysi)

Suborden Characoidei

Familia Characidae - caracínidos"

Familia Gymnotidae - anguila eléctrica (Fig.26)



Figura 23. Trucha de arroyo, *Salvelinus fontinalis*. (Lagler, 1954).



Figura 24. Trucha de Nueva Zelanda, *Galaxias brevipinnis* (Basado en Boulenger, 1904).

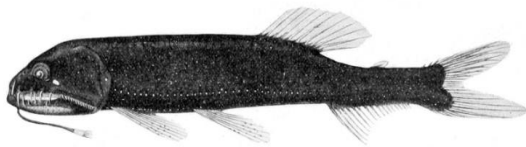


Figura 25. *Astronesthes*, *Astronesthes exsul*. (Basado en Marshall, 1960).



Figura 26. Anguila eléctrica, *Electrophorus electricus*. (Basado en Linnaeus, 1766).

Suborden Cyprinoidei

Familia Cyprinidae - carpas común y dorada (Fig.27)

Familia Gyrinocheilidae - girinoqueilidos

Familia Catostomidae - carpa hocicona, matalote (Fig. 28)

Familia Homalopteridae - "hillstream loach"

Familia Gastromyzonidae - "suckerbelly loach"

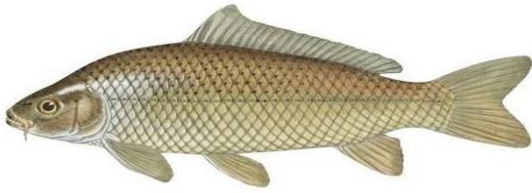


Figura 27. Carpa, *Cyprinus carpio*. (Basado en Hubbs y Lagler, 1941).



Figura 28. Carpa Hocicona, *Moxostoma macrolepidotum* (Basado en Hubbs y Lagler, 1958).

Suborden Siluroidei

Familia Diplomystidae - bagres diplomístidos

Familia Ictaluridae - bagres de agua dulce

(Fig.29)

“cabeza de toro”)

Familia Bagridae - bagres

Familia Pimelodidae - bagres pimelódidos

Familia Siluridae - bagres euroasiáticos, siluro

Familia Schilbeidae - bagres schilbeidos

Familia Amblycipitidae - amblicipítidos

Familia Amphiliidae - anfílicos

Familia Akysidae - aquísidos

Familia Sisoridae - sisóridos

Familia Clariidae - bagres de respiración

Aérea (Fig.30)

Familia Heteropneustidae - bagres

Ponzoñosos (Fig.31)

Familia Chacidae - cácidos

Familia Olyridae - olíridos

Familia Malapteruridae -- bagres eléctricos

Familia Mochokidae - bagres de natación

invertida

Familia Ariidae - bagres marinos

Familia Doradidae - bagres dorádidos

acorazados

Familia Aspredinidae - "banjo" o bagre

Partero (Fig.32)

Familia Plotosidae -- bagre plotósido marino

Familia Ageneiosidae "ageneiósidos

Familia Hypophthalmidae - hipoftálmidos

Familia Helogeneidae - helogeneidos

Familia Cetopsidae - cetópsidos

Familia Trichomycteridae - bagres parásitos

Familia Callichthyidae - bagres calíctidos

acorazados

Familia Loricariidae - bagres acorazados



Figura 29. Bagre de agua dulce, *Ameiurus nebulosus*. (Lesueur, 1819).



Figura 30. Bagres de respiración aérea, *Clarias gariepinus* (Basado en Bonaparte, 1846).



Figura 31. *Heteropneustes fossilis* (Bloch, 1794)



Figura 32. *Guitarrita* (Bolivia), *Bunocephalus coracoideus*. (Basado en Linnaeus, 1766).

Orden Myctophiformes

Familia Synodontidae - pez iguala, pez lagartija

Familia Harpadontidae - "bombay duck"

Familia Alepisauridae - peces lanceta

Familia Scopelarchidae - pez ojos perla

Familia Myctophidae - pez linterna

Orden Cetomimiformes

Suborden Ateleopoidei

Familia Ateleopidae -- ateleópidos de los Fondos marinos (Fig.33)

Suborden Cetomimoidei

Familia Cetomimidae - cetomímidos

Familia Mirapinnidae – mirapínidos

Familia Eutaeniophoridae - euteniofóridos

Familia Megalomycteridae – megalomictéridos

Suborden Rondeletioidei

Familia Gibberichthyidae - "gibberfishes"

Familia Barbourisiidae -- barburísidos

Familia Rondeletiidae – rondelétidos

Orden Beloniformes

Suborden Scomberesocoidei

Familia Scomberesocidae - "saury" (Fig.34)

Familia Belonidae - aguja, sierrita (Fig.35)

Suborden Exocoetoidei

Familia Exocoetidae - - peces voladores

Familia Hemiramphidae - pajarito (Fig.36)



Figura 33. Ateleópido (de mar profundo), *Ateleopus japonicus*. (Basado en Goode y Bean, 1895).



Figura 34. Saurio del Atlántico, *Scomberesox saurus* (Basado en Jordan y Evermann, 1900).



Figura 35. Pez aguja, *Belone belone* (Bonaparte, 1832).



Figura 36. Pajarito, *Hyporhamphus unifasciatus*. (Norman, 1931).

Orden Cyprinodontiformes

Suborden Adrianichthyoidei

Familia Oryziatidae -- "ricefishes"

Familia Adrianichthyidae - adrianíctidos

Familia Horaichthyidae - horaíctidos

Suborden Cyprinodontoidei.

Familia Cyprinodontidae - "killifishes" (Fig.37)

Familia Goodeidae - peces vivíparos
mexicanos

Familia Jenynsiidae - jenínsidos

Familia Anablepidae - peces cuatro-ojos

Familia Poeciliidae - peces vivíparos (Fig.38)



Figura 37. Pez sanguinario rayado, *Fundulus majalis japonicus*. (Basado en Jordan y Evermann, 1900).
Figura 38. Pez guppy, *Poecilia reticulada* (Gordon, 1953).

Orden Gasterosteiformes

Suborden Gasterosteoidi

Familia Gasterosteidae - espinochas (Fig.39)

Familia Aulorhynchidae - "tube-snouts"

Suborden Aulostomoidei

Familia Aulostomidae - peces trompeta

Familia Fistulariidae - peces corneta

Familia Macrorhamphosidae - "snipefishes"

Familia Centriscidae - peces camarón

Suborden Syngnathoidei

Familia Syngnathidae - agujones y caballitos
De mar (Fig.40)



Figura 39. Espinocha de tres espinas, *Gasterosteus aculeatus*. (Basado en Jordan y Evermann, 1900).



Figura 40. Pez pipa, *Pseudophallus starskii* (Basado en Jordan y Evermann, 1900).

Orden Lampridiformes

Suborden Lampridoidei

Familia Lamprididae - "opahs"

Suborden Trachipteroidei

Familia Radiicephalidae - radicefálidos

Familia Lophotidae - "crestfishes"

Familia Trachipteridae - peces cinta

Familia Regalecidae - peces remo (Fig.41)

Suborden Stylephoroidei

Familia Stylephoridae - "tube-eyes"

Orden Beryciformes

Suborden Stephanoberycoidei

Familia Stephanoberycidae - peces espinosos

De las profundidades marinas (Fig.42)

Familia Melamphaeidae - peces de escamas grandes y de las profundidades marinas

Suborden Polymixioidei

Familia Polymixiidae - pez barbudo

Suborden Berycoidei

Familia Diretmidae - dirétmidos

Familia Trachichthyidae - traquíctidos

Familia Berycidae "berícidos (Fig.43)

Familia Monocentridae - pez piña de pino

Familia Anomalopidae - peces ojo linterna

Familia Holocentridae - peces ardilla

Orden Zeiformes

Familia Zeidae - "dory"

Familia Grammicolepidae - gramicolépidos

Familia Caproidae - "boarfish"

Familia Antigoniidae – antigónidos

Orden Mugiliformes

Suborden Mugiloidei

Familia Mugilidae - lisa

Suborden Sphyraenoidei

Familia Sphyraenidae - barracuda

Suborden Polynemoidei

Familia Polynemidae - barbudo, ratón

Suborden Atherinoidei

Familia Atherinidae - Peyrerrey, pejerrey,
gruñones

Familia Melanotaeniidae - peces arco iris (de
Australia)

Familia Isonidae - isónidos

Familia Neostethidae - neostethid priapium
fishes

Familia Phallostethidae - phallostethid

Priapium Fishes (Fig.44).

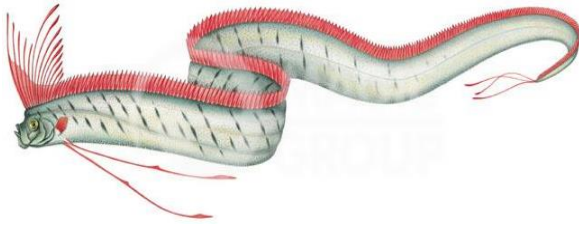


Figura 41. Pez remo, *Regalecus glesne* (Basado en Jordan y Evermann, 1900).



Figura 42. Estefanoberícido, *Stephanoberyx monae* (Basado en Jordan y Evermann, 1900).



Figura 43. Berícido, *Beryx splendens* (Basado en Jordan y Evermann, 1900).

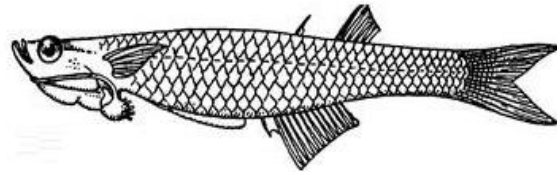


Figura 44. Pez Priapium, *Noesteethus amaricola*. (Basado en Berg, 1940).

Orden Perciformes

Suborden Percoidei

Familia Centropomidae - robalo

Familia Percichthyidae- temperate basses

(Fig.45)

Familia Theraponidae - pez tigre

Familia Serranidae - meros (Fig.46)

Familia Grammistidae - peces jabón

Familia Kuhlidae - "aholeholes"

Familia Centrarchidae - peces sol (Fig.47)

Familia Percidae - percas (Fig.48) darter

Familia Priacanthidae - ojón

Familia Apogonidae -- cardenal

Familia Branchiostegidae - "tilefishes"

Familia Pomatomidae - anchoa, pez azul

Familia Rachycentridae - esmedregal, cobia,
bacalao



Figura 45. Lobina rayada, *Morone saxatilis* (Basado en Jordan y Evermann, 1900).



Figura 46. Mero de Nassau, *Epinephelus striatus*.



Figura 47. Peces sol, *Lepomis gibbosus*



Figura 48. Pez luna, *Centrarchus macropterus*. (Lacepede, 1801).

Familia Carangidae -jurel (Fig.49)
Familia Coryphaenidae-dorado, doradilla
(Fig.50)
Familia Bramidae - "pomfrets"
Familia Lobotidae - chopra, biajaca de la
mar, dormilona
Familia Lutjanidae - pargos, huachinangos
Familia Leiognathidae - "slipmouths"
Familia Gerreidae - mojarra
Familia Pomadasyidae - burro
Familia Sparidae - sargo, pez pluma
Familia Sciaenidae - corvina, totoaba
Familia Pempheridae - "sweepers"
Familia Ehippidae - peluquero, barbero
Familia Kyphosidae - chopra, salema
Familia Mullidae - salmonete, chivato
Familia Monodactylidae - pez dedo
Familia Bathyclupeidae - sardina de aguas
profundas (Fig.51)
Familia Toxodidae - "archerfishes"
Familia Scatophagidae - "scats"
Familia Chaetodontidae - pez mariposa
(Fig.52)



Figura 49. Papelillo, *Selene vomer* (Basado en Jordan y Evermann, 1900).



Figura 50. Dorado, *Coryphaena equiselis* (Randall, 1997).

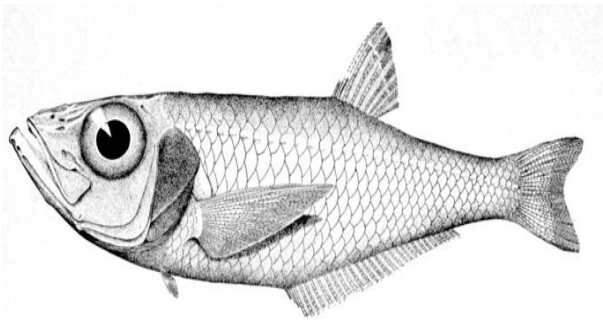


Figura 51. "Herring" de mar profundo, *Bathyclupea argentea* (Basado en Jordan y Evermann, 1900).



Figura 52. Pez mariposa, *Chaetodon lunula*.

Familia Nandidae - "leaffishes" (Fig.53)

Familia Badidae - bádidos

Familia Cichlidae - cíclidos (Fig.54)

Familia Embiotocidae - "surfperches" (Fig.55)

Familia Pomacentridae - chopá, mojarra rayada

Familia Cirrhitidae - tigre

Familia Latridae - trompetero

Familia Labridae - vieja, gallo, perro colorado

Familia Scaridae - loro jabonero, pez loro,

Vieja lora (Fig. 56)

Familia Trichodontidae - "sandfishes"

Familia Opistognathidae - "jawfishes"

Familia Bathymasteridae - "ronquils"

Familia Zoarcidae - "eelpouts"

Familia Pholidae - "gunnels"

Familia Mugiloididae - "sandperches"

Familia Trachinidae - "weevils"

Familia Percophididae - "flatheads"

Familia Trichonotidae - "sanddivers"

Familia Dactyloscopidae - "sand stargazers"

Familia Uranoscopidae - pez sapo

Familia Chiasmodontidae - tragador de fondos marinos.



Figura 53. Pez imitador de hoja, *Monocirrhus polyacanthus*.



Figura 54. Demonio Rojo, *Amphilophus labiatus*



Figura 55. Mojarra azul, *Embiotoca lateralis*.



Figura 56. Pez loro arcoiris, *Scarus guacamaia* (Basado en Jordan y Evermann, 1900).

Suborden Echeneioidei

Familia Echeneidae - rémora, pez pega
(chupadores de tiburones; (Fig.57)

Suborden Ophidioidei

Familia Gadopsidae - pez negro de río
Familia Brotulidae - lengua, lengua de vaca,
bacalao, brotulas
Familia Ophidiidae - lengua
Familia Carapidae - pez perla

Suborden Notothenioidei

Familia Nototheniidae - "Antarctic blennies"
Familia Bathydraconidae - pez dragón
Familia Channichthyidae - pez hielo

Suborden Blennioidei

Familia Blenniidae - pez de roca
Familia Anarhichadidae - pez lobo
Familia Clinidae - sargacero
Familia Stichaeidae -- "pricklebacks"

Familia Ptilichthyidae - "quillfishes"

Familia Scytalinidae - cavador de grava

Familia Zaproridae - "prowfishes"

Suborden Icosteioidei

Familia Icosteidae - "ragfishes"

Suborden Schindlerioidei

Familia Schindleriidae - aquindléridos

Suborden Ammodytoidei

Familia Ammodytidae - "sand lances"

Suborden Gobioidi

Familia Eleotridae - dormilón

Familia Gobiidae - gobio

Familia Microdesmidae - pez gusano

Suborden Kurtoidei

Familia Kurtidae - "forehead brooders"

(Fig.58)



Figura 57. Tiburon succionador o rémora, *Echeneis naucrates* (Basado en Jordan y Evermann, 1900).



Figura 58. Pez criador, *Kurtus gulliveri*

Suborden Acanthuroidei

Familia Acanthuridae - cirujano, lancero

Familia Siganidae - pez conejo

Suborden Scombroidei

Familia Gempylidae - macarela culebra

Familia Trichiuridae - sable, cintilla, listón,
machete

Familia Scombridae - macarela, bonito, atún,
sierra (Fig.59)

Suborden Xiphiodei

Familia Xiphiidae - pez espada

Familia Luvaridae - luváridos

Familia Istiophoridae - billfishes (marlins,
sailfishes, spearfishes)

Suborden Stromateoidei

Familia Stromateidae - palometa (Fig.60)
harvestfish

Familia Nomeidae - pez pastor

Familia Tetragonuridae - "squaretails"

Suborden Anabantoidei

Familia Channidae - "snakeheads" (Fig.61)

Familia Anabantidae - perca trepadora
(Fig.62) "figh- tingfish"

Familia Luciocephalidae - "pikeheads"

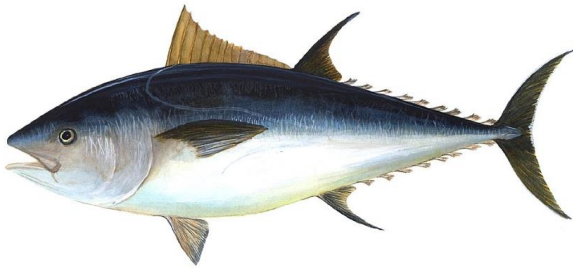


Figura 59. Atún Roja, *Thunnus thynnus*.

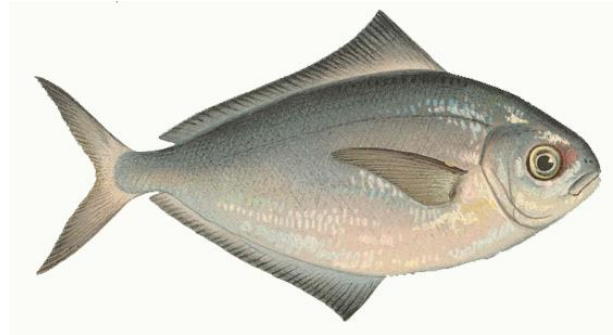


Figura 60. Palometa estrecha, *Peprilus triacanthus*.



Figura 61. Pez cabeza de vibora, *Channa striata* (Basado en Norman, 1931).



Figura 62. Perca trepadora, *Anabas testudineus*

Orden Gobiesociformes

Suborden Callionymoidei

Familia Callionymidae

Suborden Gobiesocoidei

Familia Gobiesocidae - cucharitas (Fig.63)

Orden Tetraodontiformes (Plectognathi)

Suborden Balistoidei

Familia Triacanthodidae - "spikefishes"

Familia Triacanthidae - "triplespines"

Familia Balistidae - pez puerco

Familia Monacanthidae - lija (Fig.64)

Familia Aracanidae - "keeled boxfishes"

Familia Ostraciidae - torito, pez cofre

Suborden Tetraodontoidei

Familia Triodontidae - "pursefishes"

Familia Tetraodontidae - pez globo, tambor
(Fig.65)

Familia Canthigasteridae - "sharpnose
puffers"

Familia Diodontidae - pez erizo, pez puerco

Familia Molidae - "ocean sunfishes" (Fig.66)



Figura 63. Pez adhesivo, *Gobiesox maeandricus*.

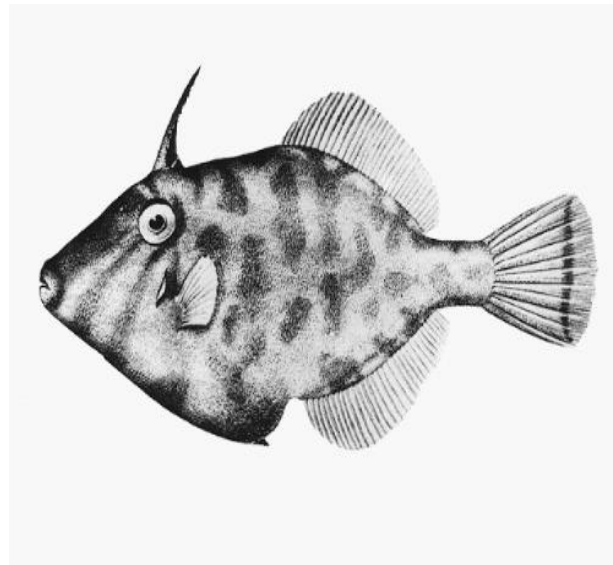


Figura 64. Pez lija, *Meuschenia scaber*.

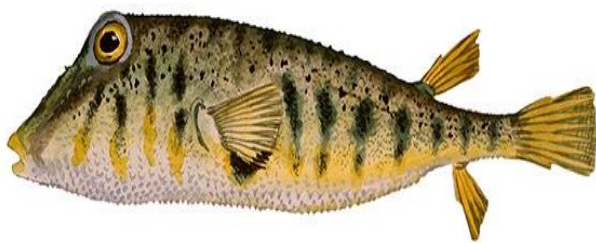


Figura 65. Pez globo del norte, *Sphoroides maculatus* (Basado en Jordan y Evermann, 1900).



Figura 66. Pez luna, *Mola mola*

Orden Pleuronectiformes

Suborden Pleuronectoidei

Familia Bothidae - lenguado (oculado a la izquierda)

Familia Pleuronectidae - lenguado (oculado a la derecha) (Fig.67)

Suborden Soleoide

Familia Soleidae - sol, lenguado de río, tepalcate

Familia Cynoglossidae - lengua, lenguado, lengüita

Orden Scorpaeniformes

Suborden Scorpaenoidei

Familia Scorpaenidae - escorpión, rocote

Familia Triglidae - soldadito, angelito

Suborden Platycephaloidei

Familia Platycephalidae - "flatheads"

Suborden Hexagrammoidei

Familia Hexagrammidae - "greenlings"

Familia Anoplopomatidae - pez sable

Familia Zaniolepididae - pez peine

Suborden Cottoidei

Familia Cottidae - "sculpins"

Familia Agonidae - "poachers"

Familia Cyclopteridae - "lumpfishes" y "snailfishes"

Orden Mastacembeliformes

Suborden Mastacembeloidei

Familia Mastacembelidae - anguilas mastacembélicas (Fig.68)

Suborden Chaudhurioidi

Familia Chaudhuriidae – chadhuriidos



Figura 67. Lengüado de invierno, *Pseudopleuronectes americanus*. (Basado en Jordan y Evermann, 1900).



Figura 68. Anguila de fuego, *Mastacembelus erythotaenia*.

Orden Synbranchiformes

Familia Symbranchidae - falsa anguila,
Culebra de agua (Fig.69)

Orden Dactylopteriformes

Familia Dactylopteridae - "flying gurnards"

Orden Pegasiformes

Familia Pegasidae - "seamoths" (Fig.70)

Orden Percopsiformes

Suborden Amblyopsoidei

Familia Amblyopsidae - "cavefishes" peces
cavernícolas

Suborden Percopsoidei

Familia Percopsidae - "trout-perches" (Fig.71)

Suborden Aphrederoidei

Familia Aphredoderidae - "pirate-perches"

Orden Gadiformes

Suborden Gadoidei

Familia Gadidae - merluza (Fig.72)

Familia Merlucciidae - merluza

Suborden Melanonoidei

Familia Melanonidae - "grenadiers" (o "rattails"; originalmente Macruridae)



Figura 69. Anguilas de lodo, *Monopterus albus*.



Figura 70. Pez dragón de aleta larga, *Pegasus volitans*.



Figura 71. Pez dragón de aleta larga, *Pegasus volitans*.



Figura 72. Bacalao del Atlántico, *Gadus morua*. (Basado en Jordan y Evermann, 1900).

Orden Lophiiformes

Suborden Batrachoidei

Familia Batrachoididae - pez sapo, cabezón
(Fig.73)

Suborden Lophioidei

Familia Lophiidae - "anglerfishes" (Fig.74)

Suborden Antennarioidei

Familia Antenariidae - pez antenado, sapo,
pescador

Familia Ogcocephalidae - pez murciélago

Suborden Ceratioide

Familia Ceratiidae - "seadevils"
"deepsea anglerfish"

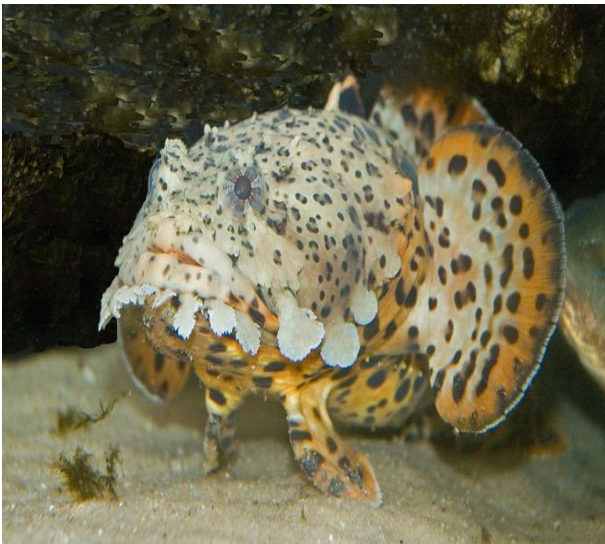


Figura 73. Pez sapo leopardo, *Opsanus pardus*. (Basado en Jordan y Evermann, 1900).

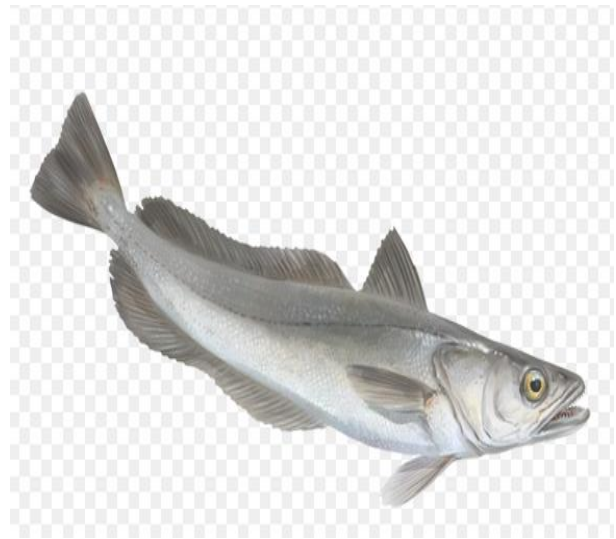


Figura 74. Merluza austral, *Merluccius australis*.

3.4 Bibliografía.

Lagler, K., Bardach, J., Miller, R., & May, D. (1990). Ictiología. México D.F.: AGT Editor S.A.

Capítulo 4

ANATOMÍA Y FISIOLOGÍA DEL PEZ

4.1 Objetivos

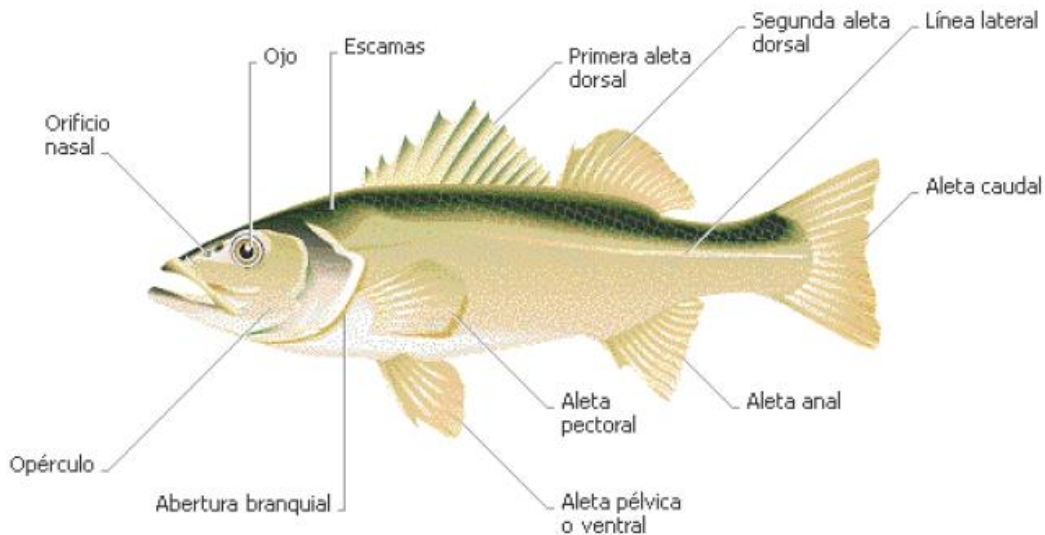
Al finalizar esta lección el participante será capaz de:

1. Mencionar la forma de los peces.
 2. Identificar los tipos de hábitos alimenticios.
 3. Identificar los tipos de reproducción.
-



4.2 Morfología externa

Los peces son animales de sangre fría, llamados pecilotérmicos. Esa característica representa una mejor eficiencia alimentaria puesto que la energía de los alimentos ingeridos es utilizada para su crecimiento y no para mantener su temperatura como se observa en los mamíferos.



4.2.1 Forma

El cuerpo del pez presenta una simetría bilateral, o sea, sus dos mitades son iguales, recubierto por escamas y por una capa de moco por todo el cuerpo.

Tienen forma cilíndrica y alargada, con el cuerpo moderadamente aplanado en los lados y más afilado en la zona de la cola que en la de la cabeza (Ost, 2012).

Aunque la mayoría de los peces son típicamente fusiformes, existen muchos otros que por sus hábitos de nado en la columna de agua o por sus hábitos de alimentación adquieren diversas formas como:

- Fusiformes: Ahusada. Es la forma más hidrodinámica y que opone menor resistencia al agua, esta forma la presentan principalmente los salmónidos (trucha) dados sus hábitos de nadar contracorriente en su medio natural.



Forma fusiforme



Forma Deprimida

- Deprimidos: Son los organismos que presentan una forma aplanada dorso-ventralmente como es el caso de los lenguados, son por lo general peces de fondo que soportan un gran peso de agua sobre su superficie dorsal.
- Anguiliforme: Son los organismos que presentan el cuerpo en forma lumbricoide como las anguilas y las morenas, son característicos de espacios limitados como los arrecifes. (De Ocampo, 2001).
- Comprimidos: Estos peces tienen el cuerpo en forma aplanada de lado a lado, ejemplo los Bothidae, las mojarras (Gerreidae).



Forma Anguiliforme

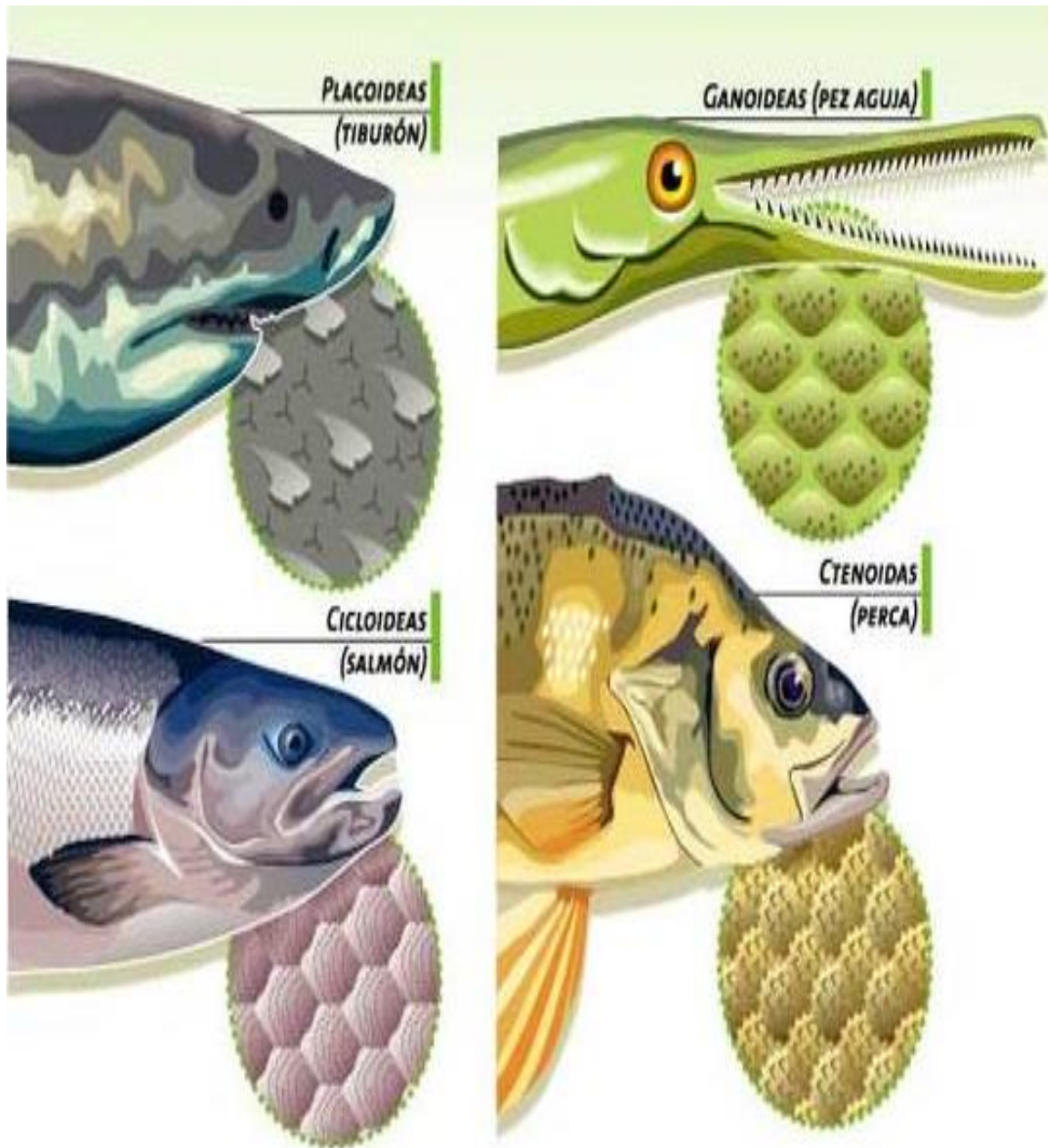


Forma Comprimida

4.2.2 Piel y escamas

La piel de los peces se compone de dos capas principales: la epidermis, ubicada en el exterior, y la dermis o cutis, que se asienta sobre los músculos. Las secreciones de las numerosas glándulas mucosas situadas en la epidermis excretan un mucus que reduce la resistencia por fricción del agua y constituye una protección contra los parásitos. La epidermis de algunas especies forma sustancias duras, como los dentículos cutáneos.

La mayoría de los peces están recubiertos de escamas que les protegen eficazmente del medio, pero no todos los peces tienen escamas. Estas se desarrollan a partir de pliegues dérmicos recubiertos de una epidermis con gran cantidad de queratina (sustancia que constituye la capa externa de la epidermis de los vertebrados); así, el cuerpo de la mayor parte de los peces se recubre de una capa de escamas, placas óseas o córneas dispuestas en hileras solapadas en las que el extremo libre de una escama se superpone al extremo superior de la siguiente. Las escamas suelen estar cubiertas por una delgada capa epidérmica. En cierto número de especies las escamas se transforman en placas óseas; en algunas, como la anguila, las escamas son diminutas, mientras que en otras, como el siluro, están casi ausentes.



Las escamas pueden ser de varios tipos:

- Ganoideas: con forma de rombo y cubiertas con una capa similar a un esmalte.
- Placoideas: son las más primitivas. Se puede decir que este tipo de escamas son como dientes cutáneos, compuestos de pulpa dentaria, marfil y esmalte. Son típicas de los tiburones; de ahí que su piel se sienta como lija.
- Cicloideas: son de gran espesor, con forma de rombo, redondas o elípticas, de bordes lisos y se recubren de un esmalte brillante. El conjunto de estas escamas

constituye una verdadera coraza protectora, tal como ocurre en el caso de las percas.

- Ctenoideas: son semejantes a las escamas cicloideas, pero uno de sus bordes basales está provisto de dientes (en forma de peine); es decir con bordes expuestos y serrados. Este tipo de escamas es el más abundante entre los peces. (Rojas, 2006)

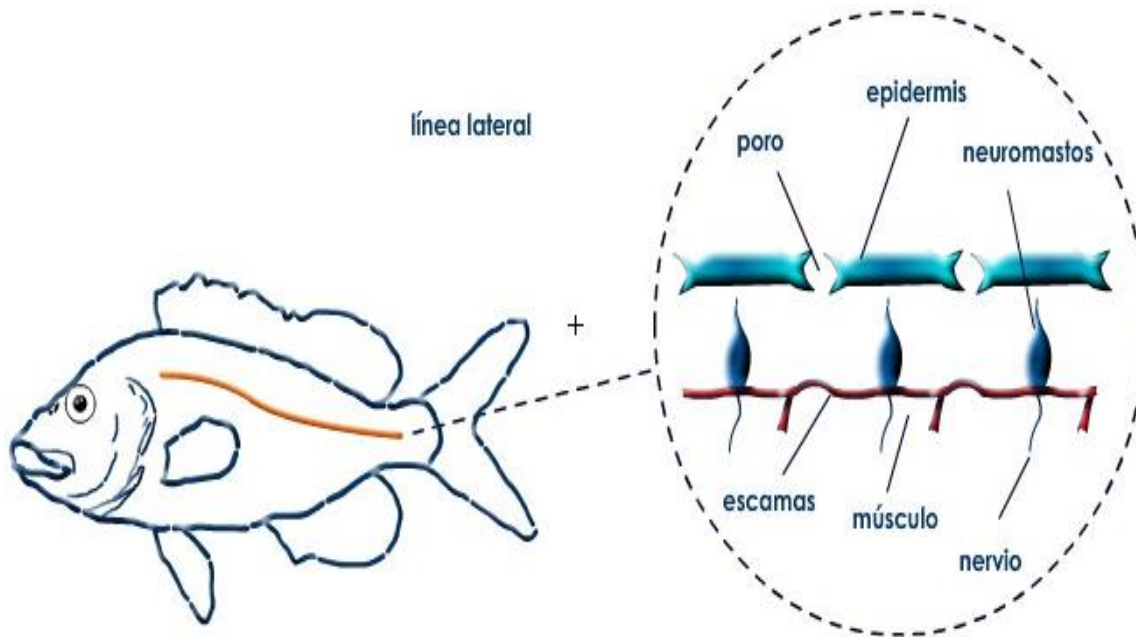
4.2.3 Color

La coloración de los peces se debe a los esquemacromos (colores que resultan de la configuración física) y a los biocromos o pigmentos verdaderos (Fox, 1953). Las células especializadas que dan color a los peces son de dos clases, los cromatóforos y los iridocitos.

Los cromatóforos están ordenados por tonos y dan el verdadero color. Están localizados en la dermis, ya sea por fuera o bajo las escamas. Los gránulos pigmentarios, que son inclusiones citoplásmicas de los cromatóforos, son los corpúsculos que proporcionan el color; de acuerdo a los colores de sus gránulos pigmentarios. Los cromatóforos básicos son rojo y naranja (eritróforos), amarillo (xantóforos), negro (melanóforos) y blanco (leucóforos) (Lagler et al, 1984).

Se produce un cambio de color cuando se extiende o contraen los diferentes pigmentos de las células. También un cambio de la intensidad de la luz influye en esos procesos, por lo que algunos peces pueden adaptar su coloración a las diferencias de la luminosidad y del entorno, bajo el control de la hipófisis (Rojas, 2006)

4.2.4 La línea lateral



A los lados del cuerpo del pez se puede observar una raya longitudinal o línea lateral como ligera depresión, por donde va un cordón nervioso cuya función es sensora y detecta así las vibraciones del agua, las variaciones de temperatura y la ubicación del pez dentro del cuerpo de agua. Puede ser continua desde el opérculo hasta la cola, o interrumpida en dos segmentos (Rojas, 2006).

La percepción de los estímulos externos es desempeñada por la línea lateral auxiliando la aproximación de otros peces y la presencia de alimento (Ost, 2012).

4.2.5 Aletas

Representan los órganos locomotores de los peces; las necesitan para impulsarse, guiarse y frenar su movimiento esta agua. Las hay pares e impares.

Las aletas pares situadas en los costados, detrás de la cabeza, como las pectorales, o situadas en la región ventral, como las pélvicas, que se utilizan como timones para encauzar la dirección, se relacionan más o menos directamente con el resto de su esqueleto; y, las impares, como la caudal o la cola, la anal y las dorsales (una o más). La

aleta caudal sirve para impulsar al pez, mientras que la anal y la dorsal se utilizan como estabilizadores. En los peces óseos, las pectorales están unidas al cráneo; en los peces cartilagosos, están insertas en la musculatura por medio de elementos cartilaginosos independientes.

Las aletas son pliegues epiteliales armados sobre radios duros o segmentos. Los duros, como los de la primera aleta dorsal de la Perca, son realmente rígidos y se denominan espinosos. Los segmentos, además de flexibles, se ramifican más o menos cerca del borde de la aleta, y se denominan radios blandos. Las aletas pueden moverse desde el tronco: tienen en la base dos grupos de músculos que le permiten al pez plegarlas, desplegarlas y utilizarlas para guiarse y hacer diversos movimientos. Son impares la dorsal, la caudal y la anal; pares las pélvicas y las pectorales. La posición de las pares puede ser muy diferente, según el grupo ictiológico, sobre todo las pélvicas, ya desplazadas hacia atrás (posición abdominal) o bien hacia delante (torácica o incluso yugular). Algunas especies carecen de aletas pélvicas.

Las aletas en el cuerpo del pez, son un carácter diferenciador. Y reúne en la fórmula radial el número y estructura de las aletas de cada especie de pez (Rojas, 2006).

La mayoría de los peces tienen un patrón general en número y posición de las aletas como es el siguiente:

Aletas pectorales	2
Aleta ventral	1 o 2
Aleta anal	1 o 2
Aleta caudal	1
Aleta dorsal	1

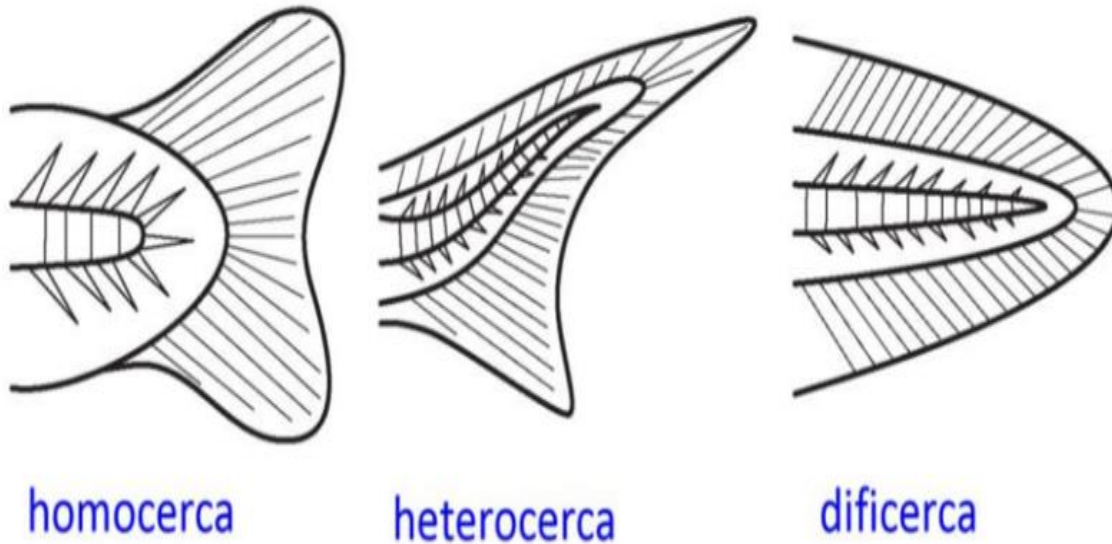
Los salmónidos y otros peces de aguas frías poseen una estructura adiposa en ubicación posterior a la aleta dorsal que se denomina aleta adiposa y que les sirve como un

reservorio de grasa, sin embargo, por definición no es realmente una aleta. (De Ocampo, 2001).

En el extremo de la cola hay una aleta caudal que es el principal órgano para generar el empuje por el que se mueve la mayoría de las especies. En la línea ventral hay una o más aletas anales, situadas entre la abertura anal y la cola. El cuerpo tiene dos pares de aletas laterales: las pectorales, que suelen estar situadas a los costados, detrás de los opérculos que cubren las branquias, y las pélvicas, que se encuentran en la zona abdominal, entre la cabeza y la abertura anal. Entre los peces hay gran diversidad de formas y peculiaridades anatómicas, que oscilan desde las de la anguila (similar a una serpiente) hasta las del pez luna, que tiene forma de globo, o los peces planos. (Rojas, 2006).

4.2.6 Las aletas caudales pueden clasificarse como:

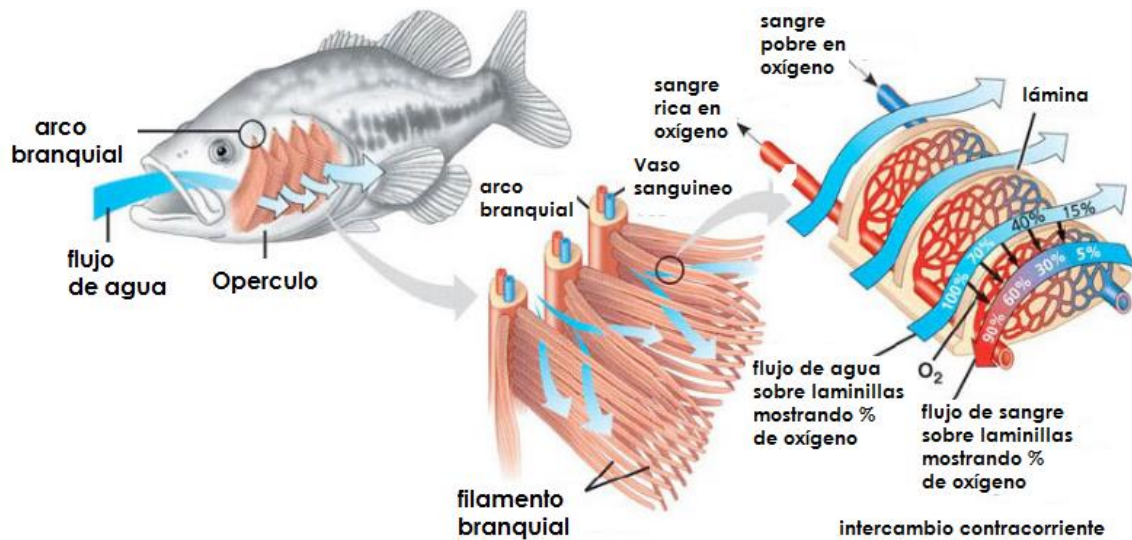
- Aletas díficercas, aquellas constituidas por dos lóbulos iguales, separados por la columna vertebral, (dorsal y ventral) tienen formas distintas.
- Aletas homocercas, formadas por dos lóbulos iguales o casi iguales, que no tienen ninguna prolongación de la columna vertebral.
- Aletas heterocercas, aquellas cuyo lóbulo superior es diferente al inferior (por lo general mucho más grande este último). (De Ocampo, 2001).



La cabeza

Comprende desde el hocico hasta el borde posterior de los opérculos, que son unos huesos ligeramente cóncavos que cubren y protegen las branquias (agallas); y está conformada por el cráneo, las mandíbulas, los opérculos y los arcos branquiales. (Rojas, 2006).

Los peces respiran por las branquias. Ricas en capilares sanguíneos, las branquias son responsables de los cambios gaseosos. Los peces retiran el oxígeno del agua y pasan a la sangre, eliminando el gas carbónico del mismo y lanzando al medio en que viven. El consumo de oxígeno aumenta con la elevación de la temperatura del agua (Ost, 2012).



La función del opérculo es indirectamente oxigenadora de la sangre y hemodinámica, ya que su apertura y cierre determinan el flujo del agua oxigenada a través de las branquias a las que llegan las arterias aferentes con sangre venosa que es oxigenada por intercambio gaseoso con el agua y la presión mecánica que ejerce el opérculo sobre las arterias branquiales eferentes, con cada cierre del mismo empuja la sangre oxigenada al resto del organismo, ya que el corazón no ejerce esta función. (De Ocampo, 2001).

En los peces el extremo anterior de la cabeza es agudo, y por encima de la boca se forma una prolongación que se llama rostro. A los lados del rostro se sitúan las aberturas nasales o narinas, aunque hay peces en los cuales se ubican en la cara ventral, esta sirven para oler más no para respirar (Rojas, 2006).

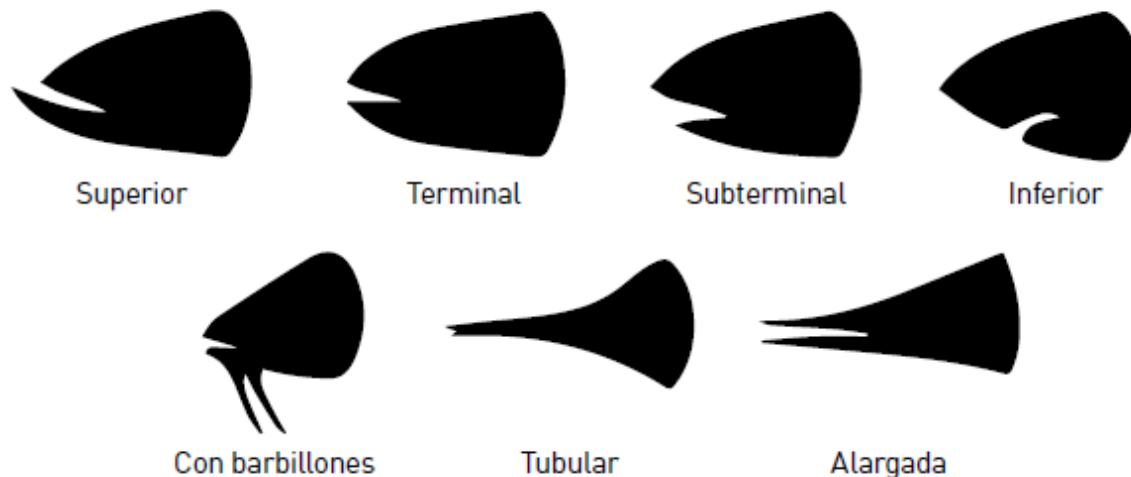
Los peces presentan olfato desarrollado. Sus orificios nasales están ligados al epitelio sensorial detectando cambios químicos en el agua y orientando en la demanda de alimento (Ost, 2012).

Los ojos son redondos, planos y grandes. Carecen de párpados y en algunas especies se desarrolla una membrana sencilla horizontal o dos verticales, el iris no es contráctil, el cristalino es esférico por lo que los peces tienen visión corta. (Rojas, 2006).

Los ojos no tienen párpados y glándulas lagrimales, y se localizan en el lateral de la cabeza con movimientos independientes. (Ost, 2012).

La boca suele estar en el extremo anterior de la cabeza o debajo, cuando existe un hocico o rostro. Otras veces ocupa una posición superior, en especial cuando la mandíbula inferior es más larga que la superior (Rojas, 2006).

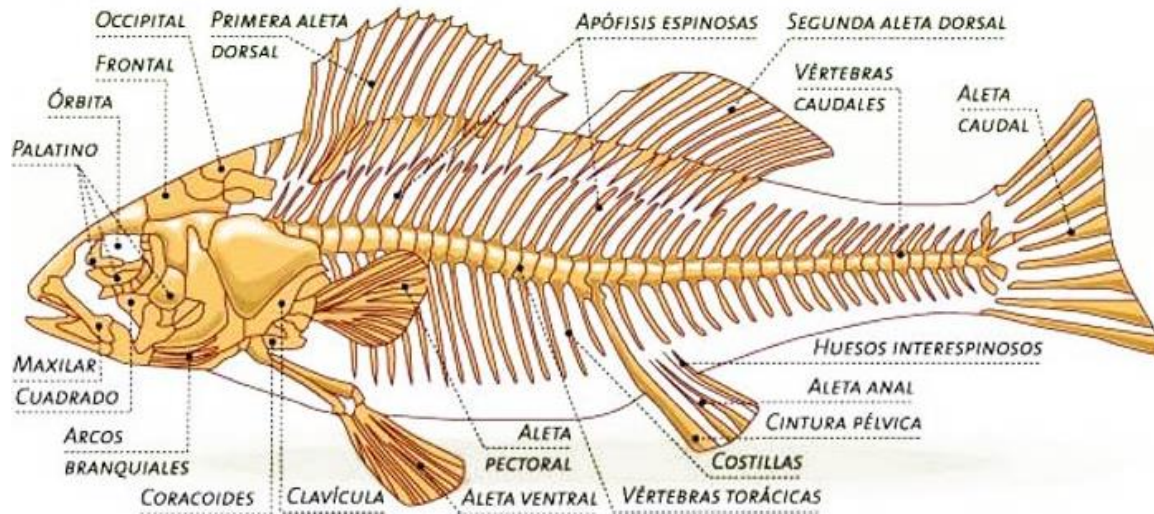
La cabeza generalmente es de forma piramidal y puede presentar antenas, barbas o espinas. La posición y forma de la boca depende del hábitat y del tipo de alimento que consumen. Los labios son rígidos (Melchorita, 2013).



4.3 Morfología interna

4.3.1 Esqueleto

La cubierta escamosa del cuerpo de un pez constituye su esqueleto dérmico o exoesqueleto. El endoesqueleto (o esqueleto óseo interno) de la mayor parte de los peces actuales está formado por un cráneo con mandíbulas equipadas de dientes, una columna vertebral, costillas, un arco pectoral y una serie de huesos interespinales que sustentan las aletas. En los peces antiguos, representados en nuestros días por especies como el esturión, el esqueleto es cartilaginoso en lugar de óseo.



La columna vertebral se compone de un número variable de vértebras unidas entre sí. Las vértebras presentan sobre el centro un orificio por el que pasa el sistema nervioso central, la médula espinal. Sobre la cavidad ventral presentan las vértebras debajo unas apófisis espinosas dobles en los que se insertan las costillas.

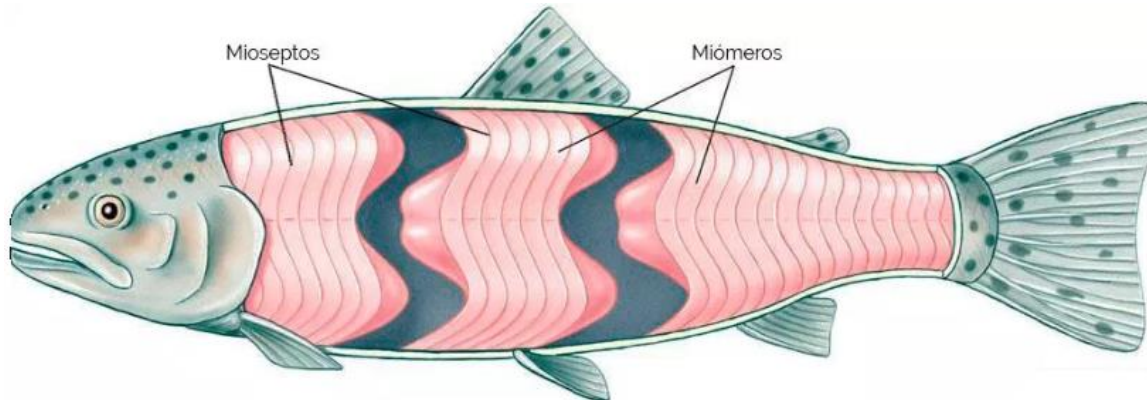
4.3.2 Sistema muscular

Ocupa la mayor parte del cuerpo del pez. La musculatura de los lados del tronco sirve para la locomoción, se emplea al máximo y está muy desarrollada. Se extiende desde la nuca hasta la raíz de la aleta caudal y forma dos haces iguales situados en ambos lados de la columna vertebral. Los músculos se componen de numerosos segmentos sucesivos unidos entre sí sin sutura, como en paquetes.

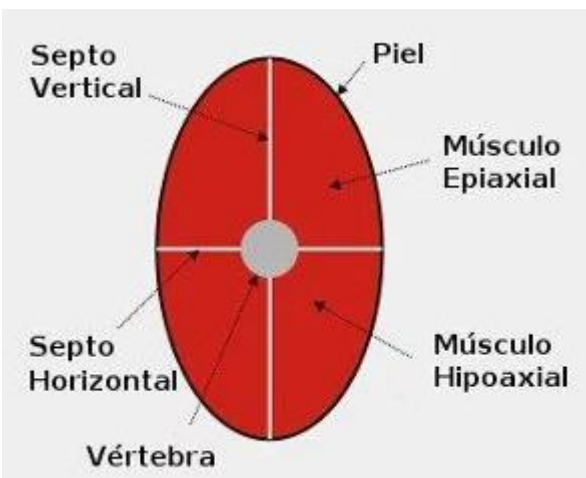
De la musculatura del tronco se ha desarrollado también la de las aletas; se compone de dos músculos principales que producen la extensión y contracción de las mismas.

El músculo del pez tiene solamente un 3% de tejido conectivo lo cual hace que la carne sea particularmente tan blanda y digerible (Rojas, 2006).

En el cuerpo del pescado se distinguen cuatro cuadrantes musculares: dos dorsales y dos ventrales divididos por diafragmas horizontales que se insertan a la columna vertebral y a la dermis de la piel. También se encuentran músculos especializados en las mandíbulas, aletas, opérculos y arcos branquiales (Rojas, 2006).



El sistema muscular en peces está dispuesto en forma de miómeros o haces musculares que se colocan en paquetes o miotomos, y se disponen a lo largo en forma de acordeón, separados por vainas de tejido conectivo llamados mioseptos. Estos mioseptos son representativos de la segmentación corporal.



El paquete de miotomos del que depende el desplazamiento se encuentra localizado en la zona pélvica y peduncular (cola), éstos impulsan al pez.

Los 4 miotomos están dispuestos longitudinalmente siguiendo el eje mayor del organismo, y están separados por dos ejes, el vertical que separa a los miotomos en dos

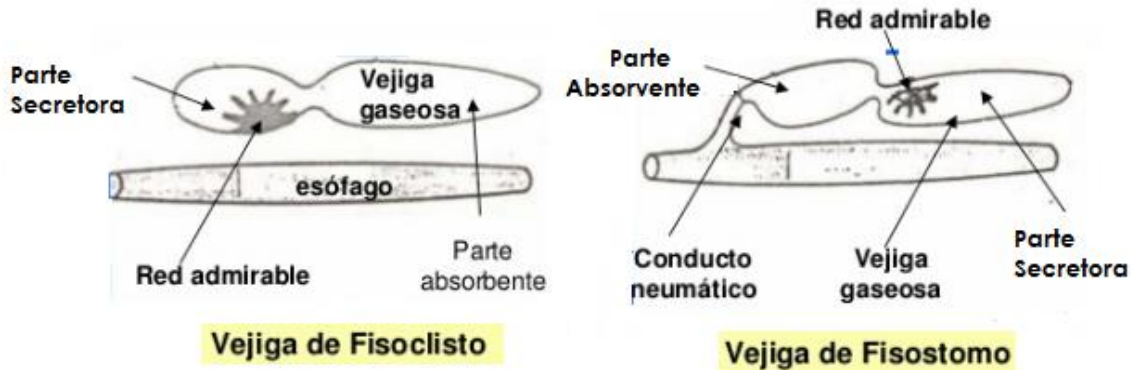
derechos y dos izquierdos y el horizontal que divide a los miotomos en dos epiaxiales y dos hipoaxiales.

La contracción de un miotomo paralelamente con la relajación del contrario de manera rítmica da por resultado un desplazamiento hacia adelante, la contracción de un miotomo paralelamente con el opuesto resulta en un desplazamiento hacia arriba y adelante o hacia abajo y adelante.

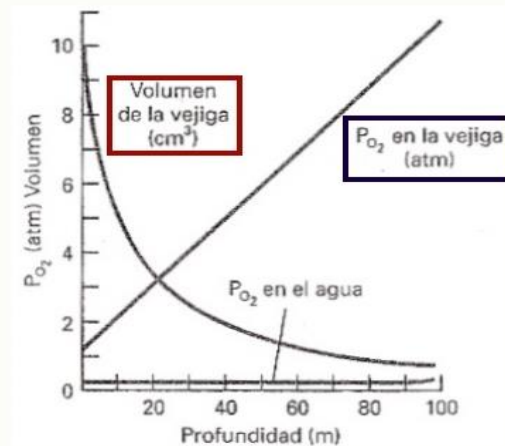
No hay que olvidar que el pez nunca se desplaza en línea recta, sino siempre va a ser en un zigzag, ya que tiene que ser primero de un lado y después del otro, aunque no sea aparente. La aleta caudal da dirección al desplazamiento y las aletas pectorales elevan o bajan al pez en el mismo lugar si no hay desplazamiento miotomal o hacia adelante si lo hay. Las aletas se mueven gracias a la presencia de los músculos abductores y aductores de las aletas (Rojas, 2006).

4.3.3 Vejiga Natatoria

Por debajo de la columna vertebral se observa una estructura fusiforme simple o doble, de color blanco o ligeramente amarilla nacarada llamada vejiga natatoria. En las carpas esta estructura está dividida en dos partes; en algunos peces puede tener conexión con el esófago y en otros está completamente sellada. A esto se debe que existan peces fisóclistos (con vejiga natatoria cerrada) y peces fisóstomos (con vejiga natatoria abierta).



Su función es múltiple, ya que actúa como sonar donde se amplifican los sonidos sobre todo del golpe de ondas acuáticas y así el pez puede reconocer el peligro aún sin verlo; posee una función hidrostática, ya que determina la posición normal del pez en decúbito abdominal.



Para que la vejiga natatoria pueda mantener al pez en posición normal, es necesario que el centro de gravedad del pez se encuentre debajo de aquella. Los peces que poseen un centro de gravedad arriba de la vejiga, deben recurrir a maniobras con las aletas pectorales para mantener la posición; otra función de la vejiga natatoria es auxiliar en la locomoción, para ascender o descender, a cuyos efectos aumenta o disminuye el volumen del órgano. También actúa como auxiliar en la respiración, en cuyo caso el pez puede seguir respirando aún cuando por desecación del agua en que vive, no funcionen las branquias. Y por último, la vejiga natatoria también emite sonidos aunque de frecuencias

bajas. El contenido de la vejiga natatoria es una mezcla de gases (nitrógeno, oxígeno y dióxido de carbono) que le llega por intercambio gaseoso, a través de las paredes vasculares que irrigan a la pared.

Tipos de vejigas:

- Monolobuladas abiertas.
- Monolobuladas cerradas.
- Bilobuladas abiertas.
- Bilobuladas cerradas.

4.3.4 Quimiorreceptores

Barbas o barbillas nasales.

Bigotes o barbillas labiales.

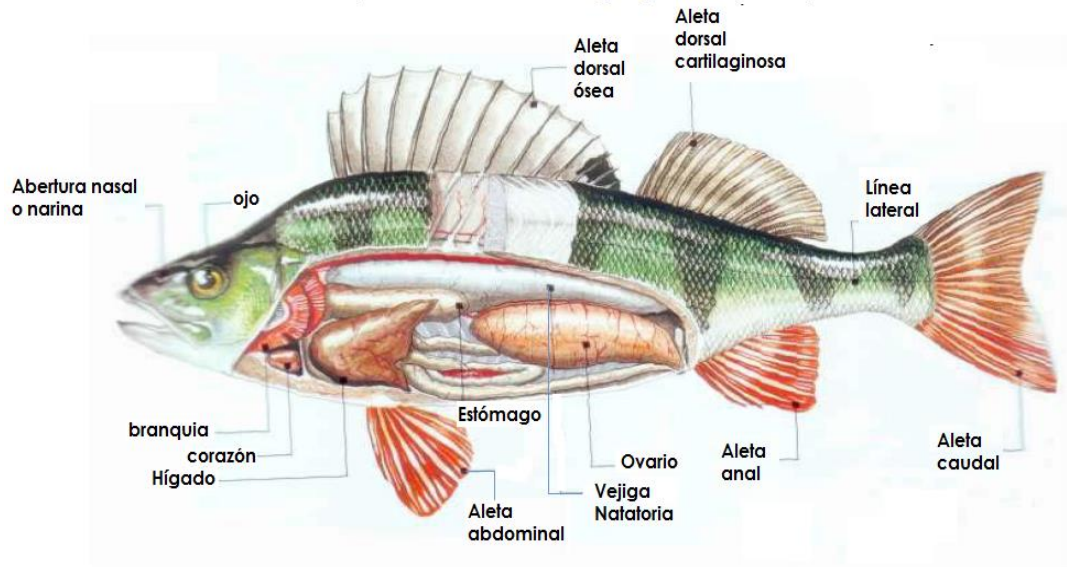
Barbillas rostrales.

Barbillas maxilares.

Barbillas mandibulares.

Los peces que presentan quimiorreceptores son aquellos que no requieren la vista para encontrar el alimento con facilidad, detectar presas y saber si el ambiente está contaminado. Un ejemplo de ellos son los ciprínidos, ya que sus hábitos de alimentación son en el fondo del embalse, lugar donde en muchas ocasiones la visibilidad es nula. En la punta de estas estructuras existen también terminaciones nerviosas que son conectadas al sistema nervioso central vía ramales del nervio olfatorio o del nervio hipogloso.

4.3.5 Sistema Digestivo



El sistema digestivo de los peces constituye de boca, estómago, intestino y esfínter anal. Las heces de los peces se descomponen por acción biológica, consumiendo oxígeno y liberando nutrientes en el agua. El amoníaco es el principal residuo nitrogenado excretado por los peces y es extremadamente tóxico, debiendo haber cuidados para evitar su acumulación en el agua (Ost, 2012).

Se destaca la anatomía de los peces relacionada al hábito alimenticio, pues ocurren variaciones en el tracto digestivo de esos peces. Considere lo siguiente:

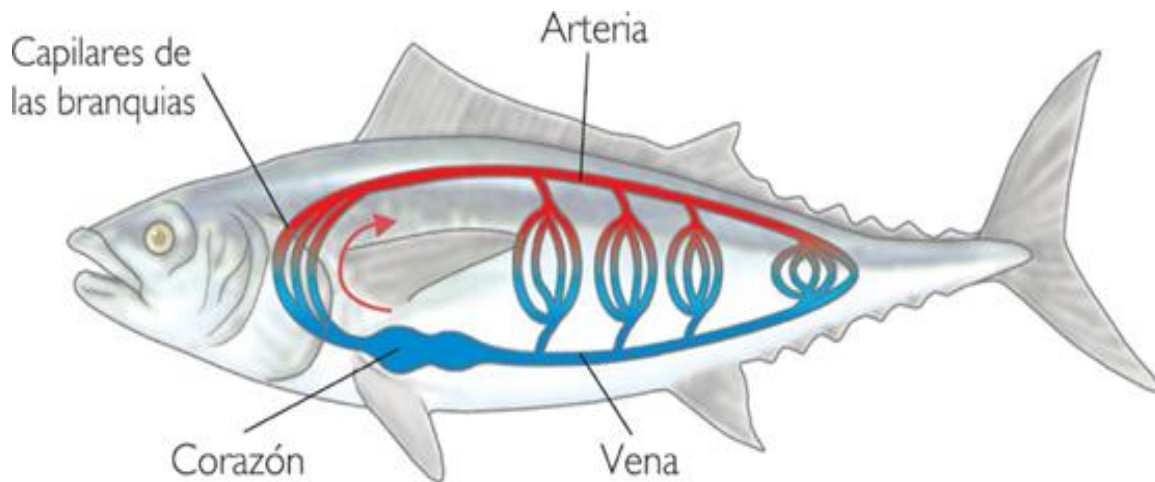
- Carnívoros: presentan boca grande y mandíbulas fuertes. Los dientes son puntiagudos y afilados cuando están presentes. Su estómago tiene una amplia capacidad de distensión y su intestino es corto.
- Omnívoros: tienen boca de tamaño mediano y los dientes aparecen en algunas especies. El estómago presenta forma de bolsa y el intestino es simple de tamaño mediano.

- **Herbívoros:** poseen dientes importantes en la trituración de las fibras. Algunas especies no tienen estómago como la carpa de pasto. Para una mejor digestión poseen el intestino largo.
- **Fitoplanctófagas y zooplanctófagas:** cuando presentes los dientes son rudimentarios. Poseen rastros branquiales en gran número y bien desarrollados. El estómago es simple y puede estar ausente en algunas especies. Así como los herbívoros presentan intestino largo.
- **Ílíofagas:** tiene boca rica en botones gustativos. Presenta los dientes faríngeos. Algunas especies poseen una estructura auxiliar para la trituración de los alimentos y el intestino es de longitud mediana. Se alimentan de detritos y sedimentos comúnmente encontrados en el agua (Ost, 2012).

Los botones gustativos distribuidos por todo el cuerpo del pescado permiten la detección de los sabores. Los peces distinguen el salado, dulce, amargo y el ácido (PEZZATO et al, 2001).

4.3.6 Sistema Circulatorio

El sistema circulatorio de la mayoría de los peces es cerrado; está formado por un corazón con dos cámaras (una aurícula con su seno venoso y un ventrículo con su cono arterioso, separadas por una válvula) que bombea sangre hacia adelante, en dirección a las branquias, desde éstas hacia la cabeza, y desde aquí al resto del cuerpo a través de una gran arteria situada debajo de la espina dorsal. El retorno venoso se da por las venas; una vez se ha realizado el intercambio gaseoso a nivel tisular, a través de los capilares. El ritmo circulatorio es inferior en los peces que en otros vertebrados.



La aurícula y el ventrículo se contraen a la vez y envían la sangre a las branquias por la arteria aorta ventral. Allí la sangre se oxigena y por la arteria aorta dorsal se lleva al resto del cuerpo (Rojas, 2006).

4.3.7 Sistema Respiratorio

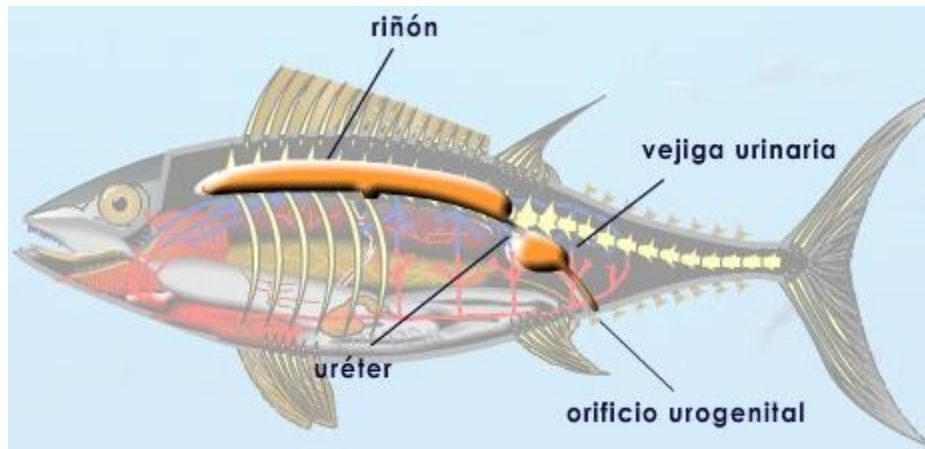
En los peces óseos el sistema respiratorio está constituido por la faringe, los opérculos y las branquias que hacen el papel de pulmones.

El aparato respiratorio de los peces mandibulados consiste en una serie de hendiduras branquiales que comunican la faringe con las cámaras branquiales situadas a ambos lados de la cabeza. Estas cámaras se comunican con el agua exterior, pero pueden estar cubiertas por una serie de huesos llamados conjuntamente opérculos. En el interior de la cámara y las hendiduras branquiales están las branquias, que adoptan la forma de delgadas láminas o filamentos en forma de abanico y muy ricas en vasos sanguíneos, a través de los cuales circula la sangre.

Cuando el pez absorbe agua por la boca y la expulsa a través de las branquias, el oxígeno disuelto en ella atraviesa la delgada membrana de las branquias y se disuelve en la sangre, mientras el dióxido de carbono sale de ésta y se disuelve en el agua. Unas pocas

especies, no obstante, como los dipnoos (o peces pulmonados) pueden respirar también el aire atmosférico por medio de un pulmón bien desarrollado.

4.3.8 Sistema Urinario



Está conformado por los riñones que son órganos alargados y compactos de color rojo ubicados ventralmente a la columna vertebral. De allí salen los uréteres que van a la vejiga urinaria y de allí se comunican al poro urogenital, a través de la uretra, por donde se elimina la orina.

4.3.9 Sistema reproductivo

Los peces tienen diversos mecanismos de reproducción. Aunque la heterosexuality es el más común, algunas especies son hermafroditas —es decir, sus miembros desarrollan tanto ovarios como testículos, bien en fases vitales distintas o simultáneamente—. Algunas especies de rapas exhiben parasitismo sexual; en este caso, el macho se fija sobre el cuerpo de la hembra de forma permanente, obteniendo su alimento del sistema circulatorio de ésta.



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, lo que implica la defensa del territorio o el nido. En la amia y 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 vivíparos presentan fecundación interna y alumbran las crías en un estado de desarrollo avanzado. El viviparismo 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.

Ciertas especies son ovovivíparas, lo que quiere decir que las crías salen del huevo en el oviducto de la hembra y, por tanto, nacen vivas (Rojas, 2006).

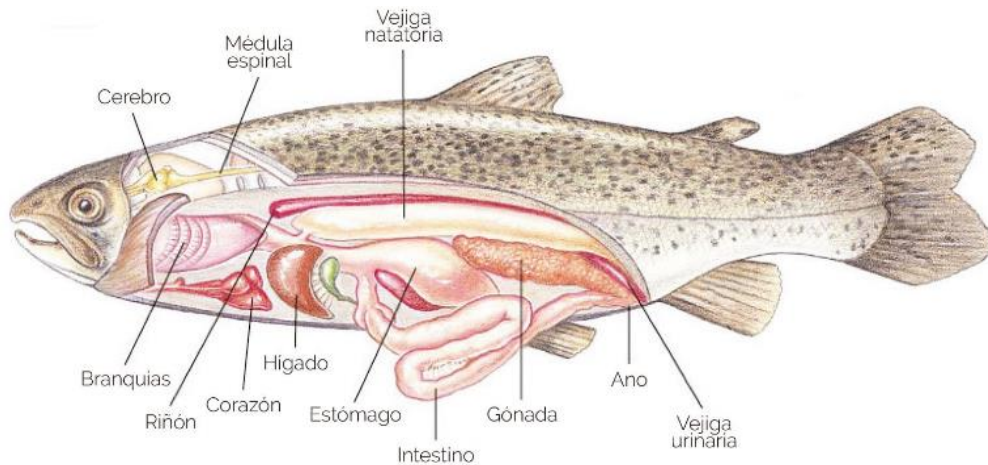


La reproducción sólo se lleva a cabo en los sitios con características óptimas de temperatura, oxígeno, p.H, corrientes, etc., y en lugares donde abunde el alimento y no haya presencia de predadores. En los peces no existe un modelo único de reproducción, existe gran variabilidad y por esto los mecanismos implicados en el control de la reproducción son múltiples y totalmente influenciados por el medio ambiente en que viven las especies (Zanuy y Carrillo, 1997; Harvey y Hoar, 1980).

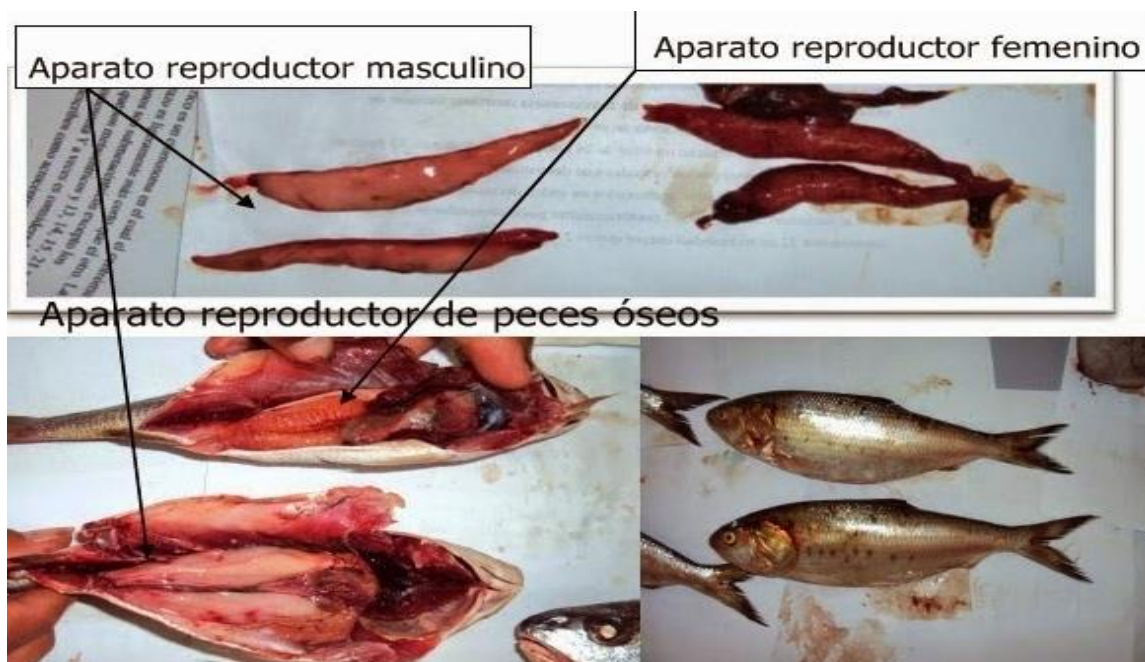
Los mecanismos de reproducción en los peces son muy variados presentándose por lo menos tres modelos diferentes: bisexual o gonocorístico (reproducción sexual), partenogénesis (desarrollo de células sexuales femeninas no fecundadas) y hermafroditismo (un aparato mixto capaz de producir gametos masculinos y femeninos). Sin embargo, muchos autores incluyen a la hibridogénesis (clones) y superfertilización dentro de los mecanismos reproductivos (Vazzoler, 1996).

Ovarios. Corresponden a dos sacos alargados, situados a cada lado del cuerpo, en posición ventrolateral a la vejiga hidrostática unidos a la pared celómica.

La parte interna del ovario o estroma ovárico está recubierto por una capa de células epiteliales llamada epitelio germinal, el cual se pliega en forma de láminas alojando las ovogonias. Esta capa contiene vasos sanguíneos y células somáticas asociadas al desarrollo del oocito, células foliculares y tecaes (Valeria et al, 1996).



El grosor del epitelio germinal está influenciado por la actividad sexual, siendo máximo durante la puesta y mínimo en la fase de reposo (Zanuy y Carrillo, 1997 y Takano, 1968).



Testículos. Generalmente son pares en forma alargada, localizados en posición ventral a la columna vertebral y a la vejiga hidrostática, prolongándose en dirección caudal por el canal deferente. De la superficie medio dorsal posterior de cada testículo se origina un espermiducto que desemboca en la papila urogenital, ubicada entre el ano y los ductos urinarios.

Sin embargo, se encuentran múltiples formas de testículos que van desde los sacos alongados de muchos carácidos a los tractos reproductivos digitiformes típicos de los bagres, en los que inclusive se pueden llegar a presentar vesículas Seminales y gonopodios (Loir et al., 1989).

Se encuentran rodeados por una capa de células fibrosas denominada Capa Albugínea, cuyo grosor está condicionado a la actividad sexual, siendo máxima durante el reposo y mínimo durante la maduración (Zanuy y Carrillo, 1977).

Inducción a la puesta

Propagación natural. Consiste en ofrecerle al pez ciertas condiciones medioambientales para la reproducción propia de su especie. El manejo que se realiza trata de simular ciertos aspectos biológicos involucrados en su actividad reproductiva.

Las estrategias utilizadas para esto son:

1. Proporcionar un sustrato artificial para el desove como nidos, superficies, receptáculos, etc. que faciliten el desove del pez, simulando el medio natural.
2. Simular condiciones manejando corrientes de agua, relación macho hembra adecuada, densidades adecuadas, fotoperiodo, sustratos naturales de postura, propiedades físico químicas del agua, p.H, salinidad, y todas aquellas que tengan un papel preponderante en la biología reproductiva del pez.

Propagación artificial. Debido a que muchas especies no se reproducen naturalmente en cautiverio, es necesario el uso de hormonas para lograrlo. La utilización de estos compuestos depende de factores tales como:

1. **Especificidad del inductor:** Homoplásticos cuando los compuestos hormonales aplicados a una especie determinada proceden de la misma especie; y, heteroplásticos cuando proceden de otra especie.

2. **Dosificación:** *la cantidad* de sustancia aplicada depende de factores como el origen del producto ya que las sustancias puras tienen niveles de dosificación más bajos que los extractos brutos;
 - a. *la especificidad*, los compuestos homoplásticos suelen tener una dosificación menor que los heteroplásticos;
 - b. *el estado fisiológico*, ya que los peces en estados avanzados de maduración gonadal requieren dosis menores que los que presentan fases tempranas de desarrollo;
 - c. *peso del pez*, la dosis es directamente proporcional al peso;
 - d. *sitio de acción y lugar*. y
 - e. *forma de aplicación*, ya sea intramuscular, intraperitoneal y oral.
3. **Hora y época de aplicación:** influenciada por factores medioambientales como temperatura, humedad, fotoperiodo, etc.
4. **Lugar de acción:** teniendo en cuenta el sitio de impacto de los compuestos utilizados en la inducción reproductiva, se tiene la clasificación: hipotalámicos (antiestrogénicos, antidopaminérgicos); hipofisarios (GnRH) y Gonadales (esteroides, antiestrógenos, prostaglandinas, extractos hipofisarios, extractos purificados de GtH y HCG).

4.4 Bibliografía

- Auro, A. (2001). Principios de Acuicultura. México: Universidad Nacional Autónoma de México.
- Harvey, B., & Hoar, W. (1980). Teoría y práctica de la reproducción inducida de peces . Ottawa, Canada: Centro Internacional de Investigación para el Desarrollo. CIID.
- Lagler, K., Bardach, J., Miller, R., & May, D. (1990). Ictiología. México D.F.: AGT Editor S.A.
- Melchorita. (2013). Guía de identificación de peces. Lima, Perú: Perú LNG.
- Ost Lopes, J. (2012). Técnico em Agropecuaria - Piscicultura. Floriano, Brasil: EDUFPI.
- Pezzato, L. E., Castagnolli, N., & Rossi, F. (2001). Nutrição e alimentação de peixes. Viçosa, MG: CPT.
- Rojas Bonilla, J. H. (2006). Modulo Sistemas de Producción Acuícola. Bogota, Colombia: Universidad Nacional Abierta y a Distancia - UNAD.
- Takano, K. (1968). Fine structure of the wall of the ovarian lumen in the teleost, *Oryzias latipes*. Hokkaido University Collection of Scholarly and Academic Papers : HUSCAP, 19(2), 76-82.
- Valeria, M., Perdichizzi, F., & Basciano, G. (1996). Aspero of the reproductive biology of the sharpnout seabream *Diplodus pontazzo* (Cotti 1777). I. Gametogenesis and gonadal cycle in captivity during the third year of life. *Aquaculture*, 140, 281-291.
- Vazzoler, A. (1996). Biología da reprodução de peixes teleósteos : teoria e prática. . Maringá, PR: Editora da Universidade Estadual de Maringá.

Zanuy, S., & Carrillo, M. (1987). La reproducción de los Teleósteos y su aplicación en acuicultura. En CAICYT, Reproducción en acuacultura. (págs. 1-102). Madrid, España: Industrias Gráficas España S.L.

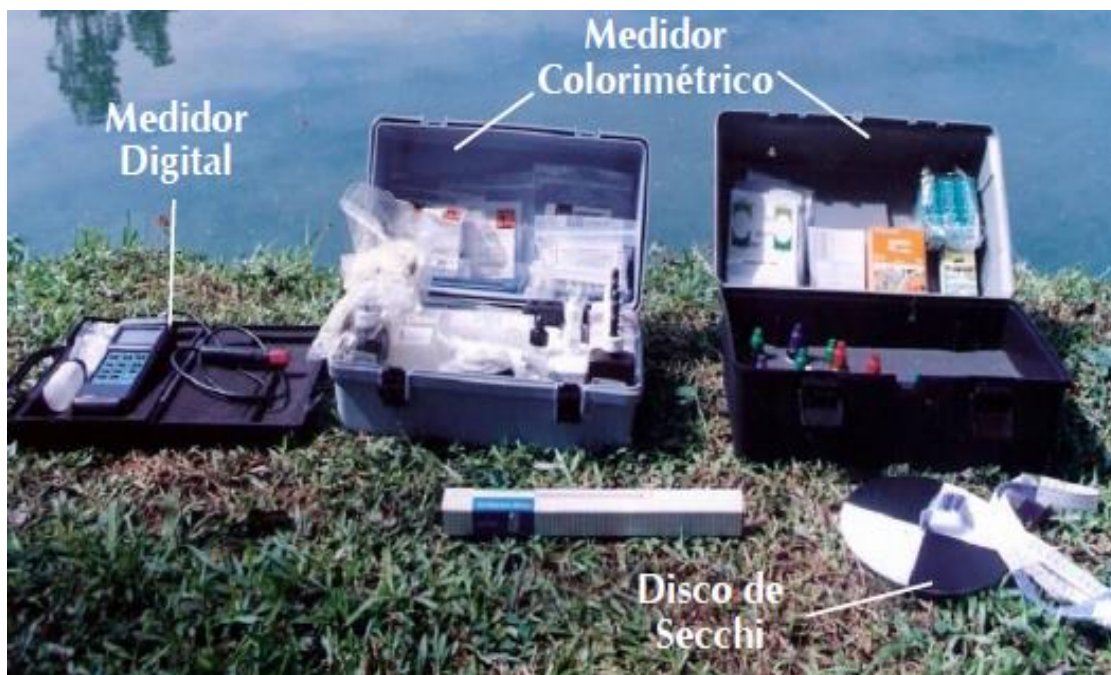
Capítulo 5

CALIDAD DEL AGUA

5.1 Objetivos

Al finalizar esta lección el participante será capaz de:

1. Conocer la calidad del agua en la piscicultura.
 2. Conocer las principales variables físico-químicas.
 3. Conocer las mediciones.
-



5.2 Calidad del agua

El buen crecimiento de los organismos acuáticos depende en gran parte en la calidad del agua del cultivo. Múltiples actores pueden interactuar (o raramente, actuar solos) para alterar las propiedades físico - químicas del agua. Un cambio repentino de la temperatura o de la concentración de oxígeno disuelto en el agua (por ejemplo, durante el transporte de los alevines) puede resultar en una mortalidad masiva. Cambios menos drásticos pueden afectar la capacidad de los organismos de resistir los patógenos que siempre están presentes en el agua del cultivo. Problemas crónicos con condiciones sub-óptimas resultaran en un ritmo lento de crecimiento y una mayor tasa de mortalidad (Meyer, 2004).

Para lograr una buena producción, es necesario mantener las condiciones ambientales del agua dentro de los límites de tolerancia para la especie siendo cultivada. Se lograra una producción máxima cuando todos los factores que influyen sobre el desarrollo del organismo se acercan a su punto óptimo (Meyer, 2004).

5.3 Temperatura

La temperatura es un factor importante en la piscicultura, está íntimamente relacionada con el crecimiento y reproducción de los peces. Cada especie de pez tiene un nivel considerado óptimo para su crecimiento (Abrunhosa, 2011).

Se pueden agrupar la crianza de peces en tres grupos de temperatura:

- De agua fría: llamados estenotérmicos (resisten pequeños intervalos), desde 4 a los 15 °C (salmónidos);
- De agua cálida: llamados euritérmicos (resisten grandes rangos), desde 6 a más de 30 °C (carpa, bagre, tilapia).
- De agua tropical: llamados también estenotérmicos (resisten pequeños intervalos) desde 25 a 35 °C (guppie y peces de Sudamérica). (Auro, 2001)

El agua de un estanque se calienta durante las horas del día al recibir energía radiante del Sol. El calentamiento del agua ocurre en su superficie. En días con mucha insolación (días calientes), el agua superficial de los estanques puede alcanzar temperaturas encima de 35 °C.

Normalmente las aguas más profundas del estanque no se calientan tanto. Una temperatura de 35 °C está por encima del límite de tolerancia para muchas especies acuáticas. Los peces pueden evitar las elevadas temperaturas de la superficie por nadar en las aguas más profundas del estanque (Meyer, 2004).

El termómetro es un equipo necesario para el control de la temperatura que debe ser evaluada en la superficie y en el fondo del estanque (Abrunhosa, 2011).



Figura 75. Termómetro de mercurio

5.4 Acidez y alcalinidad (Ph)

Explicando de manera simple, el pH nos informa cuando es ácida o básica el agua. El pH varia en una escala de 0 a 14, siendo los valores menores que 7 considerados ácidos, y básicos aquellos superiores a 7 (Abrunhosa, 2011).

Para los peces, los valores entre 6,5 y 8.5 son considerados buenos para la producción. Cultivos fuera de esos niveles podrían implicar una mortalidad de los peces. (Abrunhosa, 2011). La acidez puede modificarse por la solución o suspensión de sustancias del sustrato terrestre o por el agua de lluvia (Auro, 2001).

La medición del pH se realiza mediante potenciómetros o de una manera más práctica, aunque menos confiable, por tiras reactivas. (Auro, 2001)

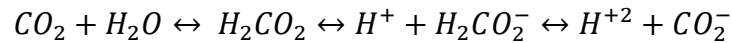


Figura 76. Medidor de pH digital

Para modificar el pH hacia arriba, se utiliza el suministro de cal viva (óxido de calcio) o cal apagada (carbonato de calcio) y en el caso de requerirse acidificación se puede utilizar ácido fosfórico, ácido acético y ácido sulfúrico o enriquecer orgánicamente el embalse. (Auro, 2001).

El pH de aguas naturales es modificado en gran parte por la concentración de dióxido de carbono en solución. El CO_2 actúa como ácido en el agua. Su acumulación tiende a bajar el pH del agua provocando la formación de protones adicionales.

Reacción de CO_2 en el agua:



Durante las horas del día, las algas utilizan el CO_2 en realizar fotosíntesis, su concentración se reduce y como consecuencia, sube el pH del agua. En la noche no hay actividad fotosintética. La respiración de los organismos aeróbicos (peces, camarones, fito- y zooplancton, bacterias y otros) produce CO_2 y su concentración aumenta hasta la mañana del día siguiente. Los valores de pH más bajos en el agua de un estanque son encontrados en las horas de la madrugada. (Meyer, 2004)

Cuadro 1. Influencia del pH

Influencia del pH en el agua en estanques de peces	
pH	Efecto
4	Punto de muerte ácido
4 – 5	No hay reproducción
5 – 6	Crecimiento lento
6 – 9	Mejor crecimiento
9 – 11	Crecimiento lento
11	Punto de muerte básica

Adaptado de Boyd (1990) (Abrunhosa, 2011).

5.5 Oxígeno Disuelto

La cantidad de oxígeno disuelto en el agua, es otro factor de importancia para el buen desarrollo de los organismos acuáticos. El oxígeno es producido por las plantas verdes, ya sean éstas microscópicas o macroscópicas, por medio de la fotosíntesis dentro o fuera del agua; si es aquel que se produce fuera del agua, ésta lo obtiene por disolución en el agua, gracias a la pérdida de cohesión molecular de la misma por movimientos eólicos o hidráulicos (Auro, 2001).

El oxígeno disuelto es el componente más limitante en piscicultura. En bajas concentraciones puede causar atraso en el crecimiento, aumento de la incidencia de enfermedades y mortalidad de los peces (Ost Lopes, 2012).

La variación del oxígeno en los estanques ocurre en función de la cantidad de plantas, de la profundidad del tanque, de la temperatura del agua y de la incidencia de luz dentro del tanque (Ost Lopes, 2012).

Los problemas con niveles bajos de oxígeno en el agua se presentan más frecuentemente durante la época más caliente del año, en lugares de mayor elevación, y con una mayor cantidad de sal en solución en el agua. Todos estos factores influyen en la solubilidad de oxígeno en el agua (Meyer, 2004).

Señales de falta de oxígeno disuelto:

- Los peces no se alimentan.
- La coloración del agua pasa de verde para marrón.
- Peces abriendo y cerrando la boca en la superficie.
- Concentración de peces próximos a la entrada de agua del estanque.
- Mortalidad de peces mayores (Ost Lopes, 2012).

Las medidas a tomar son:

- Parar la fertilización orgánica y/o alimentación.
- Utilizar aireación mecánica.
- Llenar el estanque con el máximo de agua limpia. (Ost Lopes, 2012).
- Intente establecer y mantener una floración de algas en el agua del estanque de cada cultivo. Un objeto bajado en la columna de agua debe desaparecer a una profundidad de unos 30 cm cuando existe una adecuada floración del fitoplancton. Agua muy transparente (con una visibilidad >50 cm) indica poca fertilidad, y pocas algas en el agua. Cuando el objeto bajado desaparece muy cerca de la superficie (una visibilidad de <15 cm), indica una exagerada fertilidad y una altísima densidad de algas en el agua. Es malo permitir el desarrollo de una película de algas en la superficie del estanque, reduce la penetración de luz en el agua e interfiere con el proceso normal de fotosíntesis (Meyer, 2004).

Niveles por encima de 3 mg / litro de oxígeno disuelto en el agua se consideran óptimos para el cultivo de peces (Ost Lopes, 2012).

El oxígeno puede medirse químicamente mediante el método de Winkler o con oxímetros electrónicos que, paralelamente miden la temperatura. Las mediciones también deberán hacerse para la superficie y para el fondo (Auro, 2001).



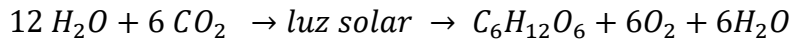
Figura 77. Medidor portátil de oxígeno.

Cuadro 2. Solubilidad de oxígeno molecular en agua a diferente temperatura.

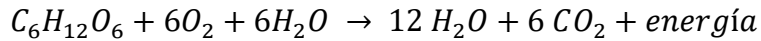
Solubilidad de oxígeno molecular en agua a diferente temperatura.							
°C	ppm	°C	ppm	°C	ppm	°C	ppm
0	14.16	9	11.19	18	9.18	27	7.86
1	13.77	10	10.92	19	9.01	28	7.75
2	13.14	11	10.67	20	8.84	29	7.64
3	13.05	12	10.43	21	8.68	30	7.53
4	12.70	13	10.20	22	8.53	31	7.42
5	12.37	14	9.98	23	8.38	32	7.32
6	12.06	15	9.76	24	8.25	33	7.22
7	11.76	16	9.56	25	8.11	34	7.13
8	11.47	17	9.37	26	7.99	35	7.04

(Meyer, 2004).

Reacción A



Reacción B



El proceso de fotosíntesis, realizado por las algas y otras plantas/verdes, produce o suplifica el oxígeno molecular al agua y a la atmósfera de la Tierra (Reacción A). El aire de la Tierra contiene mayormente gas nitrógeno (N_2) y en menor concentración el gas oxígeno (O_2), El oxígeno molecular presente en la atmósfera es producto de la actividad fotosintética de las plantas verdes, tanto de las especies terrestres como las acuáticas, incluyendo una gran contribución de las algas.

Todos los organismos aeróbicos, los que requieren el oxígeno molecular en sus procesos metabólicos, utilizan el oxígeno en forma continua durante todas sus vidas en la respiración aeróbica (Reacción B). Entre los organismos aeróbicos están los animales, las mismas plantas verdes, y muchos tipos de microorganismos.

La producción de oxígeno molecular por la actividad fotosintética de algas es la principal fuente de oxígeno en cuerpos de agua estática usados en la acuicultura. Las algas son importantes alimentos naturales para algunas especies de peces (Meyer, 2004).

La actividad fotosintética incrementa la concentración de oxígeno en el agua durante las horas de luz. La cantidad de O_2 que contribuye depende en la fertilidad del agua, la intensidad y duración de la radiación solar, y en la composición (tipos y cantidades) de las algas formando la comunidad del fitoplancton. Normalmente se observa la mayor concentración de oxígeno disuelto en las horas de la tarde y en las aguas superficiales del estanque. Es en esta capa superficial de agua, donde reside la mayor parte del fitoplancton del estanque (Meyer, 2004).

Las lluvias torrenciales, provocan una fuerte erosión de los suelos. El suelo erosionado es transportado en las aguas superficiales por escorrentía sobre los terrenos. La entrada de aguas con arcilla, y otras partículas. del suelo en suspensión, en un proyecto acuícola resulta en aguas turbias, en la cual no habrá una adecuada penetración de la luz solar para promover el proceso de fotosíntesis (Meyer, 2004).

También en la época lluviosa del año, la intensidad de la luz solar se reduce debido a la alta nubosidad del cielo. Bajo estas condiciones, la producción de oxígeno durante el día será reducida, y las fluctuaciones normales en los niveles de oxígeno en el agua cambiarán (Meyer, 2004).

5.5.1 Gas carbónico (CO₂)

El anhídrido carbónico juega un papel muy importante en el medio acuático. Es indispensable para la actividad fotosintética e interviene en el equilibrio carbonatos-bicarbonatos, del que depende en gran medida la vida en las aguas dulces. En medio aerobio, la descomposición de los productos hidrocarbonados libera gas carbónico; en anaerobiosis hay formación de metano (putrefacción de residuos vegetales) (Auro, 2001).

El gas carbónico o dióxido de carbono normalmente se encuentra en el agua en bajas concentraciones. Puede ser encontrado en el agua de 3 formas: Dióxido de carbono libre (CO₂), Ion de carbono e Ion carbonato.

El CO₂ influencia directamente el pH del agua. A medida que el pH aumenta la concentración de CO₂ disminuye y viceversa (Ost Lopes, 2012).

Los peces pueden tolerar concentraciones elevadas de CO₂ en el agua mientras hay suficiente O₂ para su respiración. Pueden sobrevivir hasta concentraciones de 60 ppm de CO₂. Lamentablemente en la piscicultura cuando se experimentan concentraciones

elevadas de CO₂ en el agua, casi siempre el oxígeno está presente en concentraciones mínimas (< 1.00 ppm).

El CO₂ interfiere con el normal proceso de absorción de O₂ por los peces. La acumulación de CO₂ en el agua indica muchas veces, una cesación del proceso fotosintético en el estanque. En estas circunstancias, no habrá producción de O₂ por el fitoplancton y en seguida, no habrá suficiente oxígeno para la respiración de los peces.

Los problemas con altos niveles de CO₂ son comunes cuando existe una floración exagerada de algas en el estanque. Si ocurre una mortalidad de estas algas, resultara en niveles particularmente elevados de CO₂ en el agua debido a la falta de una producción de O₂ por fotosíntesis, y una aumentada liberación de CO₂ por el proceso de descomposición de las algas muertas (Meyer, 2004).

La determinación de CO₂ puede ser hecho por titulación o por medidores electrónicos disponibles en el mercado.



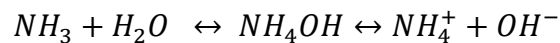
Figura 78. Medidor portátil de CO₂

5.5.2 Nitrógeno

Los contaminantes inorgánicos y orgánicos pueden ser producidos por los propios organismos introducidos (endógenos). El nitrógeno es uno de los elementos más importantes del metabolismo de los ecosistemas acuáticos. Esta importancia se debe principalmente a su participación en la formación de proteínas, componente básico de la biomasa. Cuando se presenta en bajas concentraciones, puede actuar como factor limitante en la producción primaria de los ecosistemas acuáticos (Auro, 2001).

En el ciclo del nitrógeno los primeros participantes son los peces, plantas y desechos orgánicos, formándose productos nitrogenados endógenos los cuales son traducidos como amonio NH_3 no ionizado (amoniac), más tóxico para los organismos acuáticos; amonio ionizado, NH_4 , que es atóxico, el pez lo elimina por medio de las branquias, piel y en algunos organismos a través de la orina (Auro, 2001).

La reacción de amoniaco en el agua es:



El amoniaco es muy tóxico para los peces mientras el amonio ionizado es relativamente inocuo, excepto a niveles muy elevados. Concentraciones de amoniaco tan bajas como 1 a 2 ppm pueden ser letales para los peces. Con 0.3 ppm de amoniaco en el agua, se puede impedir el crecimiento y normal desarrollo de los organismos acuáticos (Meyer, 2004).

El pH y temperatura regulan la proporción entre amoniaco y el amonio ionizado en el agua. Por cada incremento de una unidad de pH del agua, la proporción de amoniaco aumenta por aproximadamente diez veces. Las temperaturas elevadas también favorecen la formación de una proporción mayor de la forma tóxica en los cultivos.



Figura 79. Espectrofotómetro de laboratorio.

Cuando se cultivan los peces a muy elevada densidad de siembra y con alimento concentrado con alto nivel de proteína cruda, habrá eventualmente, una acumulación de amoníaco en el agua del recipiente. La remoción del exceso de amoníaco es lograda por procesos biológicos naturales (oxidación del NH_4^+ a nitritos y a nitratos), la remoción de los desechos sólidos del sistema (alimento no consumido y material fecal) mecánicamente (filtración de los sólidos o sedimentación), o por dilución (cambiar todo o parte del agua en el Sistema) (Meyer, 2004).

5.5.3 Alcalinidad y dureza

La alcalinidad es la concentración total de bases en el agua expresada como mg/L o ppm de carbono de calcio (CaCO_3). Las especies químicas importantes en la alcalinidad de aguas naturales son el bicarbonato (HCO_3^-) y el carbonato (CO_3^{2-}). Sencillamente, la alcalinidad es una medida de la capacidad de una muestra de agua de resistir cambios en su pH (Meyer, 2004).

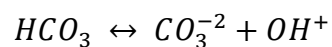
En los estanques de piscicultura, los bicarbonatos, los carbonatos, o ambos, son los mayores responsables de la alcalinidad medible. Los niveles de alcalinidad total en aguas naturales varían de <5 mg/l a >500 mg/l. Una disolución de piedras calcáreas y la mayor fuente de alcalinidad en aguas naturales (Abrunhosa, 2011).

La dureza es la concentración total de iones metálicos bivalentes en el agua, principalmente iones de calcio (Ca^{+2}) y de magnesio (Mg^{+2}), también expresada como mg/l de carbonato de calcio. La dureza en aguas naturales es derivada de la disolución de la piedra caliza (Meyer, 2004).

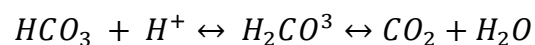
Comúnmente la alcalinidad y dureza tienen magnitudes similares porque el calcio, el magnesio, el bicarbonato, y el carbonato, en el agua son derivados. Todos en cantidades relativamente iguales del proceso de disolución de minerales de piedras y suelos. Los niveles deseables de alcalinidad y dureza en el agua usada en el cultivo de peces son entre 20 a 300 mg/l para cada parámetro (Meyer, 2004).

El bicarbonato es un amortiguador natural importante en mantener un pH adecuado en los estanques. En condiciones alcalinas el bicarbonato puede ceder un protón al agua actuando como un ácido. Mientras en condiciones de acidez puede absorber un protón actuando como una base.

Condiciones alcalinas



Condiciones de acidez:



La determinación de la dureza puede ser hecha por métodos químicos o por equipamiento electrónico. Los niveles de calidad de agua por la dureza son:

Cuadro 3. Clasificación del agua en cuanto a dureza y calidad

Clasificación del agua en cuanto a dureza y calidad	
Buena calidad	<150
Calidad media	150 - 300
Calidad aceptable	200 - 600
Difícil ablandamiento	>600

MIEB 2007/2008 (Abrunhosa, 2011).

5.5.4 Conductividad Eléctrica

La salinidad es la concentración total de iones disueltos en el agua. Es importante como parámetro que influye en el bienestar del cultivo acuático y en el ritmo de crecimiento y tasa de mortalidad de peces.

La salinidad es directamente proporcional a la temperatura, esto quiere decir que a mayor salinidad en el agua y mayor temperatura, la solubilidad será mayor por lo tanto aumentara la conductividad (Auró, 2001).

La sal disuelta reduce la capacidad del agua a mantener gas en solución. Es como las moléculas de sal ocupan los lugares donde el gas puede disolverse en el agua. Con una mayor concentración de sal en el agua, menos gas mantiene en solución. (Meyer, 2004). Las aguas superficiales presentan una baja salinidad. En aguas de pozos profundos presentan una salinidad alta. Para mejores resultados, antes de la utilización en estanques, la salinidad del agua debe ser medida (Ost Lopes, 2012).

Cuadro 4. Tipo de agua y conductividad

Tipo de agua y conductividad	
Agua de mar	35000 μ siemens/cm
Agua de terreno caliza	400-500 μ siemens/cm
Agua de terreno primario	20 μ siemens/cm
Lago de montaña	10 μ siemens/cm
Agua destilada	3.3 μ siemens/cm
Agua químicamente pura	0,036 μ siemens/cm

(Auró, 2001).

En la gran mayoría de los casos, no se puede modificar la salinidad del agua en los proyectos acuícolas. La salinidad afecta las relaciones osmóticas de los organismos. Ciertas especies acuáticas son capaces de adaptarse a fluctuaciones grandes de salinidad. Por ejemplo, los salmones son peces que nacen en el agua dulce, migran al mar para pasar parte de su vida allí, y luego, retoman al agua dulce para su reproducción (peces anádromos) (Meyer, 2004).

Hay varias especies eurihalinas de tilapias y de camarón. Por ejemplo, el *Litopenaeus vannamei* (camarón blanco del Pacífico) se adapta con facilidad a condiciones de agua salina. Esta especie presenta su mejor tasa de crecimiento durante la época lluviosa del año cuando el agua en muchas fincas del sur de Honduras tiene entre 15 y 25 ppt de salinidad. En varios países del mundo el camarón blanco es cultivado en agua dulce (< 1 ppt de salinidad) (Meyer, 2004).

5.5.5 Transparencia del agua

Es la capacidad de penetración de la luz en el agua. En nivel de penetración puede indicar la cantidad de plancton, o sea, cuanto menor transparencia mayor será la cantidad de

algas que el estanque posee, o que da una idea del nivel de carga orgánica del estanque, la cual a partir de un determinado punto pasa a ser peligrosa (Abrunhosa, 2011).

Dependiendo de la especie acuícola que se va a sembrar, existen requerimientos de transparencia en el agua del estanque, por ejemplo, la trucha requiere ver el alimento que se le proporciona para poderlo comer, de tal forma que la transparencia de las aguas para el cultivo de esta especie debe ser mayor que por ejemplo para la carpa, ya que esta especie posee 97umiorreceptores para el alimento en la punta de los bigotes, por lo que no es necesario que vea éste para poderlo encontrar (Auro, 2001).

La transparencia ideal del agua para piscicultura se encuentra normalmente entre 40 a 60 cm. En muchos estanques, con transparencia menor que 40 cm, puede indicar un exceso de materia orgánica (Abrunhosa, 2011).

Puede ser medida por el disco de Secchi, que es simplemente un disco blanco y negro con un diámetro de 25 cm. El disco está sujeto a un cordón graduado de 10 en 10 cm y un peso de plomo para que ayude en su inmersión, Si los valores fueran próximos o menores que 40 cm, se debe interrumpir o reducir los niveles de alimentación del estanque y/o el uso de fertilizantes. Y, también se debe promover una renovación de agua, que cuando es posible, ajusta los volúmenes de transparencia (Abrunhosa, 2011).

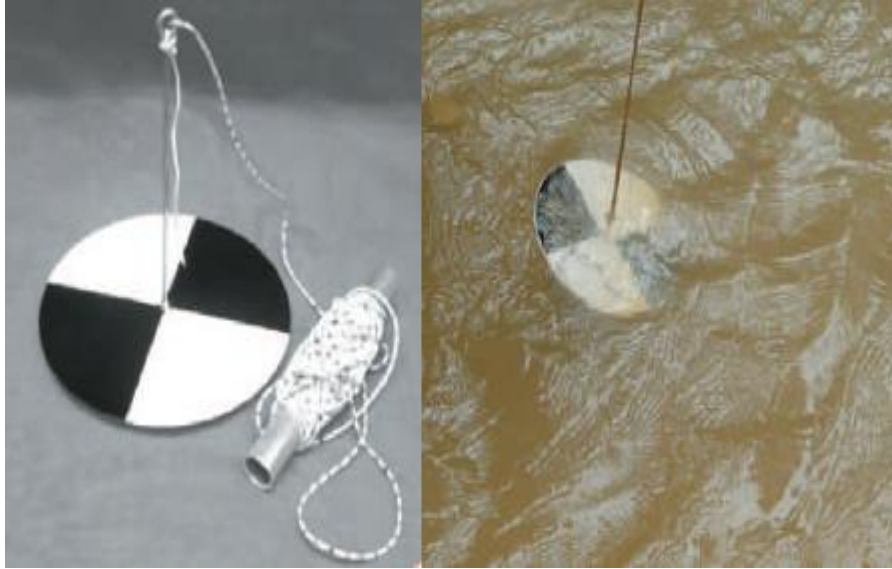


Figura 80. Disco Secchi.

5.5.6 Medidas de control de calidad de agua

Deben controlarse los parámetros físico-químicos del agua de cultivo, para lo cual es conveniente tener en cuenta las siguientes recomendaciones: (Merino et al., 2006)

Para disminuir la turbidez:

- Aplicar 35-40 mg/l de alumbre (sulfato de aluminio), cuidando que la alcalinidad es baja, debe encalarse para elevarla.
- Aplicar 2000-4000 Kg/Ha de paja seca o 2000 Kg/Ha de estiércol de animales.

Para mantener adecuados niveles de oxígeno:

- Mantener bajos los sólidos en suspensión (decantación, filtros).
- Aumentar la tasa de recambio de agua.
- Colocar aireación mecánica (caídas de agua, chorros, aireadores).
- Controlar el suministro de alimento.
- Manejar adecuadas densidades de siembra.

Para prevenir y controlar la acumulación indeseable de CO₂:

- Mantener un mínimo de alcalinidad total de 20 ppm.
- Aplicar 1.68 mg/l de hidróxido de calcio por cada mg/l de CO₂ a eliminar.
- Prevenir la estratificación termal utilizando aireación mecánica.
- Realizar intercambios de agua.

Para aumentar la dureza y la alcalinidad se recomienda:

- Agregar cal (dolomita, viva o muerta) rociada uniformemente sobre todo el fondo del estanque.

Para disminuir la dureza y alcalinidad se recomienda:

- Agregar arcilla de zeolita en polvo en el sistema de filtración.

Para la prevención y control de amonio:

- Limitar el suministro de alimento.
- Controlar el pH del agua, evitando valores cercanos a pH 8.
- Mezclar las aguas mediante aireación mecánica cuando los valores de pH se incrementan.
- Hacer intercambios de agua con aguas de mejor calidad.

Para prevenir la toxicidad de los nitritos es conveniente:

- Evitar concentraciones altas de amonio.
- Limitar el consumo del alimento.
- Mantener la dureza alta.
- Hacer recambios de agua.

Para prevenir y controlar el deterioro del agua resultado de los desechos de alimentación y exceso de materia orgánica se recomienda:

- Optimizar el suministro de alimento.
- Utilizar algicidas o sulfato de cobre (0.1 ppm por cada 10 ppm de alcalinidad) que reducen la cantidad de fitoplancton y las espumas que se producen en los estanques.
- Hacer recambios de agua.

5.6 Bibliografía

Abrunhosa, F. (2011). Técnico en Acuicultura - Piscicultura. Pará, Brasil: ETEC Brasil.

Auro, A. (2001). Principios de Acuicultura. México: Universidad Nacional Autónoma de México.

Merino, M., Salazar, G., & Gómez, D. (2006). Guia Práctica de Piscicultura en Colombia. Bogota, Colombia: Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural - INCODER.

Meyer, D. (2004). Introducción Acuicultura. Zamorano, Honduras: Escuela Agrícola Panamericano.

Ost Lopes, J. (2012). Técnico em Agropecuaria - Piscicultura. Floriano, Brasil: EDUFPI.

Capítulo 6

INSTALACIONES

6.1 Objetivos

Al finalizar esta lección el participante será capaz de:

1. Identificar las condiciones de plantación de un criadero.
 2. Listar las formas de disponibilidad de agua.
 3. Listar las construcciones en piscicultura.
-



6.2 Instalaciones

La piscicultura se puede practicar en tanques, estanques, en azudes, en jaulas o tanques-redes, en embalses, en el sistema raceways etc.



Figura 81. Sistema de raceways.

Para iniciar un proyecto de piscicultura y tener éxito en la actividad, es necesario estar atento a las condiciones de implantación, las cuales dependen fundamentalmente de los siguientes factores:

6.2.1 Terreno adecuado

Preferencia a los terrenos planos o con una declinación suave del 5% que permita la construcción de estanques con el mínimo movimiento de tierra (Ost Lopes, 2012).

Es importante no hacer represas mayores a 3 m por riesgo de derrumbes por la presión ejercida en la pared y por los costos que estas obras implican (Auro, 2001).

Dentro de las características que debe tener un terreno está la proximidad a la fuente de agua, ya que su traslado resulta sumamente caro (Auro, 2001).

La facilidad del acceso es un factor importante para el rápido traslado de huevecillos, larvas, postlarvas o crías a las instalaciones y la fácil salida del producto al mercado por ser producto perecedero (Auro, 2001).

Es conveniente que el terreno elegido este lo suficientemente alejado del margen de la fuente de agua para que las instalaciones no sean afectadas con los caudales máximos (desbordes o inundaciones), que el sitio sea despejado para que los rayos del sol lleguen libremente y que tenga el suficiente desnivel con la fuente para que los estanques puedan ser llenados y desocupados por la gravedad (Merino et al, 2006).

El sitio debe estar alejado de aquellos cultivos que requieran fumigaciones aéreas o manuales.

Debe estar lo más cerca posible a una casa con el propósito de evitar pérdidas por robos.

Según la topografía y la forma de captación, los estanques son:

- *De represamiento*: contruidos en un terreno inclinado por donde pasa una corriente de agua, en cuya parte se hace un muro de contención en tierra y palos o en concreto; en estos estanques no es posible controlar los volúmenes de agua, por lo que su manejo es complejo.

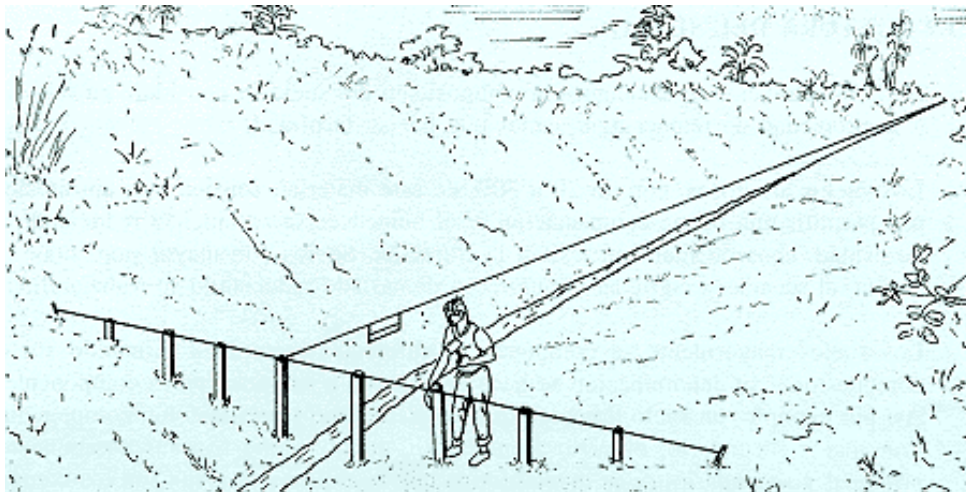


Figura 82. De represamiento (Ica, 2000)

- *De derivación*: son estanques ubicados en terrenos aledaños a la fuente (caño, río, laguna) de tal manera que el agua es conducida por tubería o canal abierto. La toma de agua se realiza por medio de una bocatoma que permite regular el caudal que entra a las instalaciones (Merino et al, 2006).

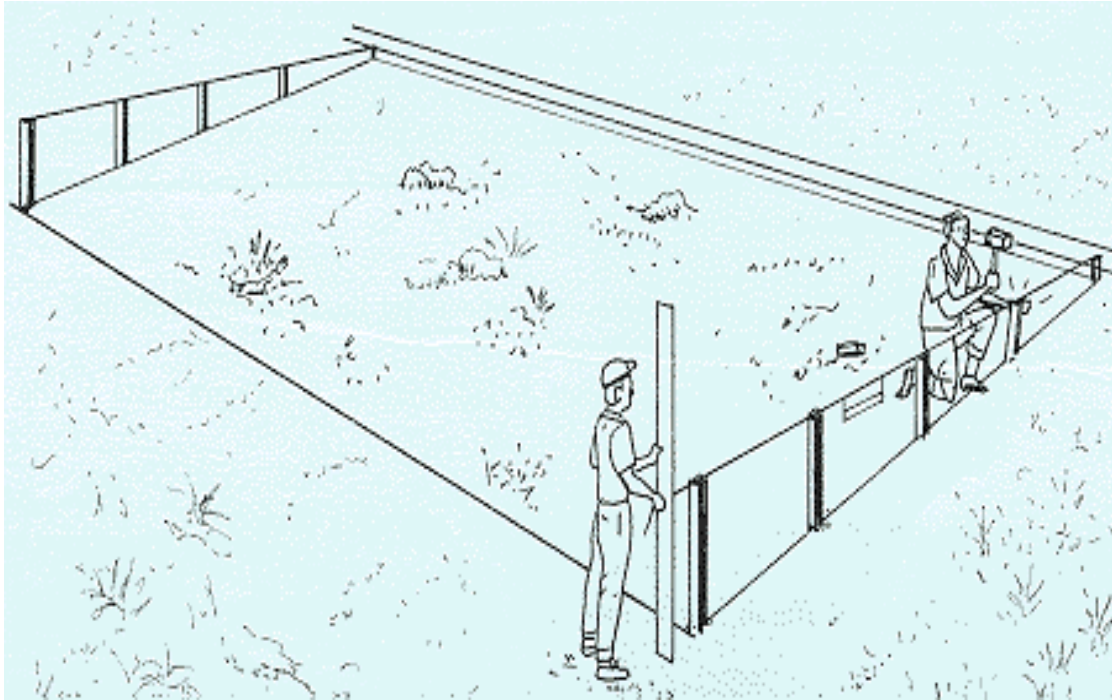


Figura 83. De derivación

6.2.2 Tipo de suelo

En la piscicultura, los mejores suelos son los semipermeables, es decir, intermediarios entre el arenoso y el arcilloso (Ost Lopes, 2012).

Dentro de la composición del suelo, los arcillosos son excelentes para la elaboración de estanques rústicos ya que son prácticamente impermeables, los suelos limosos son los segundos en preferencia por ser medianamente permeables y por último los arenosos que son los que presentan la mayor permeabilidad. La permeabilidad de la tierra está dada por la capacidad de porosidad al expandirse las moléculas cuando están húmedas. Los suelos rocosos son los menos deseables por ser requeridas instalaciones de cemento para los estanques (Auro, 2001).

Para analizar si un suelo es apto para la construcción de estanques existen dos pruebas sencillas:

- Una muestra de suelo del área donde estarán los estanques es humedecida con un poco de agua y amasada formando una bola que se lanza al aire; si al caer la bola no se rompe o agrieta sino más bien permanece compacta, indica que este suelo contiene una cantidad adecuada de arcilla y es impermeable. Es necesario realizar esta prueba en varios puntos dentro del área seleccionada.



Figura 84. Análisis de textura del suelo.

- Otro método es hacer 1 o 2 huecos (calicatas) de 50x50 cm de boca y 60 a 80 cm de profundidad, que son llenados de agua, reponiendo aquella que se ha infiltrado durante un día; si al día siguiente cada uno de ellos conserva más de la mitad del agua, el suelo es apto para construir estanques en tierra; de lo contrario, es mejor escoger otro sitio o calcular los costos para la impermeabilización con arcilla o geomembrana (Merino et al, 2006).



Figura 85. Calicata con agua

6.2.3 Disponibilidad del agua

El agua debe ser de buena calidad y de cantidad abundante.

La cantidad de agua deberá ser la suficiente para permitir la reposición de las pérdidas por evaporación, la infiltración y la renovación de los estanques. Las aguas superficiales de las fuentes, como ríos y arroyos, son las más utilizadas en la piscicultura y deben ser limpias, perennes y sin contaminantes (Ost Lopes, 2012).

Las fuentes de agua pueden ser diversas, teniendo características especiales, estas fuentes son:

Agua de Lluvia. De pende de la zona geográfica, clima y estación del año, dependiendo de ésta características puede estar distribuida en una sola estación de lluvias, en dos estaciones de lluvia o lluvias durante todo el año. El agua de lluvia se emplea para acuicultura extensiva o de subsistencia, de temporal, en donde se emplean solamente especies rústicas, en estanques profundos. Sus características son: pobre cantidad de oxígeno, poca densidad de peces por hectárea, lodosos y con turbiedad alta, con cambios bruscos de temperatura, pero alta concentración de plancton y nutrientes naturales. Para

su empleo es necesario su almacenaje o conducción por medio de canales (Auro, 2001).

Agua de manantial, Cuando llueve, el agua que cae en la superficie se filtra dentro del suelo y/o corre a lo largo de ésta. Parte del agua que se filtra dentro del suelo, es absorbida por la capa más alta y otra corre por debajo, cuando el agua se encuentra con una capa de roca impermeable, corre haciendo un manto acuífero subterráneo, cuando éste emerge a la superficie, se le llama manantial, el periodo en el cual el agua corre entre la tierra es muy variado, en ese tiempo se filtra y arrastra substancias en solución. El agua de manantial, es excelente para la acuicultura, ya que son limpias, de temperatura constante, pero pobres en oxígeno y nutrientes. Hay que tener cuidado que no sean termales. El agua de manantial dependiendo de su caudal, es empleado principalmente para explotaciones intensivas y semi-intensivas (Auro, 2001).

Agua de pozo artesanal. Cuando el manto acuífero no es muy profundo y no sale a la superficie, es posible la obtención del agua por medio de un pozo artesanal, en éste caso la obtención del agua es por medio del bombeo. Este tipo de fuente de agua, dependiendo del canal puede ser empleado para cualquier tipo de explotación acuícola. Las características son: baja cantidad de nutrientes, pobre en oxígeno, alta transparencia y dependiendo de su cauce puede estar contaminado con desechos orgánicos, insecticidas, etc. Por tal razón, es necesario hacer un estudio de contaminantes del agua antes de utilizarla en las explotaciones (Auro, 2001).

Ríos y Lagos. Las aguas que escurren por la tierra o cuando existe el nivel freático elevado en ciertas áreas van a formar los ríos y los lagos, y por acumulación de agua por diques elaborados por el hombre se forman las presas. Estas fuentes de agua pueden ser aprovechadas para efectuar cultivos ya sea por jaulas, cajas y cierre de determinadas zonas o por derivaciones para ser introducidas a estanques, **esta** fuente de agua puede ser aprovechadas para cualquier tipo de cultivo. Las características son: altas concentraciones de oxígeno, transparencia no estable, cambios de temperatura, gran cantidad de materia orgánica, gran cantidad de plagas y depredadores. Para cuantificar

el agua requerida para la explotación hay que tener en cuenta las pérdidas por filtración, evaporación y por el recambio de agua por día (Auro, 2001).

6.2.4 Infraestructura

Se debe observar la disponibilidad de energía eléctrica y si esta energía es constante o no. Las condiciones de carreteras, puentes, proveedores de insumos, alevinos, asistencia técnica, equipos, oficio también deben ser observadas para que no comprometan la producción (Ost Lopes, 2012).

6.2.5 Datos de meteorológicos

Registros anteriores de precipitación, temperaturas medias, insolación, vientos dominantes deben ser levantados por un período largo de tiempo, principalmente datos de inundaciones y sequías prolongadas para la correcta implantación de la piscicultura (Ost Lopes, 2012).

6.2.6 Construcciones

En este tema, vamos a estudiar algunos puntos importantes en las estructuras de las construcciones en piscicultura, sean de tanques o viveros. Inicio de la parte de construcciones, vamos a entender la diferencia entre estanques y tanques (Ost Lopes, 2012).

Los estanques son depósitos construidos en terreno natural, dotados de sistemas de abastecimiento y de drenaje.

Los tanques son reservorios cuya característica básica es de ser revestidos, sea de albañilería, piedra, ladrillos o concreto. Este revestimiento puede ser total o parcial, es decir, sólo en las paredes laterales. Son más caros que los estanques, pero presentan alta productividad. También son de bajo mantenimiento y gran durabilidad (Ost Lopes, 2012).



Figura 86. Estanques y tanques.

- Canales de abastecimiento de agua. El abastecimiento se da por gravedad o con uso de bombas de abastecimiento. La entrada del agua puede ser con canales de teja o albañilería, o con uso de caño de PVC de alta presión. Los canales de suministro deben colocarse en el extremo y en la parte superior del tanque (Ost Lopes, 2012).

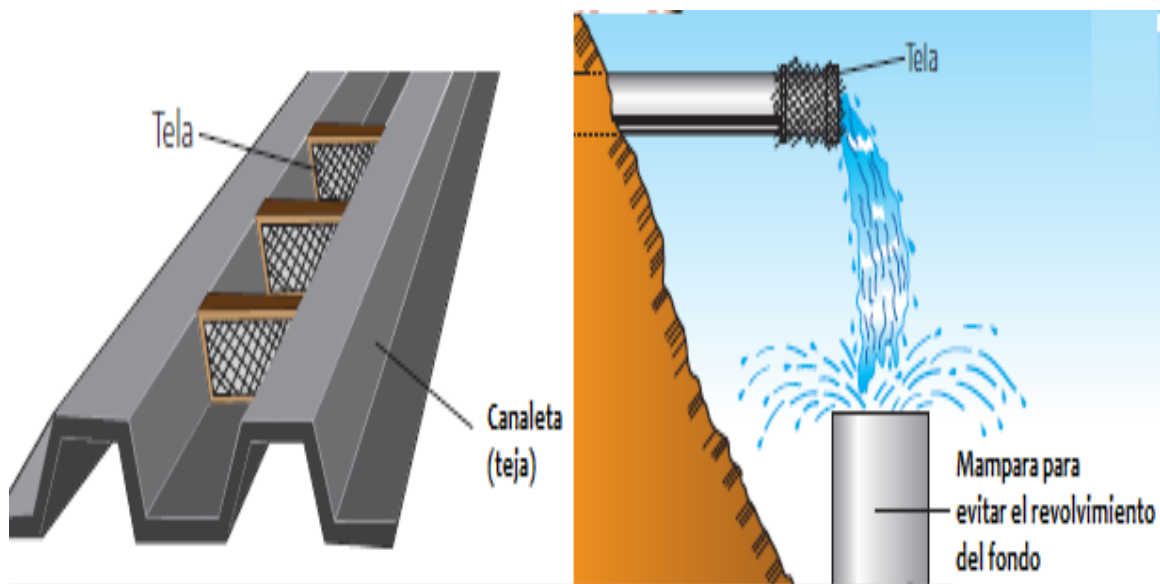


Figura 87. Canaleta de teja y tubos de PVC

- Filtro biológico. Tiene la función de evitar la entrada de otras especies nocivas al cultivo, como depredadores, e impedir la entrada de troncos, hojas, fango, etc. Generalmente, son de grava (Ost Lopes, 2012).

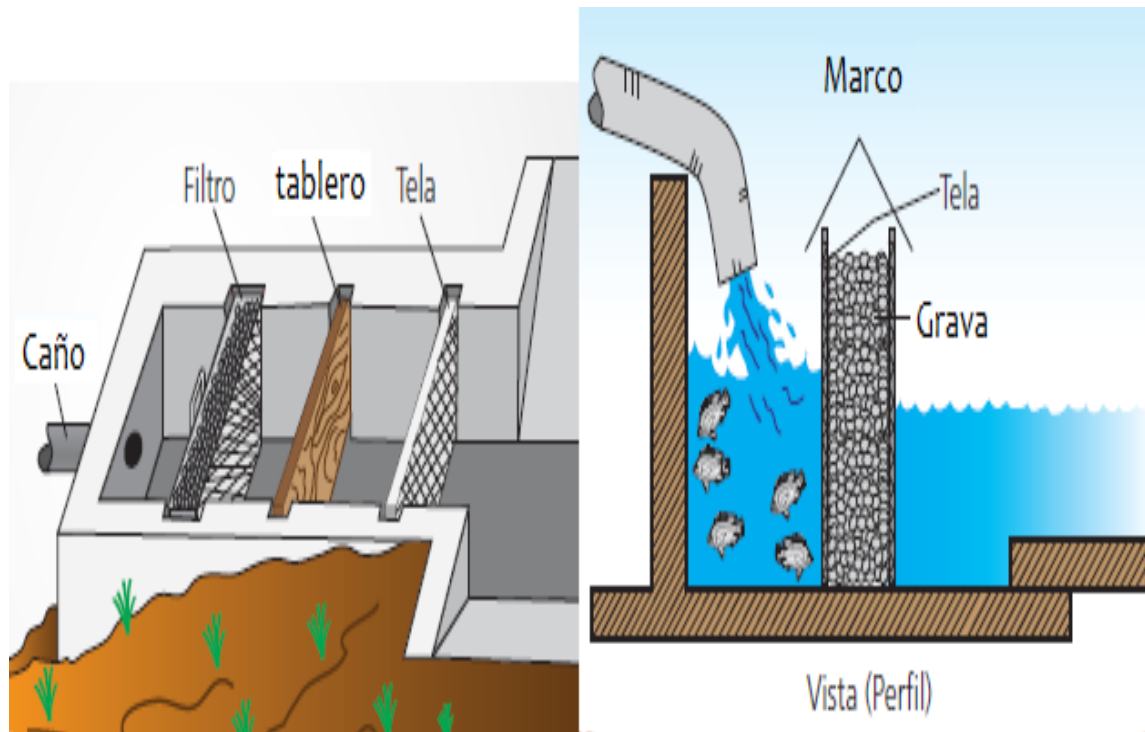


Figura 88. Filtro en tanques y en canal de abastecimiento.

- Salida del agua. Las estructuras de salida del agua deben estar en la parte más baja del tanque para que el mismo pueda ser totalmente drenado. Estructuras de salida del agua pueden ser del tipo codo o rodilla y la conocida como monje.

El sistema de flujo en vasos comunicantes conocido como monje es el más indicado para tanques de piscicultura. Los monjes se pueden construir externa o internamente a los tanques (Neto, 2008).

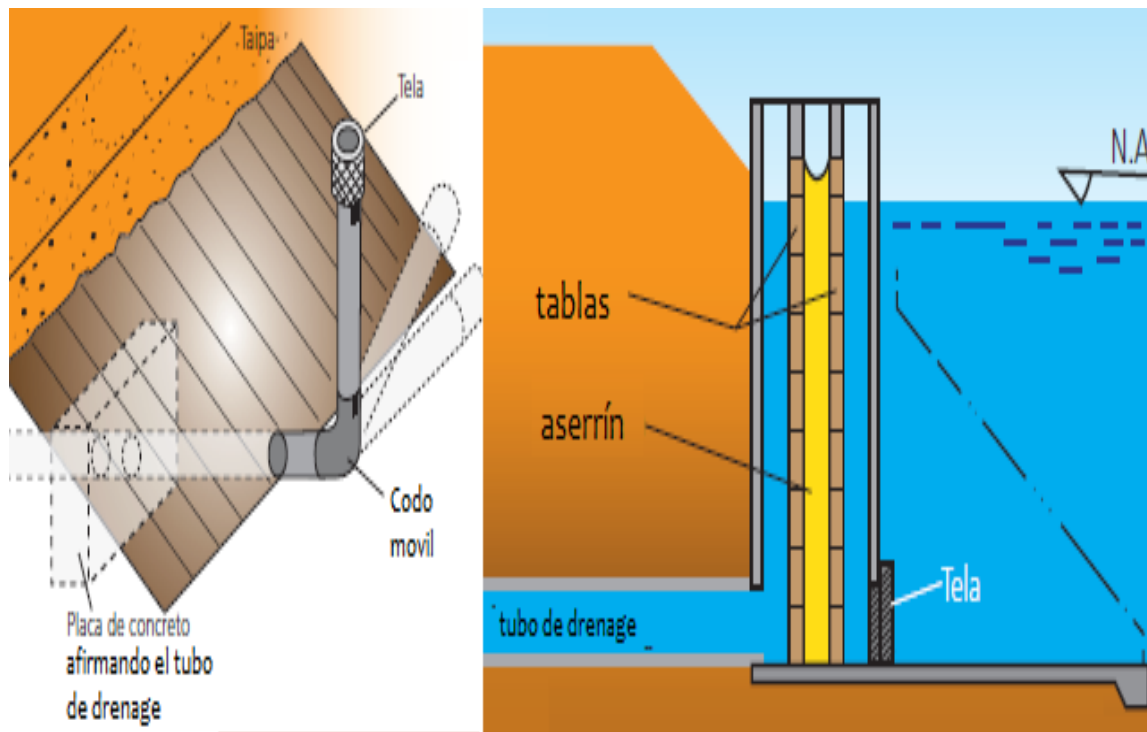


Figura 89. Tipo codo y tipo monje

- Pendiente. La pendiente es un factor relevante en la construcción de los tanques. El lecho del tanque debe presentar una pequeña inclinación en el sentido de las paredes laterales para el centro. En el sentido longitudinal, hacia el flujo, debe haber una inclinación del 1,5% para facilitar la limpieza y drenaje total del tanque (Ost Lopes, 2012).

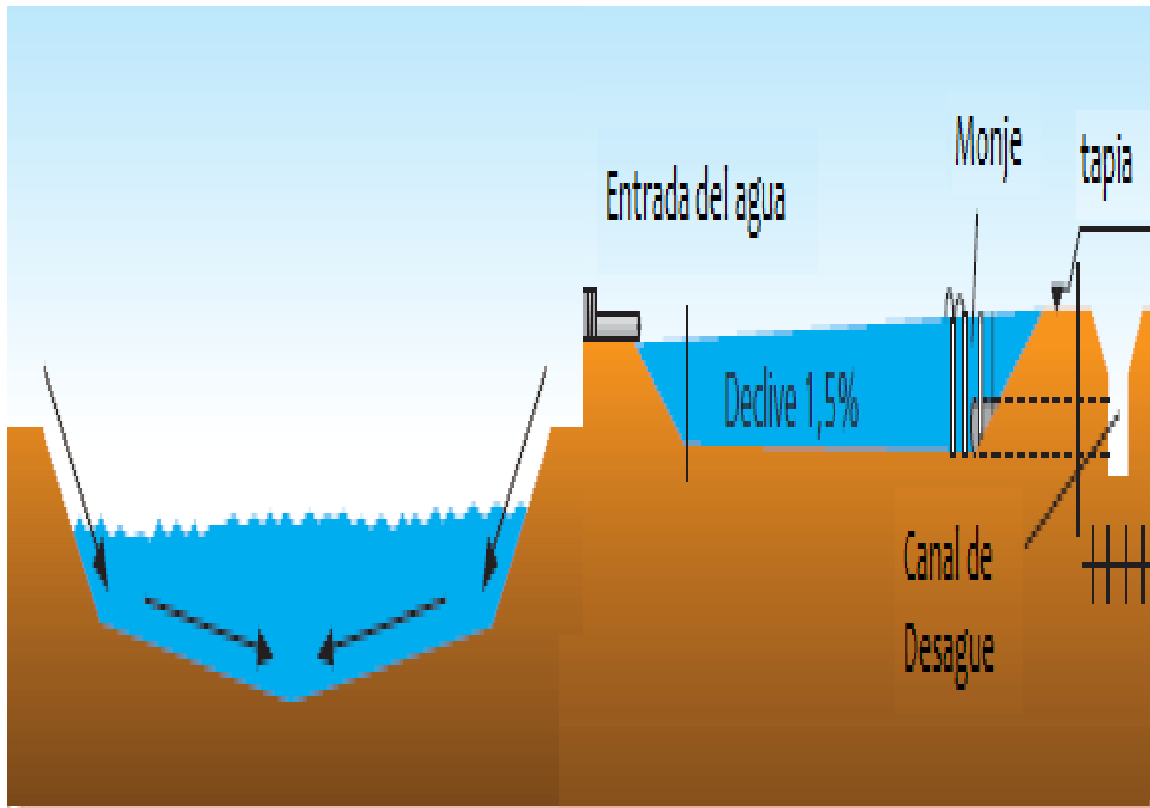


Figura 90. Inclinación en el centro y pendiente en el tanque

6.3 Bibliografía

Auro, A. (2001). Principios de Acuicultura. México: Universidad Nacional Autónoma de México.

Merino, M., Salazar, G., & Gómez, D. (2006). Guía Práctica de Piscicultura en Colombia. Bogotá, Colombia: Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural - INCODER.

Neto, E. (2008). Apostila Piscicultura. Cuiaba, MT: UFMT - FAMEV.

Ost Lopes, J. (2012). Técnico em Agropecuaria - Piscicultura. Floriano, Brasil: EDUFPI.

Capítulo 7

PREPARACIÓN Y MANEJO DEL ESTANQUE

7.1 Objetivos

Al finalizar esta lección el participante será capaz de:

1. Identificar prácticas de preparación de estanques.
2. Listar prácticas de manejo de peces.
3. Listar las medidas para el transporte de peces.



7.2 Preparación y Manejo de Estanques

Un estanque nuevo debe ser previamente curado (llenado y corregido de filtraciones) antes de siembra. Si presenta filtraciones en muy pocas cantidades, la siembra y cultivo de los animales favorece el sellado; las filtraciones intermedias se pueden corregir con apisonamiento manual y abonados fuertes (estiercol de gallina, vaca o cerdo) y vegetación (pasto, hojas de platano cortadas) teniendo la preocupación de desocuparlo antes de sembrar los animales para evitar el exceso de abono y posteriormente llenarlo; cuando tiene filtraciones graves es necesario el uso de maquinaria y/o adición de sellantes (por ejemplo, bentonita) para arreglarlos (Merino et al., 2006).

Un estanque ya usado debe ser preparado para el nuevo cultivo de la siguiente manera:

7.3 Encalado

Después de las cosechas es conveniente eliminar el exceso de fango del engorde anterior, cuidando donde dejar un poco para incentivar la productividad primaria para el nuevo cultivo; el estanque vacío se deja al sol por lo menos 3 días para eliminar organismos indeseados. Si el cultivo anterior presento enfermedades y mortalidades, se aplicara al estanque cal viva en una proporción de 500 Kg/Ha (si el pH del suelo es neutro) y de 1000 a 2000 Kg/Ha (si el pH es ácido); el estanque tiene que estar vacío pero aún húmedo en el momento de aplicación y luego de 3 días al sol se inicia el llenado (Merino et al., 2006).



Figura 91. Encalado de estanque

Después del vaciado y exposición al sol del vivero, se inicia la aplicación en toda área del vivero de la cal, pudiendo ser: cal virgen o cal hidratada, calcáreo dolomídico o calcáreo calcífico. Además de la corrección de la acidez del suelo, el calado ayuda en la no proliferación de organismos indeseables que vengán a competir en el futuro por alimentos con los peces (Ost Lopes, 2012).

7.4 Fertilización

El abonamiento o fertilización del agua se utiliza para incrementar la producción biológica, es decir, aumentar la disponibilidad de alimento natural a los peces. Puede ser de tres tipos:

- Abono orgánico - utiliza abono orgánico proveniente de estiércol de animales generalmente, de pollos y cerdos (Ost Lopes, 2012).

Los abonos orgánicos más usados son el estiércol de animales de campo, los cuales se aplican generalmente a razón de 1000 – 2000 Kg/Ha de gallinaza, 500 – 2500 Kg/Ha de estiércol de cerdo, o 2000 – 3000 Kg/Ha de estiércol de vaca, en una sola aplicación, una semana antes de la siembra en los estanques de levante y de

engorde. Si el agua es muy clara, la aplicación se repetirá hasta 3 veces, con dos semanas de diferencia (Merino et al., 2006).

Otro tipo son los abonos verdes, que son plantas terrestres o acuáticas recién cortadas, las cuales activan la producción primaria en los estanques en descomposición; se deben sumergir en el agua, amarradas en grupos y retirar sus desperdicios cuando se empiezan a pudrir (Merino et al., 2006).

- Abono inorgánico - los más utilizados son los nitratos y los fosfatos. Cuando se compara con la fertilización orgánica, es más cara y más fácil su aplicación por utilizar menores cantidades (Ost Lopes, 2012).

Los fertilizantes inorgánicos (10-30-10, triple 15, etc.) se aplican de acuerdo con la composición de los mismos y con las necesidades, pero en términos generales puede ser de 15 – 30 Kg/Ha (Merino et al., 2006). Nitrogenados 50 – 70 kg/ha (Nitrato de amonio), 50 kg/ha (Nitrato de sodio) y Fosforados 70 kg/ha (Superfosfato triple) (Auro, 2001).

- Abono mixto - utiliza abono orgánico e inorgánico (Ost Lopes, 2012).

Si el del terreno y de las aguas es ácido, la fertilización es mejorada aplicando cal agrícola. Se aplican de 2000 a 2500 Kg/Ha después de la cosecha y limpieza del estanque y antes del llenado; si se ha usado cal viva, no es recomendable usar cal agrícola. Si el terreno es neutro o básico, no es recomendable la aplicación de cal, pues el pH del agua se eleva considerablemente y produce daño a los peces de cultivar, caso en el cual es mejor utilizar solo abonos orgánicos (Merino et al., 2006).

De los alimentos concentrados consumidos por los peces, entre el 80 y 85% de los nutrientes son nuevamente como material fecal y orina, incluyen fosfatos, amonio y CO₂, los cuales promueven la formación de fitoplancton y zooplancton. Estos producen un

deterioro critico en la calidad del agua, presentándose la baja de oxígeno disuelto que se manifiesta en horas de la madrugada (Merino et al., 2006).

Una forma de establecer si un estanque está suficientemente fertilizado es midiendo la turbidez causado por el plancton con un disco de secchi. La profundidad adecuada esta entre 30 a 50; si es mayor de 50 cm el agua es muy transparente y se requiere fertilización; si es menor de 30 cm el agua tiene exceso de abonamiento y por tanto es necesario hacer recambio de agua prontamente (Merino et al., 2006).

Cuadro 5. Fertilización de estanques

Tipo de fertilizante	Origen / Fuente	Dosis diaria (gxm ²)
Abono orgánico	Estiércol de vaca	9.5 a 20
	Estiércol de gallina ponedora	4.5 a 8.5
	Estiércol de cerdo	4.5 a 15
Abono químico	Sulfato de amonio	7.5 a 9.5
	Super fosfato triple	15 a 25
	Nitrato de amonio	0.5 a 2.5

(Balduena, 2011)

7.5 Llenado del estanque

En el llenado del estanque es importante verificar si el sistema de abastecimiento de agua está provisto de protección contra la entrada de huevos y larvas de pescado (filtro mecánico). Si no existe este sistema de filtración instalado se recomienda colocar la pantalla de malla fina (pantalla mosquitera de 0,5 mm) a la tubería de entrada de agua. Esta pantalla debe ser instalada formando una gran bolsa, y ser limpiada periódicamente para evitar obstrucciones (Sant'ana de Faria, 2013).

Cuando el volumen de agua alcanza la mitad o dos tercios del total del estanque, es importante monitorear su calidad por medio de la medición de la temperatura, oxígeno, transparencia y pH. Estando los parámetros dentro de los estándares adecuados, se puede hacer el poblamiento con alevines (Sant'ana de Faria, 2013).

7.6 Control de plantas acuáticas

Varios factores contribuyen a la proliferación de plantas indeseables en el vivero. Herbicidas y algicidas sólo se pueden emplear después de la retirada manual del exceso de plantas y algas, y siempre bajo orientación de un profesional cualificado. Las medidas siguientes ayudan en el control de plantas no deseadas en la piscicultura:

- Construir el estanque con una profundidad mínima de 80 centímetros parte más baja.
- Controlar la renovación del agua de los tanques para mantener la transparencia entre 30 y 60 centímetros (medida del disco de Secchi).
- Controlar las dosis y la frecuencia de los fertilizantes.
- Mantener pantallas de protección en la entrada de agua de los estanques para dificultar el acceso de macrófitas y algas filamentosas.
- En el caso de que se hayan instalado en el estanque poblado, efectuar su remoción poco a poco, con ayuda de las redes de arrastre, pujas, cestos y las cuerdas. En los criaderos sin pescado es conveniente el vaciado para facilitar la remoción. La introducción de peces herbívoros, como la carpa de pasto, también puede ayudar en el control de ciertas plantas agua.

7.8 Densidad

La densidad de almacenamiento (número de peces / m²) varía de acuerdo con la especie, etapa de desarrollo y tamaño de los peces, sistema de crianza empleado, calidad y cantidad de agua y capacidad de soporte del estanque. En la piscicultura es común el uso de los términos cría, recría y terminación o engorde para cada fase de desarrollo de los peces. A continuación, se encuentra la densidad recomendada para cada una de las fases.

- Alevinado: fase de desarrollo desde post-larva o alevino hasta juveniles (hasta 30 gramos / individuo). Se recomienda una media de 100 unidades / m² de estanque.
- Recría: fase de desarrollo de 30 a 300 gramos. Se recomienda hasta 5 juveniles / m² de estanque.
- Terminación o engorde: comprende la fase de juvenil hasta el momento peso de sacrificio (de 800 gramos a 1 kg para tilapia, y por encima de un kilo para las especies nativas). Se recomienda de 1 a 3 juveniles / m² de estanque con renovación de agua, y de 3 a 6 juveniles en estanques con renovación de agua y utilización de aireador. Sin embargo, algunas pisciculturas están utilizando de 10 a 15 peces / m². (Sant'ana de Faria, 2013).

7.9 Manejo de peces

7.9.1 Siembra

En la producción de peces la liberación de los alevines en los estanques de producción, es la actividad de manejo más crítica. Esto es debido a que los peces no regulan su temperatura corporal (son poiquiloterms), por dicho motivo la influencia del ambiente externo es determinante en su fisiología, pudiendo causar la muerte si no se toman las precauciones debidas (Balbuena, 2011).

El transporte de peces vivos es una operación delicada. Postlarvas y los alevines se pueden embalar en bolsas de plástico, y juveniles y adultos deben transportarse en caja de transporte (transfiera), tanques o bombonas apropiadas. Para el éxito en el transporte los peces deben estar en ayuno de como mínimo 24 horas, en el caso de los alevines, juveniles y adultos. Se necesitan agua de buena calidad y presencia de oxígeno durante el período del viaje.

Ver las condiciones de transporte ideales para cada rango de edad.

- Larvas - deben estar bien acondicionadas en envases plásticos (bolsas de 50 a 60 litros), protegidas de la luz y del calor. De esta forma, se transportarán por un período de tolerancia de hasta 24 horas. El envase debe contener, en promedio, 20 mil larvas

distribuidas en un cuarto del volumen de la bolsa con agua y su resto completado con oxígeno.

- Alevinos - La cantidad de individuos por envase depende de la especie y del tamaño, pero se recomiendan unos 300 individuos con hasta 2 centímetros y un máximo de 200 individuos con 3 a 4 centímetros. Para el transporte a granel, cuando bien acondicionados, con aireación continua y adecuada calidad del agua, pueden ser transportados por hasta 20 horas. En una caja de mil litros pueden ser transportados cerca de 20 mil alevinos de 3 centímetros (alrededor de medio gramo).
- Juveniles - pueden ser transportados de 150 a 200 kilos de peces (más de 30 gramos cada uno) en una caja de mil litros. Sin embargo, el tiempo de transporte cae a tres horas.
- Adultos - Para los peces adultos, el tiempo de transporte varía la cantidad de peces colocada en la caja de mil litros. Este forma, para 250 kilos de peces vivos, el viaje puede durar hasta 3 horas, y para 350 kilos no se aconseja que el tiempo de viaje más de dos horas. (Sant'ana de Faria, 2013).

La misma consiste en la liberación de larvas o alevines al medio de cultivo, considerando la adaptación paulatina de los ejemplares al nuevo ambiente. Por lo tanto se realizará tomando ciertos recaudos: (DINARA, 2010).

- No se debe proceder a la liberación sin antes corregir las temperaturas entre el ambiente en que se transportan y el medio receptor. Las bolsas de transporte se sumergen cerradas y luego de unos minutos se abren sin liberar los peces de forma de permitir el ingreso de aire hasta que las temperaturas del agua de la bolsa y del estanque se hayan igualado. (15 minutos aproximadamente) evitando la posibilidad de muerte por choque térmico.

- Luego se procede a permitir en forma lenta el ingreso de agua del estanque dentro de la/s bolsas plásticas.
- Finalmente se liberan al medio dejando que salgan por sí solos.

7.9.2 Inspección visual diaria

La observación diaria de la conducta de los peces, principalmente durante la alimentación, es importante para detectar situaciones anormales en la población del estanque. Los peces domesticados presentan patrones de movimientos en el agua que indican situaciones que ponen en peligro la sobrevivencia o disminución en la respuesta biológica deseada (Balbuena, 2011).

Lo ideal y recomendable es recorrer y observar los estanques a primera hora de la mañana antes de la salida del sol y en los horarios de alimentación. Para ello se considera fundamental disponer de alimento, pues los peces vendrán en la superficie para tomarlo (Balbuena, 2011).

Es importante que el productor se habitúe a observar diariamente el ambiente de cultivo, para de esta manera detectar cualquier problema y poder actuar en consecuencia (DINARA, 2010).

Cuadro 6. Observaciones útiles a realizar

Peces	Agua	Vegetación	Estructura	Depredadores
Nado (no debe ser en espiral, errático y no de lado). Ubicación de peces en	Coloración indicada marrón-verdoso (medir transparencia de agua)	Control de crecimiento de macrófitas y microalgas	Limpieza de filtros de ingreso y salida del agua	Vigilar presencia y ahuyentar depredadores (aves sobrevolando el estanque puede

estanque (en la caída no es normal)	Olor y aspecto general del agua.			indicar peces enfermos)
En días nublados y luego de lluvias intensas prestar atención al oxígeno disuelto.	Nivel del agua en el estanque (si es necesario reponer o controlar exceso)			
Presencia de alimento no consumido.				
Aumento de peso y talla.				
Signos de lesiones.				

(DINARA, 2010)

7.9.3 Capturas de control

En los estanques de alevinaje y engorde se recomienda realizar capturas de control y registros biométricos cada 15 días. Dicha práctica favorece para realizar los ajustes de alimentación, lo cual permitirá ofrecer la cantidad adecuada de alimento acorde a la biomasa estimada para cada cuerpo de agua (Balbuena, 2011).

Se deberá llevar una planilla de registro, donde quede constancia del peso y la longitud individual de los ejemplares, así como de sus condiciones sanitarias generales como: coloración, estado de las aletas, presencia de parásitos, lesiones en la piel, etc. (DINARA, 2010).

Cuadro 7. Planilla de registro de muestreo

Fecha	Nro. de estanque	Peso	Longitud	Observaciones

El mejor método para saber cuánto alimento se debe suministrar diariamente es mediante el muestreo de una parte de la población, que posteriormente será reintegrada al estanque. El mismo consiste en capturar un número de ejemplares que sean representativos del cultivo (entre el 10% y el 15%). Con la información obtenida, se calcula el peso medio individual que, multiplicado por el número total de animales del estanque se obtiene el valor de biomasa. Esto nos permite ajustar la ración diaria a suministrar según el porcentaje que corresponda (DINARA, 2010).

Ejemplo:

Peso promedio = 60 g

Número de peces en el estanque = 1.000

Biomasa Total del estanque = 60 x 1.000 = 60.000 g

Para calcular el porcentaje de alimento a proporcionar, se deberá considerar el peso medio de los ejemplares.

Cuadro 8. % de ajuste de ración según peso promedio (20 °C)

PESO PROMEDIO EN GRAMOS	% DE RACIÓN
<5	8
5-20	6
20-50	5
50 -100	4
100 -200	3.5

Entonces:

$$60.000 \text{ g de biomasa} \times 4\% \text{ (según cuadro 8)} = 2.400 \text{ g}$$

Por lo tanto, la cantidad de ración a distribuir en el día será de 2.400 g.

En los primeros estadios el alimento debe ser proporcionado varias veces al día. En la etapa larval y luego de reabsorbido el saco vitelino, se deberá suministrar cada dos horas los primeros cuatro días. Posteriormente se podrá reducir a cinco veces por día. Se recomienda que el alimento suministrado en esta etapa posea un porcentaje elevado de proteína bruta (entre 28-56%), conjuntamente con fibras, vitaminas y minerales, cuya granulometría sea adecuada para el tamaño de la boca del pez (DINARA, 2010).

En la etapa de alevín se suministra hasta tres veces al día, y de juvenil-adulto la ingesta será una vez al día, durante seis días a la semana. Aún en los casos de emprender un cultivo extensivo, si se desea acelerar y mejorar el crecimiento de los animales, se puede complementar la alimentación natural con alimento artificial (DINARA, 2010).

Otro aspecto incluido es el control sanitario. En los momentos de captura, el profesional o técnico tiene la posibilidad de observar detenidamente a una muestra de peces y detectar casos patológicos que podrían poner en riesgo la vida de todos los peces en el estanque. En esta práctica, las parasitosis externa, lesiones bacterianas y presencia de hongos se pueden observar a simple vista y aquellas sospechosas de otras enfermedades se pueden remitir al laboratorio (Balbuena, 2011).

7.9.4 Traslado

Mover los peces de un estanque a otro cuando sea necesario (separación por tallas o lotes, por ejemplo), es un manejo rutinario en un centro piscícola. El traslado se puede realizar utilizando camillas, tanques, baldes o bolsas plásticas. Al movilizar los individuos, sin importar el tamaño, debe evitarse la manipulación excesiva e innecesaria, siendo ideal disponer de un guante de algodón o toalla para manipular los ejemplares (Balbuena, 2011).

Los animales acuáticos son muy sensibles a la manipulación por la cubierta mucosa que tienen y les sirve de defensa, de tal forma que al ocasionar lesiones sobre ella, se predispone a la entrada de gérmenes patógenos. Por eso se debe trasladar los peces solo cuando realmente es necesario (Balbuena, 2011).

7.9.5 Cosecha

En un centro piscícola, los peces se cosechan cuando han alcanzado el tamaño deseado por el productor. En una granja productora de alevines, la colecta se realiza cuando los pececillos han alcanzado el tamaño de siembra para la siguiente fase productiva (entre 3

y 10 cm, dependiendo de la especie), en cambio los peces de engorde se capturan cuando han alcanzado el tamaño comercial y son destinados a la faena (Balbuena, 2011).

Esta actividad se realiza por diversas razones:

- cuando los peces han alcanzado el tamaño y peso esperado por el productor, según los requerimientos del mercado.
- para autoconsumo (DINARA, 2010).

Para reducir e incluso suprimir las pérdidas ocasionadas en la cosecha, selección y demás manipulaciones posteriores, se deberán tener las siguientes precauciones:

- suprimir la alimentación uno o dos días antes de la cosecha
- realizar la cosecha preferentemente en horas tempranas de la mañana, aprovechando la temperatura más baja, excepto cuando el tiempo está nublado o lluvioso
- disponer de instalaciones adecuadas para la selección y mantenimiento de los peces cosechados para evitar que se lesionen
- lavarlos con abundante agua limpia antes de introducirlos en los recipientes de transporte (DINARA, 2010).

La cosecha la puede ejecutar el productor de dos formas:

Cosecha total: Consiste en retirar todos los peces que se encuentran en el estanque. Dicha práctica se realiza para: Consumir, comercializar y manejo o traslado preventivo por invasión de especies no deseadas o predatoras. La cosecha total generalmente se acompaña con el vaciado y secado del estanque (Balbuena, 2011).

Cosecha parcial: La captura de una parte de la cantidad de ejemplares del recinto se considera cosecha parcial. Esta se efectúa para consumo periódico, monitoreo y evaluación, traslado para alivianar la carga poblacional, ventas parciales, ajustes de ración, selección de reproductores, etc. La pesca parcial puede realizarse con atarrayas

o redes de arrastre y generalmente no se requiere bajar el nivel del agua del estanque (Balbuena, 2011).

7.9.6 Transporte

El movimiento de los peces puede realizarse a través de sistemas cerrados o abiertos. El sistema cerrado consiste en que los ejemplares son ubicados en recipientes o embalajes herméticamente cerrados, se crean ambientes apropiados en el interior que garanticen la sobrevivencia durante el transporte. El material más utilizado en la actualidad es la bolsa plástica insuflada con oxígeno, en la cual se transportan alevines y en algunos casos ejemplares adultos (Balbuena, 2011).

El sistema abierto consiste en la movilización a los peces en recipientes abiertos con agua. En el contenedor, cuando se adiciona oxígeno disuelto al agua, permite ubicar mayor cantidad de biomasa de pez y permite el transporte por más distancia (Balbuena, 2011).

Factores que se deben considerar para el manejo de los peces:

- a. Disponer de personal, equipos y materiales suficientes para realizar el trabajo, programando con suficiente oportunidad.
- b. Programar el manejo de los peces en horas frescas o nubladas, para evitar la acción directa del sol sobre los ejemplares y no exponer a temperaturas muy altas o bajas fuera del estanque.
- c. Contar con agua limpia o de reposición para casos de emergencia.
- d. Disminuir la temperatura del agua a 18-20° durante el transporte, para reducir el stress de los organismos.
- e. Impedir el ofrecimiento de alimento por lo menos veinticuatro horas antes de ejecutar el manejo previsto.
- f. Emplear la densidad adecuada (depende de la especie y la etapa de vida).
- g. Evitar el contacto directo de la mano con los peces, para evitar lesiones, se recomienda la utilización guantes de textiles suaves.

7.10 Bibliografía

Auro, A. (2001). Principios de Acuicultura. México: Universidad Nacional Autónoma de México.

Balbuena, E. (2011). Manual Básico de Piscicultura para Paraguay. Asunción, Paraguay: MAG - FAO.

Merino, M., Salazar, G., & Gómez, D. (2006). Guía Práctica de Piscicultura en Colombia. Bogotá, Colombia: Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural - INCODER.

MGAP-DINARA-FAO. (2010). Manual Básico de Piscicultura en Estanques. Montivideo, Uruguay: Ministerio de Ganadería, Agricultura y Pesca.

Ost Lopes, J. (2012). Técnico em Agropecuaria - Piscicultura. Floriano, Brasil: EDUFPI.

Sant'Ana de Faria, R. (2013). Manual de criação de peixes em viveiro. Brasília: CODEVASF.

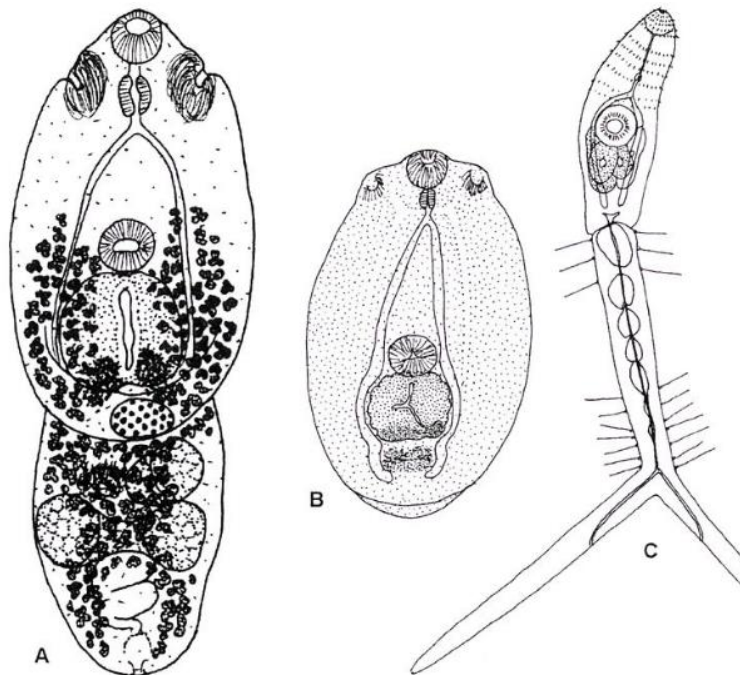
Capítulo 8

ENFERMEDADES EN PECES DE AGUA DULCE

8.1 Objetivos

Al finalizar esta lección el participante será capaz de:

4. Identificar características de un pez sano.
 5. Listar origen de enfermedades.
 6. Listar tipos de enfermedades.
-



8.2 Enfermedades en peces de agua dulce

8.2.1 Importancia de la sanidad

La acuicultura se enfoca en la producción de alimentos y la conservación de especies acuáticas controladas (Pouilly 2004), por ello es muy importante hablar y conocer sobre la sanidad de estos organismos y el equilibrio de su hábitat, esta sea en ecosistemas naturales ligados a la contaminación que afecta la red trófica y ecosistemas destinados a la producción de especies ornamentales y comerciales, siendo la sanidad un pilar fundamental para alcanzar las metas comerciales por su impacto en la salud y el desarrollo de sus poblaciones acuícolas ya que los agentes etiológicos provocan enfermedades que pueden afectar negativamente el rendimiento evitando el crecimiento y ganancia de peso de especies acuícolas provocando pérdidas económicas y deterioro del medio ambiente, es por eso, que impartimos en este capítulo, sobre la prevención, control y erradicación de las enfermedades que afectan principalmente a los peces dulceacuícolas. Brinda información para una mejor comprensión de los distintos factores que intervienen en la transmisión de las enfermedades y mejorar medidas de control y prevención según Chabacan 2003.

8.3 Característica de un pez sano y enfermo.

Pez sano

- Reflejo de fuga
- Natación vigorosa
- Reflejo de la aleta caudal
- Coloración brillante
- Presencia de mucus
- Ojos normales, húmedos
- Branquias rojo brillante sin mucus

Peces enfermos

- Letargia
- Pérdida de apetito

- Se alejan del cardumen y nadan independientemente
- Natación lenta y errática
- Los peces se frotan en las paredes, piedras y otros sustratos
- Se coloca en lugares con mayor oxigenación
- Modificación del color: Oscurecimiento de la piel principalmente en el dorso y/o palidez
- Opérculos abiertos
- Exoftalmia y/o ojos hundidos
- Enrojecimiento de ojos sobre todo en infecciones bacterianas
- Hidropesía
- Mucosidad abundante
- Distinción abdominal
- Petequias en aletas pectorales
- Formaciones vesiculares con contenido sanguíneo
- Ulceras en la piel
- Branquias pálidas, cianóticas, blancas y con bastante mucus
- Inflamación de escamas
- Nódulos grisáceos y blanquecinos en la piel y órganos internos
- Fluido serosanguinolento en la cavidad visceral
- Focos hemorrágicos en hígado, intestino, grasa pilórica y musculatura
- Pseudomembrana que cubre órganos de la cavidad celómica

8.4 Origen de las enfermedades.

8.4.1 Calidad del agua.

Temperaturas bajas (< a 8°C) y/o muy altas (>a 30°C) alteran el metabolismo de los peces en general cuando las temperaturas son bajas consumen menos alimento. Oxígeno disuelto en el agua esta debe ser mayor a 5 mg/l cuando es menor provoca estrés, inanición, boqueo, engrosamiento de labios, se oscurecen, crecen barbillas entre otros síntomas. El pH (6 a 8) es la medida de la concentración de iones de hidrógeno en una solución que en este caso es el agua esta varia según los requerimientos de cada especie,

cuando esta fuera del rango los peces dejan de comer, presentan natación errática. Nitritos debe ser < a un 1 mg/L. Conductividad entre 85 a 530 $\mu\text{S}/\text{cm}$ (FAO 2014).

8.4.2 Cantidad y calidad del alimento.

Es importante que el alimento suministrado sea de calidad de acuerdo a los requerimientos nutricionales de cada especie en base a la cantidad de proteínas, vitaminas, minerales, grasas y carbohidratos, el equilibrio de los requerimientos nutricionales mantiene el sistema inmunológico adecuado, evitar toxicidad de los alimentos por manejo inadecuado ligado a la humedad. La cantidad y frecuencia de alimentación depende de la especie de organismo acuático, calidad de agua como la temperatura, densidad poblacional entre otros.

Enfermedades por deficiencia nutricional según (Steffens 1988).

- Deficiencia de ácidos grasos esenciales: ácido linolénico y linoleico las consecuencias baja eficiencia reproductiva, estrés, anemia, distrofia muscular, degradación de páncreas, vejiga natatoria subdesarrollada.
- Exceso de carbohidratos (>a 20%) hay hiperglicogenosis perjudicando el funcionamiento normal del hígado y los peces dejan de comer afectando el crecimiento y ganancia de peso.
- Deficiencia de vitamina A: Erosión de la cabeza y la línea lateral, predispone a una parasitosis.
- Deficiencia de vitamina B12: Provoca necrosis branquial, opérculo y bordes de aletas, pérdidas de escamas.
- Deficiencia de vitamina K: Participa en la formación de proteínas que coagulan la sangre su deficiencia provoca mala circulación sanguínea y forman depósitos de calcio en las venas.
- Deficiencia vitamina D: Afecta la coloración del pez hay cianosis o púrpura, hay malformación de aletas.
- Falta de celulosa: La celulosa se obtiene de las algas que se transforman en azucares

8.4.3 Densidad poblacional.

De acuerdo a la especie, esta no debe exceder los estándares requeridos en cada especie ejemplo en el caso de producción de truchas tienen un promedio de 10kg/m², en peces tropicales de 1 a 3 kg/m² dependiendo de la disponibilidad de oxígeno disuelto del agua (FAO 2014).

8.4.4 Inadecuada desinfección y limpieza.

Importante considerar la presencia de vectores, microorganismos que resultan ser perjudiciales para la producción ya que inducen a las enfermedades, se recomienda realizar el manejo de estanque con el uso de cal en una dosis de 50 a 150g/m² dependiendo de la humedad, sal de 10 a 20% dejar en el estanque durante 3 días, yodo 2 ml/10L de agua y otros.

Existe acumulación de materia orgánica que provienen de alimento desechado y excretas que puede llegar a un grado de eutrofización disminuyendo el oxígeno disuelto disponible para los peces.

8.4.5 Factores biológicos.

Tenemos: Parasitarias, micóticas, bacterianas y virales

a. Enfermedades parasitarias

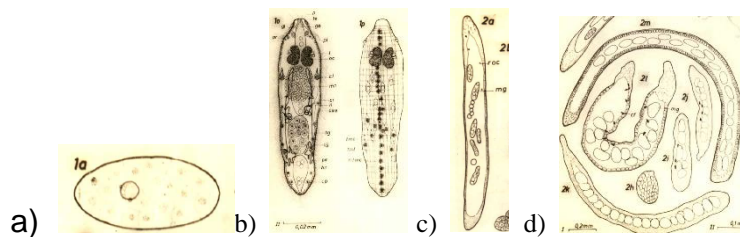
En ecosistemas dulceacuícolas se registra Diplostomiasis, punto blanco y ligulosis

Diplostomiasis. Enfermedad producida por metacercarias de trematodos digeneos del género *Diplostomum*, que producen opacidad del cristalino, se conoce también como catarata verminosa o enfermedad del ojo blanco. Existen estudios relacionados con la infestación de *Diplostomum* spp. en cerebros de peces de agua dulce como el pejerrey (*Odontesthes bonariensis*); trucha arcoíris (*Oncorhynchus mykiss*); y carachi (*Orestias*

agassizii, *O. olivaceous* y *O. luteus*) (Siegmund *et al.*, 1997, Ibañez *et al* 2014, Sarmieto. 2014, Dejoux 1991).

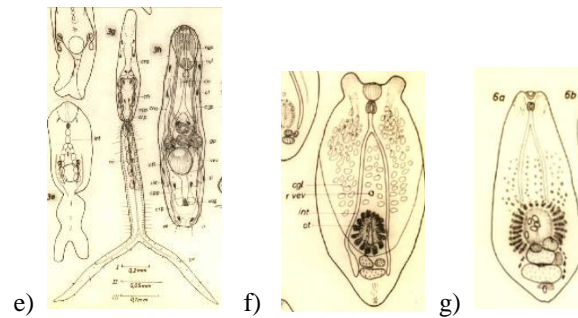
Mueller (1972) trabajó con *Orestias* estos peces presentan notables protuberancias craneales, podrían haber sido infestados por larvas de *Diplostomum* de especies diferentes (*Diplostomum mordax* y *Tylodelphys destructor*). La penetración, migración y agregación de cercarías y metacercarias en el cerebro y ojos de los peces, ocasiona: hemorragias, inflamación, ceguera, deformación de columna, tumores cerebrales, compromete la interacción social y bienestar del pez al obstaculizar su capacidad de evasión de predadores, alimentación inadecuada y haciéndolo vulnerable a la pesca al afectar la vejiga natatoria y ocasionando la muerte de sus hospedadores (Heckmann, 1992; Bakal *et al.*, 2005; Vásquez *et al.*, 2011; Murrieta, 2018; Palacios *et al.*, 2018; Vital *et al.*, 2018).

Figura 92. Fases larvianas de *Diplostomum compataceum*



Fuente: Ostrowski (1973) reportado en Gutiérrez 2023 tesis de grado

Nota: a) Huevo: mide: 81-105/46-56 μ de grosor uniforme 0.7 μ en escala I. b) Miracidios: ligeramente aplastados en escala II. Miden 108-121/27 μ . c) Esporoquiste madre: miden 710-1300/53-137 μ . d) Esporoquiste hijo: cuya longitud dentro de la madre de 650 μ (sin producir metacercarias). Contienen entre 13 a 18 masas germinales que dan origen a las cercarias. Cuando forman metacercarias miden 1405-3410/62-155 μ (Ostrowski, 1973).

Figura 93. Fases larvarias (continuación)

Fuente: Ostrowski (1973) reportado en Gutiérrez 2023 tesis de pregrado MVZ

Nota: e) Cercarias: el cuerpo mide 250/52 μ el tronco caudal 246 μ y las furcas 245 μ de largo. f) Metacercaria: en general conservan similitudes de las cercarias en cuanto a tamaño y la forma. El tracto digestivo, la ventosa ventral y los esbozos genitales no sufren modificaciones. g) Adulto: miden hasta 2.5 mm de largo (Ostrowski, 1973).

Se describe que los causantes de la diplostomiasis en globo ocular y cavidad craneana de los peces de agua dulce como el carachi, pertenecen a la familia Diplostomidae con los géneros y subgéneros *Diplostomum*, *Austrodiplostomum* y *Tylodelphys*. (Rosser et al. 2016).

La prevalencia, abundancia y microepidemiología abarca componentes relacionados a la genética, respuesta inmune de los hospedadores, presencia de una barrera biológica formada por tejidos y sangre que impide la migración de leucocitos (Stein y Streilein, 2002; Locke et al., 2010) y el medio ambiente donde se desarrolla la infestación (Kleiman, 2004). Por otro lado, una infestación elevada es capaz de generar un decremento en la taza fértil del pez e incide en cuanto al peso y talla, dejándolos por debajo de los índices promedios. Esto se debe al tipo de alimentación del parásito: mucus, detritos celulares e incluso la sangre del hospedador (Flores y Flores, 2003).

Las metacercarias de *Diplostomum* ocasionan diversas patologías que dependerán de la especificidad de hospedador, así como la elección de órganos en los cuales se asientan. Las enzimas que poseen son utilizadas durante la penetración del tegumento y en el proceso de migración de las cercarias hacia el cerebro u ojos de los peces. (Heckmann, 1992).

Ciclo biológico del Diplostomum spp.

Utiliza hospedadores definitivos (Podicipedidae, Laridae, Anatidae, Phasianidae, Ciconiidae y Anhingidae) según Gutiérrez 2023. El primer hospedero intermediario es un caracol pulmonado de agua dulce de las familias Lymnaeidae y Planorbidae. Se sabe hasta el momento que no hay gran variedad de moluscos que intervengan en el ciclo (Grobbelaar et al., 2014). Acorde con Choque (2020) esas son las dos familias de moluscos que más abundan en bofedales del Lago Titicaca, siendo Lymnaeidae numerosa frente a Planorbidae (Niewiadowska y Niewiadowska-Bugaj, 1995; Grobbelaar et al., 2014; García et al., 2015). El segundo hospedero intermediario donde se encuentran las metacercarias son peces de distintos géneros como (*Odontesthes bonariensis*, *Oncorhynchus mykiss*, *Salmo trutta*, *Orestias agassizii*, *O. olivaceus*, *O. luteus* y otros) García et al., 2015; Blasco et al., 2016; Ostrowsky, 2017; Vital et al., 2018; Bakal 2005).

Los peces mencionados pueden albergar varias especies de metacercarias (Niewiadowska y Laskowski, 2002) su ubicación es variada. Pueden hallarse en los lentes del ojo, humor vítreo, retina, globo ocular, cavidad craneana y corporal, saco pericárdico o incluso en la vejiga natatoria de los peces afectados.

La siguiente figura representa el ciclo biológico de *Diplostomum spathaceum* (Rudolphi, 1819), cuya reproducción sexual tiene lugar en el intestino delgado de aves ictiófagas como las gaviotas.

Figura 94. Ciclo biológico de *Diplostomum spathaceum* (Rudolphi, 1819)

Fuente: Hakalahti et al. (2006).

El miracidio penetra en los caracoles donde se desarrollan los esporoquistes madre y los esporoquistes hijas. Luego forman redias y luego cercarias con colas bifurcadas, faringe y dos o más pares de glándulas salivales cefálicas (Ostrowsky, 2017).

Posteriormente las cercarias penetran en el pez, perforan la superficie y pierden la cola. Finalmente proceden a enquistarse y sufren una metamorfosis que conduce a su fase de larva (metacercaria) (La Rue, 1926, Mamani 2015).

La existencia de aves como *Rollandia microptera*, indica la disponibilidad de alimento (peces del género *Orestias* y *Trichomycterus*) y las condiciones para la subsistencia son favorables (Blanco y García, 2018). Green y Figuerola (2003) mencionan que las poblaciones de aves no son afectadas sólo por una variable ambiental, si no por un conjunto de ellas donde intervienen: la disponibilidad de alimento; comportamiento de cada ave; y época del año.

Villwock (1994), Sáez y Blázquez (1999) destacan la presencia del zambullidor endémico *Centropelma micropterum*, *Rollandia microptera*, patos (*Anas cyanoptera*) y gaviotas (*Larus serranus*) en lugares con presencia de plantas acuáticas (macrófitas) y espejos de agua Gutiérrez 2023.

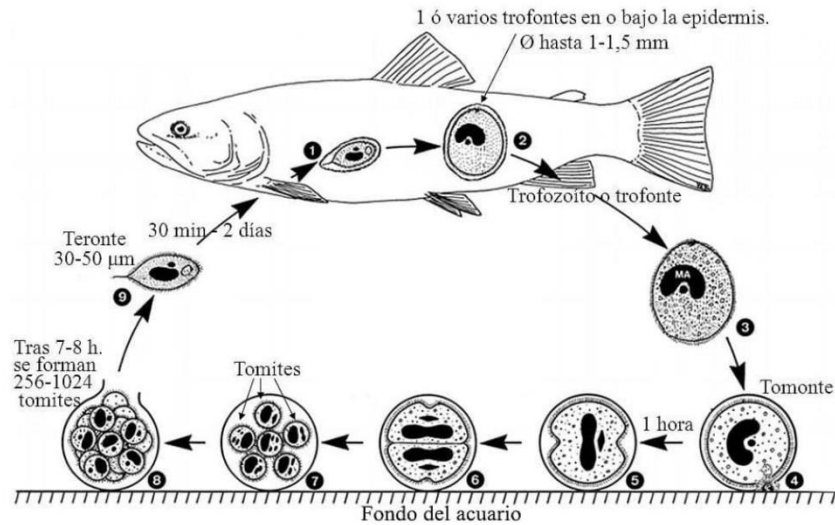
También indican que entre las familias de aves en el lago Titicaca se pueden mencionar a: Rallidae, Podicepsidae, Laridae, Charadriidae, Recurvirostridae, Phalaropodidae, Ciconiidae, Tyrannidae, Hirundinidae, Motacillidae, Fringillidae y Furnariidae, en las cuales se desarrollan los parásitos adultos del orden Strigeatoidea con el inicio de la partenogénesis y hermafroditismo característico de estos parásitos (La Rue, 1926).

Punto blanco: Causado por un protozoo ciliado *Ichthyophthirius multifiliis* unicelular mide hasta 1 mm, afecta la epidermis, aletas y branquias; se alimenta de la piel y tejidos del pez, (parásito introducido a Bolivia por especies exóticas entre 1940 y 1950), enfermó y mató a 18 millones de Orestias con una enfermedad conocida como "Ich" (Wurstbaugh y Tapia, 1988; Villwock, 1994). Los protozoarios se alimentan de bacterias, productos o desechos de otros organismos, algas y otros.

Signos:

- Aumento de secreción de mucus
- Rascado en paredes, piedras, plantas y otros
- Puntos blancos de 05 a 1 mm de diámetro que se aprecia más en aletas y branquias si aumenta la temperatura del agua se extiende a otras regiones del cuerpo.
- Repliegue de aletas
- Cuando se alojan en las branquias dificultan la respiración de los peces
- En la última etapa hay cianosis, pasan a estar inactivos en el fondo y finalmente mueren

CICLO DE LA ENFERMEDAD DEL PUNTO BLANCO



Cuando el parásito madura se desprende del pez e inicia con el Trofante libre en el agua, se fija en el sustrato pierde las cilias y genera una capa gelatinosa protectora (quiste) denominada Tomonte esta etapa se divide asexualmente formando entre 1000 a 2000 células hijas (Terontes) dependiendo de la temperatura (25°C) puede durar entre 3 a 90 días, luego rompe la membrana y se desplazan buscando un nuevo hospedero. Cuando ingresa en contacto con el pez se aloja en 24 horas en la membrana basal causada por la acción de la enzima hialuronidasa ayudado por los pseudópodos del parásito y forma una capa gruesa de manera que el medicamento no pueda penetrar la piel, esta se alimenta de células epidérmicas necrotizadas y los líquidos intestinales. Los terontes elementos infectantes están cubiertos por cilios (pelillos) en forma de pera mide entre 18 y 50 micras es frágil y si no encuentra rápidamente un pez en 96 horas mueren. En otras ocasiones el protozoo solo llega hasta el mucus del pez cuando su sistema inmune es bueno. Cuando el oxígeno del agua es bajo este protozoario puede dividirse sin pasar por la fase de quiste y deben encontrar un nuevo hospedero en 30 horas de lo contrario mueren, periodo oportuno para realizar tratamiento.

Prevención

- Evitar estrés que conlleva a una inmunodepresión
- Secado de estanques y acuarios infectados

- Evitar cambios bruscos de temperatura ($>$ a 3°C)
- Mantener niveles bajos de amoníaco y nitritos (<1 mg/L)

Tratamiento

- Aumentar a temperatura del agua a 28 y 29°C para romper el ciclo del parásito
- Apagar luces en los acuarios
- Mejorar la alimentación de buena calidad
- Aumentar la aireación
- Cambiar los peces y desinfectar los acuarios y estanques entre 8 y 15 días colocar sal (NaCl) de 5 a 7g/L .
- Aplicar metronidazol $250\text{mg}/30\text{L}$ de agua directo al acuario
- Baños de agua salada (10g/L de agua) 8 días
- Cloramina ($\text{g}/15\text{L}$) por 2 a 4 horas
- Neguvón al 2.5% de 3 a 60 minutos
- Sulfato o clorhidrato de quinina concentrado 30 mg/L cada 12 horas 3 dosis, puede disminuir la capacidad reproductiva de los peces y matar las plantas.
- Acriflavina, colorante $1\text{g}/100\text{L}$ de agua
- Penicilina 200 UI cada 500L de agua

Ligulosis: Causado por un cestodo *Ligula intestinalis* que afecta principalmente a *Orestias ispi* puede alcanzar hasta un 30% del peso vivo del pez (Consumor 2004), el gusano adulto puede medir entre 10 y 100 cm de longitud y 1.2 cm de ancho que se aloja en el intestino delgado de aves ictifagas hospedero definitivo y en el segundo hospedero intermediario un largo promedio de 12 cm , el parásito presenta un extremo anterior redondeado, escolex triangular y un estróbilo que no tienen segmentos definidos; tiene un surco medio en cada una de la superficies tanto dorsal y ventral que diferencia el género. La infección por *L.intestinalis* puede tener efectos perjudiciales en los peces hospederos que afecta el crecimiento poblacional del ispi provocando esterilidad o disminución de la capacidad reproductiva según Bocangel 1999.

Ciclo biológico.

Los huevos son liberados en las heces de los hospederos definitivos que son aves ictiófagas estas eclosionan en el agua y las larvas comienzan a nadar en busca del primer hospedero intermediario que son los copépodos, los peces ingieren a este crustáceo infestado y la larva rompe la pared intestinal y pasan a la cavidad del pez, las aves ictiófagas hospederas definitivos (desarrolla el cestodo maduro), se infestan cuando ingieren estos peces. En la patogenia el intestino se inflama, presenta abundante mucosidad y puede llegar a obstruirse; produce la destrucción de la mucosa intestinal, exudado en la cavidad del cuerpo, anemia, crecimiento lento y natación errática. La prevención evitar alimentar con tubifex y copépodos (Garvia 2009).

Tratamiento en manejo controlado

- Levamizol 100 mg en 25g de alimento alimentar 3 a 5 días.
- Mebendazol baños entre 2 a 3 días en una concentración de 100 a 200g/L de agua.
- Piperazina mezclar 25mg en 10g de alimento de 5 a 10 días.
- Praziquantel 100mg en 25g de alimento durante 7 días

Estas dosis solo son guías

b. Enfermedades causado por hongos

Saprolegniasis: Provocado por el hongo cutáneo del genero Saprolegnia

Entre las medidas preventivas buena calidad del agua, evitar la sobrepoblación, depresión inmunológica, materia orgánica, lesiones en el cuerpo, mantener desinfectado los estanque o acuarios, infección secundaria por la bacteria Flexibacter (Mantilla 2004). Afectan principalmente en las branquias, tolerantes a grandes rangos de temperatura de 3 a 33°C, (Bruno *et al.* 2010). La Saprolegnia es considerada generalmente un patógeno secundario, también puede actuar como primario, atacando a través de sus esporas los tejidos epidérmicos.

Comenzando generalmente por la cabeza y las aletas, extendiéndose por toda la superficie del cuerpo, causando necrosis celular con daño cutáneo y epidérmico.

Atacan a ovas de peces en incubación, cuando se presentan mortalidades por ovas débiles o no fecundadas.

El hongo penetra la membrana afectando la ova aquellas que no fueron fertilizadas, y se produce la proliferación a través del agua a otras más cercanas, causando la muerte (Romero, 2003).

Los daños externos producidos por heridas, parásitos o enfermedades que afectan a la piel puede abrir la vía de infección por el hongo Saprolegnia, a peces de cualquier edad y a cualquier temperatura.

Después de 48 horas las hifas se hacen visibles y aparecen los síntomas incluyen manchas o "copos", masas blancas o filamentos sobre la piel, pueden ser pequeños o estar confinados en la base de la aleta o pueden ser extensivas, los micelios negrozan tejidos, alteran la osmorregulación; en casos graves los peces pueden volverse apática, perder el apetito y morir.

Tratamiento

- El tratamiento en los peces puede realizarse por inmersión, baños prolongados, flujo constante o goteo sobre todo en las incubadoras y oral para tratar enfermedades infecciosas sistémicas.
- Para la profilaxis, desinfección y control de infecciones micóticas en peces criados en sistemas controlados, los más utilizados en algún momento fueron el verde de malaquita, formalina, peróxido de hidrógeno permanganato de potasio, ácido acético y yodo.
- Tópico con dicromato de potasio al 1% (g/100 ml de agua)
- Permanganato de potasio al 10% (10g/ml).
- Azul de metileno (g/100ml)
- Baños de sal 15 a 30g/L sumergir 20 segundos, cada 24 horas 4 veces.
- Tripaflavina (g/100L)

- Povidona 1:1
- Para huevos solución yoduro de potasio (g/20L) baños de 6 a 12 horas
- Para desinfectar utensilios verde malaquita (g/10L) o lavandina
- Nistatina (100 000 UI/20L) y ketoconazol (200 mg/30L).
- Cambio de agua en un 50% dos veces cada 48 horas.

El más eficaz fue el verde malaquita, pero por su toxicidad y efectos secundarios su uso en la actualidad es inviable.

Existen baños de corta duración en disoluciones concentradas y de larga duración en disoluciones diluidas, las truchas permanecerán sumergidas en una disolución de verde malaquita de 1 g/180 litros de agua. El tratamiento más frecuente para las ovas es preparar una disolución al 2% y utilizar la dilución adecuada de esta añadiendo directamente al agua que pasa a través de las bandejas de incubación (Godoy, 2002).

c. Enfermedades bacterianas

Enfermedad de agua fría: Denominado putrefacción de aletas, enfermedad del pedúnculo, síndrome del alevín el agente causal es una bacteria *Flavobacterium psychrophilum* con frecuencia en salmónidos que residen a bajas temperaturas (<a 8°C). Las causas hiperpoblacion, mala calidad del agua, lesiones traumáticas y mala limpieza. (Gelera 2013).

Signos y síntomas

- Los peces infectados presentan lesiones en la piel del dorso pierde su aleta dorsal, provoca erosión grave en la aleta caudal
- Aletas oscuras, desgarradas, divididas, rotas, hemorrágicas, con manchas rojas.
- Letargo e inapetencia
- Presentan exoftalmia
- Piel oscura
- En alevines de truchas puede alcanzar hasta un 60% de mortandad

- Natación errática
- Aleta caudal negra
- Deformidades de la columna

Tratamiento

- Baños con compuesto de amonio cuaternario
- Permanganato de potasio
- Sulfato de cobre
- Peróxido de hidrógeno
- Terramicina
- Metronidazol 250 a 400 mg/40L

d. Enfermedades virales

Necrosis pancreática infecciosa. Se manifiesta más en la etapa de alevines de 2 a 12 semanas de edad, entre los síntomas más relevantes abultamiento de abdomen, exoftalmia, pigmentación oscura, natación en espiral.

Septicemia hemorrágica viral; se registró en *Salmo trutta* probablemente como hospedero natural, con una mortalidad alta, presenta anorexia, natación errática, abdomen hinchado.

Necrosis hepatopoyética infecciosa; La causa principal temperaturas bajas < a 8°C, entre los signos clínicos exoftalmia, palidez branquial, abdomen hinchado, heces en cadena (Brown. 2000).

8.5 Bibliografía

- Bakal, R., Hickson, B., Gilger, B., Levy, M., Flowers, J., y Khoo, L. (2005). Surgical removal of cataracts due to *Diplostomum* species in gulf sturgeon (*Acipenser oxyrinchus desotoi*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 36(3), 504- 508.
- Blanco, D., y García, J. (2018). Breeding season diet and prey selection of the Titicaca Grebe *Rollandia microptera* (Aves: Podicipedidae). *Ararajuba*, 26 (1), 40-47.
- Blasco, I., Poulin, R., y Presswell, B. (2016). Morphological description and molecular analyses of *Tylodelphys* sp. (Trematoda: Diplostomidae) newly recorded from the freshwater fish *Gobiomorphus cotidianus* (common bully) in New Zealand. *Journal of Helminthology*, 91 (03), 332–345. doi: 10.1017/s0022149x16000298.
- Bocángel, D., & Larrea, D. (1999). Algunos aspectos sobre la prevalencia del plerocercario de *Ligula intestinalis* en *Orestias ispi* del lago Titicaca. *Ecología en Bolivia*, 23-27.
- Chavarán, A. M., & Castro, L. A. (2003). *Manual de Medicina Veterinaria Acuicola*. México D.F.: Universidad Nacional Autónoma de México.
- Choque, S. (2020). Calidad ecológica en humedales con caracoles portadores de *Fasciola hepática* en el municipio de Huarina. *Apthapi*, 6 (3), 2057- 2069.
- Dejoux, D. e Iltis, A. (Eds.). (1991). *El lago Titicaca síntesis del conocimiento limnológico actual*. La Paz, Bolivia: ORSTOM.
- (FAO). 2014. *Manual práctico para el cultivo de la trucha arcoíris*. Guatemala
- García, L., Mamani, M., Gómez, V., y Huallpa, J. (2019). Assessment of the Water Quality of Lake Titicaca: A Review. *Journal of Environmental Protection*, 10(10), 1117-1144.
- Flores, E. (2003). *Lago Titicaca y la convención de Ramsar*. Society for Conservation Biology.
- Gelera R., (2013) *microbiología general UVG*.
- Green, A., y Figuerola, J. (2003). Aves acuáticas como bioindicadores en los humedales. *Ecología, manejo y conservación de los humedales* (pp. 47-60). Instituto de Estudios Almerienses.

- Grobbelaar, A., Van As, L., Butler, H., y Van As, J. (2014). Ecology of diplostomid (Trematoda: Digenea) infection in freshwater fish in southern Africa. *African Zoology*, 49(2), 222–232. doi: 10.1080/15627020.2014.1140763.
- Gutiérrez G. Gustavo (2023) CARACTERIZACIÓN DE METACERCARIAS DE *Diplostomum* spp. EN PECES NATIVOS *Orestias agassizii* Y *Orestias luteus* EN CUATRO MUNICIPIOS DEL LAGO TITICACA La Paz Bolivia (Tesis de pregrado) facultad de Agronomía Universidad Mayor de San Andrés.
- Heckmann, R. (1992). Host records and tissue locations for *Diplostomum mordax* (metacercarie) inhabiting the cranial cavity of fishes from Lake Titicaca, Perú.
- Hakalahti, T., Karvonen, A., y Valtonen, E. (2006). Climate warming and disease risks in temperate regions – *Argulus coregoni* and *Diplostomum spathaceum* as case studies. *Journal of Helminthology*, 80 (2), 93–98. doi: 10.1079/joh2006351.
- Ibáñez, C., Hungueny, B., Esquer- Garrigos, Y., Zepita, C., y Gutiérrez, R. (2014). Biodiversidad íctica en el lago Titicaca. En M. Pouilly, X. Lázaro, D. Point, y M. Kleiman, F. (2004). *Fasciola hepática* (Trematoda: Digenea) en ganado bovino de los valles cordilleranos patagónicos: factores involucrados en su transmisión (Tesis de doctorado). Universidad de Buenos Aires. Facultad de Ciencias Exactas y Naturales.
- Lauzanne, L. (1992). Especies nativas los *Orestias*. En D. Dejoux y A. Iltis. (Eds.), *El lago Titicaca síntesis del conocimiento limnológico actual* (pp.409- 423). La Paz, Bolivia: ORSTOM.
- La Rue, G. (1926). Studies on the Trematode Family Strigeidae (Holostomidae) No. II. Taxonomy. *Transactions of the American Microscopical Society*, 45 (1), 11. doi: 10.2307/3221860.
- Locke, S. A., McLaughlin, J. D., Dayanandan, S., & Marcogliese, D. J. (2010). Diversity and specificity in *Diplostomum* spp. Metacercariae in freshwater fishes revealed by cytochrome c oxidase I and internal transcribed spacer sequences. *International Journal for Parasitology*, 40(3), 333–343. <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2009.08.012>.

- Mamani, C. (2015). Determinación de diplostomiasis en peces "Orestias agassii y Orestias luteus" en el lago Titicaca, La Paz- Bolivia (tesis de pregrado). Universidad Pública de El Alto, El Alto, Bolivia.
- Mueller, J. (1972). Cranial deformation in a fish resulting from intracranial parasitism by strigeid metacercarie. *Journal of Parasitology*, 58(1), 183- 184. doi: 10.2307/3278273
- Murrieta, G. (2018). Metacercariae of *Tylodelphys* sp. (Trematoda: Diplostomidae) parasite of *Brochis multiradiatus* and *Corydoras splendens* (Siluriformes: Callichthyidae) from the Peruvian amazon. *Acta Scientiarum. Biological Sciences*, 40, 1- 5. doi: 10.4025/actascibiols.v40i1.
- Niewiadomska, K., y Laskowski, Z. (2002). Systematic relationships among six species of *Diplostomum* Nordmann, 1832 (Digenea) based on morphological and molecular data. *Acta Parasitológica*, 47 (1), 20- 28.
- Ostrowski, M. (2017). Redescription of *Austrodiplostomum compactum* (Trematoda: Diplostomidae) from its type host and locality in Venezuela, and of *Austrodiplostomum mordax* from Argentina. *Journal of Parasitology*, 103 (5), 497- 505. doi: 10.1645/16-128.
- Palacios, E., Moya, W., y Fuentes, J. (2019). Variations in parasite communities of *Orestias spp.* (Teleostei: Cyprinodontidae) in response to habitat characteristics in the Altiplano of Chile. *Parasitology Research*, 118 (5), 1535-1542. doi: 10.1007/s00436-019-06275-1
- Pouilly M. 2004 El Río Mamoré Editorial Simón y Patiño Cochabamba Bolivia.
- Sarmiento, J., Bigorne, R., Carvajal-Vallejos, F., Maldonado, M., Leciak, E., Oberdorff, T. (Eds.). (2014). *Peces de Bolivia*. La Paz, Bolivia: Plural.
- Stein, J., y Streilein, J. (2002). Anterior chamber associated immune deviation (acaid): regulation, biological relevance, and implications for therapy. *International reviews of immunology*, 21 (2-3), 123–152. doi:10.1080/08830180212066.
- Rosser, T., Alberson, N., Khoo, L., Woodyard, E., Pote, L., y Griffin, M. (2016). Characterization of the life cycle of a fish eye fluke, *Austrodiplostomum ostrowskiae* (Digenea: Diplostomidae), with notes on two other diplostomids

- infecting *Biomphalaria havanensis* (Mollusca: Planorbidae) from catfish aquaculture ponds in Mississippi, USA. *Journal of Parasitology*, 102 (2), 260–274. doi: 10.1645/15-850
- Sáez, J., y Blázquez, L. (1999). Estudio de las actividades y mejoras de las condiciones de producción acuícola en el lago Titicaca (Perú). Madrid, España: Estudios Biológicos.
- Siegmund, I., Franjola, I., y Torres, P. (1997). Diplostomatid metacercarie in the brain of Silversides from Lake Riñihue, Chile. *Journal of Wildlife Diseases*, 33(2), 362-364.
- Vásquez, G., Penagos, L., e Iregui, C. (2011). Técnica de necropsia y toma de muestras para histopatología y microbiología en peces. Memorias de la conferencia interna en medicina y aprovechamiento de fauna silvestre, exótica y no convencional, 7 (2), 5- 10.
- Villwock, W. (1994). Consecuencias de la introducción de peces exóticos sobre las especies nativas del lago Titicaca. *Ecología en Bolivia*, (23), 49- 56.
- Vital, J., Gomes, E., Morey, G., y Malta, J. (2018). Metacercariae of *Tylodelphys* sp. (Diplostomidae) parasitizing fish from Brazilian Amazon floodplain lakes. *Neotropical Helminthology*, 12 (1), 33- 40.