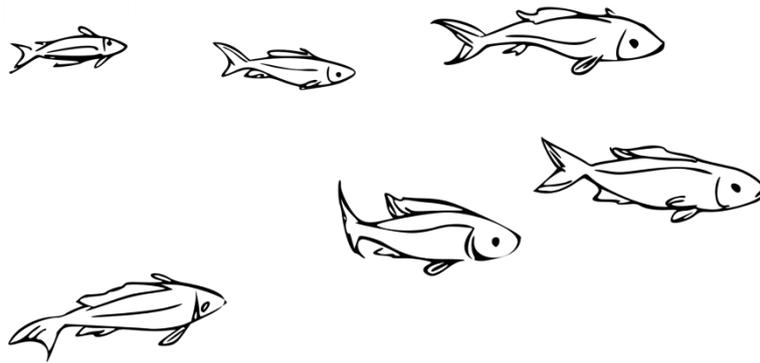


Sanidad y bienestar de animales acuáticos

Rosario Martínez Yáñez
Jorge Francisco Monroy López
Coordinadores



Sanidad y bienestar de animales acuáticos



*Sanidad y Bienestar
de Animales Acuáticos*

Rosario Martínez Yáñez

Jorge Francisco Monroy López

COORDINADORES

UNIVERSIDAD DE
GUANAJUATO



Ediciones
Universitarias

Sanidad y bienestar de animales acuáticos

Primera edición digital, 2025

D. R. © Universidad de Guanajuato

Lascuráin de Retana núm. 5, Centro

Guanajuato, Gto., México

C.P. 36000

Campus Irapuato-Salamanca, División de Ciencias de la Vida

Departamento de Veterinaria y Zootecnia

Ex-Hacienda El Copal km 7, carretera Irapuato-Silao

Irapuato, Guanajuato, C. P. 36821

Los contenidos, redacción y conclusiones expresadas en cada capítulo son responsabilidad exclusiva de sus respectivos autores y no necesariamente reflejan la opinión de los coordinadores.

Esta obra se encuentra bajo la licencia Atribución-NoComercial-SinDerivadas 4.0 Internacional (CC BY-NC-ND 4.0), de Creative Commons. Usted puede descargar esta obra y distribuir en cualquier medio o formato dando crédito a los autores, pero no se permite su uso comercial ni la generación de obras derivadas.

ISBN: 978-607-580-154-4

Hecho en México

Made in Mexico

CONTENIDO

Presentación	13
Capítulo 1. Breve historia de la acuicultura y normativa que la rige en México	17
<i>Diana Laura García Gómez</i>	
<i>Rosario Martínez Yáñez</i>	
<i>Pedro J. Albertos Alpuche</i>	
<i>Jorge Francisco Monroy López</i>	
Capítulo 2. Sistemas de recirculación como alternativa para el mantenimiento de la salud y bienestar en la producción acuícola	47
<i>Rosario Martínez Yáñez</i>	
<i>Ma. de los Ángeles Mendiola García</i>	
<i>Pedro J. Albertos Alpuche</i>	
<i>Israel Enrique Herrera Díaz</i>	
<i>Iván Olalla Córdova</i>	
Capítulo 3. Sistemas de recirculación acuícola hidropónicos: Acuaponía	87
<i>Rosario Martínez Yáñez</i>	
<i>Romina García Aguirre</i>	
<i>Pedro J. Albertos Alpuche</i>	
<i>Israel Enrique Herrera Díaz</i>	

Capítulo 4. Importancia de la calidad del agua en la salud de animales acuáticos	107
<i>Jorge Hernández López</i>	
<i>Álvaro Santos Romo</i>	
<i>Daniel Eduardo Coronado Molina</i>	
Capítulo 5. Bienestar en el cultivo de peces	129
<i>Ana Carmela Puello Cruz</i>	
<i>Pablo Almazán Rueda</i>	
Capítulo 6. El papel de dos enfermedades zoonótico-emergentes (<i>Brucella spp.</i> y <i>Leptospira spp.</i>) en la ictiofauna nativa y su potencial efecto deletéreo en la acuacultura mexicana	141
<i>Juan Ricardo Cruz-Aviña</i>	
<i>Fernando Utrera Quintana</i>	
<i>María Guadalupe Tenorio Arvide</i>	
<i>Lesset del Consuelo Ramos Ramírez</i>	
<i>Carlos Alfonso Álvarez-González</i>	
<i>Emyr Saul Peña-Marín</i>	
<i>Jhoana Díaz Larrea</i>	
<i>Rubén Cabrera-García</i>	
Capítulo 7. Extractos de plantas para el control de protozoarios parásitos en peces de cultivo	171
<i>Patricia Mora Medina</i>	

Capítulo 8. El cultivo de <i>Octopus maya</i> : una alternativa para elevar el nivel de vida de las mujeres y hombres de la costa sur del Golfo de México en el marco del concepto del bienestar animal	199
<i>Carlos Rosas Vázquez</i>	
<i>Cristina Pascual Jiménez</i>	
<i>Pedro Pablo Gallardo Espinosa</i>	
<i>Claudia Caamal Monsreal</i>	
<i>Maite Mascaró Miquelajauregui</i>	
<i>Rosario Martínez Yáñez</i>	
Capítulo 9. Salud y bienestar de Carpa Koi: calidad de agua y alimentación	223
<i>Diana Laura García Gómez</i>	
<i>Pedro J. Albertos Alpuche</i>	
<i>Rosario Martínez Yáñez</i>	
Capítulo 10. Infestación de <i>Camallanus cotti</i> en un pez <i>Astronotus ocellatus</i> : Reporte de caso clínico	255
<i>Eduardo Castañeda Ortega</i>	
<i>Rosario Martínez Yáñez</i>	
Sobre los autores	287

Agradecimientos

A todos los autores y revisores por sus valiosas aportaciones para la creación de esta obra, al Comité Editorial del Campus Irapuato–Salamanca y al Maestro Eduardo Martín del Campo del Programa Editorial de la Universidad de Guanajuato.



Presentación

En las últimas décadas, la acuicultura ha emergido como una de las actividades productivas de mayor crecimiento a nivel global, desempeñando un papel clave en la seguridad alimentaria y el desarrollo económico de numerosas regiones. Sin embargo, su expansión conlleva importantes retos relacionados con la sanidad y el bienestar animal, aspectos fundamentales para garantizar la sustentabilidad y la calidad de los productos acuícolas.

Sanidad y Bienestar de Animales Acuáticos, es una obra que aborda estos desafíos desde un enfoque multidisciplinario e integral, combinando conocimientos científicos con aplicaciones prácticas dentro del contexto de la acuicultura en México. Esta obra reúne a un selecto grupo de especialistas en diversas áreas, proporcionando un panorama actualizado sobre los principales factores que influyen en la producción acuícola y su impacto en el bienestar de las especies cultivadas. Este libro está estructurado en torno a dos ejes temáticos fundamentales: sanidad acuícola y bienestar animal, los cuales, son abordados desde distintas perspectivas para ofrecer un análisis detallado y aplicable a la realidad del sector. Entre los temas centrales, se exploran los avances en sistemas de recirculación y acuaponía, tecnologías emergentes que han demostrado ser herramientas clave para la producción eficiente y sustentable de organismos acuáticos. Estos sistemas no solo optimizan el uso del agua y los nutrientes, sino que también reducen el impacto ambiental de las actividades acuícolas,



representando alternativas viables para el desarrollo de la acuicultura en distintas regiones de México.

También se enfatiza la importancia de la calidad del agua como pilar fundamental en la sanidad acuícola, abordando los factores fisicoquímicos y microbiológicos que influyen en la salud de los peces y otros organismos cultivados. Se presentan estrategias para el monitoreo y control de parámetros clave, así como, recomendaciones para la prevención de enfermedades asociadas a deficiencias en la calidad del agua. Uno de los aspectos más innovadores de esta obra es su énfasis en el bienestar de los animales acuáticos, un tema que ha cobrado gran relevancia en la acuicultura moderna debido a su impacto en la salud de los organismos y la calidad de los productos acuícolas. A lo largo de sus capítulos, el libro explora diferentes enfoques para evaluar y mejorar el bienestar en sistemas de cultivo, que permiten garantizar condiciones óptimas para el desarrollo de los organismos. En este sentido, se incluyen estudios específicos sobre el bienestar animal en peces de cultivo, abordando aspectos como el manejo y la nutrición. Asimismo, se examina el impacto de las enfermedades zoonóticas emergentes en la ictiofauna mexicana, destacando la necesidad de implementar estrategias de prevención y control basadas en un enfoque de salud única (One Health), que considera la interconexión entre la salud de los animales, los ecosistemas y los seres humanos.

Otro tema relevante es la exploración de terapias alternativas para el control de parásitos y enfermedades en peces, un campo de estudio que ha cobrado interés debido a la creciente preocupación por el uso indiscriminado de antibióticos en la acuicultura, y sus consecuencias como la resistencia a los antimicrobianos. Se aborda el empleo de extractos naturales y compuestos bioactivos con propiedades antiparasitarias, los cuales podrían representar soluciones eficaces y sostenibles para la sanidad acuícola. Además de ofrecer un marco conceptual sólido, el libro incluye casos de estudio y ejemplos aplicados, proporcionando a los lectores herramientas prácticas para la



implementación de estrategias de sanidad, inocuidad y bienestar en sus sistemas de producción. Entre los estudios específicos, se analiza el cultivo de pulpo como alternativa económica en la acuicultura mexicana, explorando sus ventajas productivas y comerciales. También, sobre el bienestar y la sanidad de especies ornamentales, con énfasis en la carpa Koi, una de las especies más apreciadas en el comercio de peces ornamentales.

Más que un texto técnico, *Sanidad y Bienestar de Animales Acuáticos*, es una referencia indispensable para productores, investigadores, estudiantes y tomadores de decisiones que buscan contribuir al desarrollo de una acuicultura más eficiente, responsable y sostenible. A través de sus diferentes capítulos, este libro promueve un enfoque equilibrado entre la producción acuícola y la conservación ambiental, asegurando que el crecimiento del sector se realice bajo principios de sostenibilidad, ética y responsabilidad social. En un mundo donde la demanda de productos acuícolas sigue en aumento, resulta fundamental contar con herramientas y estrategias que permitan garantizar la sanidad y el bienestar de los organismos acuáticos. Esta obra representa un paso importante en esa dirección, proporcionando conocimientos necesarios para enfrentar los desafíos actuales y futuros de la acuicultura en México y en el mundo.

Deseamos que lo disfruten tanto como una servidora.

Dra. Rosario Martínez Yáñez

Mayo de 2025.





Capítulo 1

BREVE HISTORIA DE LA ACUICULTURA Y NORMATIVA QUE LA RIGE EN MÉXICO

Diana Laura García Gómez

Rosario Martínez Yáñez

Pedro J. Albertos Alpuche

Jorge Francisco Monroy López

INTRODUCCIÓN

La acuicultura, es una práctica que se enfoca en la cría, cultivo y producción de organismos acuáticos, tanto plantas como animales, en ambientes controlados o semi controlados, con el objetivo de obtener productos para consumo humano, comercialización, conservación de especies, restauración de ecosistemas acuáticos, investigación científica, entre otros propósitos. Hoy en día, la acuicultura se ha convertido en una importante industria a nivel global, con una creciente demanda de productos de origen acuático y una necesidad cada vez mayor de diversificar las fuentes de alimentos, debido a la presión sobre los recursos pesqueros naturales y los desafíos ambientales. La acuicultura moderna, implica una combinación de conocimientos científicos, tecnología avanzada, prácticas de manejo sostenible y regulaciones adecuadas para garantizar la producción de alimentos seguros, saludables y respetuosos con el medio ambiente. Los sistemas de acuicultura pueden variar ampliamente, desde estanques y jaulas en aguas continentales hasta instalaciones en alta mar, pasando por sistemas de recirculación en tierra firme. Los organismos



cultivados incluyen una amplia gama de especies como peces, crustáceos, moluscos, algas y plantas acuáticas. En la actualidad, la acuicultura no sólo se centra en la producción de alimentos, sino que también abarca aspectos como la conservación de la biodiversidad, el manejo de recursos hídricos, la mejora genética de especies, la mitigación de la contaminación, y del desarrollo socioeconómico de las comunidades costeras y rurales.

La acuicultura es una actividad diversa, mundialmente existe en muchas escalas y con propósitos diferentes, desde pequeñas producciones destinadas al consumo familiar, hasta unidades intensivas para comercio de carne o peces de ornato³⁹. La acuicultura se remonta alrededor del año 6,000 a.C., principalmente, en Australia, Egipto y China, muestra que la acuicultura es una de las actividades más antiguas que el ser humano ha desarrollado³². En México, la acuicultura comenzó desde la época prehispánica con fines ornamentales y religiosos²⁶. Actualmente, esta práctica hace referencia a la cría de especies acuáticas en un ambiente seguro y controlado^{4,10,12,18,22-24,40,43,45}. En cuanto a la normativa mexicana, existen diversas Normas que están relacionadas con la producción acuícola, entre ellas, NOM-033-SAG/ZOO-2014, NOM-001-SEMARNAT-1996, NOM-010-PESC-1993 y NOM-011-PESC-1993^{13-15,17}. En resumen, la acuicultura contemporánea, es una actividad multifacética que combina aspectos científicos, tecnológicos, ambientales y sociales, para satisfacer las necesidades alimentarias y económicas actuales y futuras, al mismo tiempo, se abordan los desafíos de la sostenibilidad y conservación de los diversos recursos asociados a la actividad.

BREVE HISTORIA DE LA ACUICULTURA

Se define sencillamente a la acuicultura, como la producción de especies acuáticas vegetales y animales, así como, el conjunto de técnicas y conocimiento relativos a su cultivo⁴². Según la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la



Agricultura (FAO), la acuicultura es la actividad de producción de organismos acuáticos, incluidos peces, moluscos, crustáceos y plantas acuáticas. Este sector ha experimentado un crecimiento significativo en las últimas décadas y se ha convertido en una fuente importante de alimentos, proporcionando más del 50% del pescado destinado al consumo humano a nivel mundial. La FAO enfatiza la importancia de la acuicultura para la seguridad alimentaria como la generación de empleo y el desarrollo económico como al tiempo que destaca la necesidad de adoptar prácticas sostenibles para garantizar la viabilidad a largo plazo de esta industria²⁴. La acuicultura, implica la intervención del ser humano en las diversas etapas de crianza, con el objetivo de incrementar la producción, en diversas operaciones como la siembra, la alimentación y protección de depredadores, entre otros, estos serán a lo largo de toda la fase de cría y hasta el momento de su captura (cosecha)⁴⁷. La acuicultura es un término expresivo e inclusivo empleado para denotar todas las formas de cultivo de animales y plantas acuáticas, englobando los materiales, técnicas y sistemas empleados para su producción, de igual, forma el tipo de organismos y su ambiente⁴¹. El cultivo de organismos, tanto de animales y plantas, a escala pequeña ha existido en varios países desde la antigüedad, estos orígenes son documentados entre el 2,000-1,000 a. C. a modo de producción en China (con carpas, Figura 1) y en el antiguo Egipto con la tilapia⁴³ (Figura 2) hace alrededor de 3,500 años⁴⁸.

En Australia, se ha encontrado evidencia de canales que eran utilizados para almacenar peces a lo largo del año, en China, aproximadamente en el 2,500 a.C., hay escritos que demuestran la práctica de balancear los alimentos que se suministraban, además, se reproducían peces en lagos y estanques^{32,43}. La primera monografía que se conoce sobre el cultivo de peces fue publicada por Fan Lai en China, en el año 473 a.C. y habla sobre *Cyprinus carpio*, por su parte, en Europa Occidental se reportan documentos datados en el siglo XV, donde se describe el manejo de estanques con fuentes de agua ubicados en castillos y monasterios para mantener peces⁴³ (Figura 3).



En China, para la producción de moluscos está documentada la primera técnica que se conoce en el año 460 a.C., donde se cultivaban bivalvos utilizando conchas de ostras entrelazados con bloques de piedra.

Lucio Moderato Columela, en el tratado *De re rustica* afirma que, Patricios y grandes potentados en el mundo mediterráneo y europeo, repoblaron con alevines grandes lagunas y estanques artificiales, utilizando huevos de especies marinas capaces de adaptarse al cautiverio, desarrollándose durante esta época, diversas técnicas de alimentación, e incluso tratamientos para diversas enfermedades²⁷.



Figura 1. A y B) Acercamiento de partes inicial y final de “Peces nadando entre flores que caen”, y **C)** vista de la pieza completa, dinastía Song (960-1279), principios del siglo XII; Pergaminos: tinta y color sobre seda. Saint Louis Art Museum, no. de objeto 97:1926.1. En línea: <https://www.slam.org/collection/objects/32476/>



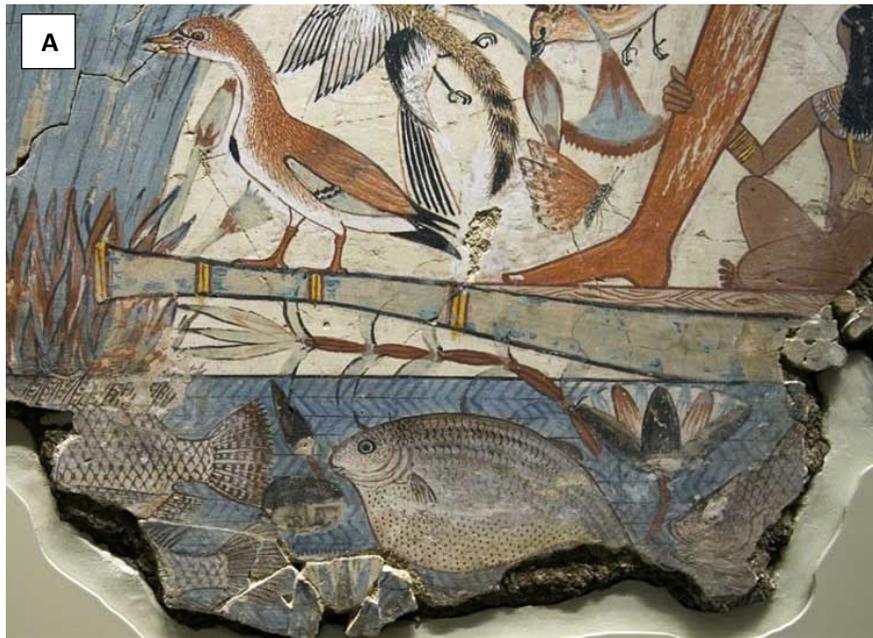


Figura 2. A) Peces debajo del bote de Nebamun, incluida la Tilapia, y **B)** vista completa de “Fragmento de pintura funeraria que representa a Nebamun”, localizada en su tumba en Tebas, Egipto, 18ava dinastía (1,350 a.C.). The British Museum, no. de objeto EA37977. En línea: https://www.britishmuseum.org/collection/object/Y_EA37977





Figura 3. Dibujo de pintura mural de la pared norte de la sala de despedidas de soltero del Palacio de los Papas en Avignon, Francia: “Pesca en el estanque”. Años 1,343 – 1,344, Pintor: Yperman Louis-Joseph. Des fresques inestimables, Place du Palais des Papes. Foto: RMN-Grand Palais / Martine Beck-Coppola. En línea: <https://www.photo.rmn.fr/archive/92-005160-2C6NU004PEF2.html>

Pero, no fue sino hasta la época posterior a la Segunda Guerra Mundial, que tuvo su apogeo y su crecimiento exponencial, debido a la escasez de fuentes de alimento y trabajo, posteriormente, su producción ha aumentado un aproximado de 7-11% por año⁴⁵. El año 1946, es un momento clave, ya que se instalan los primeros recipientes o bateas en el río de Arosa, España, el éxito obtenido permitió a la acuicultura tomar relevancia dentro de la sociedad y la producción²⁷.

Desde su inicio hasta las últimas décadas, la acuicultura ha evolucionado en la sociedad presionados por la necesidad de proveer fuentes de proteína de calidad para consumo humano¹⁰. De acuerdo con el Centro de Estudios para el Desarrollo Rural



Sustentable y la Soberanía Alimentaria (CEDRSSA), la acuicultura se divide en diferentes ramas y distintos tipos de producción, pueden ser según su finalidad socioeconómica, medio de cultivo, fases que incluya la producción, grado tecnológico y densidad de organismos por cultivo, número de especies, flujo de agua y ubicación de la unidad de producción⁴. Es un sector productivo más, de igual importancia y semejante a la agricultura y la ganadería, se relaciona de forma directa con el abastecimiento de alimento, esencial para la población en el mundo y, uno de los grandes retos que enfrenta, es poder aumentar la producción de alimentos, con inocuidad y calidad, en similar proporción que incrementa la población humana, lo que convierte a esta actividad en un sector de presente y futuro, complementario y alternativo de actividad pesquera y, de otras actividades primarias productivas⁴⁷.

La pesca en México, se remonta a los primeros habitantes del territorio como medio de sustento ejerciendo gran influencia en el orden de las comunidades y los individuos, sin embargo, la acuicultura ya como actividad cotidiana se desarrolló primero con fines ornamentales y religiosos, posteriormente con fines alimenticios, según los relatos de Francisco Javier Clavijero en su “*Historia Antigua de México*” entre 1731-1787 (Figura 4), así como, en “*Cartas de relación*” de Hernán Cortés, donde describía el cultivo de peces en los lagos de Texcoco y Xochimilco²⁸.

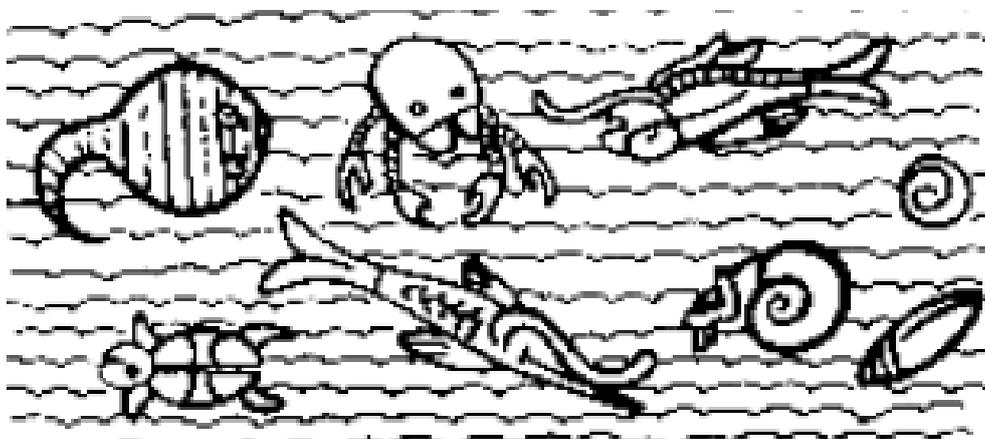


Figura 4. Diversos animales descritos como animales religiosos en ceremonias mayas²⁸.



Sin embargo, la acuicultura en México tiene sus orígenes en el período prehispánico, cuando se cultivaba a los peces en ríos, lagos naturales y artificiales para fines ornamentales y religiosos (Figura 5), sus primeras referencias se remontan al año 3,800 a.C. En los lagos del Valle de México, los peces eran utilizados para honrar a los Dioses y de esta forma conseguir que fueran favorecidos con abundante pesca; y en los canales de las chinampas se cultivaban peces (Figura 6). Sin embargo, con la llegada de los españoles al país, algunas tradiciones, costumbres y prácticas para producir alimento, como lo era la acuicultura fueron desapareciendo²⁶.

Durante la época colonial, diversas tradiciones y prácticas de producción de alimento se perdieron, entre ellas la acuicultura, debido a que se reglamentó únicamente a la pesca por parte de la corona española, como consecuencia la producción acuícola se estancó. El sector acuícola en el México independiente seguía sin ser reconocido como actividad productiva, sin embargo, el presidente Miguel Miramón concedió el privilegio exclusivo en 1860, a Carlos Jacobi, para la introducción de peces de agua dulce y, bajo la presidencia de Juárez se publicaron las primeras legislaciones pesqueras¹². Fue hasta finales del siglo XVIII, que la acuicultura comenzó nuevamente a utilizarse, cuando José Antonio Álzate propuso nuevamente el cultivo de peces en algunos lagos y estanques de México.



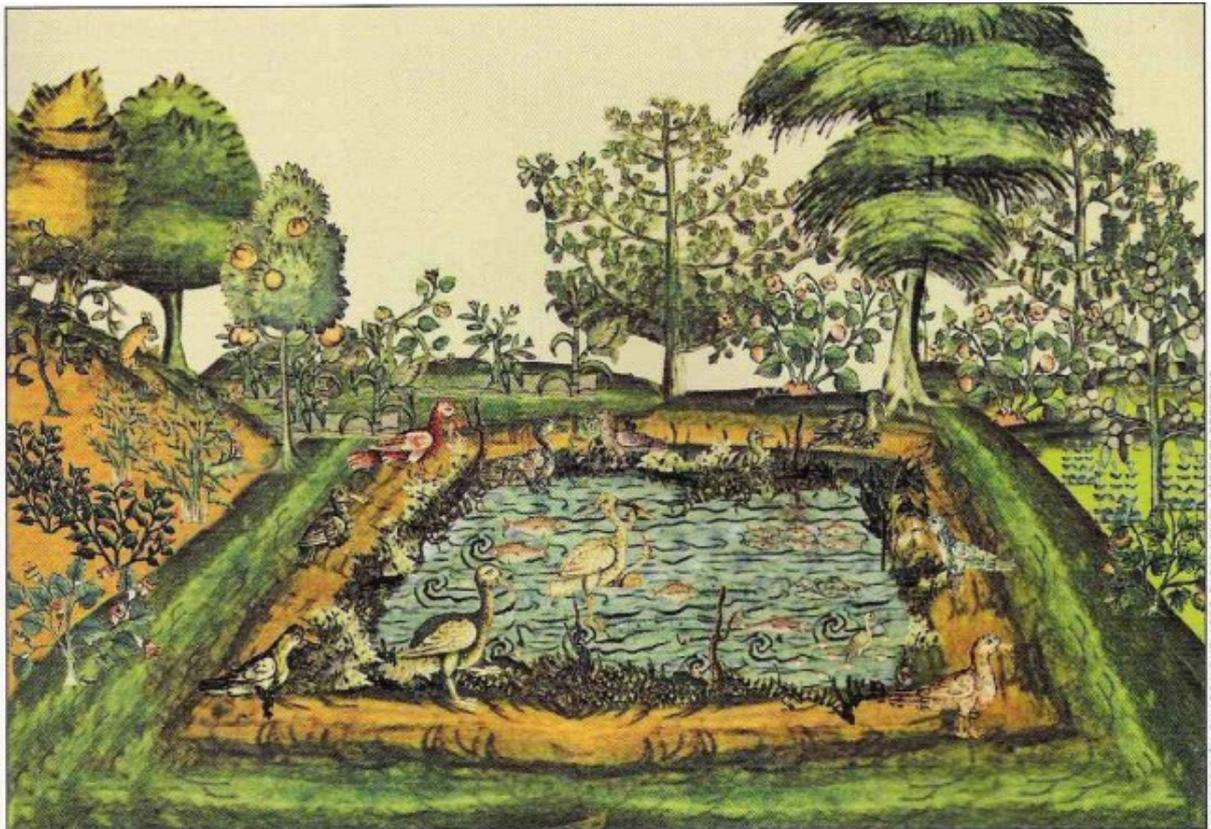


Figura 5. “El Jardín de Iztapalapa”, composición de Ruy Rojas Velasco, basada en el Códice Florentino. Nótese la “alberca de agua dulce”: *muy cuadrada y las paredes de ella de gentil cantería, y alrededor de ella un andén de muy buen suelo ladrillado, tan ancho que pueden ir por él cuatro paseándose; y tiene de cuadra cuatrocientos pasos, que son en torno mil y seiscientos; de la otra parte del andén hacia la pared de la huerta va todo labrado de cañas con unas vergas, y detrás de ellas con todo de arboledas y hierbas olorosas, dentro de la alberca hay mucho pescado y muchas aves, así como lavancos y zarcetas [cerceta] y otros géneros de aves de agua, tantas que muchas veces casi cubren el agua* (Hernán Cortés, 1967, p. 41; Segunda Relación, 30 de octubre de 1520).

En línea: <https://arqueologiamexicana.mx/mexico-antiguo/el-jardin-de-itzapalapa>



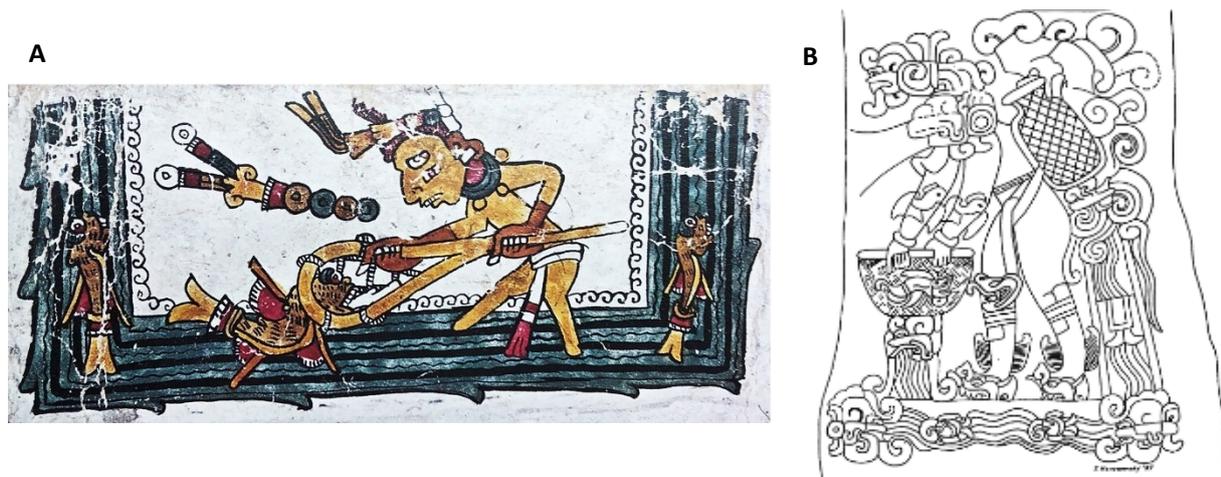


Figura 6. A) Pesca posclásica con soga o red en un canal poco profundo o en un campo elevado de chinampa. Pesca y subsistencia integrada en paisajes acuáticos domesticados del centro de México. Códice Borja. **B)** Dioses pescando en aguas poco profundas. Un dios de la lluvia, el agua y la pesca vadeando en un canal ondulado atrapando peces (¿ciclidos?) en una cesta y una cesta. Tenga en cuenta las imágenes de peces en la cabeza, los brazos y los pies. En línea: <https://www.cambridge.org/core/journals/ancient-mesoamerica/article/ancestral-maya-domesticated-waterscapes-ecological-aquaculture-and-integrated-subsistence/9C24BC7A4785C76D26C0E70CE6ABDA82#figures>

Al final de la guerra de Independencia, cuando se reglamentó la pesca y el uso de las diversas fuentes de agua, desafortunadamente no se consideró en ello a la acuicultura. Fue hasta 1858, que nace la acuicultura en el campo del derecho, al formularse el proyecto del Código Civil para las Leyes de Reforma, que incluyó a los estanques de peces dentro de la clasificación de los bienes inmuebles. Esteban Chásari, fue considerado el padre de la acuicultura mexicana, publicó en 1883, su obra “*Ideas sobre la relevancia de impulsar vigorosamente la piscicultura y la acuicultura en el país*”, donde describía la importancia que estas actividades podrían representar para el desarrollo económico de México, y con la cual propuso medidas legales y prácticas al gobierno²⁶.

De acuerdo con el Instituto Nacional de Economía Social³⁰, esta actividad registra antecedentes formales desde la década de 1920 (Tabla 1), cuando se define a la acuicultura como “*el aprovechamiento de las aguas y riberas para la cría y reproducción*



de animales”; a mediados de los 50 y 60 la piscicultura tuvo un auge como medida para repoblar las aguas dulces con una orientación al beneficio social; en la década de los 80 la producción con fines meramente comerciales se estableció y logró que la acuicultura a nivel América Latina y manteniendo posteriormente, un crecimiento constante del 9% anual promedio.

El Primer Reglamento de Pesca Marítima y Fluvial de la República Mexicana fue dictado en el año 1923, dentro del cual, por primera vez, la acuicultura es reconocida oficialmente en la legislación ambiental y es considerada como el aprovechamiento de las aguas y riveras para la cría y reproducción de organismos acuáticos. En 1976, por iniciativa privada, la piscicultura industrial surge en México para la producción de bagre y trucha. La acuicultura con el paso de los años ha sido atendida por diversos organismos administrativos, que se han encargado de gestionar todos los procesos legales que se requieren para llevar a cabo esta actividad o para dar seguimiento en su desarrollo. Las instituciones más recientes han sido, por ejemplo, la Secretaría de Pesca de 1982 a 1994, y la Secretaría del Medio Ambiente, Recursos Naturales y Pesca que tuvo su período de 1995 a 2000 ⁴⁶.

Del año 2001 a la fecha, la Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (SAGARPA, hoy SADER) es la encargada de todo aquello relacionado con la legislación de la pesca y la acuicultura en nuestro país. Dentro de las funciones que gestiona la SADER, está desde designar las áreas que son viables para realizar acuicultura, reglamentar la introducción de especies y hacer que se lleve a cabo la normatividad de acuerdo con cada rubro, así como, darle promoción al crecimiento y desarrollo de la acuicultura²⁰.



Tabla 1. Génesis normativo e institucional de la acuicultura en México 1872-1934 ¹².

Presidente	Año	Transformación normativa	Objetivo
Benito Juárez	1872	Primera legislación pesquera	Únicamente se regula la pesca
Manuel González	1883	Secretaría de Fomentos, Colonización, Industria y Comercio	La piscicultura se reconoce como una actividad económica
Porfirio Díaz	1891	Oficina de Piscicultura	Organismo que atendía los trámites y requisitos para el uso y aprovechamiento de los recursos pesqueros
Francisco I. Madero	1915	Secretaría de Agricultura y Fomento	Se declara la importancia del sector pesquero
Venustiano Carranza	1917	Dirección Forestal de Caza y Pesca	Se crea con la finalidad del despacho de asuntos del sector pesquero
Álvaro Obregón	1924	Dirección de Pesquerías	Regula, fomenta y desarrolla la actividad pesquera
Plutarco Elías Calles	1925	Ley de Pesca	Establece los requisitos para la explotación de los recursos naturales
Emilio Portes Gil	1929	Departamento Autónomo Forestal de Caza y Pesca	Fomentar la protección, investigación y difusión de la actividad acuícola
Lázaro Cárdenas	1934	Departamento Foresta de Caza y Pesca	Capacita a productores, a través de los Institutos de Enseñanza Superior y de Investigación Forestal de Caza y Pesca



La acuicultura ofrece hoy en día a los productores mexicanos diversas oportunidades de desarrollo y de inversión con diferentes países y asociaciones, bajo los lineamientos de 12 Tratados de Libre Comercio con 46 naciones; 32 acuerdos para la Promoción Protección Recíproca de las Inversiones con 33 países y 9 acuerdos en el marco de la Asociación Latinoamericana de Integración⁸, de alcance limitado. La producción piscícola se lleva a cabo, actualmente, en 23 de los 32 estados del país, siendo los productores principales: Morelos, Nayarit, Jalisco, Veracruz y Yucatán³⁰. Estas se desarrollan con un total de 9,230 Unidades de Producción Acuícolas (UPA´s), de las cuales 4 mil son dedicadas a la acuicultura rural y comercial, con una superficie de 250,860 hectáreas abiertas al cultivo, en la cual se emplean 6,401 personas⁹.

A pesar del potencial que posee México para expandirse en materia acuícola, persiste un problema desde tiempos históricos, y es que la acuicultura y la pesca no han sido consideradas como actividades primarias, lo que aseguraría mayores beneficios a los distintos sectores mediante el apoyo y creación de programas concurrentes para contribuir de una manera más importante a su desarrollo de manera sustentable, uso y aprovechamiento de agua⁹. Por ello, es indispensable continuar con innovaciones, investigaciones y fomento en el sector acuícola, para que en un futuro se pueda crear un sector fuerte y líder en producción en México

REVOLUCIÓN AZUL

Desde 1950, el incremento *per cápita* de la demanda de productos de pescado ha sido del 100% anual, esto es un reto a los pescadores tradicionales al verse incapaces de cubrir la demanda mundial, fomentando la creación de la necesidad de incrementar la producción proveniente de la acuicultura, esta expansión es la denominada “Revolución Azul”; diversificando los sistemas, las especies y el manejo en distintas clasificaciones¹⁰. Con el reto actual de la agricultura y ganadería, al verse incapacitados



de ampliarse a corto plazo, la “Revolución Azul” plantea la posibilidad de que la acuicultura será capaz de cubrir la demanda de alimentos, en particular de proteína de origen animal, convirtiéndose en una solución alternativa⁴⁷. Desde la década de 1960, la “Revolución Azul” ha tenido cambios en sus objetivos, desde una preocupación exclusivamente por satisfacer una demanda definida, a optar por hacerlo de manera integral y sustentable, en los pasados 30 años los beneficios se han visto reflejados en las áreas descritas a continuación³¹:

- Eficiencia en los recursos: las emisiones de CO₂ son menores y la erosión del suelo es menor a la producida por la agricultura y ganadería
- Sustentabilidad con el entorno
- Uso limitado de la tierra, además, es posible utilizar tierras no útiles para otros sectores productivos
- Seguridad alimentaria y nutrición: el pescado es de la mejor proteína para consumo humano, rico en omega 3 de cadena larga, ácidos grasos y micronutrientes.
- Mejor control de la cadena de suministro: el control de la producción a un mayor nivel que en la pesca tradicional, permite mejorar aspectos como la trazabilidad, logística, inventario, uniformidad del producto, respuesta a la demanda e inocuidad y calidad del producto al consumidor.

PRODUCCIÓN Y CONSUMO ACUÍCOLA MUNDIAL

La producción mundial de acuicultura es una de las actividades con mayor impacto dentro de la economía global, la FAO¹⁹, declara que en 2016 la producción alcanzó 110.2 millones de toneladas con un valor estimado de \$243.5 billones de dólares, siendo uno de los sectores de producción cuyo crecimiento es exponencial y cada año continúa dicho crecimiento (Figura 7). El comercio internacional juega un papel importante en el



sector de la pesca y la acuicultura, crea empleos, provee de alimentos para consumo humano y animal, genera ingresos y contribuye al crecimiento y el desarrollo económicos²². Vela y González (2007), indican que la acuicultura constituye el sector alimentario de mayor crecimiento, y dicha tendencia tiene que mantenerse o subir, para cubrir la demanda de los niveles actuales de consumo de productos de la pesca, puesto que la población mundial sigue en aumento exponencial⁴⁷.

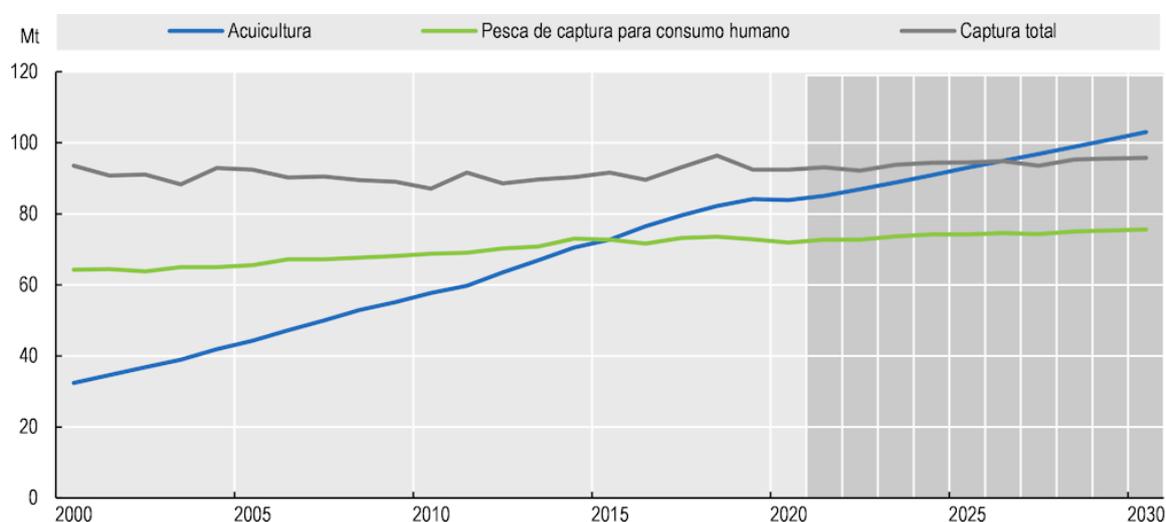


Figura 7. Producción mundial de acuicultura y pesca de captura 2000-2030 ³⁶.

Para 2018, la producción acuícola alcanzó una suma total de 114.5 millones de toneladas con un valor estimado de US\$160 billones, distribuidos en 35 países a lo largo del mundo; desde el 2014, año histórico, se producen más peces en acuicultura que lo obtenido en pesca natural, en los que se incluyen los 5 países con mayor producción del mundo: China con el 57.8% del total, seguido por India, Vietnam, Bangladesh y Egipto³⁴. La acuicultura, se ha diversificado a lo largo de los años en la escala global, con el cultivo de más especies de peces, mariscos, plantas acuáticas y algas en el medio marino, salobre y/o sistemas de agua dulce, en 2017, se reportó un total de 425 especies en producción y obteniendo el 75% de la producción mundial en peso vivo³³. Asia lidera el



mercado global con el 89.4% de la producción y el valor del mercado, aunque por un margen menor de ganancia por los bajos costos de producción y de su valor de venta en el mercado, a diferencia de Oceanía cuyos productos poseen el mayor valor de productos, a USD \$8.15/k, pero con el menor volumen de producción global³¹.

En 2008, la FAO declaró un estimado de 310 especies diferentes producidas en sistemas acuícolas, excluyendo las plantas, de las cuales resaltan las carpas, la tilapia y el bagre panga como las más producidas de agua dulce y las más relevantes a nivel mundial (Figura 8); mientras que en producción costera resaltan el camarón blanco, el camarón tigre, las ostras, las almejas y mejillones, también el salmón atlántico como la especie líder en producción marina³.

En el 2020, la producción pesquera y acuícola total alcanzó un récord de 214 millones de toneladas, de éstas, 178 millones de toneladas fueron de animales acuáticos, el 89% se empleó para consumo humano. Prácticamente, la acuicultura representa la mitad del suministro mundial de pescado (Figura 9). La contribución de la acuicultura a la producción mundial de animales acuáticos alcanzó un récord del 49.2%. La producción acuícola fue de 122.6 millones de toneladas, que incluían 87.5 millones de toneladas de animales acuáticos. La cantidad destinada a consumo humano (excluidas las algas) fue de 20.2 kg per cápita, más del doble del promedio de 9.9 kg per cápita reportado en la década de 1960. Se estima que la producción total de animales acuáticos alcance los 202 millones de toneladas en el año 2030, debido al crecimiento sostenido de la acuicultura, principalmente²⁴.



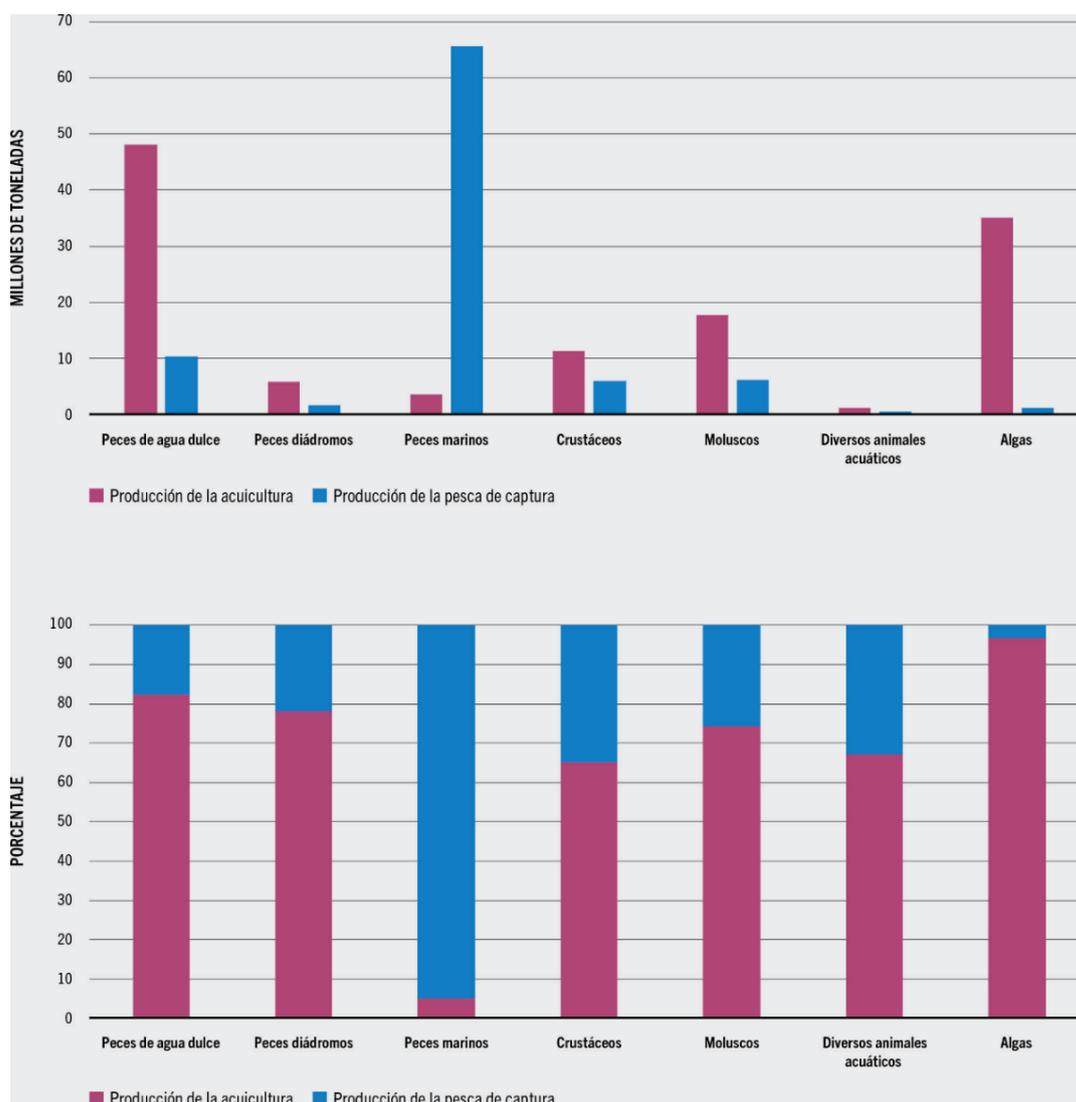
Sanidad y bienestar de animales acuáticos



Figura 8. Principales especies en el comercio de animales acuáticos en el mundo²³.



Sanidad y bienestar de animales acuáticos



NOTA: Excluidos los mamíferos acuáticos, los cocodrilos, los lagartos y los caimanes. Los datos se expresan en términos de equivalente en peso vivo. CEIUAPA = Clasificación estadística internacional uniforme de los animales y plantas acuáticos²⁴.

Figura 9. Producción mundial de captura y la producción por acuicultura por clasificaciones. De las CEIUAPA en valores absolutos y en porcentaje, 2020 (SOFIA, FAO)²⁴.

SISTEMAS DE PRODUCCIÓN EN MÉXICO

De acuerdo con el Programa Rector de Pesca y Acuicultura 2008, la República Mexicana se divide en cinco regiones acuícolas: I Pacífico Norte, II Pacífico Sur, III Golfo de México, IV Golfo-Caribe y V Centro; las artes de cultivo usadas generalmente en estas zonas



pueden agruparse en: Artes de Cultivo Terrestre y Artes de Cultivo Acuático; así como los principales sistemas de producción acuícola utilizados en el país son:

A) *Extensivo*: caracterizado por una mínima de modificación del ambiente, con poco control sobre el mismo, contiene un sistema de drenaje, la nutrición es realizada por medio de los nutrientes con los que cuenta el cuerpo de agua, los costos de construcción de los estanques son muy bajos⁴⁴. De igual forma la intervención humana es casi nula, así como la capacitación a sus trabajadores, mínimas funciones, no se realizan cambios de agua y no poseen tecnificaciones³⁷.

B) *Semi intensivo*: puede definirse como una combinación del sistema extensivo e intensivo que, aunque si posee intervención humana, no es tan constante y solamente se vigilan algunas etapas del cultivo³⁷. Se modifica de manera significativa el ambiente, se tiene control incompleto sobre el agua, las especies cultivadas y las especies que se cosechan, se puede utilizar suplementos alimenticios, no se utilizan aireadores, generalmente son utilizados estanques de tierra, estos son las producciones más comunes para pequeños y medianos productores⁴⁴.

C) *Intensivo*: se realiza una modificación sustantiva del ambiente, con control sobre el agua, especies sembradas y cosechadas; se usa una tasa de siembra mayor, ejerciendo mayor control sobre la calidad del agua y todo nutriente necesario para el crecimiento proviene del alimento suministro⁴⁴. En estos sistemas se tiene mayor control de los niveles de oxígeno, sólidos y nitrógeno en el agua, realizando cambios periódicos de agua y supervisión de trabajadores de manera diaria³⁷.

D) *Super intensivo*: las densidades son superiores, se realizan cambios de agua diarios, implementación de aireadores mecánicos, los animales dependen por completo del balanceado⁴⁴.

Criar peces, con fines comerciales, en un ambiente controlado permite tener un ambiente estable, reducir costos de transporte, asegurar que las especies tengan un



crecimiento adecuado, contar con trazabilidad y una producción constante a lo largo del año, sin embargo, aunque se tienen estas ventajas, las operaciones actuales requieren un manejo intensivo de todos sus procesos y se encuentran limitados debido a la poca disponibilidad de fuentes de agua de calidad²⁹. Al intensificarse el sistema, mayor es la proporción de insumos y materias primas utilizados, las variaciones de uso de alimento natural y formulado, número de recambios frecuentes de agua, lavado y desinfección de estanques utilizados en cualquier etapa de la producción, almacén de materiales, entre otros¹⁸. En sistemas acuícolas, sobre todo los intensivos, los especímenes son propensos a diversas enfermedades y a su rápida propagación en el sistema, en caso de no detectarlo a tiempo y cambiar a los peces enfermos de un estanque a otro de tratamiento, lo que afecta a la producción²⁵. Desde el aspecto económico, las enfermedades en los peces tienen una relevancia considerable, ya que son causa de esterilidad, decoloración, cambios en la morfología del pez y un descenso en el crecimiento y peso, así como, posibles aumentos en la mortalidad¹.

El incremento de la acuicultura, similar a otras producciones pecuarias, trae consigo la competencia por recursos, principalmente agua y tierra^{2,40}. Se producen una cantidad importante de desechos (efluentes) que se incorporan e impactan al medio, como resultado de la intensificación del cultivo de peces. Las descargas de este tipo de efluentes son una preocupación, debido a la contaminación que pueden generar directamente en los cuerpos de agua adyacentes (ríos, lagos, etc.) o a la tierra^{2,11}. Por dichos motivos, es importante continuar con las investigaciones correspondientes, explorar las especies y sus hábitats, con el fin de cubrir las necesidades de un mercado en crecimiento, sin descuidar la salud y bienestar de las especies y cuidar nuestros ecosistemas acuáticos de la sobre explotación e impacto ambiental.



NORMATIVA MEXICANA Y ACUICULTURA: SANIDAD Y BIENESTAR, ANIMAL Y AMBIENTAL

De acuerdo con la Ley Federal de Sanidad Animal¹⁶, la Sanidad Animal se define como *“la que tiene por objeto preservar la salud, así como prevenir, controlar y erradicar las enfermedades o plagas de los animales”* y el Bienestar Animal como el *“conjunto de actividades encaminadas a proporcionar comodidad, tranquilidad, protección y seguridad a los animales durante su crianza, mantenimiento, explotación, transporte y sacrificio”*.

SAGARPA se apoya en varias dependencias para llevar a cabo las diversas funciones que son de su competencia. Una de ellas es la Comisión Nacional de Acuicultura y Pesca (CONAPESCA) creada en el año 2001, y es responsable del manejo, coordinación y desarrollo de políticas referentes al uso y explotación sostenible de las actividades pesqueras y los recursos acuáticos. Por su parte, el Instituto Nacional de Pesca (INAPESCA), se encargada de realizar investigación científica y tecnológica, asesorías sobre la preservación, repoblación, promoción, cultivo y desarrollo de organismos acuáticos. La Carta Nacional Pesquera, es un instrumento creado por el INAPESCA, y apoya el manejo de pesquerías, es un inventario y resumen de todos los recursos pesqueros que pertenecen a aguas federales, y el cual, se actualiza anualmente²⁰. En el caso de la acuicultura, se cuenta con un instrumento similar, la Carta Nacional Acuícola, en el que se puede consultar u orientar sobre la resolución de solicitudes de concesiones, permisos y autorizaciones competentes a las actividades acuícolas.

La Comisión Nacional de Acuicultura y Pesca (CONAPESCA), es la institución encargada de manejar todo el sistema de concesiones, permiso y autorizaciones, necesarias para el establecimiento de instalaciones acuícolas, en materia comercial, de fomento y didáctica, respectivamente. Según lo establecido en la Ley de Pesca, al otorgarse cualquiera, se deben tener en cuenta los intereses sociales, la disponibilidad



y principalmente la conservación de los recursos involucrados²⁰. El Reglamento de la Ley de Pesca, Título Tercero, Capítulo I, especifica las disposiciones generales para que la acuicultura comercial pueda ser otorgada a personas físicas o morales nacionales o extranjeras interesadas y que ésta se desarrolle en cuerpos de agua de jurisdicción federal. Entre las obligaciones de un titular de una concesión acuícola destaca la preservación del ambiente y la conservación de las especies.

Las Normas Oficiales Mexicanas (NOM´s) en materia acuícola, funcionan como herramientas reguladoras de cumplimiento legal que determinan, reglas, especificaciones, estándares y medidas requeridas en las actividades pesqueras y de acuicultura, así como también, métodos de producción u operación. Las NOM´s son delegadas por diversos organismos administrativos, y emitidas por el Poder Ejecutivo Federal, para cada área y su jurisdicción competente⁷. Siendo uno de los principales problemas que enfrenta la acuicultura, el marco legal en el cual se disponen las especificaciones sobre la contaminación del agua se basa en dos Leyes:

- Ley General de Equilibrio Ecológico y Protección Ambiental (LGEEPA), que establece las disposiciones generales a la prevención y control de la contaminación del agua, que se aplican en general a todos los ecosistemas acuáticos, incluyendo aguas marinas.
- Ley de Aguas Nacionales, la cual estipula un régimen legal para la planificación, desarrollo y manejo de los recursos de aguas superficiales y subterráneas, apoyando las disposiciones de la LGEEPA.

Ambas mencionan disposiciones específicas sobre la inspección, los delitos y las sanciones. Donde estas últimas incluyen multas, suspensión o revocación de permisos de descarga y el cierre permanente o temporal de las instalaciones que no cumplan con alguna disposición²¹. En México, existen diferentes Normas que rigen a la acuicultura



para su producción, traslados y manejo de los sistemas, las cuales, se describen más adelante.

Ley Federal de Sanidad Animal

La presente Ley, es de observancia general en todo el territorio nacional y tiene por objeto fijar las bases para: el diagnóstico, prevención, control y erradicación de las enfermedades y plagas que afectan a los animales; procurar el bienestar animal; regular las buenas prácticas pecuarias aplicables en la producción primaria (entre ellas la acuícola), en los establecimientos dedicados al procesamiento de bienes de origen animal para consumo humano, tales como rastros y unidades de matanza y en los establecimientos Tipo Inspección Federal; fomentar la certificación en establecimientos dedicados a la matanza de animales y procesamiento de bienes de origen animal para consumo humano, coordinadamente con la Secretaría de Salud de acuerdo con el ámbito de competencia de cada secretaría; sus disposiciones son de orden público e interés social; la última reforma se realizó el 7 de junio del 2012 ¹⁶.

Las actividades de sanidad animal tienen como finalidad: diagnosticar y prevenir la introducción, permanencia y diseminación de enfermedades y plagas que afecten la salud o la vida de los animales; procurar el bienestar animal; así como establecer las buenas prácticas pecuarias en la producción primaria; así como en las unidades de matanza y en los demás establecimientos dedicados al procesamiento de productos de origen animal para consumo humano. La Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación, hoy en día, Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural (SADER), es la autoridad responsable de tutelar la sanidad y el bienestar animal, así como, de las buenas prácticas pecuarias en la producción primaria; y los establecimientos dedicados a la matanza de animales y procesamiento de bienes de origen animal.



Normas Oficiales Mexicanas

NOM-033-SAG/ZOO-2014

Esta Norma aborda los métodos para dar muerte a los animales domésticos y silvestres; es de observancia obligatoria en todo el territorio nacional para personas físicas y morales encargadas de establecimientos públicos o privados, en donde se le dé muerte a uno o varios animales con fines de abasto, investigación, enseñanza o cualquier otro tipo de aprovechamiento; y tiene por objeto establecer los métodos para dar muerte a los animales garantizando buenos niveles de bienestar y con el propósito de disminuir al máximo el dolor, sufrimiento, ansiedad y estrés¹⁷. Aunque en dicha Norma no se establecen los lineamientos para el manejo durante el aturdimiento, la matanza y la eutanasia de los animales acuáticos, si provee de información relevante que permite guiar los pasos cuando es necesario dar muerte a organismos como teleósteos (peces), crustáceos (camarones, langostas) o moluscos (pulpos); por ejemplo, se debe evitar cualquier manejo que provoque angustia o estrés, que todos los animales deben ser insensibilizados antes de provocar su muerte o que la asfixia no es un método adecuado, por lo cual, no debería ser utilizado. Es relevante comentar que, es necesario desarrollar e implementar lineamientos en México en torno al bienestar de los animales acuáticos, siempre teniendo como referencia que se deben garantizar las adecuadas condiciones de vida de los individuos, por consiguiente, también de su muerte.

Sin embargo, la Organización Mundial de Sanidad Animal (OMSA), en el Código Terrestre, incluye algunas recomendaciones específicas para la matanza de peces y otros animales acuáticos. En el capítulo 7.3 de las Normas de Bienestar Animal, en el Código acuático, se aborda específicamente los métodos de aturdimiento y matanza de peces para consumo humano. Estas normas proporcionan directrices para garantizar los procesos de matanza de forma humanitaria, de peces y otros animales acuáticos. La



FAO, también publica diversos informes y documentos sobre las prácticas sostenibles y éticas en la acuicultura. Si bien, no emite normas específicas sobre la matanza de animales acuáticos, promueve el desarrollo de prácticas responsables y éticas en la producción acuícola. Algunas recomendaciones generales al respecto son: realizar aturdimiento previo, realizar una matanza rápida y eficiente, capacitación al personal para el desarrollo de competencias, monitoreo y cumplimiento de las regulaciones, considerar el impacto al ambiente y fomentar y continuar con la investigación para mejorar las prácticas de matanza de animales acuáticos.

NOM-001-SEMARNAT-1996

La Salud Ambiental, comprende los aspectos de la salud humana (incluyendo la calidad de vida) que son determinados por factores físicos, químicos, biológicos, sociales y psicológicos en el medio⁵. La sostenibilidad es la realización de las necesidades humanas hoy, pero se deben asegurar las del mañana, sumando la protección al medio, por lo cual, la sostenibilidad ecológica aquella que responde al bienestar social, económico y ambiental establecido en la Cumbre de la Tierra “*Satisfacción de las necesidades humanas respetando su ambiente*”³⁵.

En México, se han emitido NOM ´s que establecen los estándares de calidad del agua y de las descargas de aguas residuales, con el objetivo de cuidar el bienestar ambiental. Toda instalación acuícola, debe contar con el respectivo permiso para poder realizar cualquier descarga, ya sea de forma continua, intermitente o imprevista de aguas residuales en cuerpos de aguas receptores, el cual, es otorgado por la Comisión Nacional del Agua (CNA). La CNA, además de observar y hacer respetar los lineamientos de las NOM ´s, determina sus propios estándares de descarga, el sistema de clasificación de aguas, los derechos de terceros para el desarrollo y el uso de cuerpos de agua receptores, las restricciones del Plan Nacional de Aguas²¹, etc. La Secretaría del Medio



Ambiente y Recursos Naturales, en su NOM-001-1996, establece los límites máximos permisibles de contaminantes en las descargas de agua residuales y bienes nacionales^{7,15}. Una alternativa para el manejo de los efluentes acuícolas, son los Sistemas de Recirculación Acuícola (SRA) como parte del manejo en la producción³⁸.

NOM-010-PESC-1993 y NOM-011-PESC-1993

En México, se cultivan diversas especies de peces como trucha, bagre, carpa, tilapia y lobina; crustáceos como camarón y langostino; moluscos como ostión, almeja, abulón; varias especies de peces de ornato y algas como la Spirulina. Estas Normas tienen por objeto establecer los requisitos sanitarios para organismos acuáticos vivos en cualesquiera de sus fases de desarrollo, sujetos a su importación¹³, a fin de minimizar los riesgos de introducir y dispersar algún agente causal de enfermedad, así como, la aplicación de cuarentenas¹⁴. En las diferentes unidades de producción acuícola, ya sean para el cultivo de especies para consumo humano o de ornato, se requiere de forma continua una provisión constante de animales acuáticos, los cuales, pueden provenir de alguna instalación ubicada en el territorio nacional o en el extranjero, o capturados del medio natural.

Esta Norma, regula la movilización y control sanitario de organismos acuáticos vivos y establece mecanismos, medidas y acciones orientados a minimizar los riesgos y mecanismos, a través de los cuales, se pueden dispersar diferentes agentes causales de enfermedades, con la consecuente pérdida que se ocasionan por mortalidad o disminución en la salud y producción^{13,14}. La NOM-010-PESC-1993, establece los requisitos sanitarios para la importación de organismos acuáticos vivos en cualesquiera de sus fases de desarrollo, destinados a la acuicultura u ornato, en el territorio nacional¹³. En cuanto a la NOM-011-PESC-1993, esta Norma define los términos y condiciones para la aplicación de cuarentenas, a efecto de prevenir la introducción y



diseminación de enfermedades certificables y de notificación obligatoria en la importación de organismos acuáticos vivos en cualquiera de sus fases de desarrollo, destinados a la acuicultura u ornato en el país¹⁴.

Otras Normas relacionadas son las NOM-047-SAG/PESC-2014 y NOM-074-SAG/PESC-2014, las cuales, establecen los lineamientos para la identificación del origen de camarones cultivados, de aguas marinas y de esteros, marismas y bahías y, para regular el uso de sistemas de exclusión de fauna acuática (SEFA) en unidades de producción acuícola para el cultivo de camarón en el Estado de Sinaloa, respectivamente⁶.

REFERENCIAS

1. Adel M, Ghasempour F, Azizi HR, Shateri MH y Safian AR. (2015). Survey of parasitic fauna of different ornamental freshwater fish in Iran. *Veterinary Research Forum* 6(1): 75-78.
2. Amirkolaie AK. (2011). Reduction in the environmental impact of waste discharged by fish farms through feed and feeding. *Reviews in Aquaculture*. 3: 19-26.
3. Bostock J, McAndrew B, Richards R, Jauncey K, Telfer T, Lorenzen K, Little D, Ross L, Handisyde N, Gatward I y Corner R. (2010). Aquaculture: global status and trends. *Philosophical Transactions of the Royal Society*. 365: 2897-2912.
4. CEDRSSA. (2015). La acuicultura. En línea:
<http://www.cedrssa.gob.mx/files/b/13/8126La%20acuicultura.pdf>
5. COFEPRIS. (2017). Salud ambiental. En línea:
<https://www.gob.mx/cofepris/acciones-y-programas/salud-ambiental-72573#:~:text=Comprende%20los%20aspectos%20de%20la,psicol%C3%B3gicos%20en%20el%20medio%20ambiente.>
6. CONAPESCA. (2016). Normas Oficiales Pesqueras y Acuícolas. En línea:
<https://www.gob.mx/conapesca/documentos/normas-oficiales-mexicanas-pesqueras-y-acuicolas-30453>
7. CONAPESCA. Comisión Nacional de Acuicultura y Pesca. (2010). Anuario Estadístico de Acuicultura y Pesca 2010. México, D.F. Pp: 14-35.



8. CONAPESCA. (2018). Produce acuicultura mexicana más de 400 mil toneladas de pescados y mariscos. En línea:
<https://www.gob.mx/conapesca/prensa/produce-acuicultura-mexicana-mas-de-400-mil-toneladas-de-pescados-y-mariscos-172466>
9. CONAPESCA. (2019). Programa Nacional de Pesca y Acuicultura 2020-2024. En línea:
https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/616554/PROGRAMA_Nacional_de_Pesca_y_Acuicultura_2020-2024baja.pdf
10. Costa-Pierce BA. (2003). The “Blue Revolution”, Aquaculture must go green. World Aquaculture. En línea:
https://govinfo.library.unt.edu/oceancommission/publiccomment/novgencomment/costa_pierce_comment.pdf
11. Cripps SJ y Bergheim A. (2000). Solids management and removal for intensive land-based aquaculture production systems. *Acuacultural Engineering*. 22: 33-56.
12. Cuéllar-Lugo MB, Aslain-Hoyos A, Juárez-Sánchez JP, Reta-Mendiola JL, Gallardo-López F. (2018). Evolución normativa e institucional de la acuicultura en México. *Agricultura Sociedad y Desarrollo*. 15: 541-564.
13. DOF. (1994a). NOM-010-PESC-1993. En línea:
https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/311367/NOM_010_PESC.pdf
14. DOF. (1994b). NOM-011-PESC-1993. En línea:
https://www.dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=4729290&fecha=16/08/1994#gsc.tab=0
15. DOF. (1997). NOM-001-SEMARNAT-1996. En línea:
https://www.dof.gob.mx/nota_detalle_popup.php?codigo=5645374
16. DOF. (2012). Ley Federal de Sanidad Animal. En línea:
<https://www.gob.mx/senasica/documentos/ley-federal-de-sanidad-animal>
17. DOF. (2015). NOM-033-SAG/ZOO-2014. En línea:
https://www.dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=5405210&fecha=26/08/2015#gsc.tab=0
18. Espinosa-Plascencia A y Bermúdez-Almada MC. (2012). La acuicultura y su impacto en el medio ambiente. *Estudios Sociales*. 2: 221-232.
19. FAO. (2018). The state of world fisheries and aquaculture 2018, meeting the sustainable development goals. Rome, Italy.
20. FAO. (2009-2012). Visión general de la legislación acuícola nacional. México. Texto de Spreij M. En: Departamento de Pesca y Acuicultura de la FAO. Roma.
21. FAO. (2006-2013). National Aquaculture Sector Overview. Visión general del sector acuícola nacional - México. National Aquaculture Sector Overview Fact Sheets. Texto de Montero Rodríguez, M. En: Departamento de Pesca y Acuicultura de la FAO. Roma.
22. FAO. (2016). SOFIA: El estado mundial de la pesca y acuicultura. FAO. Roma, Italia.



- En línea: <https://www.fao.org/responsible-fishing/resources/detail/es/c/1333724/>
23. FAO. (2020). SOFIA: El estado mundial de la pesca y acuicultura. FAO. Roma, Italia.
En línea: <https://www.fao.org/3/ca9229es/ca9229es.pdf>
 24. FAO. (2022). SOFIA: El estado mundial de la pesca y acuicultura. FAO. Roma, Italia.
En línea: <https://www.fao.org/documents/card/es/c/cc0461es>
 25. Faruk MAR, Hasan MM, Anka IZ y Parvin MK. (2012). Trade and health issues of ornamental fishes in Bangladesh. Bangladesh J. Prog. Sci. y Tech. 10(2): 163-168.
 26. Fragoso CM y Auró OA. (2006). Zootecnia Acuícola. En: Trujillo OME. (Ed.). Introducción a la Zootecnia. Editorial FMVZ-UNAM. Pp: 333-359.
 27. González-Serrano JL. (2002). Evolución histórica y situación actual de la acuicultura en el mundo y en España. En línea:
https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/biblioteca/fondo/pdf/29259_8.pdf
 28. Gutiérrez-Yurritia PJ. (1999). La acuicultura en México: I. Época prehispánica y colonial. Biología Informa. 29(10): 3-7.
 29. Halachmi I. (2006). Systems engineering for ornamental fish production recirculating aquaculture system. Science Direct. 259: 300-314.
 30. Instituto Nacional de Economía Social. (2018). Acuicultura, historia y actualidad en México.
En línea: <https://www.gob.mx/inaes/es/articulos/acuicultura-historia-y-actualidad-en-mexico?idiom=es#:~:text=La%20producci%C3%B3n%20acu%C3%ADcola%20en%20M%C3%A9xico,los%20cuales%20el%2070%25%20de>
 31. Jones R, Watters T y Theuerkauf S. (2019). Towards a blue revolution. Edition 1. The Nature Conservancy. Virginia, USA.
 32. Marshall B. (2017). Aquaculture and fish farming. 1st Edition, Library Press. New York, USA.
 33. Naylor RL, Hardy RW, Buschmann AH, Bush SR, Ling Cao, Kilinger DH, Little DC, Lubchenco J, Shumway SE y Troell M. (2021). A 20-year retrospective review of global aquaculture. Nature. 591: 551-573.
 34. NOAA Fisheries. (2021). Global Aquaculture. En línea:
[https://www.fisheries.noaa.gov/national/aquaculture/global-aquaculture#:~:text=In%202018%2C%20fish%20harvested%20from,crustaceans%20\(U S%2436.2%20billion\)%2C](https://www.fisheries.noaa.gov/national/aquaculture/global-aquaculture#:~:text=In%202018%2C%20fish%20harvested%20from,crustaceans%20(U S%2436.2%20billion)%2C)
 35. Norton BB. (1992). Sustainability, Human Welfare and Ecosystem Health. Environmental Values: 1(2): 97-111.
 36. OCDE y FAO. (2021). Capítulo 8. Producción. Perspectivas Agrícolas 2021-2030. Edición 15, Editorial OCDE. E.U.A.
 37. Oddsson GV. (2020). A definition of aquaculture intensity based on production functions- the aquaculture production intensity scale (APIS). Water. 12(765): 2-14.



38. Ortiz SAI, Criollo GR y Romero GLC. (2012). Montaje y evaluación preliminar de biofiltros de flujo ascendente y descendente para tratamiento de agua residual en un sistema de recirculación para el cultivo de Trucha Arcoiris. *Investigación pecuaria*. 1(2):108-117.
39. Parker R. (2012). *Aquaculture science*. 3rd Edition, Delmar CENGAGE Learning. USA.
40. Piedrahita HR. (2003). Reducing the potential environmental impact of tank aquaculture effluents through intensification and recirculation. *Aquaculture*. 226: 35-44.
41. Pillay TVR y Kutty MN. (2005). *Aquaculture principles and practices*. 2nd Edition, Blackwell Publishing. India.
42. RAE. (2023). Definición de acuicultura. En línea: <https://dle.rae.es/acuicultura>
43. Rueda-González FM. (2011). Breve historia de una gran desconocida: la acuicultura. *Revista Eubacteria*. 26(1): 1-2.
44. Saavedra-Martínez MA. (2006). Manejo del cultivo de tilapia. CIDEA. Managua, Nicaragua.
45. Troell M, Kautsky N, Beveridge M, Henriksson P, Primavera J, Rönnbäck P, Folke C y Jonell M. (2017). *Aquaculture*. Elsevier reference Module in Life Science. 10: 1016.
46. Trujillo OME. (2006). Introducción a la Zootecnia. Universidad Autónoma de México. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. México, D.F. Pp: 333-358.
47. Vela-Vallejo S y Ojeda-González-Posada J. (2007). *La acuicultura: la revolución azul*. Observatorio Español de Acuicultura. España.
48. NST. (2018). Egyptians farmed fish 3,500 years ago: study. En línea: <https://www.nst.com.my/world/2018/10/421875/egyptians-farmed-fish-3500-years-ago-study>

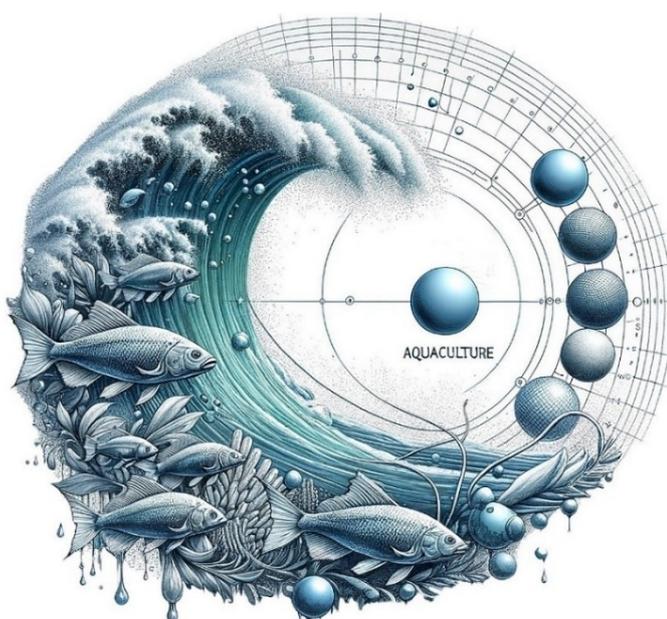


Ilustración: <https://pixabay.com/>



Capítulo 2

SISTEMAS DE RECIRCULACIÓN COMO ALTERNATIVA PARA EL MANTENIMIENTO DE LA SALUD Y BIENESTAR EN LA PRODUCCIÓN ACUÍCOLA

Rosario Martínez-Yáñez

Ma. de los Ángeles Mendiola García

Pedro J. Albertos Alpuche

Israel Enrique Herrera Díaz

Iván Olalla Córdova

INTRODUCCIÓN

La acuicultura, es un sistema de producción primaria que ha presentado a nivel mundial una Tasa Media Anual de Crecimiento (TMAC) del 8.9% desde 1970 ²². De 2001 a 2017, la producción mundial creció a una TMAC del 2.5%, mientras que México lo hizo en 2.2%, para el período de 2000-2012 ¹⁸, y en el año 2020, la producción acuícola mundial alcanzó un récord de 122,6 millones de toneladas²³. En nuestro país, se considera una alternativa a las fuertes presiones de pesca en los litorales y en mar adentro. El rápido crecimiento y desarrollo de la acuicultura en las últimas décadas, está dirigido a satisfacer los principales objetivos; que son la producción de alimentos y la obtención de ingresos, por lo cual, la actividad acuícola crece aceleradamente a diferencia de otros sectores de obtención de productos de origen animal, como la avicultura o ganadería. De acuerdo con el Diario Oficial de la Federación¹⁸, en México, la contribución de la pesca y acuicultura al PIB agropecuario en 2018 fue de 2.5%, equivalente a 0.08% del PIB



nacional, por lo cual, la acuicultura contribuye de forma importante al abastecimiento de productos acuícolas para consumo humano y el mercado ornamental. Sin embargo, el incremento de esta actividad trae consigo la competencia por los recursos agua y tierra, principales elementos utilizados en este tipo de producción pecuaria^{2,50}.

Adicionalmente, la intensificación del cultivo de animales acuáticos trae como resultado importantes consecuencias, como lo es, el impacto ambiental provocado por la gran cantidad de desechos incorporados al medio a partir de sus aguas residuales^{14,66}. Los efluentes que son descargados de forma directa a los cuerpos de agua adyacentes como ríos y lagos o a la tierra, pueden generar cierto grado de contaminación^{2,15}. El manejo adecuado de estos efluentes permite disminuir el impacto que la producción acuícola genera, para ello, es indispensable implementar diversas tecnologías que ayuden en dicho proceso, para lograr la sustentabilidad, respecto a lo anterior los Sistemas de Recirculación Acuícolas (SRA) son una excelente opción. Además, los SRA son una gran alternativa tecnológica que cuenta con grandes ventajas para lograr una buena producción en los cultivos acuícolas, proporcionando a los animales en cautiverio un ambiente óptimo para su crecimiento y desarrollo, de tal manera que éste sea rápido y a un costo mínimo⁶⁷.

Poseen la cualidad de controlar el medio, en consecuencia, se mantienen estables los parámetros físicos y químicos del agua como la temperatura, oxígeno, pH, amonio, amoníaco, nitritos, nitratos, fosfatos, etc.; obteniéndose de esta manera un adecuado crecimiento de los individuos y la prevención de enfermedades, beneficiando al sector. En general, en un cultivo realizado en un SRA se presentan alrededor del 90% de supervivencia de peces, como ejemplo, la Tilapia⁶⁵. Respetar el bienestar y favorecer la salud de los animales cultivados en unidades de producción, es una responsabilidad técnica y social³, de esta forma, las acciones se encaminan a favor de los individuos en cautiverio, con el objetivo de obtener un producto inocuo para el consumo, ya sea humano o animal, o especímenes sanos y bellos para el mercado de ornamentales.



PROBLEMÁTICA EN EL MANEJO DEL RECURSO HÍDRICO EN LA ACUICULTURA

Actualmente, una limitante en las producciones agropecuarias nacionales es la escasez del recurso hídrico, esto se debe principalmente a la fuerte explotación de los mantos acuíferos del país. Para el año 2018, el 75.7% del volumen total de agua disponible se utilizó en el sector agropecuario, que incluye actividades pecuarias, agrícolas y de acuicultura y el 4.9% en actividades industriales¹⁸. Debido a que la acuicultura es una actividad con una indispensable dependencia del agua, puede contribuir al mal manejo y deterioro del preciado recurso, ya que al igual que en otras actividades de producción animal genera residuos (sólidos y líquidos). Por lo general, los efluentes son incorporados al ambiente sin un tratamiento previo, sin embargo, la contaminación puede deberse a malas prácticas de manejo en los cultivos, inadecuados diseños en instalaciones o bien a la falta o falla en la implementación de sistemas de tratamiento para el descargue adecuado o reutilización del agua³¹⁻³⁵.

De acuerdo con la Ley General de Pesca y Acuicultura Sustentable, artículo 17, incisos IV y VI, la investigación científica acuícola puede consolidarse como una herramienta fundamental en la búsqueda de nuevas tecnologías que utilicen de manera eficiente los recursos naturales, se logre la disminución de impactos negativos en el ambiente y sobre todo que se logre una mayor productividad¹⁷. La acuicultura sustentable presenta un doble reto, por un lado, producir animales para alimento, y por otro la conservación de los recursos naturales que se disponen para llevar a cabo esta actividad. Este propósito solo se logra cuando el sistema de producción genera un mínimo impacto ambiental⁴⁰, y con una alta productividad.

Uno de los principales desafíos al que se enfrenta hoy en día la producción acuícola intensiva es el manejo del agua residual, principalmente, por la presencia de residuos sólidos en suspensión, moléculas tóxicas en solución, desechos químicos provenientes de las excretas o de alimento sobrante, entre otros². Por lo general, en los



sistemas acuícolas una vez que el agua se utiliza, es incorporada en el suelo generando daños o, en cuerpos superficiales de agua adyacentes donde contribuye a la eutrofización de éstos y destrucción de estos⁶². El suministro de alimento es el principal factor causante del deterioro de la calidad del agua y el responsable de la mayor parte de impacto negativo al medio, esto se debe a que dentro de los estanques los nutrientes suministrados no son del todo aprovechados, lo que da lugar a la acumulación de una gran cantidad de residuos en el agua³². Desafortunadamente, el manejo de los residuos provenientes de la acuicultura es complejo y por supuesto costoso, ya que se necesita de una gran inversión, así como, de tecnología sofisticada². Es necesario que dichos residuos sean reducidos para minimizar el daño sobre los ecosistemas.

SISTEMAS DE RECIRCULACIÓN ACUÍCOLA

El cultivo de peces y otros organismos acuáticos, es un sistema productivo complejo que involucra diversas técnicas para su funcionamiento. Existen sistemas de recirculación y tratamiento de agua que han sido implementados para mitigar los efectos negativos sobre el ambiente provocados por esta actividad^{47,62}. En la acuicultura existen tres tipos de sistemas: abiertos, semi-abiertos y cerrados. Los sistemas abiertos pueden manejar agua salada o agua dulce. En este tipo de sistemas el filtrado se lleva a cabo de forma mecánica. El agua es retenida en recipientes rectangulares con rejillas, que permiten la filtración de partículas de gran tamaño. Una vez removidas estas partículas el agua circula a través de algunos filtros de arena, para seguir con la esterilización y finalmente llegar a los tanques de cultivo. En caso de utilizar agua subterránea, se requiere de un sólo colector de ademes para bombearla. Se considera que es mejor instalarlos cerca de lugares arenosos, ya que esto al mismo tiempo, permitirá un filtrado parcial de partículas. Antes de realizar cualquier extracción, se deben realizar análisis de agua, ya que puede contener minerales disueltos, metales,



sulfuro de hidrógeno, así como también tener deficiencia de oxígeno. En estos sistemas se recircula un volumen determinado de agua en los tanques de cultivo, uno de cada 4 recambios completos se lleva a cabo en un período de 24 horas³⁰.

Los sistemas semi-abiertos, a diferencia de los abiertos, manejan por día un volumen específico de agua en sus recambios, por lo regular, este volumen es como máximo el 10%, ya que si es mayor pueden variar de forma importante las condiciones fisicoquímicas del agua, comprometiendo de esta manera la integridad de las especies acuáticas. Durante los recambios, el agua se almacena dentro de los estanques o bien es recirculada a través de una serie de filtros que conforman un sistema central³⁰. Por otro lado, los sistemas cerrados a diferencia de los dos anteriores, manejan recambios de agua por tiempos más prolongados, usualmente un volumen del 20% por mes. La estabilidad y el balance del agua son factores que presentan este tipo de sistemas, lo que los hace excelentes opciones, ya que son características necesarias dentro de cualquier cuerpo acuático, para el crecimiento y desarrollo de los animales, la maduración sexual y su buena salud³⁰.

En los últimos años, intensificar la producción acuícola se ha convertido en un factor importante para la sostenibilidad, por ello, va en aumento la implementación de tecnologías tales como sistemas de recirculación y tratamiento de aguas que optimizan el recurso para su reutilización⁶⁸. Los Sistemas de Recirculación Acuícola (SRA), son sistemas cerrados que han probado ser eficientes en el cultivo de peces y otros animales acuáticos, tales como el camarón. A diferencia de los métodos convencionales utilizados en la acuicultura, esta técnica puede manejar producciones intensivas, mantener un control significativo de los aspectos ambientales, reducción del uso de recursos naturales y, además, brindar inocuidad y calidad de la producción durante todo el año. En este tipo de sistemas, generalmente, se observan valores de supervivencia altos, lo cual, se relaciona principalmente a la posibilidad de mantener la calidad de agua adecuada, lo que favorece el crecimiento y desarrollo de los animales.



Sin embargo, el manejo de grandes cantidades de individuos, aunado a las condiciones eutróficas que se presentan, pueden provocar que estos sistemas se vuelvan más propensos a problemas de infecciones, por lo que, es importante una correcta limpieza y mantenimiento, en particular, de los filtros y paredes y fondo de los estanques^{30,41,67}.

Los SRA, son unidades de producción intensiva, que basan su principio de funcionamiento en la reutilización del agua después de un reacondicionamiento de esta por medio de filtración biológica⁵³, y se perfilan como una gran alternativa en la acuicultura debido a las ventajas que tienen frente a los cultivos acuícolas convencionales (Tabla1) y a varias características, entre las que se encuentran:

- Se puede aumentar la densidad de siembra en un ambiente controlado donde el agua puede estar en recirculación continua⁶¹.
- Disminuyen el consumo de agua incorporando tratamientos y la reutilización de agua. Nueva agua solo es adicionada para recuperar niveles (menos del 10% del volumen total) y debe ser mantenida en sus parámetros óptimos para mantener la salud de los animales en cultivo⁶¹.
- Los sólidos se eliminan por sedimentación o tamizado, el oxígeno se añade por aireación u oxigenación, el dióxido de carbono (CO_2) se elimina mediante desgasificación y el amoníaco es convertido en su mayoría a nitrato (NO_3^-) por nitrificación en filtros biológicos aerobios⁴⁶.
- Aumentan la eficiencia en el uso del espacio⁹. Para todos los compartimentos de un SRA hay dos cuestiones fundamentales: 1) la cantidad de agua que debe fluir y 2) las dimensiones necesarias (volumen y forma)⁴⁶.
- Permiten generar un suministro de producto constante y de buena calidad.
- Proporcionan la posibilidad de optimizar el control de las condiciones ambientales ya que los estanques donde se encuentran los peces no están al cielo abierto⁹.



- Los SRA también tienen desventajas como el hecho de que tienden a ser costosos, requieren personal capacitado, energía eléctrica, instalaciones y tecnología especializada⁶⁷. Son métodos mecánicamente sofisticados y biológicamente complejos, los principales tratamientos del agua son la circulación, la eliminación de sólidos, la aireación y la desgasificación, la biofiltración, y la desinfección⁴⁸. En los SRA, el único recambio de agua que se realiza es por pérdida por vaporización y lavado de los filtros, de esta manera se logra un ahorro elevado⁶⁷. Aunado a esto, el manejo hidráulico es una parte que determina el funcionamiento del sistema, y es particularmente importante para el diseño, construcción y manejo de estos^{20,45}. Algunas fallas en los componentes, la mala calidad del agua, estrés, presencia de enfermedades y alteraciones en el sabor de los organismos, son algunas de las características que reflejan problemas con su manejo inadecuado⁴¹.

Básicamente, un SRA está compuesto por: un estanque, donde se lleva a cabo el desarrollo de los animales acuáticos, generalmente de forma circular, un elemento para la remoción de sólidos, un filtro biológico, un equipo de aireación que aplica aire, y oxígeno, al sistema completo y, una bomba para el constante movimiento del agua. Así mismo, la radiación UV, ozonificación, carbón activado o bien el fraccionamiento por medio de espumas, son algunos de los tratamientos que pueden ser utilizados como procesos adicionales más sofisticados³⁰. Estos sistemas de recirculación mantienen un ambiente completamente controlado y protegido, donde el agua circula a través de los elementos de este, los parámetros ambientales son determinados diariamente, y se evalúa la calidad de agua constantemente⁶⁷.



Tabla 1. Ventajas y desventajas de los Sistemas de Recirculación Acuícola (SRA) frente a cultivos acuícolas tradicionales.

Ventajas	Desventajas
<ul style="list-style-type: none"> • Ahorro de agua (entre 90 a 99% menos agua que un sistema convencional). • Control completo del agua (pH, salinidad, T°, O₂ altos y estables, etc.). • Reduce los efectos por cambios de la calidad del agua. • Ahorro de energía. • Bajo impacto ambiental. • Altos niveles de bioseguridad. • Control de biomasa con la posibilidad de mayores cargas en los cultivos (60 a 120 kg/m³). • Mejor control de las tasas de crecimiento del producto. • Menor costo de producción para una misma especie (menor desperdicio de alimento). • Se pueden programar cosechas en cualquier época del año con el tamaño deseado. • Fácil control de residuos (filtración, depuración y concentración, para abonos agrícolas o biogás). • Flexibilidad para el cultivo de especies en zonas no aptas. • Posibilidad de integrar los cultivos con otras actividades (cultivos asociados, hidroponía, irrigación). • Reducción del suelo necesario (se utiliza alrededor del 10%). 	<ul style="list-style-type: none"> • Elevados costos de inversión y operativos. • Necesidad de realizar una gestión de explotación muy cuidadosa (mano de obra altamente calificada). • Dificultades en el tratamiento de enfermedades, por lo cual, se deben realizar siempre manejos preventivos, tanto en animales como plantas (en caso de acuaponía o cultivo de plantas acuáticas o microalgas).

Elaborado con información de López-Jaime, 2019⁽³⁷⁾; OPP, 2009⁽⁴⁶⁾; Regalado, 2013⁽⁵³⁾ y Sarmiento, 2013⁽⁶¹⁾.



El porcentaje de agua remplazado es mínimo, cerca del 99.7% del agua utilizada en los cultivos es continuamente depurada a través de una serie de filtros, mecánicos, químicos, biológicos o la combinación de éstos, y devuelta a los estanques de cultivo^{5,47} (Figura 1). El funcionamiento de un SRA es básicamente similar al de un sistema convencional de tratamiento de agua (Figuras 2 y 3). En el presente, se abordan algunas especificaciones técnicas de los SRA, de acuerdo con Brengballe (2015)⁷, Colt et al. (2006)¹⁴, Colt (2000)¹⁵, Krause et al. (2006)⁴⁵, Somerville et al. (2022)⁸⁶ y Timmons y Ebeling (2010)⁶⁷. Estas tecnologías se han desarrollado en respuesta a las demandantes regulaciones ambientales, principalmente en aquellos países que presentan acceso limitado al suelo y el agua⁴⁰. Ofrecen grandes ventajas que van desde la reducción en el consumo de agua⁷², la gestión adecuada de residuos y reciclaje de nutrientes⁵⁰, mejor higiene y control de enfermedades⁶⁴ y un manejo adecuado que minimiza de forma importante la contaminación biológica⁷³. Los beneficios de los SRA dependen en gran medida de su capacidad de manejar los nutrientes residuales, su desarrollo tecnológico se centra en mejorar la tecnología de recirculación y el reciclaje de nutrientes⁵².

GENERACIÓN DE SÓLIDOS

El índice de materia seca es un indicador de la eficiencia con la cual, los nutrientes son convertidos en biomasa animal, y la tasa de producción de desechos, indica la cantidad de k en productos de desechos se generan por cada k de pez producido en materia seca (MS). Se reporta en acuicultura que se requieren 6.48 k de MS en alimento para producir un k de MS de pez⁶. Los valores de estos índices están fuertemente relacionados con la cantidad de MS suministrada en el alimento. El balance general de masas en peces marinos alimentados⁶⁷, puede observarse en la Figura 4.



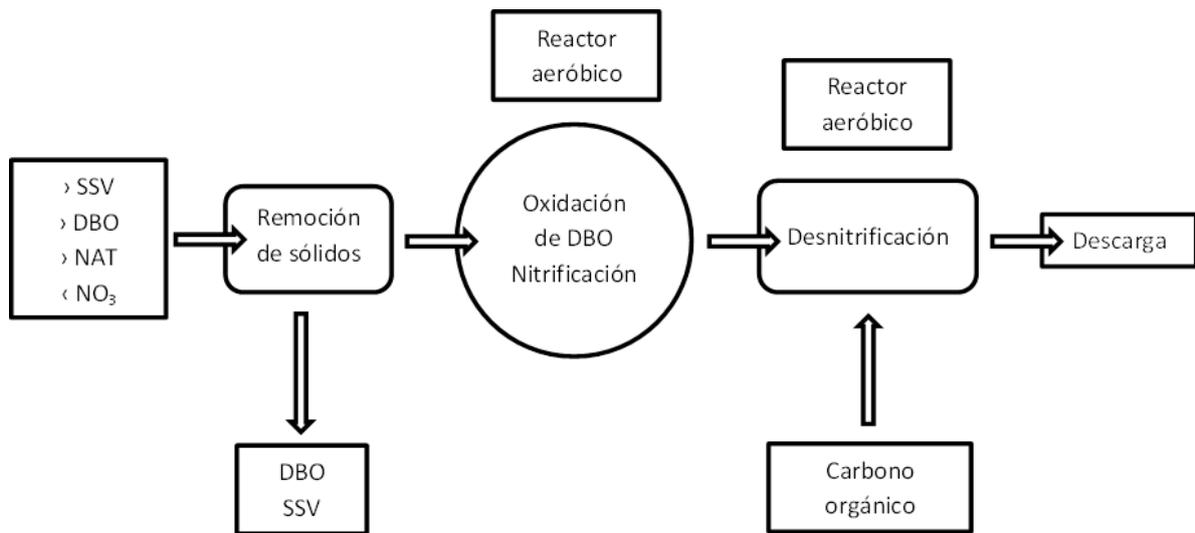


Figura 1. Proceso convencional del funcionamiento de un sistema de tratamiento de agua. SSV: sólidos suspendidos volátiles, DBO: demanda biológica de oxígeno, NAT: nitrógeno amoniacal total, NO_3 : nitratos. Modificado de Timmons y Ebeling, 2010 ⁽⁶⁷⁾.

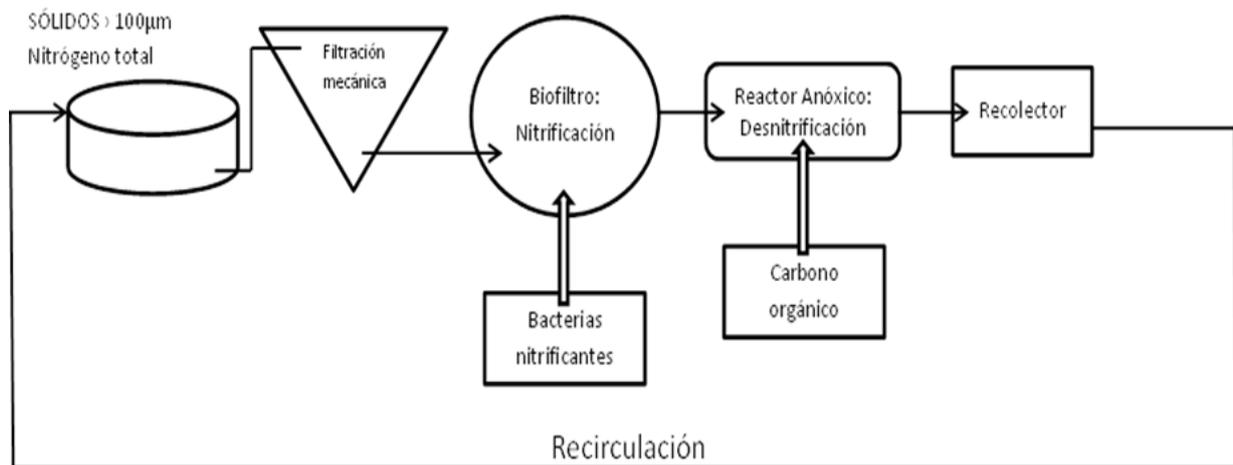


Figura 2. Proceso del funcionamiento de un sistema de recirculación acuícola básico. Modificado de Timmons y Ebeling, 2010 ⁽⁶⁷⁾.



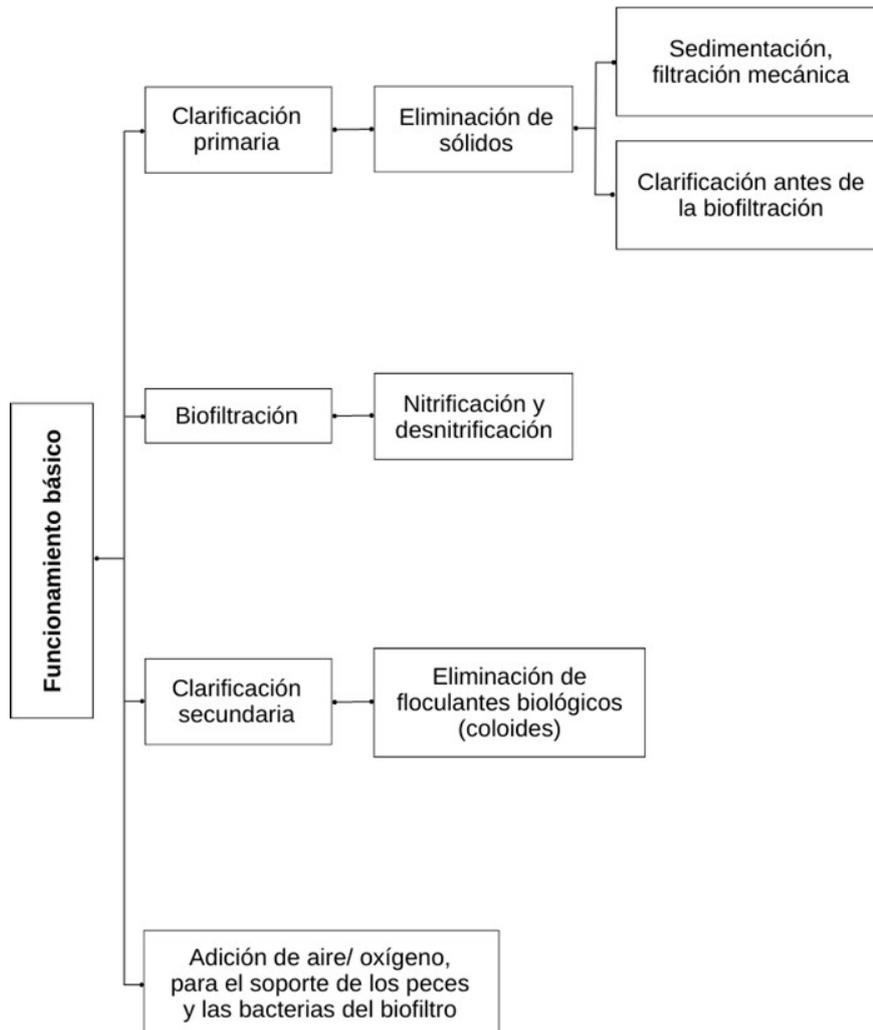


Figura 3. Funcionamiento básico de un Sistema de Recirculación Acuicola (SRA), elaborado con información de López-Jaime, 2019 ⁽³⁷⁾.



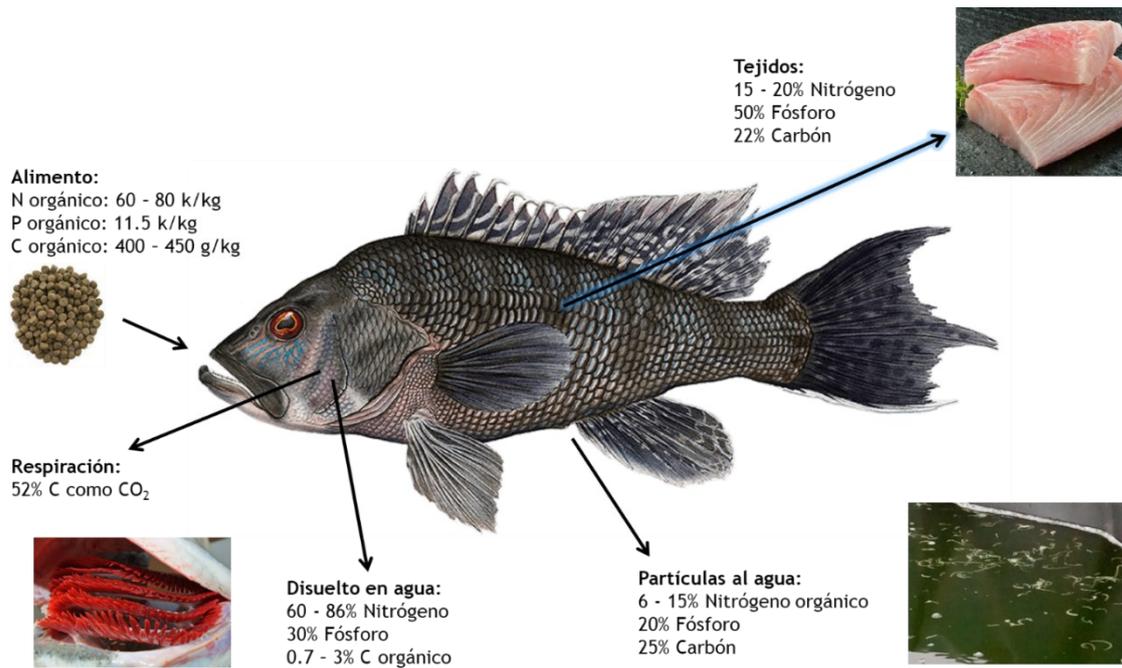


Figura 4. Balance general de masas en peces marinos alimentados (ejemplo: Lubina). Modificado de Timmons y Ebeling, 2010.

Imágenes:

Pez: https://vbseafood.com/wp-content/uploads/2022/05/black-seabass_virginia-beach-seafood-1.png

Alimento: <https://www.fadeagro.com/balanceadopeces/>

Agallas: Google fotos licencia de uso libre, crédito de Getty Images/iStockphoto

Filete: <https://www.delmare.com.mx/>

Heces: Foto propia.

Las partículas sólidas dentro de un SRA se generan a partir de la descomposición parcial de las heces, restos de alimento no consumido, partículas derivadas de biofiltración bacteriana y otras partículas presentes en el medio. Dichas partículas, se pueden clasificar de acuerdo con su comportamiento en el agua^{15,30}:

- sólidos sedimentables (>100 µm), aquellos que fácilmente se depositan en el fondo de la columna de agua y,
- sólidos en suspensión (<100 µm), los cuales tienen mayor problema para asentarse y los sólidos disueltos.



En un estudio realizado en tilapias, se reportó que sólo del 40-43% del alimento consumido es transformado en carne, mientras que el resto (57-60%) es excretado en el agua⁵¹. Otros resultados muestran que el período de engorda y el tamaño de los peces, pueden afectar la tasa específica de crecimiento de los animales, lo que a su vez repercute en la absorción de nutrientes que es transformada en biomasa de pez, disminuyendo a valores del 16 al 17% de asimilación de MS⁸. El manejo de los sólidos es cada vez más importante, debe ser aplicado a través del plan de alimentación, el tipo y consistencia del alimento utilizado, los flujos, la utilización eventual de equipos de separación y la tecnología para el tratamiento de lodos. Además, su demanda de oxígeno es elevada, consumen importantes cantidades de nutrientes en el agua, se descomponen y producen dióxido de carbono y amoníaco, y si se acumulan en el fondo, éstos se descomponen anaeróbicamente produciendo metano y sulfuro de hidrógeno, compuestos que pueden afectar directamente la salud de los organismos acuáticos⁵².

Se puede decir que, prácticamente, la alimentación es el factor que determina la generación de desechos sólidos, esto se manifiesta de dos formas: el alimento no consumido y las heces producidas por los animales acuáticos. Por lo general, del 100% de alimento consumido, el 80% se desecha de alguna forma, sólido, líquido o gas⁶⁷; de la cantidad total de demanda biológica de oxígeno (DBO), el 77% está dado en forma de partículas y el 23% disuelta (Wimberly, 1990; citado en Hoff, 1996⁽³⁰⁾).

En el contexto del cultivo de peces, la transparencia del agua es un aspecto crucial para comprender la calidad del medio acuático. La turbidez del agua se refiere a la cantidad de partículas suspendidas que hay en ella, y puede deberse a diferentes causas, como la productividad primaria y la presencia de sólidos disueltos, especialmente materia orgánica⁶⁷. Es importante diferenciar entre estas dos fuentes de turbidez porque sus consecuencias en el ambiente acuático y en el cultivo de peces son distintas.



Turbidez debida a productividad primaria⁶⁷: La productividad primaria se refiere a la producción de materia orgánica por parte de organismos fotosintéticos, como las algas. Cuando hay un aumento en la productividad primaria, puede haber un aumento en la cantidad de algas en el agua, lo que contribuye a la turbidez. Este tipo de turbidez puede tener consecuencias positivas y negativas. Por un lado, un aumento en la producción de algas puede proporcionar alimento para los peces. Por otro lado, un exceso de algas puede consumir oxígeno durante la descomposición, afectando la calidad del agua.

Turbidez debida a sólidos disueltos (Materia Orgánica)⁶⁷: La materia orgánica disuelta en el agua, como restos de alimentos no consumidos o desechos orgánicos, también puede contribuir a la turbidez. Este tipo de turbidez puede tener consecuencias negativas, ya que un aumento en los sólidos disueltos puede afectar la calidad del agua y generar condiciones desfavorables para la salud de los peces. El exceso de materia orgánica puede conducir a la disminución de la concentración de oxígeno, crecimiento de bacterias perjudiciales y cambios en el equilibrio biológico del sistema de cultivo.

El principal objetivo de un SRA, como en cualquier otro tipo de tratamiento de agua, es la eliminación de los desechos, ya que influyen en todos los procesos unitarios y es uno de los problemas más complicados. Se considera que un poco más del 60% de las partículas de mayor tamaño, terminan en sólidos suspendidos y son la forma que causan mayores efectos negativos y pueden ocasionar complicaciones en los SRA, es por esta razón que los filtros aplicados a la eliminación de sólidos debe tener un mantenimiento constante y adecuado para evitar la saturación, conservando al mismo tiempo su máxima capacidad⁴¹.

El Total de Sólidos en Suspensión (TSS), corresponde al 25% en materia seca del alimento suministrado, esto suele ser una regla general. La producción de desechos de los peces y otros animales (heces), es directamente proporcional a la tasa de alimentación utilizada, y debido a ello, son la principal fuente de la mayor parte del TSS.



Desde el punto de vista del control de sólidos, las principales características físicas de éstos en un sistema de recirculación son el peso específico y tamaño, dichas particularidades determinan su comportamiento en el agua. El tamaño de estas partículas puede variar desde μm hasta cm , y de esta manera clasificarse. En un sistema de recirculación son más frecuentes las partículas finas de tamaño $<30 \mu\text{m}$ en la columna de agua^{26,67}.

Aunque no existen valores determinados para las concentraciones adecuadas de TSS en la acuicultura, Timmons y Ebeling (2010)⁶⁷, mencionan que el límite ideal para peces de agua dulce es de 25 mg L^{-1} , aceptando 10 mg L^{-1} en operaciones normales, sin embargo, cada especie puede tener diferentes niveles de tolerancia, por ejemplo, la tilapia puede vivir en aguas con niveles de 80 mg L^{-1} , siempre y cuando, todos los demás parámetros de calidad estén en sus valores adecuados. Los sólidos suspendidos contienen componentes orgánicos e inorgánicos, mientras que la parte orgánica conocida como sólidos suspendidos volátiles (VSS), contribuye en el consumo de oxígeno y puede llegar a comprometer diversos aspectos biológicos, por su parte, el componente inorgánico colabora en la formación de lodos^{58,67}. Cualquier SRA tiene como objetivo principal implementar la filtración mecánica, a nivel macro y micro, seguida de la filtración biológica, estas son operaciones esenciales que le dan éxito y rentabilidad al sistema³⁰.

PUNTOS CLAVE PARA EL DISEÑO Y MANEJO DE UN SISTEMA DE RECIRCULACIÓN ACUÍCOLA

Estanques

Los estanques o contenedores destinados al alojamiento de animales acuáticos pueden presentar distintos diseños, entre los más comunes se encuentran los circulares, rectangulares e híbridos (conocidos como diseño en "D"). Los estanques



circulares favorecen parcialmente la autolimpieza debido a su forma, ya que el flujo de agua se dirige hacia el centro, generando una corriente más uniforme. Por otro lado, los estanques rectangulares no cuentan con este efecto de autolimpieza y la circulación del agua no es homogénea en toda la estructura; sin embargo, presentan la ventaja de aprovechar mejor el espacio en comparación con los circulares. El diseño híbrido busca combinar las características de ambos, proporcionando una mejor circulación del agua y cierto grado de autolimpieza, al mismo tiempo que optimiza el uso del espacio. La selección del área y la profundidad del estanque depende de la especie a cultivar: las especies bentónicas, que habitan en el fondo, requieren mayor superficie en relación con la profundidad, mientras que las especies pelágicas, que se desenvuelven en la columna de agua, necesitan mayor profundidad que superficie^{7,19} (Figura 5).

En nuestra experiencia y de acuerdo con su capacidad en m³, se recomiendan los estanques circulares, si se llegan a construir rectangulares, estos de preferencia tendrán bordes en forma de círculo y no esquinas de 90°. El drenaje deberá estar al centro y, la entrada de agua y aire, en puntos apuestos y pegado a las paredes y en direcciones opuestas para favorecer el movimiento centrípeto del agua, de esta forma se facilitará la limpieza del estanque y la captura de sólidos (Figura 6).

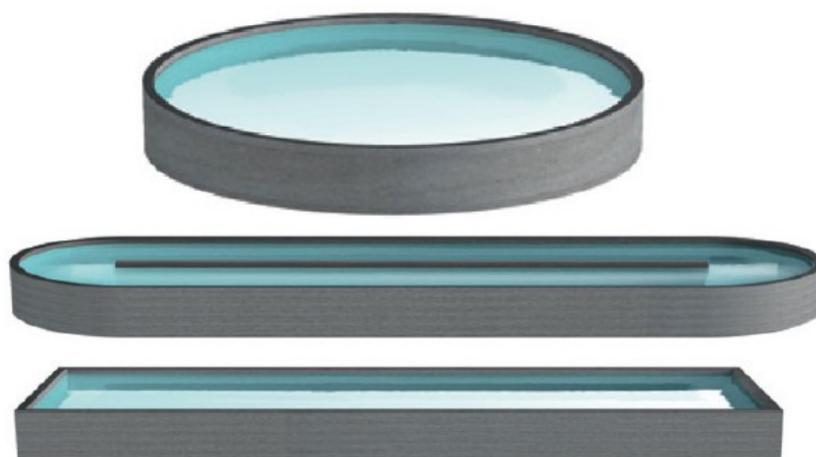


Figura 5. Diseños de estanques: Circular (superior), híbrido (centro) y rectangular (inferior)⁷.



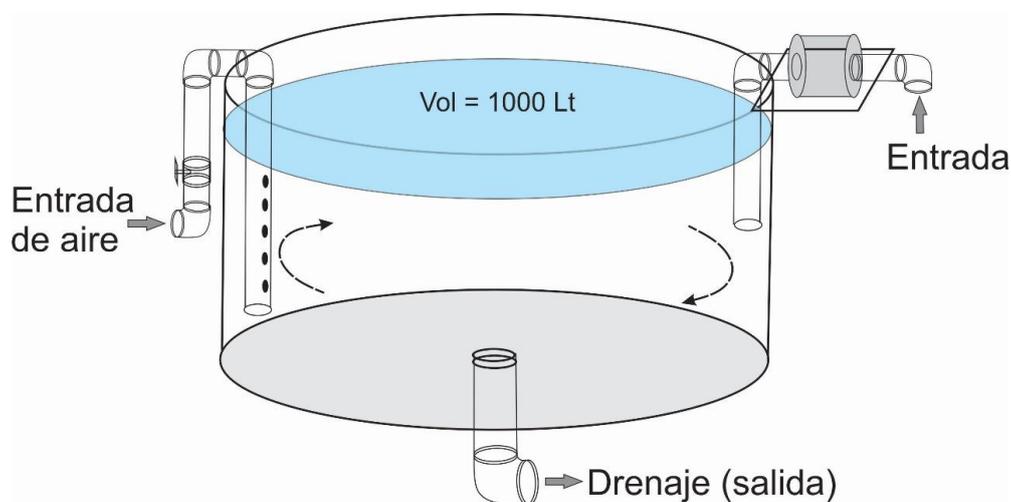


Figura 6. Esquema de estanque y componentes básicos. Diseño propio elaborado con información de Brengballe, 2015⁽⁷⁾, Cripps y Bergheim, 2000⁽¹⁵⁾ y Timmons y Ebeling, 2010⁽⁶⁷⁾.

En un estanque como el presente ilustrado, es factible, cultivar entre 60 y 80 tilapias, con un peso entre 350 y 400 g, biomasa aproximada de 28 kilos. Se debe tener al menos 6 recambios totales de agua en 24 horas, sin embargo, hemos observado que los peces se encuentran en mejores condiciones con 10 recambios en un día. Por lo cual, se puede utilizar una bomba de agua con una Q efectiva entre 400 y 420 L hora, y una inyección de aire en el estanque de 7 a 8 L de aire por minuto, dividido en 2 piedras aireadoras.

Filtros mecánicos

La filtración es una operación básica fundamental en cualquier tipo de proceso que requiere de la separación de partículas sólidas de un medio, o partículas entre sí. La implementación de filtros en la acuicultura tiene como objetivo la eliminación de partículas, sustancias y organismos indeseables en el agua de cultivo²⁶. El objetivo de la



filtración mecánica es la remoción de aquellas partículas sólidas, que se generan a partir de los desechos, tales como las heces fecales, alimento no consumido, entre otros⁵.

La eliminación de estas partículas es un factor importante previo a la filtración biológica, no solo afectan el funcionamiento continuo de los sistemas de recirculación, también afectan negativamente la calidad del agua, el rendimiento de los equipos del sistema y comprometen el desarrollo de los organismos acuáticos, entre ellos bacterias benéficas, ya que consumen el oxígeno disuelto disponible para estos. Alrededor del 25% de la DBO en un sistema, se considera que es a causa de la descomposición de lodos, por lo que, es importante la continua eliminación de sólidos³⁰.

La selección correcta de los filtros mecánicos requiere del conocimiento de los diferentes tipos y de sus principios básicos de operación, así como, la carga hidráulica, las características y la carga de las partículas a eliminar²⁶. Por lo regular, se utilizan tres métodos de eliminación de sólidos suspendidos, de acuerdo con los mecanismos utilizados para efectuarla: separación por gravedad (incluyen simples clarificadores sedimentadores o hidrociclones), filtración (pantallas, medios granulares o filtros de cartuchos) y flotación que, aunque en ocasiones puede considerarse como otro tipo de separación por gravedad, su principio de operación es diferente^{33,67}.

La sedimentación es un simple tratamiento primario, donde el material particulado presente en el agua se separa por gravedad. El uso de este tipo de equipo debe considerar el área, el tiempo de retención y la tasa del flujo. Su eficiencia se determina por las características físicas de los desechos, la variación del flujo y en general, por el mantenimiento que se les ofrece. Pueden ser efectivos para la remoción de partículas mayores de 100 μm ⁵⁸. Por su parte, los “hidrociclones o ciclones” son mecanismos que sedimentan las partículas mediante el principio de las fuerzas rotacionales. Sin embargo, estos suelen ser costosos y su aplicación en acuicultura, hasta cierto punto, es limitada^{34,66}. Por otro lado, la filtración es la eliminación de partículas del agua por medio de un proceso que contribuye a la retención de estas en



un filtro (Figura 7). Los filtros de medio granular son comúnmente utilizados en acuicultura, para remover los sólidos suspendidos, estos pueden encargarse de una gran variedad de tamaños de partícula y pueden ser eficaces en la eliminación de sólidos de hasta 20 μm aproximadamente. El funcionamiento de estos equipos depende del tipo de medio utilizado, las características de los sólidos y el manejo de operación^{34,58}.

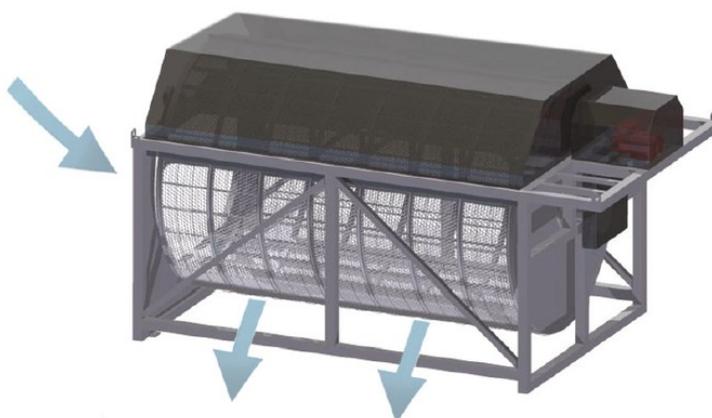


Figura 7. Filtro mecánico de tambor⁷.

Los filtros de arena se clasifican de acuerdo con el tamaño (2 a 0.02 mm) o tipo del material filtrante utilizado (arena, zeolita, arcillas, etc.). En éstos, el agua se hace circular bajo presión, quedando las partículas suspendidas retenidas en el medio²⁶. Comúnmente, logran filtrar partículas de 30 a 35 μm , si tienen un mantenimiento adecuado³⁰. Otro tipo de filtro de medio granular, aunque no es común su utilización, pero que resulta eficiente para este tipo de tratamiento en la acuicultura, es el filtro de tierra de diatomeas, y utilizan esqueletos silíceos de las algas diatomeas como medio filtrante. Pueden llegar a separar partículas de hasta 5 μm y se emplean si se requiere un alto nivel de clarificación del agua⁵⁸. Finalmente, los filtros de cartucho, considerados también como método de filtración, utilizan regularmente elementos de 2.5 pulgadas de diámetro. Tienen la capacidad de eliminar partículas hasta menores de



1 μ m (de acuerdo con el cartucho que se utilice), e incluso de eliminar bacterias, lo que no hace que dejen de ser filtros mecánicos, tan solo apoyan en la filtración biológica³⁰.

Una vez terminado el tratamiento de los métodos primarios (clarificadores, sedimentadores e hidrociclones), la relación demanda biológica de oxígeno y el total de sólidos suspendidos (DBO/TSS) debe ser menor de 0.2, por otro lado, en el efluente después de los tratamientos secundarios (arena, tierra de diatomeas o filtros de cartucho) una relación de 10 a 30, es aceptable. La remoción de partículas debe estar presente a la entrada y al retorno del agua, sobre todo el último caso, si se producen lodos una vez que el tratamiento se haya completado. La separación de partículas en el flujo de retorno se puede lograr mediante el uso de un sencillo filtro mecánico, como lo son las bolsas de poliéster, las cuales, logran retener partículas de hasta 1 μ m³⁰.

Filtros químicos

Existen diversos procesos químicos que son utilizados en tratamiento de aguas, sin embargo, en un SRA se aplican comúnmente, filtros de carbón activado y fraccionamiento de espumas. La ósmosis inversa es un proceso empleado en cultivo de peces ornamentales de gran valor y en la maricultura, pero para acuicultura de consumo de peces de agua dulce no es rentable, ya que es un tratamiento muy costoso⁵⁸. El carbón activado es un material químico contenido en filtros que se utilizan para remover sólidos orgánicos disueltos y volátiles, además de ser usado para eliminar olor, color y turbidez del agua⁴³. Los filtros de carbón activado funcionan mejor con cargas orgánicas no tan elevadas; cuando su capacidad de adsorción está al máximo, ya no absorbe contaminantes y se comporta como un filtro de arena común. Posteriormente, puede ser reactivado aplicando calor a altas temperaturas para oxidar el material orgánico. El tamaño del material cuenta con diferentes capacidades de



adsorción, normalmente, las partículas mayores a 0.1 mm de diámetro son las mejores. En general, no son empleados en sistemas intensivos, debido a su elevado costo^{30,58}.

Los fraccionadores de espuma o skimmers, se utilizan en la remoción de sólidos suspendidos y materia disuelta, sobre una superficie de burbujas de aire dentro de una columna cerrada. Su funcionamiento es sencillo, el burbujeo de aire a través del agua produce espumas que atrapan los desechos y que fácilmente ascienden al límite de la columna para ser eliminados⁶⁷. Básicamente, dependen de la química del fluido y del material orgánico, la tensión superficial, su temperatura, viscosidad, pH, salinidad, el tamaño de burbujas (entre más pequeñas, mayor área superficial poseen), la aireación y el tiempo de contacto^{26,30}. Un fraccionador de espuma es considerado uno de los pocos procesos efectivos para la remoción de partículas finas en un SRA, sin embargo, son más efectivos en sistemas marinos que en sistemas de agua dulce. Los criterios para considerar en el diseño de un skimmer son: la tasa de aireación en el agua, el diámetro de las burbujas de aire, la altura y diámetro de la columna, el alto de la espuma y el tiempo de contacto del agua^{58,67}.

Sistemas de bombeo

Las bombas es una pieza importante dentro de un SRA ya que es la encargada de hacer que el agua circule a través de todo el conjunto de unidades. Son mecanismos bastante eficientes, deben ser muy bien seleccionadas e integradas al sistema, de otro modo no funcionará el cultivo como se planea⁶⁷. Aunque es indispensable contar con mínimo una bomba en el SRA, se debe tener en consideración que, el bombeo del agua tiene un efecto directo en el tamaño de las partículas que se producen como resultado del cultivo⁴². Actualmente, existen una gran variedad de sistemas de bombeo en el mercado, cada una adecuada para cumplir una función en especial. El principal objetivo de la selección es escoger una que coincida con los requisitos del sistema y con la



máxima eficacia de funcionamiento⁷¹. Una mala selección de la(s) bomba(s) puede aumentar significativamente los costos de operación, mantenimiento, y podría resultar en un fracaso del sistema acuícola en el que se trabaja⁶⁷.

Sistemas de aireación

En los sistemas acuícolas, muchos de los parámetros de calidad del agua se basan en los niveles de disolución de gases, como el oxígeno¹³. Por ello, la aireación se realiza directamente al estanque por medio de dispositivos de aireación. Estos dispositivos revuelven el agua para crear contacto con el aire, algunos de ellos incluyen ruedas de paletas, hélices y bombas de elevación vertical, etc. Los dispositivos anteriormente mencionados no se utilizan de manera común en SRA porque son muy grandes y crean mucha turbulencia³⁵. En recirculación, la aireación es usualmente suministrada usando difusores de aire. Los sistemas de aireación difusa proporcionan aire a baja presión desde un soplador o algún dispositivo difusor en la parte inferior de un estanque de cultivo. Estos difusores producen pequeñas burbujas de aire dentro del estanque que se elevan a través de la columna de agua. El oxígeno se transfiere al agua por medio de las burbujas que suben; mientras más pequeñas sean y más profundo sea el estanque y se coloque el difusor, más oxígeno se transfiere de mejor manera. Por esta razón, la mayoría de los estanques son de al menos un metro de profundidad³⁵.

Biofiltración

La biofiltración en el tratamiento de aguas residuales es un método biológico que emplea materiales distintos a los convencionales como alternativas para mejorar la calidad de estas aguas, debido a la eliminación de nutrientes tales como el nitrógeno y el fósforo, que en altas concentraciones causa acelerada eutrofización en cuerpos



receptores y la rápida disminución del nivel de oxígeno disuelto⁵⁹. En sistemas acuícolas, es una tecnología clave en la remoción de sustancias nitrogenadas presentes en el agua, para que ésta pueda ser reutilizada en el mismo sistema.

El nitrógeno (N), es un elemento indispensable como nutriente para todo organismo vivo, formando parte estructural de diversas moléculas como ácidos nucleicos, proteínas, hormonas, enzimas, transportadores celulares, amoníaco y urea entre otras⁵⁵. Prácticamente, el nitrógeno está presente en todos los residuos producto del cultivo acuícola. Este elemento, se puede presentar en los siguientes desechos^{26,36}:

- Amoníaco, urea y ácido úrico excretados por los animales
- Materia orgánica de organismos muertos
- Restos de alimento no consumido y heces
- Gas nitrógeno de la atmósfera

Uno de los objetivos principales de los SRA, es la correcta transformación y eliminación de compuestos nitrogenados como el amoníaco, amonio, nitritos y nitratos, debido a que éstos resultan tóxicos, comprometiendo la salud y el bienestar de los animales. Al proceso de eliminación de amoníaco se conoce como nitrificación, consiste en la conversión del amoníaco a nitrito y éste a su vez en nitrato. Al proceso inverso se le llama desnitrificación, siendo éste anaeróbico, donde el nitrato se transforma en gas nitrógeno presentando una etapa intermedia de nitrito. Este último no se extrae y emplea a menudo en instalaciones acuícolas (como el nitrato en acuaponía), sin embargo, cada vez es más importante utilizarlo sobre todo en sistemas marinos, donde las densidades son extensas y las tasas de recambio de agua son reducidas, lo que provoca niveles excesivos en el sistema de cultivo⁶⁷.



Nitrificación

El sustrato principal para realizar este proceso es el amoníaco, el cual, es el resultado del catabolismo de las proteínas y moléculas nitrogenadas, como los nucleótidos, coenzimas e innumerables intermediarios metabólicos⁵⁵, es excretado por los peces por difusión e intercambio iónico a través de las branquias, orina y heces^{11,31} y de branquias en los crustáceos²⁵. Es un compuesto altamente soluble en agua, igual que los nitritos y nitratos³⁶. Existe en dos formas: NH_3 no ionizado (amoníaco) y NH_4^+ ionizado (amonio)¹¹, a la suma de ambos se conoce como Nitrógeno Amoniacal Total (NAT). El grado de toxicidad del NAT, depende de su cantidad dentro de la columna de agua, siendo tóxica para los animales aún en concentraciones muy bajas^{34,67}. El pH, la temperatura y la salinidad determinan la cantidad de NH_3 ya que a medida que aumentan la proporción de este es mayor. Los valores permisibles de NH_3 , para exposiciones extensas dependen de la especie y de la temperatura de cultivo, sin embargo, de acuerdo con Timmons y Ebeling (2010)⁶⁷, la regla general es mantenerlos por debajo de 0.05 mg L^{-1} , ya que concentraciones mayores pueden producir modificaciones a nivel de branquias, hígado, sangre y aparato circulatorio⁴⁴, alterando la salud de los animales y con esto afectando la inocuidad y calidad del producto final de consumo.

El nitrito (NO_2^-), es un producto intermedio de la conversión del amoníaco a nitrato. Una vez producido el nitrito inmediatamente se transforma en nitrato, sin embargo, la ausencia de oxidación biológica de éste produce altas concentraciones, y se vuelve tóxico para los animales. Si se presenta esta situación, significa que el biofiltro no está funcionando correctamente, por lo que se debe corregir el problema. El nivel permisible de NO_2^- es $<0.1 \text{ mg L}^{-1}$ (24). El efecto de la toxicidad del nitrito se puede observar cuando éste entra al torrente sanguíneo y provoca que el hierro, que forma parte de la hemoglobina de la sangre en peces, se altere de manera que pierde la capacidad de transportar adecuadamente el oxígeno y como resultado se produce la



metahemoglobina, que representa un grave problema en los organismos⁶⁷. El nitrato es el producto final que tiene como objetivo el proceso de nitrificación y, en comparación con los anteriores, éste es menos tóxico, en niveles moderados. Los niveles de concentración permisibles son de 0.4 a 0.8 mg L⁻¹(24).

La nitrificación es un proceso que consiste en la oxidación del amoníaco y amonio (NH_3 NH_4^+) a nitrito (NO_2^-) y posteriormente a nitrato (NO_3^-), y el cual se lleva a cabo por un tratamiento biológico (biofiltración). Este es usado en la mayoría de los SRA, por ser el más eficiente en la remoción de los compuestos nitrogenados⁷⁰. Hay dos tipos de bacterias que participan conjuntamente en el proceso de nitrificación: *Nitrosomonas* y *Nitrobacter*, sin embargo, se han encontrado alrededor de una docena de géneros diferentes en los SRA⁶⁷, las cuales, están clasificadas como autótrofas, y para su crecimiento utilizan compuestos inorgánicos como fuente de carbono, por medio de procesos oxidativos, como por ejemplo el CO_2 ⁵⁶. Las *Nitrosomonas*, son aquellas que oxidan el amonio (amoníaco ionizado) en nitrito y *Nitrobacter*, bacterias que oxidan el nitrito a nitrato⁴. Además, las bacterias nitrificantes suelen convivir con bacterias heterotróficas, que crecen más rápidamente y predominan sobre ellas, compitiendo por espacio y oxígeno; si hay un aumento en la cantidad de bacterias heterótroficas, debe a las altas concentraciones de materia orgánica, disuelta y suspendida, presente en los filtros biológicos, por lo que, es necesario que el agua que circula a través de los biofiltros se mantenga libre de grandes cantidades de sólidos totales²⁶.

El proceso de nitrificación consiste en tres fases, la primera (1) es una reacción de ionización por el contacto con las moléculas de agua (sin acción bacteriana); la segunda (2) tiene una mayor tasa de reacción cinética en comparación con la tercera (3); por su parte, la cinética global, generalmente, es controlada por la velocidad de oxidación de amoníaco, éste se ioniza al contacto con el agua y se transforma en amonio; el amonio a su vez se convierte por acción bacteriana, principalmente *Nitrosomonas*, en nitrito, que es transformado casi de inmediato en nitrato, por medio de la intervención de

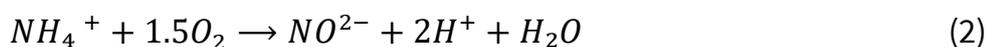


Nitrobacter, por lo que, no debería detectarse altas concentraciones de amoníaco, amonio o nitrito en el agua⁴. Como se mencionó previamente, si el caso se presenta, se debe revisar el filtro biológico²⁶. Un punto importante por destacar es que la concentración de NH_3 , y su posible transformación, depende del pH del agua⁶⁷. Las siguientes ecuaciones explican las reacciones básicas que se producen durante la oxidación biológica del amoníaco a nitrato, así como la reacción completa:

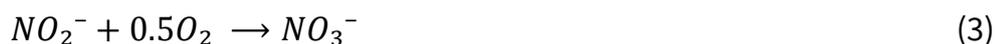
N excretado al agua



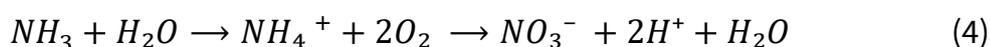
Nitrosomonas



Nitrobacter



Reacción completa



Fuente: Modificado de Timmons y Ebeling, 2010⁽⁶⁷⁾

Para que se lleve a cabo el proceso de nitrificación, es esencial que las concentraciones de oxígeno disuelto sean mayores de 1 mg L^{-1} , ya que, si el nivel es menor, el oxígeno se vuelve un factor limitante del proceso haciéndose más lento⁵⁶. Lo más recomendable es que en general, todo el sistema contenga concentraciones de oxígeno cercanas al 100% de saturación. Las bacterias nitrificantes son altamente susceptibles a diversas sustancias inhibitorias, que pueden afectar su desarrollo y actividad. Las bajas temperaturas pueden alterar su metabolismo, lo que provoca una velocidad de nitrificación lenta, y por ello, la tasa de remoción de amoníaco se reduce. El pH, por su parte, no sólo afecta la velocidad de nitrificación, sino también la relación entre las formas no ionizado (NH_3) y ionizado (NH_4^+) del N. El rango óptimo es de 7 a 8, si el pH se encuentra por debajo o sobre esos valores, el funcionamiento de las bacterias



se ve afectado³¹. La alcalinidad funciona como amortiguador de pH, por cada g de NAT reducido a NO_3^- , se consumen 7.14 g de alcalinidad, sin embargo, se puede compensar con la adición de bicarbonato de sodio. El amoníaco y amonio, en altas concentraciones podría perjudicar directamente la tasa de nitrificación, aunque recientemente se ha demostrado que verdaderamente la que la inhibe es la salinidad. Al igual que temperatura y el pH, los cambios en la salinidad producen alteraciones en las bacterias nitrificantes y afectan la velocidad de eliminación de amoníaco y nitritos^{26,67}.

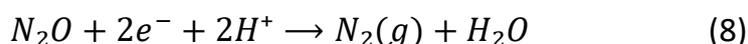
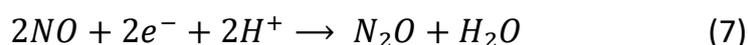
Desnitrificación

El nitrato (NO_3^-), a pesar de no ser un producto de gran preocupación en los SRA, por su baja toxicidad para los animales, también se debe evitar que llegue a concentraciones que puedan afectar su salud y bienestar. En estos sistemas, debido a la continua recirculación de agua, así como, los pocos recambios y altas tasas de retención de agua, es indispensable un tratamiento de desnitrificación⁶⁷. La exposición prolongada a niveles elevados de nitrato puede disminuir la capacidad del sistema inmune, inhibir los ciclos de reproductivos, retrasar los tiempos de incubación o desarrollo de los huevos, las tasas de crecimiento y aumentar la mortalidad⁶⁷. El nitrato en su medio natural suele ser muy estable, mientras que en efluentes puede ser una casusa notable de contaminación ambiental causando eutrofización^{10,69}, además, de no eliminarse del agua de los SRA, puede provocar proliferación de algas resultando en un alto consumo de oxígeno disuelto⁷⁰.

La desnitrificación es la reducción biológica de NO_3^- a gas nitrógeno N_2 , en condiciones anóxicas, donde participan bacterias heterotróficas facultativas, aquellas que como aceptor de electrones utilizan el nitrato en la oxidación del carbono orgánico⁴⁹. A diferencia de la nitrificación, en la desnitrificación las bacterias participantes no son específicas, existe una serie de microorganismos que se pueden



utilizar, entre las más comunes encontramos: *Pseudomonas* spp., *Alcaligenes* spp., *Spirillum* spp., *Paracoccus* spp., *Thiobacillus* spp., *Rhizobium* *Bacillus* spp., etc. Además de microorganismos heterótrofos, también se encuentra una variedad de bacterias autotróficas que son capaces de involucrarse en la desnitrificación⁶⁷. Los productos de la desnitrificación en forma secuencial son: nitrato (NO_3^-) reducido a nitrito (NO_2^-), y al ocurrir esto se produce óxido nítrico (NO_x), óxido nitroso (N_2O) y finalmente gas N_2 ^{27,36}, que es liberado a la atmósfera, sin representar algún tipo de problema, éstos se observan de acuerdo con las siguientes ecuaciones:



Fuente: Timmons y Ebeling, 2010⁽⁶⁷⁾

La desnitrificación se lleva a cabo mediante la digestión de lodos como fuente de carbono orgánico²⁷. El agua puede proceder directamente de los estanques de cultivo, donde se presentan condiciones anóxicas, como resultado de la degradación de la materia orgánica y, de la liberación de compuestos de bajo peso molecular de carbono⁷⁰, medio en el cual, un donador de electrones orgánico propicia y acelera el proceso de desnitrificación⁶¹. El O_2 es uno de los principales factores que controlan este proceso, ya que, para las bacterias desnitrificantes, el oxígeno disuelto y no el nitrato, es la mejor fuente de O_2 . Los bajos niveles dan lugar a la reducción incompleta de los productos intermedios de la desnitrificación, NO_x y N_2O , e incluso la acumulación de nitrito en el fluido^{56,67}. Algunos factores que también afectan el progreso de



desnitrificación son el pH, la alcalinidad y las altas intensidades de luz. Por su parte, la temperatura adecuada a la que se lleva a cabo todo este proceso abarca un gran intervalo de 25 a 32°C, gracias a la versatilidad de las bacterias desnitrificantes^{56,70}.

Filtros biológicos

Los SRA requieren de elementos de nitrificación, biofiltros, donde se mantengan adecuados los niveles de amonio y nitritos para los animales acuáticos cultivados. Se consideran pieza clave e indispensable en cualquier diseño de tratamiento de agua para un SRA³³. La biomasa de animales cultivados en el estanque no debe exceder la capacidad de carga del biofiltro⁶⁷. Existen de diferentes formas y diseños, ya sean comerciales²⁸ o se pueden construir con diversos materiales⁶³. Su función es propiciar el medio adecuado para la proliferación de bacterias nitrificantes, que llevan a cabo la transformación de sustancias nitrogenadas nocivas presentes en el agua, a otras menos peligrosas para los animales acuáticos, además, de poder retener y transformar sólidos orgánicos disueltos. En su interior, estas conversiones se realizan de manera natural, gracias a presencia de colonias bacterianas nitrificantes mencionadas previamente, tales como *Nitrobacter* spp. y *Nitrosomonas* spp., que colonizan sustratos con área de superficie específica considerable, además, de todas las superficies de los diversos elementos del sistema (biofilm)³⁸. Ciertamente la capacidad y eficiencia de un biofiltro está condicionada por su capacidad de nitrificación⁴⁸, por lo cual, es lógico pensar que, la tasa de remoción de compuestos de un filtro biológico está relacionada directamente con la cantidad y tipo de sustrato utilizado, y a su vez, con las características físicas de este, permitiendo o no una adecuada colonización bacteriana^{1,29,38,67}.

Básicamente, son dispositivos de diversos tipos, formas y tamaños, que en su interior contienen un material filtrante (sustrato) (Figura 8), que proporciona gran superficie para el crecimiento de las bacterias benéficas²¹. El sustrato debe permitir una



correcta circulación del agua, de tal manera que las colonias que lo habitan puedan tomar el oxígeno disuelto en esta, y transformar el amonio y los nitritos, en nitratos. Las bacterias nitrificantes son aerobias, por lo que el oxígeno debe permanecer en altas concentraciones ya que se consume constantemente, y la falta de este puede provocar una anaerobiosis, lo que ocasiona que dichas bacterias mueran, en especial, las que colonizan las partes más profundas del medio filtrante donde el intercambio molecular no es muy favorable^{30,38}.

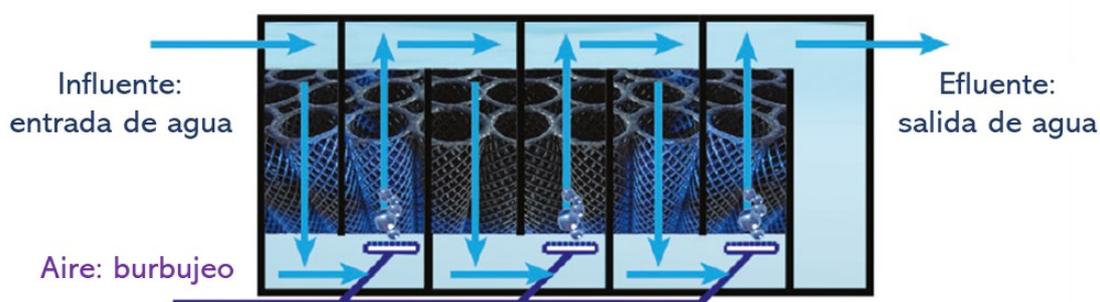


Figura 8. Filtro biológico⁷.

Para su correcto funcionamiento, un filtro biológico requiere una alta concentración de oxígeno y una carga mínima de sólidos, que permita disminuir las concentraciones de amoníaco y amonio. La selección de un biofiltro es un tema complejo ya que existe una gran variedad de tecnologías aplicables para la acuicultura intensiva y, cada una tiene sus propias particularidades, lo que le permite adecuarse las necesidades específicas. Existe una gran variedad de tecnologías utilizadas regularmente en acuicultura; como son los filtros de medios granulares (incluyen filtros de lecho fluidizado o de medios flotantes), o bien, biofiltros sumergidos, contactores biológicos rotativos (biodiscos), biorreactores de lecho móvil y filtros percoladores, entre los más comunes³⁹.



El diseño de un biofiltro debe tomar en cuenta algunos criterios como son^{1,12}:

- Características físicas generales,
- Medio de soporte a utilizar (tipo, densidad, tamaño y área de superficie específica),
- Tasa hidráulica (tiempo de retención hidráulica) y
- Carga específica.

En nuestra experiencia, además del estanque, un SRA debe contar con al menos un clarificador sedimentador, un filtro de materia fina (con medio de retención, se sugieren 2 o 3 unidades) y un biofiltro (con medio para el crecimiento bacteriano). Se recomienda que estos componentes tengan forma cónica y que cuenten con un sistema de drenaje para facilitar su limpieza (Figura 9).

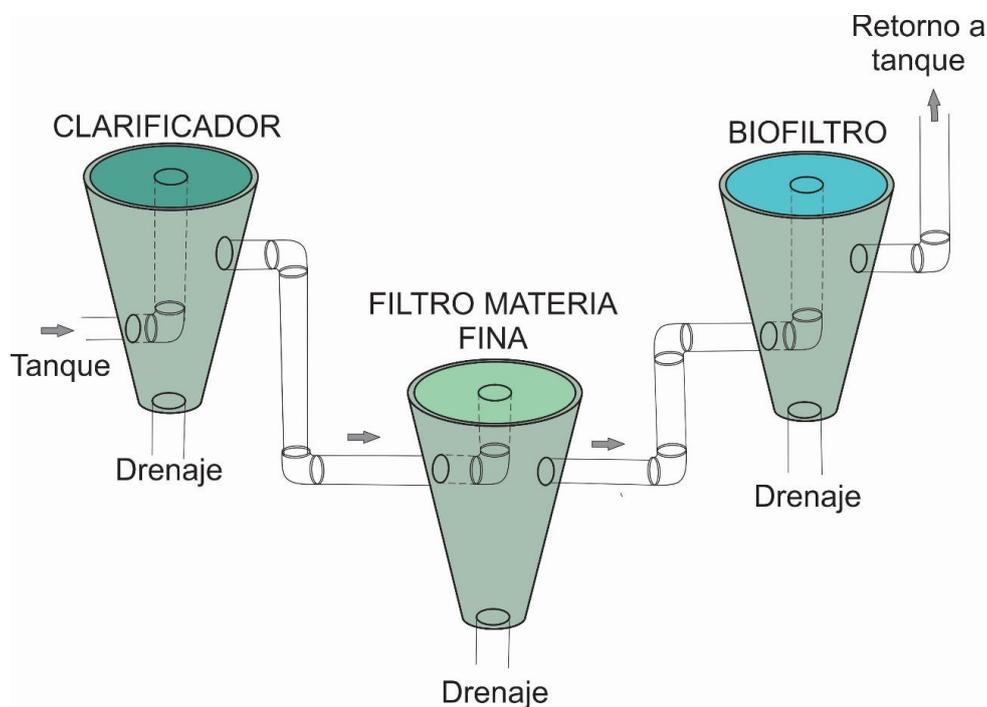


Figura 9. Esquema de filtros físicos (mecánicos) y biofiltro. Diseño propio elaborado con información de Timmons y Ebeling, 2010⁽⁶⁷⁾.



Sustratos en filtros biológicos

El elemento principal de un filtro biológico es el sustrato, pues es el soporte donde las bacterias nitrificantes pueden adherirse y proliferar^{1,38}. La cantidad de bacterias presentes en los biofiltros es proporcional a la eficiencia de estos, y a su vez está directamente relacionada con el tipo de sustrato utilizado. Al elegir un medio se debe considerar su área de superficie específica, ya que, de ésta dependerá la capacidad del filtro en la eliminación de compuestos nitrogenados. Para que se logre esta eficiencia, los sustratos empleados deben mantener equilibrada la relación “superficie específica : espacio vacío”⁶⁷. Un punto importante que considerar también es el tamaño de partícula¹⁶.

Si se utilizan materiales con poca porosidad, la superficie para la colonización y crecimiento bacteriano no será la adecuada y, por consiguiente, la carga de microorganismos benéficos puede ser afectada, provocando que los procesos de nitrificación, función primaria de los filtros biológicos, no se lleven a cabo de forma favorable²⁹. Cuando el diseño del filtro y la selección del sustrato no son los correctos, se llega a generar una escasa desgasificación o bien, la actividad biológica se acelera y se producen lodos³⁸. Los sustratos empleados deben ser materiales inertes, que no sean comprimibles, y, sobre todo, no ser biológicamente degradables.

Existen diversos materiales utilizados: arena, grava, piedra y sintéticos; de formas diferentes: esferas (bioesferas), anillos, láminas, bloques, entre otros^{1,38,60,67}. Los sustratos plásticos, cuentan con una mayor superficie específica, gran cantidad de espacios vacíos, resistencia mecánica, estabilidad química y durabilidad^{1,47}. Otro detalle por resaltar es que las características del sustrato afectan la tasa de supervivencia de los animales, cuando son adecuadas se observan valores del 97 al 98%⁵⁴. Existe literatura referente, sobre la evaluación de diferentes sustratos empleados en biofiltros, para optimizar la eficiencia de estos^{16,21,33,48,57}.



En resumen, de acuerdo con nuestra experiencia, un SRA, se debe componer de al menos uno de los siguientes elementos (Figura 10):

- Estanque
- Clarificador – sedimentador
- Filtro(s) mecánicos con material de retención de materia fina
- Biofiltro
- Líneas de conducción de agua
- Sistemas de bombeo y aireación
- Cubierta de protección, para evitar que los peces salten, si es que el estanque no tiene la altura necesaria

Además, en la unidad de cultivo, se deberá contar con una bomba y aireador de repuesto, así como, redes, báscula, recipientes, contenedor con tapa o área segura para el alimento etc. y todo lo necesario para el adecuado manejo de los animales.



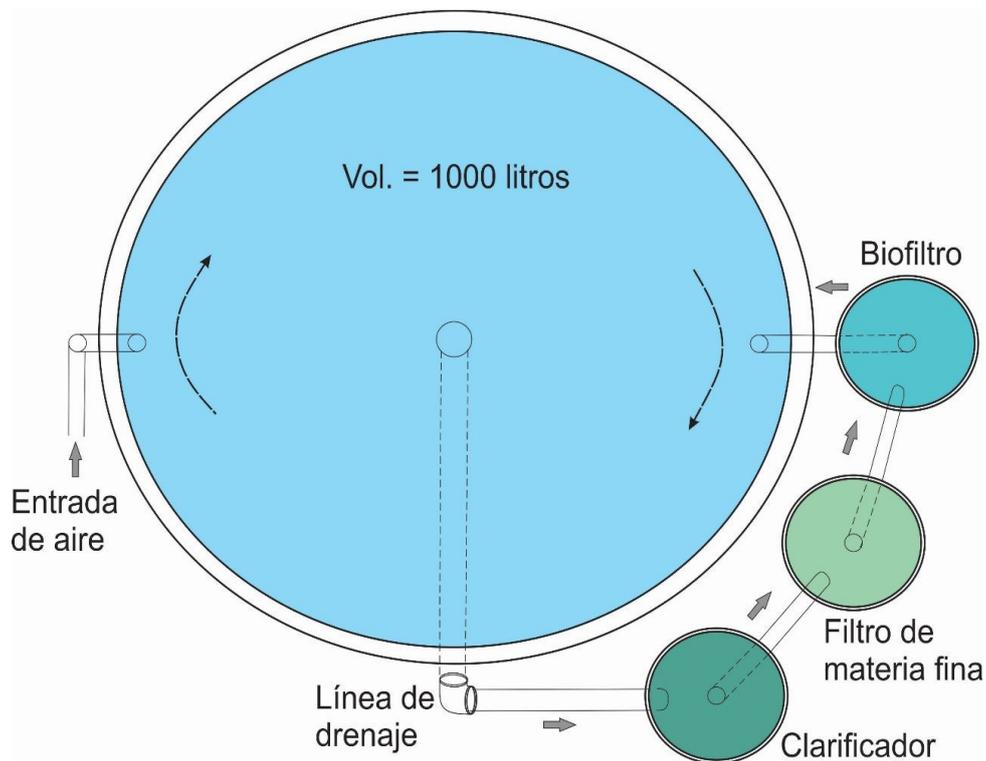


Figura 10. Esquema general de un Sistema de Recirculación Acuícola (componentes mínimos).

REFERENCIAS

1. Al-Hafedh SY, Alam A y Alam AM. (2003). Performance of plastic biofilter media with different configuration in a water recirculating system for the culture of Nile Tilapia (*Oreochromis niloticus*). *Aquaculture Engineering*. 29:139-154.
2. Amirkolaie AK. (2011). Reduction in the environmental impact of waste discharged by fish farms through feed and feeding. *Reviews in Aquaculture*. 3: 19-26.
3. APROMAR. Asociación Empresarial de Acuicultura de España. (2022). Guía sobre el bienestar de los peces en la acuicultura española – Volumen 1: Conceptos y Generalidades. 36 pp.
4. Argaman Y. (1991). Biological nutrient removal. In: Martin MA. (Ed.). *Biological degradation of waste*. Elsevier Science Publishers. England. Pp: 88-92.



5. Barraza HCA, Aguirre GG y López CDG. (2009). Sistemas de producción de acuicultura con recirculación de agua para la región norte, noreste y noroeste de México. *Revista Mexicana de Agronegocios*. 25: 117-128.
6. Boyd CE, Tucker C, McNevin A, Bostick K y Clay J. (2007). Indicators of resource use efficiency and environmental performance in fish and crustacean aquaculture. *Reviews in Fisheries Science*. 15: 327-360. DOI: 10.1080/10641260701624177
7. Brengballe J. (2015). *A Guide to Recirculation Aquaculture: An Introduction to the New Environmentally Friendly and Highly Productive Closed Fish Farming Systems*. Organización Mundial de la Salud para la Agricultura y la Alimentación.
8. Camargo-Castellanos JC, Flores-García L, Herrera-Díaz IE, Álvarez-González CA, Albertos-Alpuche PJ, Martínez-Yáñez R. (2022). System management of *Lemna minor* in aquaponics. *Aquaculture Research*. 53(3): 974-988. <https://doi.org/10.1111/are.15637>
9. Carrascal RJ. (2011). Evaluación de la etapa de levante de carpa común (*Cyprinus carpio*) en sistemas cerrados de recirculación de agua (Tesis de Licenciatura). Universidad Militar Nueva Granada. Bogotá, Colombia.
10. Ceshin S, Crescenzi M y Ianelli MA. (2020). Phytoremediation potential of the duckweeds *Lemna minuta* and *Lemna minor* to remove nutrients from treated waters. *Environmental Science and Pollution Research*.
11. Chew SF, Wilson JM, Ip YK y Randall DJ. (2006). Nitrogen excretion and defense against ammonia toxicity. En: *The Physiology of Tropical Fishes: Volume 21 Fish Physiology*. Elsevier Inc. Pp: 307-395. DOI: 10.1016/S1546-5098(05)21008-7
12. Colt J, Lamoureux J, Patterson R y Rogers G. (2006). Reporting standards for biofilters performance studies. *Aquacultural Engineering*. 34: 377-388.
13. Colt J. (2000). Aeration systems. In Stickney RR. (Ed). *Encyclopedia of Aquaculture*. Wiley. USA. Pp 7-10.
14. Crab R, Avnimelech Y, Defoirdt T, Bossier P y Verstraete W. (2007). Nitrogen removal techniques in aquaculture for a sustainable production. *Aquaculture*. 270: 1-14.
15. Cripps SJ y Bergheim A. (2000). Solids management and removal for intensive land-based aquaculture production systems. *Aquacultural Engineering*. 22: 33-56.
16. Davidson J, Helwig N y Summerfelt TS. (2008). Fluidized sand biofilters used to remove ammonia, biochemical oxygen demand, total coliform bacteria, and suspended solids from an intensive aquaculture effluent. *Aquacultural Engineering*. 29(1): 6-15.
17. DOF. Diario Oficial de la Federación. (2007). Ley General de Pesca y Acuicultura Sustentables. Pp: 14.
18. DOF. Diario Oficial de la Federación. (2020). Programa Nacional de Pesca y Acuicultura 2020-2024. En línea: https://www.dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=5609194&fecha=30/12/2020#gsc.tab=0



19. Ebeling JM y Timmons MB. (2012). *Recirculating Aquaculture Systems*. Aquaculture Production Systems. Primera edición.
20. Endut A, Jusoh A, Ali N, Wan-Nik WB y Hassan A. (2010). A study on the optimal hydraulic loading rate and plant ratios in recirculation aquaponics systems. *Bioresource Technology*. 101(5): 1511-1517.
21. Fadhil R, Endan J, Arziman S, Taip F y Ja'afar M. (2011). Effectiveness of Floating Micro-bead Bio-Filter for Ornamental Fish in a Re-circulating Aquaculture System. *Fisheries and Aquaculture Journal*. 1: 1-8.
22. FAO. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. (2006). *SOFIA: El estado mundial de la pesca y acuicultura*. FAO. Roma, Italia.
23. FAO. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. (2022). *SOFIA: El estado mundial de la pesca y acuicultura*. FAO. Roma, Italia.
24. Fragoso CM y Auró OA. (2006). *Zootecnia Acuícola*. En: Trujillo OME. (Ed.). *Introducción a la Zootecnia*. Editorial FMVZ-UNAM. Pp: 333-359.
25. Frías-Espericueta M y Páez-Osuna F. (2001). Toxicidad de los compuestos del nitrógeno en camarones. En: Páez-Osuna F. (Ed.). *Camaronicultura y medio ambiente*. Universidad Nacional Autónoma de México, México DF. Pp: 253-276.
26. Galli MO. (2007). *Sistemas de Recirculación y Tratamiento de Agua*. Secretaría de Agricultura, Ganadería, Pesca y Alimentos. SAGPyA. Santa Ana-Corrientes, Argentina. Pp: 1-35.
27. Grady LCP, Daigger TG y Lim CH. (1999). *Biological wastewater treatment*. 2nd edition. Marcel Dekker, Inc. U.S.A. Pp: 487-490.
28. Guerdat TC, Losordo TM, Classen JJ, Osborne JA y DeLong DP. (2010). An evaluation of commercially available biological filters for recirculating aquaculture systems. *Aquacultural Engineering*. 42(1): 38-49.
29. Gutiérrez-Wing MT y Malone RF. (2006). Biological filters in aquaculture: Trends and research directions for freshwater and marine applications. *Aquacultural Engineering*. 34: 163-171.
30. Hoff HH. (1996). *Conditioning, spawning and rearing of fish with emphasis on marine clownfish*. First Edition. Aquaculture Consultants Inc. Florida. Pp: 28-51.
31. Ingle MG, Villareal DE, Arredondo FJ, Ponce PJ y Barriga SI. (2003). Evaluación de algunos parámetros de calidad del agua en un sistema cerrado de recirculación para la acuicultura, sometido a diferentes cargas de biomasa de peces. *Hidrobiología*. 13(4): 247-253.
32. Iturbide DK. (2008). *Caracterización de los efluentes de dos sistemas de producción de Tilapia y el posible uso de plantas como agentes de Biorremediación*. Tesis de Maestría. Universidad de San Carlos de Guatemala. Guatemala, Guatemala. Pp: 6-74.



33. Jiménez GM y Balcázar LJ. (2003). Uso de filtros biológicos en larvicultura del *Litopenaeus vannamei*: Principios generales. Revista AquaTIC. 18:11-14.
34. Jiménez SJA. (2012). Sistemas de Recirculación en Acuicultura: Una Visión y Retos Diversos para Latinoamérica. Revista Industria Acuícola. México. 8: 6-10.
35. Krause J, Kuzan D, Defrank M, Mendez R, Pusey J y Braun C. (2006). Design guide for recirculating aquaculture system. Rowan University. NJ, USA. Pp: 4-5.
36. Lee PG, Lea RN, Dohmann E, Prebilsky W, Turk PE, Ying H y Whitson JL. (2000). Denitrification in aquaculture systems: an example of a fuzzy logic control problem. Aquacultural Engineering 23: 37-59.
37. López-Jaime J. (2019). Cultivo Acuapónico Guía Especializada. Aquaponic Culture- Tool Kit. Aula del mar. Málaga, España.
38. Losordo MT, Masser PM y Rakocy EJ. (1999). Recirculating Aquaculture Tank Production Systems: A review of component options. Southern Regional Aquaculture Center. SRAC. 453: 1-12.
39. Malone RF y Pfeiffer TJ. (2006). Rating fixed film nitrifying biofilters used in recirculating aquaculture systems. Aquaculture Engineering 34: 389-402.
40. Martins CIM, Eding EH, Verdegem MCJ, Heinsbroek LTN, Schneider O, Blancheton JP, Roque d'Orbcastel E y Verreth JAJ. (2010). New developments in recirculating aquaculture systems in Europa: A perspective on environmental sustainability. Aquacultural Engineering. 43: 83-93.
41. Masser PM, Rakocy J y Losordo MT. (1992). Recirculating Aquaculture Tank Production Systems: Management of recirculating systems. Southern Regional Aquaculture Center. SRAC. 452: 1-12.
42. Mcmillan DJ, Wjeaton WF, Hochheimer NJ y Soares J. (2003). Pumping effect on particle sizes in a recirculating aquaculture system. Aquacultural Engineering. 27: 53-59.
43. Méndez TSV, González PG y Fragoso CM. (2001). Peces de ornato. En: Auró de Ocampo. Editor. Principios de Acuicultura. FMVZ-UNAM. Pp: 152-153.
44. Navarro I y Gutiérrez J. (1993). Respiración y excreción. En: Castelló OF. (Ed.), Acuicultura marina: Fundamentos de la producción. Universidad de Barcelona, España. Pp: 309.
45. Nuwansi KKT, Verma AK, Prakash C, Tiwari VK, Chandrakant MH, Shete AP y Prabhath GPWA. (2015). Effect of water flow rate on polyculture of koi carp (*Cyprinus carpio* var. *koi*) and goldfish (*Carassius auratus*) with water spinach (*Ipomoea aquatica*) in recirculating aquaponic system. Aquaculture International. DOI: 10.1007/s10499-015-9932-5
46. OPP. Organización Productores Piscicultores. (2009). Manual de Acuicultura Sostenible. Sustain Aqua. Madrid, España. En línea:



[https://www.observatorio-](https://www.observatorio-acuicultura.es/sites/default/files/images/adjuntos/libros//manual_acuicultura_sostenible.pdf)

[acuicultura.es/sites/default/files/images/adjuntos/libros//manual_acuicultura_sostenible.pdf](https://www.observatorio-acuicultura.es/sites/default/files/images/adjuntos/libros//manual_acuicultura_sostenible.pdf)

47. Ortiz SAI, Criollo GR y Romero GLC. (2012). Montaje y evaluación preliminar de biofiltros de flujo ascendente y descendente para tratamiento de agua residual en un sistema de recirculación acuícola para el cultivo de Trucha Arcoiris. *Investigación pecuaria*. 1(2): 108-117.
48. Pfeiffer JT y Wills SP. (2011). Evaluation of three types of structured floating plastic media in moving bed biofilters for total ammonia nitrogen removal in a low salinity hatchery recirculating aquaculture system. *Aquaculture Engineering*. 45: 51-59.
49. Phillips JB y Love NG. (1998). Biological denitrification using upflow biofiltration in recirculating aquaculture systems: pilot-scale experience and implications for full-scale. *The 2nd International Conference on Recirculating Aquaculture*. Blacksburgo, Virginia. Pp: 171-178.
50. Piedrahita HR. (2003). Reducing the potential environmental impact of tank aquaculture effluents through intensification and recirculation. *Aquaculture*. 226: 35-44.
51. Rafiee G y Saad CR. (2005). Nutrient cycle and sludge production during different stages of red tilapia (*Oreochromis* sp.) growth in a recirculating aquaculture system. *Aquaculture*. 244: 109-118.
52. Rakocy EJ, Masser PM y Losordo MT. (2006). Recirculating Aquaculture Tank Production Systems: Aquaponics-Integrating fish and plant culture. *Southern Regional Aquaculture Center*. 454: 1-16.
53. Regalado AJR. (2013). Diseño y evaluación de un sistema acuapónico para la producción de animales acuáticos y plantas para consumo humano. Tesis. Maestría en Ciencias del Agua. Universidad de Guanajuato.
54. Ridha TM y Cruz ME. (2001). Effect of biofilter media on water quality and biological performance of the Nile Tilapia *Oreochromis niloticus* L. reared in a simple recirculating system. *Aquacultural Engineering*. 24: 157-166.
55. Rodwell VW, Bender DA, Botham KM, Kennelly PJ y Weil P. (Ed). (2016). Harper. *Bioquímica ilustrada*, 30e. McGraw Hill Interamericana, México.
56. Rojas BAM. (2009). Caracterización y análisis de las corrientes de la línea de agua y de fango de una planta piloto de aguas residuales del Grupo de Investigación Calagua. Tesis de Master. Universidad Politécnica de Valencia. Valencia, España. Pp: 28-31.
57. Rombaut G, Suantika G, Boon N, Maertens S, Dhert P, Top E, Sorgeloos P y Verstraete W. (2001). Monitoring of the evolving diversity of the microbial community present in rotifer cultures. *Aquaculture*. 198: 237-252.
58. SAGPyA. Secretaria de Agricultura, Ganadería, Pesca y Alimentación de la Nación. (2006). *Los sistemas cerrados de recirculación en piscicultura*. Argentina.



59. Saldarriaga JC, Hoyos AD y Correa AM. (2011). Evaluación de procesos biológicos unitarios en la remoción simultánea de nutrientes para minimizar la eutroficación. *Escuela de Ingeniería de Antioquía, Medellín*. 15:129-140.
60. Sánchez D y Zapata LM. (2002). Manejo de efluentes procedentes de instalaciones acuícolas. *Nicovita*. 7(1): 1-5.
61. Sarmiento P. (2013). Sistemas de producción en acuicultura. *Solla Nutrición Animal*.
62. SEMARNAT. Secretaria del Medio Ambiente y Recursos Naturales. (2005). Informe de la Situación del Medio Ambiente en México. Pp: 313, 245-246.
63. Somerville C, Cohen M, Pantanella E, Stankus A y Lovatelli A. (2022). Producción de alimentos en acuaponía a pequeña escala – Cultivo integral de peces y plantas. FAO Documento Técnico de Pesca y Acuicultura No. 589. FAO, Roma. En línea: <https://doi.org/10.4060/i4021es>
64. Summerfelt ST, Sharrer MJ, Tsukuda SM y Gearheart M. (2009). Process requirements for achieving full-flow disinfection of recirculating water using ozonation and UV irradiation. *Aquaculture Engineering*. 40: 17-27.
65. Suresh VA y Lin KC. (1992). Effect of stocking density on water quality and production of red tilapia a recirculated water system. *Aquacultural Engineering*. 11(1):1-22.
66. Tacon JGA y Forster P. (2003). Aquafeeds and environment policy implications. *Aquaculture*. 226: 181-189.
67. Timmons BM y Ebeling MJ. (2010). *Recirculating aquaculture*. 2nd Edition. Cayuga Aqua Venture. N.Y., U.S.A.
68. Trasviña MAG, Cervantes TM, Pérez SE y Timmons BM. (2007). Sistema de Recirculación modular para uso familiar/multi-familiar. Instituto Tecnológico de Boca de Río. Veracruz, México. Pp: 5-26.
69. Tyson RV, Treadwell DD y Simonne EH. (2011). Opportunities and challenges to sustainability in aquaponics systems. *HortTechnology*. 21(1): 6-13.
70. Van Rijn J, Tal Y y Schreier JH. (2006). Denitrification in recirculating systems: Theory and applications. *Aquacultural Engineering*. 34: 364-376.
71. Van Wyk P. (1999). Principles of recirculating system design. In: Van Wyk P, Davis-Hodgkins M, Laramore R, Main KL, Mountain J y Scarpa, J. (Ed). *Farming*.
72. Verdegem MCJ, Bosma RH y Verreth JAJ. (2006). Reducing water use for animal production through aquaculture. *International Journal of Water Resources Development*. 22: 101-113.
73. Zohar Y, Tal Y, Schreier HJ, Steven C, Stubblefield J y Place A. (2005). Commercially feasible urban recirculated aquaculture: addressing the marine sector. In: Costa-Pierce B. (Ed.). *Urban Aquaculture*. CABI Publishing. Cambridge, MA. Pp: 159-171.





Ilustración: <https://pixabay.com/>



Capítulo 3

SISTEMAS DE RECIRCULACIÓN ACUÍCOLA HIDROPÓNICOS: ACUAPONÍA

Rosario Martínez-Yáñez

Romina García Aguirre

Pedro J. Albertos Alpuche

Israel Enrique Herrera Díaz

INTRODUCCIÓN

Cada vez es mayor la necesidad de implementar alternativas de solución a la problemática que representa el manejo de los residuos en las actividades acuícolas, además, es imperante realizar un uso eficiente del recurso hídrico. Se ha mostrado que los desechos del cultivo acuícola pueden ser utilizados como nutrientes para el crecimiento vegetal, empleando sistemas hidropónicos como filtros biológicos en un SRA^{3,7,8,14}, lo que hace posible obtener un sistema “híbrido”, es decir acuícola-hidropónico, donde se mantienen y producen en un mismo espacio y período de tiempo, tanto plantas como animales acuáticos con alta calidad comercial²⁰. La acuaponía es la suma de un sistema hidropónico y uno de acuicultura de recirculación. Tomando en cuenta a la hidroponía, como un sistema de cultivo sin tierra que se basa principalmente en utilizar el agua como medio para brindar los requerimientos nutricionales necesarios para el desarrollo óptimo de las plantas. Así mismo, la acuicultura se puede definir como el cultivo de animales y plantas acuáticas^{21,30}.



La acuaponía es un sistema cerrado y puede ser definida como la producción hidropónica de plantas integrada a un sistema de recirculación acuícola (SRA). En comparación con la hidroponía, los sistemas acuapónicos utilizan menos cantidad de agua para producir de forma orgánica la misma cantidad de biomasa vegetal^{17,21}, asimismo, el impacto por la descarga de aguas residuales es menor, haciéndolo un modelo de producción ecológicamente amigable. Por lo anterior, la acuaponía se maneja como una alternativa de producción primaria dirigida al desarrollo sustentable^{23,28}.

EL SISTEMA DE RECIRCULACIÓN ACUAPONICO

El sistema de recirculación acuapónico es una tecnología prometedora en el que los nutrientes que excretan directamente los organismos cultivados en la producción acuícola (peces, camarones, bivalvos) o que son generados por la descomposición microbiana de los desechos orgánicos, son absorbidos y utilizados como nutrientes por las plantas cultivadas hidropónicamente^{21,31}. De esta forma se genera un producto de valor, a través de un subproducto desechable, con la ventaja de que el agua, filtrada y libre ya de nutrientes, queda disponible para ser utilizada por las especies acuícolas¹³. El principal enfoque de los sistemas acuapónicos es la producción intensiva y eficientizar el uso del agua¹¹. Sólo hay que agregar una pequeña cantidad de agua nueva cada día (1.5% del volumen del sistema), para compensar pérdidas por evaporación, transpiración y eliminación de lodos¹³.

Entre las especies dulceacuícolas que se pueden cultivar en acuaponía, se encuentran la tilapia (*Oreochromis niloticus*), también llamada tilapia del Nilo, mojarra tilapia o blanco del Nilo; el bagre o bagre de canal (*Ictalurus punctatus*); la langosta de agua dulce o langosta australiana (*Cherax quadricarinatus*); la mojarra castarrica, mojarra colorada, mojarra criolla, mojarra rayada o mojarra latinoamericana



(*Cichlasoma urophthalmus*); o cualquier pez de agua dulce de ornato, ya sea de agua cálidas, templadas o frías como japonés, carpa Koi¹⁰, guppy, molly común o de velo, pez ángel, gurami, platty, danio cebra, espada, monja, cíclidos, tetras, oscar, bardos, plecos, bettas, entre otras¹⁵. También se han realizado estudios en otras especies como *Sarcocornia ambigua* (halófito tolerante a sales) y camarón blanco del pacífico (*Litopenaeus vannamei*)¹⁹.

Según lo reportado por López-Jaime (2019)¹³ y Tuttillo-Ortiz (2021)³¹, con la elección de un sistema acuapónico, ante un sistema de cultivo convencional, para la producción de vegetales o especies acuáticas se consigue:

- Reducir el agua y energía utilizada, y, por tanto, el costo de producción.
- Eliminar los fertilizantes para las plantas, ya que el agua proporciona el 80% de los 16 elementos que necesitan las plantas para su desarrollo.
- Reducir la generación de desechos. Los pocos productos que quedan en la decantación de los filtros (restos de heces o alimento) pueden ser secados y usados como abonos de alta calidad.
- Anular la contaminación acústica, del agua, aire o suelo.
- Aumentar la bioseguridad de los productos, gracias a un mejor control de patógenos que pueden provenir del agua, ya que la cantidad requerida de agua es baja, y se puede hacer un control biológico de toda la que entra al sistema.
- Aumentar la bioseguridad por la nula concentración de residuos químicos, ya que no pueden usarse fitosanitarios convencionales para tratar eventuales plagas y tampoco pueden usarse medicamentos convencionales como antibióticos o desinfectantes.
- Reducir el espacio y superficie para el cultivo (reducción de costos).
- Producir cerca de los centros de consumo, al tratarse de instalaciones más pequeñas o medianas, y con menos demanda de agua.



Sanidad y bienestar de animales acuáticos

- Que el cultivo acuapónico crezca más rápido y tenga mejores cualidades nutritivas y organolépticas tras seis meses de funcionamiento.
- Ayudar a pequeños productores agrícolas o mejorar la calidad e imagen de sus productos, y puede promover el agroturismo.
- Evitar el consumo innecesario de agua, las infiltraciones de contaminantes hacia aguas subterráneas, y, por tanto, la sostenibilidad de los terrenos y empresas agrícolas a largo plazo.
- Producir alimentos en lugares con falta de espacio o suelo fértil.
- Aplicar y enseñar diferentes disciplinas: ciencias naturales, ciencias sociales, matemáticas, física, química, biología, tecnología, ingeniería, etc.

Se han descrito algunas desventajas de los sistemas acuapónicos como^{2,16,23}:

- Fuerte tendencia a la disminución del pH: se añade al sistema hidróxido de calcio e hidróxido de potasio, subiendo el pH hasta 7.
- Costo inicial de montaje del sistema alto.
- Dependencia de una fuente de energía eléctrica.
- Vulnerabilidad de las raíces a algunos organismos como caracoles y zooplancton.
- Necesidad de un nivel de capacitación mayor sobre acuicultura y horticultura para la utilización de estos sistemas.
- Necesidad del control de fallas técnicas como las eléctricas o el bloqueo de tuberías.

A pesar de las desventajas que trae consigo, la acuaponía no es otra cosa que perfeccionar, con el conocimiento y la tecnología actual, tradiciones ancestrales de pueblos, comunidades y personas, que supieron producir alimentos y recursos diversos de forma integrada y en armonía con la naturaleza¹³.



Los puntos claves en acuaponía son una correcta recirculación, la conservación y el reciclaje de nutrientes, con el resultante de una producción vegetal totalmente orgánica^{12,21}. El principio básico para su funcionamiento se basa en el Ciclo del Nitrógeno. Este ciclo comienza cuando los animales acuáticos, a partir de sus excreciones y la degradación de la materia orgánica, producen amonio, que es altamente tóxico, y el cuál, es transformado por acción bacteriana en nitritos, y posteriormente éstos a nitratos, por la acción bacteriana de *Nitrosomas spp.* y *Nitrobacter spp.*, respectivamente; después en gas nitrógeno³⁰ (se revisó en el capítulo anterior); sin embargo, en acuaponía el N no se pierde totalmente en la atmósfera, ya que las plantas absorben una gran cantidad de nitratos.

Similar a lo observado en ambientes acuáticos naturales, gran parte del nitrato resultante es proporcionado a los vegetales como nutriente, siendo éste, la principal forma química en la cual, las plantas incorporan N en sus células para ser utilizado en la síntesis de proteínas, lo que se traduce en crecimiento²⁵. Las plantas asimilan la mayor parte del nitrato en forma de compuestos nitrogenados; la primera etapa de este proceso es la reducción de nitrato a nitrito en el citoplasma. Debido a que este es un producto potencialmente tóxico y un ion altamente reactivo inmediatamente después de ser generado, el nitrito es transportado desde el citoplasma hacia cloroplastos en las hojas y plástidos de las raíces. En estos orgánulos, la enzima nitrito reductasa reduce el nitrito a amonio. Al mismo tiempo, las células vegetales previenen la toxicidad del amonio incorporándolo rápidamente en forma de aminoácidos sintetizando glutamina, el cual, será utilizado junto a otros aminoácidos para la proteosíntesis²⁷.

De igual manera, las plantas al absorberlos estos nitratos funcionan como filtros biológicos, depurando el agua del sistema que regresa a los organismos acuáticos, logrando para éstos un medio adecuado para su crecimiento y desarrollo^{7,8,18,32} (Figura 1). La calidad de agua y la concentración de elementos como N y P observada en tejidos de plantas cultivadas en acuaponía, señalan que las especies vegetales juegan un papel



significativo como parte del filtro biológico, e indican que el proceso de nitrificación y la constante degradación de la materia orgánica se producen de forma significativa en las camas hidropónicas donde se encuentran las raíces en constante contacto con el agua proveniente del estanque de cultivo^{7,8}, además, cabe destacar que la obtención de biomasa es mayor que cuando los vegetales son cultivados en el suelo o en hidroponía²⁸, hay evidencia que indica que las plantas crecen y se desarrollan mejor en acuaponía, esto muy probablemente debido al aporte constante de agua y nutrientes disueltos, en temperatura y pH constante^{3,5-8,21}.



Figura 1. Ciclo del nitrógeno en un sistema acuapónico, $\text{NH}_3 \rightarrow \text{NH}_4^+$. Modificado de Cacchione (2007) ¹.

En términos generales, un sistema acuapónico se integra de componentes similares a un SRA: un estanque de cultivo para animales acuáticos, un clarificador / sedimentador / filtro de sólidos, un filtro biológico (biofiltro), cama(s) hidropónicas para el crecimiento de plantas, sistemas de bombeo de agua y sistemas de aireación, y todos estos elementos están interconectados^{21,22,24} (Figura 2).



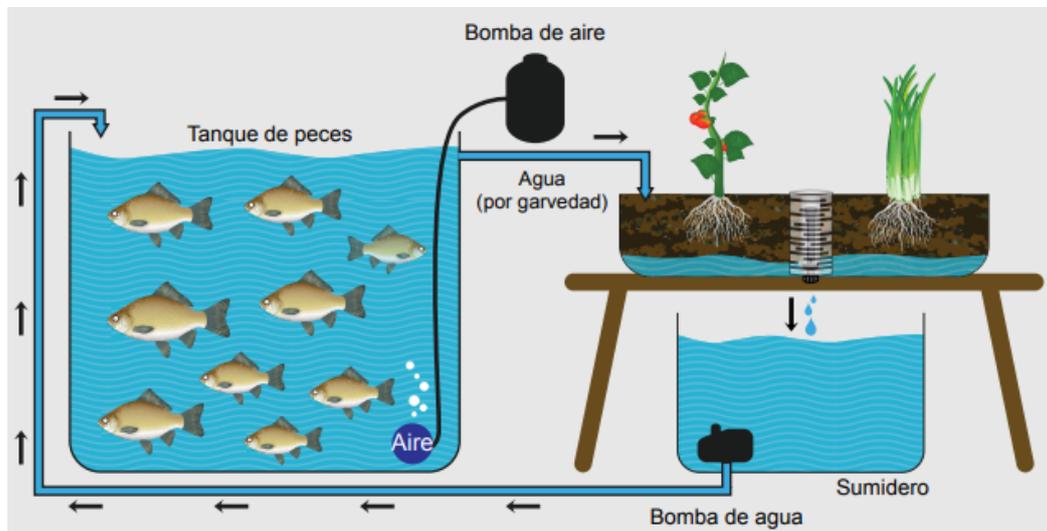


Figura 2. Unidad de acuaponía simple²⁸.

El proceso inicia cuando el agua del estanque rica en nutrientes pasa al sedimentador, ahí son removidas todas las partículas de mayor tamaño; una vez eliminadas, el agua pasa a los biofiltros (filtro con material para bacterias más capas hidropónicas con plantas), donde se alojan gran cantidad de bacterias nitrificantes. Por último, el agua pasa a las camas hidropónicas, las cuales, pueden contener grava, tener camas flotantes o de película de nutrientes (NFT), y posteriormente, retorna a los estanques para así, reiniciar el circuito (recirculación). El flujo del agua generalmente se realiza por medio de tubería de PVC, el suministro de oxígeno debe ser el adecuado para todos los organismos que habitan el sistema, de no ser así, una mala aireación podría provocar consecuencias no deseables²¹⁻²³, debido a ello, se debe mantener en constante flujo el agua entre todos los elementos estructurales. En las Figuras 3 y 4, se muestran los componentes básicos y su interacción dentro de un sistema acuapónico.



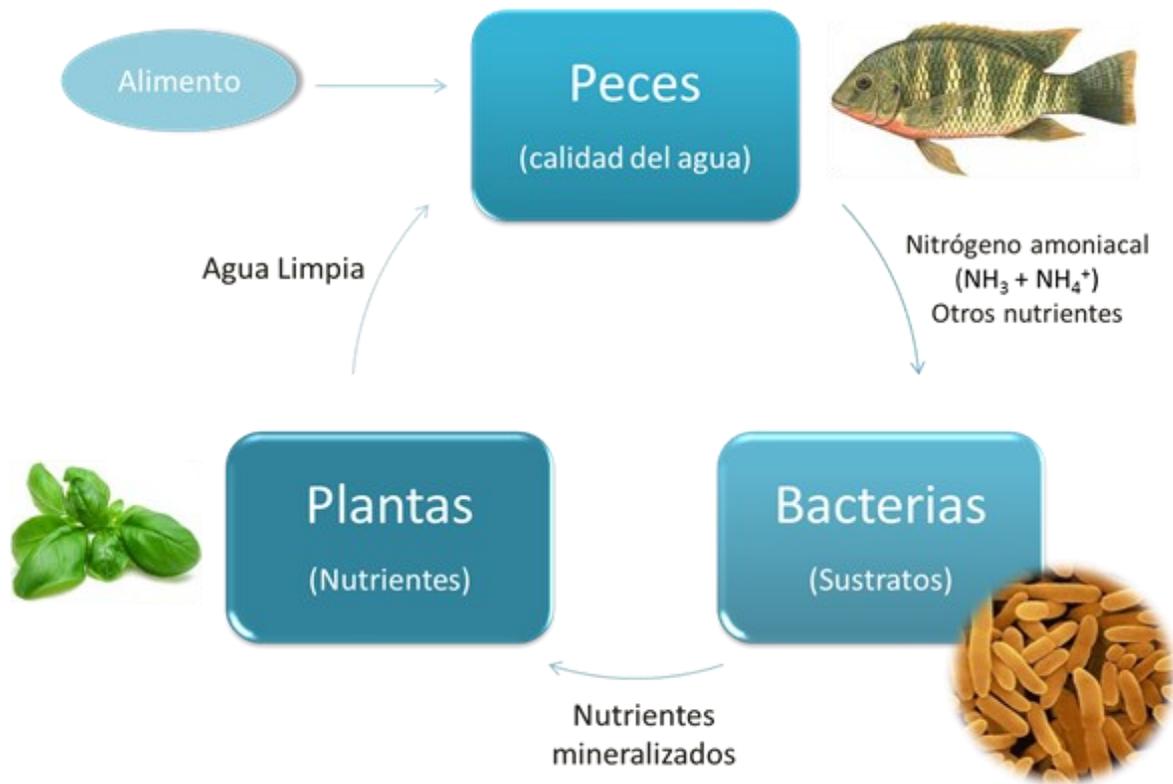


Figura 3. Elementos básicos de un sistema de acuaponía, elaborado con información de Rakocy, 2010 ²¹.

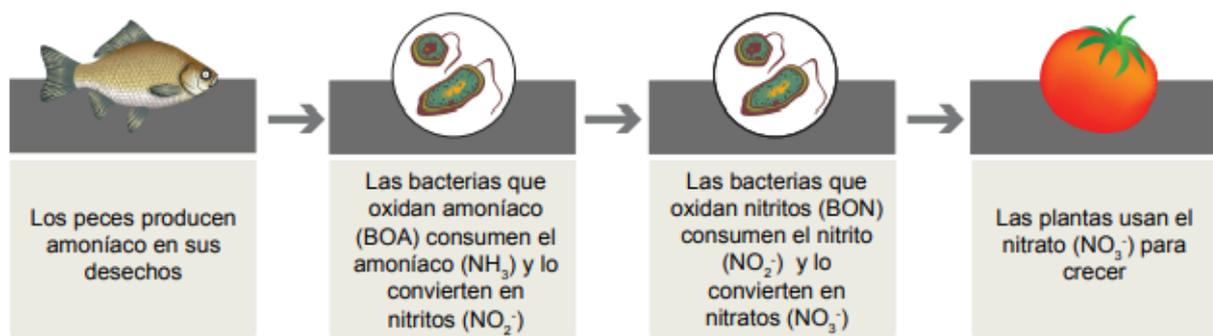


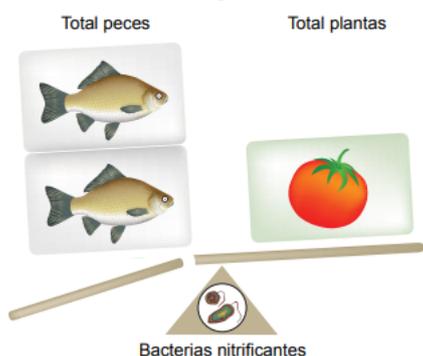
Figura 4. Proceso de nitrificación en un sistema acuapónico²⁸.



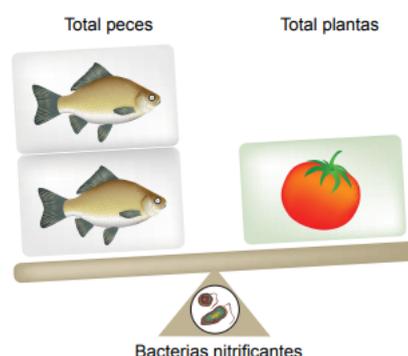
MANEJO DE SISTEMAS DE ACUAPONÍA

El buen funcionamiento del sistema acuapónico se basa en el equilibrio dinámico del ciclo de los nutrientes^{3,21,28,29} y, éstos entran principalmente por el alimento que se ofrece a los peces^{11,21,28}, que consecuentemente, se acumulan en el SRA²¹. Se deben tomar en cuenta la cantidad de N suministrado y la capacidad de absorción de este elemento por los vegetales, la relación biomasa de peces-plantas y el tiempo de retención hidráulico³, además, la capacidad de carga del biofiltro y la concentración de compuestos nitrogenados en el sistema²⁸ (Figura 5).

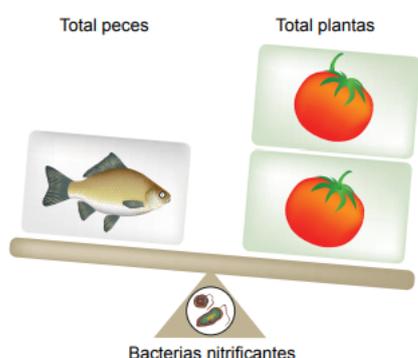
La biomasa de peces excede la capacidad de carga del biofiltro y por ende hay acumulación de amoníaco y nitritos



Los peces y el biofiltro son del tamaño adecuado, pero el sistema está desbalanceado con muy pocas plantas y por ende mucho nitrato



Peces y biofiltro de tamaño correcto, pero el sistema está desequilibrado con demasiadas plantas y por ende nitratos insuficientes



Un sistema equilibrado dónde los peces, plantas y bacterias están en equilibrio dinámico

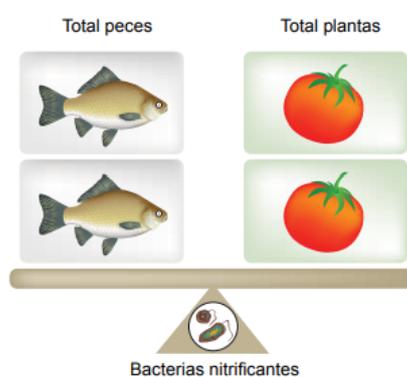


Figura 5. Equilibrio dinámico en un sistema acuapónico²⁸.



Existen algunos principios y reglas empíricas para proporcionar una referencia sobre la proporción óptima entre peces y plantas, el régimen de alimentación y el tamaño del biofiltro.

- Superficie de cultivo para las plantas

Existen muchas variables en función del tipo de planta y del tamaño de la cosecha para determinar la densidad de plantación, por ejemplo: plantas de hoja verde con 20 a 25 especímenes x m², y hortalizas de fruto con 4 a 8 especímenes x m². Una vez elegido el número de plantas es posible determinar la cantidad de superficie de cultivo necesaria y a su vez, la cantidad de alimento para peces que debe añadirse al sistema al día²⁸.

- Cantidad de alimento para los peces

La tasa de alimentación estima la cantidad de alimento para peces que debe añadirse cada día al sistema. Esta proporción depende del tipo de planta que se cultive; las hortalizas de fruto requieren aproximadamente un tercio más de nutrientes que las de hoja verde (40 a 50 g de alimento para peces - plantas por m²/día). También influye la cantidad de proteína que contiene el alimento (se asume el 32%). Por lo regular, la tasa de alimentación de los peses es de 1 a 2% del total del peso corporal por día²⁸.

- Cantidad de peces

Habiendo calculado la cantidad de superficie de cultivo y de alimento, es posible determinar la biomasa de los peces necesaria para comer ese alimento. Los animales de distinto tamaño tienen necesidades y regímenes de alimentación diferentes²⁸.

- Volumen de agua

La densidad de población máxima recomendada es de 10 a 20 kg de peces por 1,000 L de agua (también aplicable para estanques de tamaño superior a 500 L). Si la



unidad es menor a 500 L (no recomendable), se debe reducir la densidad de población a la mitad, es decir, 1 kg por cada 100 L. Con grandes volúmenes de agua se necesita más tiempo para que se acumule una concentración adecuada de nutrientes durante el ciclo inicial²⁸.

- Requisitos para la filtración - biofiltro y separador mecánico

La cantidad de biofiltración necesaria en acuaponía viene determinada por la cantidad de alimento que entra en el sistema diariamente. Cuanto mayor sea la superficie mayor será la colonia bacteriana que pueda albergar. Los biofiltros deben sobredimensionarse si se sospecha que las bajas temperaturas pueden afectar a la actividad bacteriana. Por lo general, el separador mecánico debe tener un volumen de 10 a 30% del tamaño del tanque de peces²⁸.

- Construcción y preparación de la unidad

Antes de abastecer un nuevo sistema con peces y plantar las hortalizas, es crucial comprobar que el equipo funciona correctamente, y que las tuberías y las camas de cultivo están firmes y equilibradas. Después debe hacerse correr el agua por dos días para disipar el cloro (solo si la fuente de agua original no es de lluvia o filtrada). Hay que asegurarse de que el agua que entra en cada tubo o canal de cultivo fluye a la velocidad adecuada^{9,28}.

- Ciclado del sistema y establecimiento del biofiltro

El ciclado del sistema es el término que describe el proceso inicial de creación de una colonia bacteriana en una nueva unidad acuapónica. Normalmente se realiza luego de que la unidad haya funcionado durante 2 a 3 días. El proceso tarda de 3 a 6 semanas e implica la introducción de una fuente de amoníaco a la unidad para alimentar a las bacterias nitrificantes y ayudarlas a proliferar. Termina cuando los niveles de nitrato en el agua comienzan a aumentar y los niveles de amoniaco y nitrito bajan casi a cero^{9,28}.



Por otra parte, es primordial tener buenas prácticas de manejo para las plantas cultivadas:

- Revisión de las directrices de siembra

Al comenzar un nuevo sistema acuapónico hay que optar por plantas de crecimiento rápido y con poca demanda de nutrientes, por ejemplo, hortalizas de hoja verde o plantas fijadoras de nitrógeno (frijoles o guisantes). Algunas unidades acuapónicas nuevas experimentan deficiencias de hierro en los primeros 2 a 3 meses de crecimiento, así que es necesario añadir hierro quelado para satisfacer las necesidades de las plantas^{9,28}.

- Establecimiento de un vivero

Se recomienda establecer un vivero sencillo para garantizar un suministro adecuado de plántulas sanas listas para ser plantadas en las unidades acuapónicas. En el período de germinación y el desarrollo de las plántulas se deben hacer riegos con agua del sistema para favorecer su aclimatación^{9,28}.

- Trasplante de las plántulas

Al momento de hacer un trasplante las plántulas deben ser lavadas. No es recomendable trasplantar a medio día porque las raíces pueden sufrir estrés hídrico debido a su sensibilidad a la luz solar. Así mismo, las plántulas necesitan tener algún soporte, como una canastilla o algún material inerte, de modo que floten sobre el agua^{9,28}.

- Cosecha de las plantas

En uno o dos meses las hortalizas estarán listas para ser cosechadas. Es conveniente escalonar la siembra en el tiempo para evitar la cosecha de una sola vez, y así garantizar la absorción constante de nutrientes y la filtración del agua. Para la cosecha hay que utilizar cuchillos limpios y afilados, evitar que las hojas toquen el



agua, y colocar las plantas cosechadas en un lugar frío para mantener su frescura^{9,28}.

- Manejo de plantas en sistemas “maduros”

Para la obtención de nutrientes disponibles en el agua y, por tanto, el buen crecimiento de las plantas es vital mantener el pH entre 6 y 7. Si se producen carencias es preciso añadir nutrientes, por ejemplo, fertilizante líquido orgánico foliar o vertido en la zona de las raíces. Cuando las plagas llegan a ser un problema se deben usar remedios como: extractos de plantas o repelentes, insecticidas biológicos, jabones suaves, ceniza, aceites vegetales o extractos de aceites esenciales, trampas o plantas atrayentes^{9,28}.

Al introducirse peces a un sistema acuapónico, estos deben aclimatarse adecuada y lentamente; se debe ajustar la temperatura y el pH. Además, son relevantes las buenas prácticas de manejo para los peces durante la producción:

- Alimentación y tasa de crecimiento de los peces

Una densidad de población inicial baja es conveniente para sistemas acuapónicos inmaduros porque brinda tiempo adicional al biofiltro para desarrollarse y a las plantas para crecer y filtrar más nitrato. Se recomienda vigilar cuidadosamente el comportamiento alimentario y ajustar las tomas. Hay que asegurarse de dividir la alimentación en raciones para la mañana y la tarde, y una toma extra al medio día si es necesario²⁸.

- Cosecha y poblamiento escalonado

Una biomasa constante de peces en los tanques asegura un suministro constante de nutrientes a las plantas. Debe adoptarse un método de poblamiento escalonado de peces, manteniendo tres clases de edad, o cohortes, dentro del mismo estanque. Aproximadamente cada tres meses se cosechan los peces maduros y se reponen inmediatamente con nuevos alevines²⁸.



- Tiempo de Retención Hidráulico

El caudal del agua (Q) se considera uno de los parámetros operativos clave en los sistemas a base de agua, incluida la acuaponía, ya que afecta las características de los afluentes y efluentes y, por tanto, determina el flujo de nutrientes a la zona radicular de las plantas. Las altas tasas de flujo permiten un transporte más rápido de agua y nutrientes a la zona de las raíces en los medios de cultivo hidropónicos³³.

Los sistemas integrados de acuaponía usan el agua de manera más eficiente a través de la interacción entre peces y plantas. La adición de agua al sistema para satisfacer la demanda de oxígeno depende del consumo de oxígeno de los peces, la concentración de oxígeno en el agua de entrada y la concentración más baja aceptable en el agua de salida. Por lo tanto, se puede emplear la tasa de carga hidráulico (HLR) para lograr un crecimiento óptimo de los peces y las plantas²⁶. Así mismo, un aumento de HLR podría disminuir el tiempo de contacto para el nitrato y las bacterias desnitrificantes, disminuyendo así, el rendimiento de los canales hidropónicos para la desnitrificación⁵.

Se define el tiempo de retención hidráulico (TRH), como el tiempo en que el agua es retenida dentro del sistema con el objetivo de llevar a cabo la sedimentación de partículas de gran tamaño o para remover nutrientes por medio del cultivo vegetal²⁴. Existen diversos estudios que han abordado la importancia del manejo hidráulico en acuaponía^{3,4,5,26,33}.

El TRH se calcula de la siguiente manera:

$$TRH = V/Q$$

Donde: V representa el volumen efectivo de la cama hidropónica (m³) y Q es el caudal del afluente en la cama hidropónica en una hora (m³ h⁻¹)^{3,24}.



Se han adoptado TRH bajos (menos de 0.5 h) en los sistemas acuapónicos convencionales para mejorar el crecimiento de los peces y las plantas. El flujo del agua tiene un impacto directo en la concentración de oxígeno disuelto (OD) y la acumulación de desechos en los tanques de peces, incluidas en las especies dañinas de N. También se han usado TRH de hasta 0.5 h en sistemas acuapónicos densamente poblados a pequeña escala (por ejemplo, >15 Kg de peces/m³) para garantizar el rendimiento óptimo de los organismos involucrados. El TRH se puede aumentar a 1 h en sistemas acuapónicos con bajas densidades de población (por ejemplo, 1 a 5 Kg de peces/m³). Sin embargo, para mejorar el crecimiento y el rendimiento de los cultivos y minimizar los requisitos de bombeo de agua, se debe determinar el caudal de agua óptimo de un sistema acuapónico, de acuerdo con las especies animal y vegetal que se quieran cultivar^{3,33}.

ACTIVIDADES DE CONTROL PARA EL MANEJO

Se recomiendan diversas actividades que se deben realizar para el buen manejo y mantenimiento de los sistemas acuapónicos. En la Tabla 1, se enumeran las tareas de control diario, semanal y mensual para el manejo de una unidad de acuaponía a lo largo de la temporada de cultivo.



Tabla 1. Tareas de control para el manejo de una unidad acuapónica (adaptado de Somerville *et al.*, 2022)²⁸.

Frecuencia	Actividades
Diariamente	<ol style="list-style-type: none"> 1. Revisión de bombas de agua y aire, y limpieza de sus entradas. 2. Comprobación del flujo de agua. 3. Verificación del nivel de agua y adición de agua faltante. 4. Examinación de la presencia de fugas. 5. Alimentación de los peces; quitar alimento no consumido. 6. Inspección del comportamiento y el aspecto de los peces en cada comida. 7. Comprobación de la presencia de plagas en las plantas. 8. Sustracción de organismos muertos o enfermos. 9. Aseo del clarificador y de los filtros.
Semanalmente	<ol style="list-style-type: none"> 1. Ejecución de pruebas de calidad del agua (pH, OD, temperatura). 2. Ajuste del pH. 3. Revisión de las plantas en busca de deficiencias. 4. Adición de abono orgánico en caso de ser necesario. 5. Aseo de los estanques y el biofiltro (eliminar desechos). 6. Plantación y cosecha de hortalizas (según sea necesario). 7. Cosecha de los peces (si es necesario). 8. Sustracción de las raíces que obstruyan alguna tubería.
Mensualmente	<ol style="list-style-type: none"> 1. Incorporación de nuevos peces en los estanques (si es necesario). 2. Limpieza del biofiltro, el clarificador y todos los filtros. 3. Aseo del fondo de los tanques de peces. 4. Muestreo y revisión de los peces.

REFERENCIAS

1. Cacchione S. (2007). The nitrogen cycle. *Backyard Aquaponics*. 1: 6-8.
2. Caldas QA, Castillo, DI, Prado MS, Rosales QL y Vargas LL. (2019). Diseño y construcción de sistemas acuapónicos a pequeña escala para familias de la región Piura: 53. Universidad de Piura. Piura, Perú. En línea: <https://hdl.handle.net/11042/4285>



3. Camargo-Castellanos JC, Flores-García L, Herrera-Díaz IE, Álvarez-González CA, Albertos-Alpuche PJ, Martínez-Yáñez R. (2022). System management of *Lemna minor* in aquaponics. *Aquaculture Research*. 53(3): 974-988. <https://doi.org/10.1111/are.15637>
4. Dediu L, Cristea V y Xiaoshuan Z. (2011). Waste production and valorization in an integrated aquaponic system with bester and lettuce. *African Journal of Biotechnology*. 11(9). DOI: 10.5897/AJB11.2829
5. Endut A, Jusoh A, Ali N, Wan-Nik WB y Hassan A. (2010). A study on the optimal hydraulic loading rate and plant ratios in recirculation aquaponics systems. *Bioresource Technology*. 101(5): 1511-1517.
6. Endut A, Jusoh A, Ali N, Wan-Nik WNS y Hassan A. (2009). Effect of flow rate on water quality parameters and plant growth of water spinach (*Ipomoea aquatica*) in an aquaponic recirculating system. *Desalination and Water Treatment*. 5: 19-28.
7. Espinosa A, Ángel C, Mendoza M, Albertos P, Álvarez A y Martínez-Yáñez R. (2016). Herbaceous as part of biological filter for aquaponic system. *Aquaculture Research*. 47(6): 1716-1726.
8. Espinosa-Moya A, Álvarez G, Albertos P, Guzmán M y Martínez-Yáñez R. (2018). Growth and development of herbaceous plants in aquaponics system. *Acta Universitaria*. 28(2): 1-8.
9. FAO. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. (2021). Siete reglas básicas que hay que seguir en la acuaponía. En línea: <https://www.fao.org/fao-stories/article/es/c/1334611/>
10. Flores AP. (2017). Cultivo Acuapónico Carpa Koi (*Cyprinus carpio* L., 1758) - *Cuphea spp* con potencial nutracéutico. (Tesis de Maestría). Universidad Autónoma de Querétaro. Repositorio Institucional UAQ. En línea: <http://ri-ng.uaq.mx/handle/123456789/711>
11. Goddek S y Keesman KJ. (2020). Improving nutrient and water use efficiencies in multi-loop aquaponics systems. *Aquaculture International*. 28: 2481-2490.
12. Iturbide DK. (2008). Caracterización de los efluentes de dos sistemas de producción de Tilapia y el posible uso de plantas como agentes de Biorremediación. Tesis de Maestría. Universidad de San Carlos de Guatemala. Guatemala, Guatemala. Pp: 6-74.
13. López-Jaime J. (2019). Cultivo Acuapónico Guía Especializada. *Aquaponic Culture- Tool Kit*. Aula del mar. Málaga, España.
14. Martínez-Yáñez R, Álvarez G, Albertos P, Guzmán M y Robaina R. (2018). Production and chemical composition of cultivated hydrophytes in aquaponic systems. *Ecosistemas y Recursos Agropecuarios*. 5(14): 247-257.
15. Martínez-Yáñez R. (2013). La acuaponía como alternativa de producción agropecuaria sostenible ¿Una posibilidad para tener en casa? *REDICINAYSA*. (2): 16-23.
16. Mazo MM. (2021). Sistema de acuaponía artesanal y eficiencia productiva de trucha en sistemas de recirculación en tanques circulares de geomembrana. (Tesis de Licenciatura):



- Corporación Universitaria Lasallista. Caldas- Antioquia, Colombia. En línea: <http://hdl.handle.net/10567/2956>
17. McMurtry MR, Sanders DC, Cure JD, Hodson RG, Haning BC y St. Amand PC. (1997). Efficiency of water use of an integrated fish/vegetable co-culture system. *Journal of the World Aquaculture Society*. 28: 420-428.
 18. Parker R. (2002). *Aquaculture science*. 2a. edición. Delmar. Albany, NY. USA.
 19. Pinheiro I, Arantes R, Espíritu-Santo C, Nascimento-Vieira F, Lapa K, Gonzaga L, Fett R, Barcelos-Oliveira J y Seiffer W. (2017). Producción de halófito *Sarcocornia ambigua* y camarón blanco del pacífico en sistema acuapónico con tecnología biofloc. *Ingeniería Ecológica*. 100: 261-267. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.ecoleng.2016.12.024>
 20. Rakocy EJ y Hargreaves JA. (1993). Integration of vegetable hydroponics with fish culture: a review. In: Wang JK. (Ed). *Techniques for Modern Aquaculture*, American Society of Agricultural Engineers, St. Joseph, Michigan, USA. Pp: 112-136.
 21. Rakocy EJ. (2010). Acuaponía. En: Timmons BM y Ebeling MJ. *Recirculating aquaculture*. 2nd Edition. Cayuga Aqua Venture. N.Y., U.S.A.
 22. Ramírez D, Sabogal D, Gómez RE, Rodríguez CD y Hurtado GH. (2009). Montaje y evaluación preliminar de un sistema acuapónico Goldfish-Lechuga. *Facultad de ciencias básicas*. 5(1): 154-170.
 23. Ramírez D, Sabogal D, Jiménez P y Hurtado GH. (2008). La acuaponía: una alternativa orientada al desarrollo sostenible. *Revista Facultad de Ciencias Básicas*. (4): 36. DOI: <https://doi.org/10.18359/rfcb.2230>
 24. Regalado AJR. (2013). Diseño y evaluación de un sistema acuapónico para la producción de animales acuáticos y plantas para consumo humano. Tesis. Maestría en Ciencias del Agua. Universidad de Guanajuato.
 25. Roldán PG y Ramírez RJ. (2008). *Fundamentos de limnología tropical*. 2ª edición. Ed. Universidad de Antioquía. Pp: 242.
 26. Shete A, Verma A, Chadha N, Prakash C, Peter R, Ahmad I y Nuwansi K. (2016). Optimization of hydraulic loading rate in aquaponic system with Common carp (*Cyprinus carpio*) and Mint (*Mentha arvensis*). *Aquacultural Engineering*. 72: 53-57.
 27. Sinha RK. (2004). *Modern Plant Physiology*. Pp: 290-309. Alpha Science International, India.
 28. Somerville C, Cohen M, Pantanella E, Stankus A y Lovatelli A. (2022). Producción de alimentos en acuaponía a pequeña escala – Cultivo integral de peces y plantas. *FAO Documento Técnico de Pesca y Acuicultura No. 589*. FAO, Roma. En línea: <https://doi.org/10.4060/i4021es>
 29. Somerville C, Cohen M, Pantanella E, Stankus A y Lovatelli A. (2014). Small scale aquaponic food production. *Integrated fish and plant farming*. FAO. Pp: 589, 262.



30. Timmons BM y Ebeling MJ. (2010). Recirculating aquaculture. 2nd Edition. Cayuga Aqua Venture. N.Y., U.S.A.
31. Tutillo-Ortiz M. (2021). Análisis de factibilidad para la implementación de un sistema de producción acuapónico de lechuga y tilapia en la ciudad de Santo Domingo, Ecuador. (Tesis de Maestría). Universidad de Guayaquil. Guayaquil, Ecuador.
32. Van Gorder SD. (2000). Small scale aquaculture. The Alternative Aquaculture Association. Breinigsville, PA, USA.
33. Yang T y Kim H. (2020). Nutrient management regime affects water quality, crop growth, and nitrogen use efficiency of aquaponic systems. *Scientia Horticulturae*. 256. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2019.108619>



Ilustración: <https://pixabay.com/>





Capítulo 4

IMPORTANCIA DE LA CALIDAD DEL AGUA EN LA SALUD DE ANIMALES ACUÁTICOS

Jorge Hernández López

Álvaro Santos Romo

Daniel Eduardo Coronado Molina

INTRODUCCIÓN

La acuicultura es el conjunto de actividades, técnicas y conocimientos de crianza de especies acuáticas vegetales y animales. El buen desarrollo de los cultivos acuícolas depende en un gran porcentaje de los cuidados que se tenga en el desarrollo del crecimiento de las especies acuáticas cultivadas, lo que se llama buenas prácticas de cultivo. Esta es una actividad crucial para la producción de alimentos, pero su éxito depende en gran medida de las prácticas de cultivo adecuadas. Uno de los mayores desafíos que enfrentan los acuicultores es mantener la salud de los organismos acuáticos, lo que se ve afectado por la calidad del agua en los estanques⁶. Las enfermedades en organismos acuáticos pueden ser consecuencia de malas prácticas de manejo, como alta densidad poblacional, maltrato en el manejo y deficiencia nutricional debido al uso de alimentos de baja calidad⁹.



CALIDAD DE AGUA EN EL CULTIVO ACUÍCOLA

Uno de los principales problemas del fracaso de empresas en acuicultura es el retraso en el crecimiento, poca ganancia de peso en relación con el consumo de alimento y la mortalidad por enfermedades infecciosas y parasitarias derivadas de un mal manejo de los estanques. En este punto, es importante considerar que las enfermedades en organismos acuáticos se presentan en casi la totalidad de los casos, como una consecuencia de daño físico producido por malas prácticas de manejo como son la alta densidad poblacional en cada estanque, el maltrato de los animales en el momento de su manejo y la deficiencia nutricional que sufren por el uso de alimentos de baja calidad. Pero sin duda, uno de los problemas más dañinos y complicados de manejar es la mala calidad del agua. El mantenimiento de la calidad de agua es esencial para evitar la aparición de enfermedades por el debilitamiento de los sistemas físicos de protección y de los mecanismos de defensa de los organismos cultivados ³³.

Como en cualquier cultivo, la forma más sencilla y económica, no solo por precio sino en costo de producción por ahorro en recursos humanos, para evitar la mortalidad por enfermedades, es la prevención. Sin embargo, desde sus inicios, las prácticas acuícolas por los acuicultores no han tomado en cuenta, de manera eficiente, las prácticas de prevención debido a que las asumen como un gasto y no como una inversión². Además, la gran variedad de insumos que se comercializan con promesas “milagrosas” para el mantenimiento de la salud de los animales acuícolas, están diseñados para ejercer su efecto en cultivos que ya tienen problemas sanitarios lo que hace difícil su eficiencia, pero el hecho de contar con esta variedad de productos hace que el acuicultor minimice los cuidados básicos al principio de los cultivos, con la idea de que existen si se presenta algún problema, en lugar de realizar tareas de prevención para reducir al máximo la probabilidad de que estos problemas sanitarios se presenten⁷.



Para poner el problema en contexto, es necesario hablar de la historia natural de la enfermedad. La Figura 1, muestra la historia natural de la enfermedad en un ambiente acuático, donde el ambiente tiene una gran influencia debido a que los organismos están inmersos en el agua y las enfermedades son más fácilmente transmitidas debido a las características y cualidades del ambiente acuático. El hecho de que en la acuicultura el diagnóstico y las prácticas de tratamientos se realizan principalmente en el período patogénico, generalmente cuando ya hay un desequilibrio ambiental marcado y el daño en los hospederos es casi irreversible. En esta etapa es muy complicado demostrar si la presencia de patógenos es la causa del daño o una consecuencia por aumento en la susceptibilidad de los hospederos debida al efecto ambiental²³. Esto hace que, con frecuencia, el diagnóstico no genere información confiable sobre el tratamiento a seguir^{23, 3}.

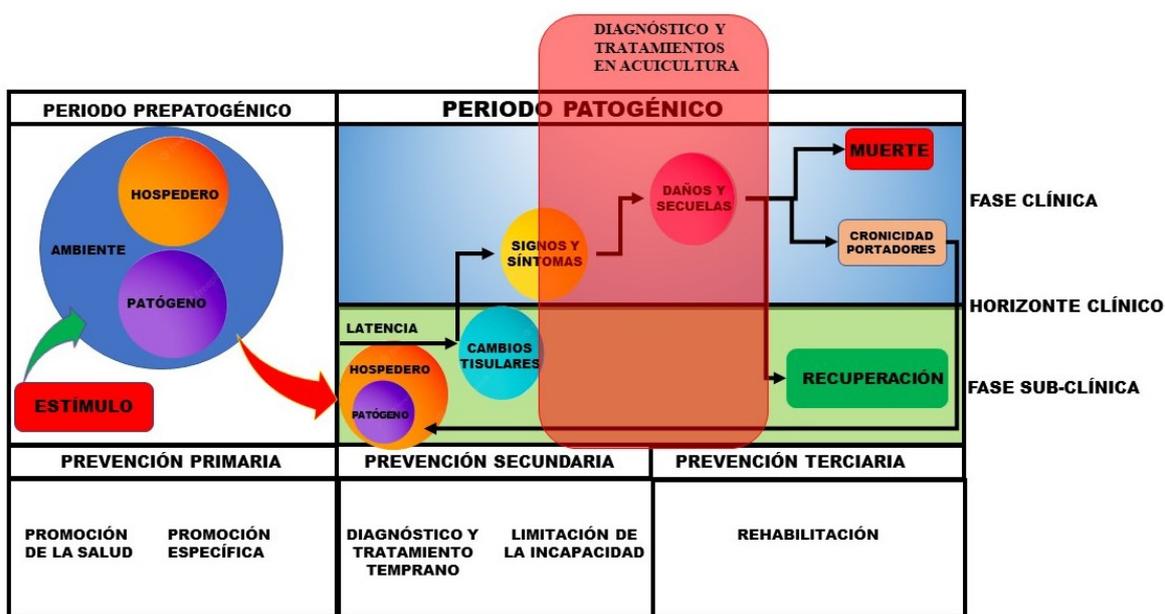


Figura 1. Esquema de la historia natural de la enfermedad, mostrando el período donde regularmente se realiza el diagnóstico de enfermedades en organismos acuáticos²³.



Frecuentemente en el cultivo de animales acuáticos, la presencia de mortalidad es asociada a la presencia de patógenos y nunca se busca la relación con algún problema ambiental. Sin embargo, muchos de los problemas de enfermedades en acuicultura se deben principalmente a una disminución de la capacidad de defensa de los organismos por efecto ambiental, como presencia de metabolitos tóxicos como amonio, nitritos, ácido sulfhídrico, etc. Producto del metabolismo de todos los elementos biológicos presentes en el medio como bacterias, fitoplancton, zooplancton y los propios especímenes cultivados. Así, uno de los principales causantes de mortalidad en la acuicultura es el desequilibrio ambiental que se genera como consecuencia del mismo cultivo, lo que produce una susceptibilidad aumentada de los organismos a ser afectados por cualquier microorganismo del medio²⁵. Debido a esto, la vigilancia y mantenimiento de una buena calidad ambiental en los estanques de cultivo se convierte en una prioridad económica y eficiente para evitar pérdidas económicas significativas para los acuicultores³¹.

Para entender la importancia de este equilibrio, es necesario establecer los criterios para un ambiente adecuado, en el medio acuático existen diversos elementos que deben mantenerse en equilibrio para un buen desarrollo de todas las especies que en él se desarrollan³⁹. La Figura 2, indica los elementos que coexisten en un estanque de cultivo acuícola, todos ellos deben tener un equilibrio en cantidad y desarrollo fisiológico que mantenga el bienestar del sistema, cualquier desbalance puede generar consecuencias desastrosas para los organismos involucrados¹³.

La calidad de agua se refiere precisamente al equilibrio entre las partes que conviven en el ecosistema de los estanques de cultivo y se define como lo que la hace adecuada para que vivan y se desarrollen los organismos como peces, crustáceos, moluscos, etc. En la acuicultura, es fundamental contar con una buena calidad de agua, condición particularmente difícil sobre todo en etapas avanzadas del cultivo, donde los



organismos tienen tallas grandes y un metabolismo que genera una alta concentración de metabolitos que pueden ser tóxicos si no se eliminan eficientemente del ambiente¹⁴.

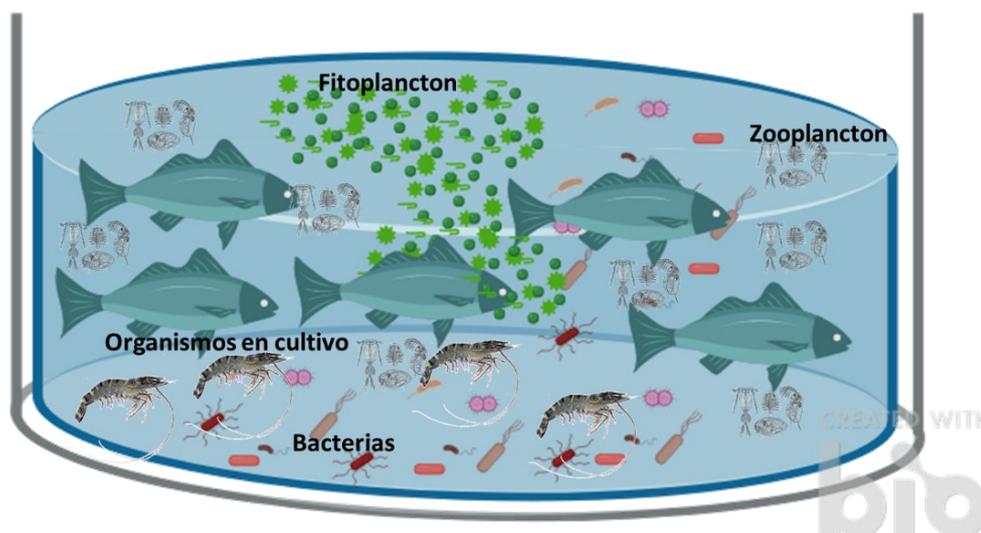


Figura 2. Elementos que coexisten en un estanque de cultivo acuícola¹³.

El componente más importante en los cultivos acuícolas es el oxígeno, mantener una concentración adecuada de este elemento disuelto en el agua es fundamental para el buen desarrollo de los organismos en el cultivo. La concentración óptima para el desarrollo de los animales acuáticos oscila entre 5 y 8 ppm, niveles de oxígeno por debajo de las 3 ppm producen estrés, mientras que, concentraciones más bajas de 1 ppm durante algunas horas puede ocasionarla muerte. Existen diversos factores que pueden afectar la concentración de oxígeno en el agua, por ejemplo, mientras mayor sea la temperatura del agua, menor será la concentración de oxígeno disuelto, debido a la volatilidad que sufre este elemento, mientras que, a temperatura baja la concentración de oxígeno es mayor³⁴. En la Tabla 1, se muestra la influencia de la temperatura en la concentración de oxígeno disuelto en el agua.



Pero no solo la temperatura influye en la disminución de oxígeno, en el cultivo de organismos acuáticos en estanques a cielo abierto o en cultivos extensivos o semi intensivos, el aporte de oxígeno se debe principalmente al aporte generado por fotosíntesis de las microalgas por lo que se debe cuidar de no tener una productividad primaria deficiente, pero también se debe vigilar que no haya una cantidad excesiva de microalgas debido a que, por el día se producirá una gran cantidad de oxígeno producto de la fotosíntesis, pero por la noche, no solo no se producirá oxígeno por la ausencia de luz sino que aumentará el consumo de oxígeno debido a que las microalgas respiran por las noches, dando como resultado un consumo de oxígeno excesivo, sumando la respiración de los organismos en el estanque que incluyen las algas, bacterias y los animales en cultivo¹³.

Tabla 1. Efecto de la temperatura del agua sobre las concentraciones de oxígeno³⁴.

Temperatura (°C)	Oxígeno disuelto (ppm)
0	14.5
5	12.8
10	11.2
15	10
20	9.1
25	8.3
30	7.6



Las bajas concentraciones de oxígeno repercuten en un intercambio deficiente y una disminución de este elemento en la hemolinfa y sangre de los animales acuáticos¹. El oxígeno es un elemento vital para la mayoría de los organismos, ya que es esencial para la respiración celular y el metabolismo. Las condiciones de hipoxia pueden causar estrés debido a la falta de oxígeno necesario para el metabolismo basal^{8,20,24}. Este hecho disminuye de manera importante las respuestas de defensa, como el estallido respiratorio, la producción de radicales superóxidos, además, se pueden presentar deficiencias en el metabolismo energético, debido a que los productos de la glucólisis no podrán generar la suficiente energía porque no se podrán procesar hasta el final de la cadena respiratoria y se acumularían como ácido láctico⁸. La falta de energía se traducirá en una deficiencia en la producción de nuevas proteínas incluyendo aquellas que participan en la defensa contra patógenos⁵.

Por otro lado, aunque las concentraciones de oxígeno bajas (hipoxia: 2 a 3 ppm) en agua no producen mortalidad, generan condiciones de estrés directamente en los organismos, pero también producen condiciones que alteran el equilibrio ambiental. Por ejemplo, la eliminación de amonio es un proceso que se lleva a cabo por bacterias aerobias, pero cuando hay condiciones de hipoxia, otros grupos de bacterias anaeróbicas o micro aerófilas hacen la conversión reversa, es decir, convierten los nitratos en amonio¹³ (Figura 3). Otros de los componentes que deben ser vigilados en el agua de los estanques de cultivo es la presencia de compuestos nitrogenados, incluyendo amonio, nitratos y nitritos, aunque la vigilancia de los dos primeros es suficiente para detectar problemas cuando se acumulan en concentraciones más altas de lo normal¹³. La Figura 3, muestra la dinámica de conversión de amonio hasta nitritos en un sistema acuático. Las condiciones adecuadas para que este sistema funcione es el equilibrio entre una adecuada producción de oxígeno y una productividad primaria que no se exceda en concentración.



Las concentraciones altas de amonio tienen repercusiones importantes en la salud de los organismos, el amonio es extremadamente irritante por lo que su efecto en animales acuáticos es el daño en las mucosas externas generando vías de entrada para patógenos en branquias, intestino y superficie corporal^{10,28}. Existen 2 formas en que se presenta el nitrógeno amoniacal en el agua, como ion amonio o ionizado (NH_4^+) o como amoníaco o no ionizado (NH_3), la primera es una molécula con carga positiva que presenta alta solubilidad en el agua mientras que la segunda es un gas¹⁹. El metabolismo de proteínas en los tejidos genera amoníaco que se libera al medio acuoso, pero en solución acuosa de manera inmediata, el amoníaco forma ion amonio, esta reacción depende del pH y de la temperatura del agua. La concentración de amonio también es aumentada por la liberación de este compuesto como resultado de la degradación de la materia orgánica acumulada en el sedimento de los estanques, mientras más acumulación de desperdicios alimenticios y detritus en el fondo, mayor será el aporte de amonio al medio¹³.

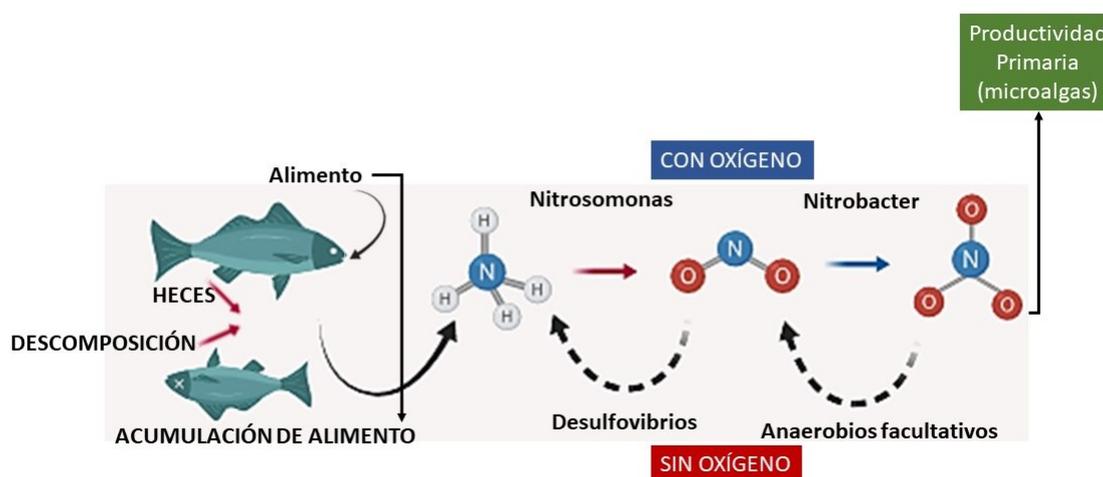


Figura 3. Esquema de la dinámica de eliminación de compuestos nitrogenados en el ambiente acuático. La hipoxia genera la acumulación de las formas más tóxicas del nitrógeno metabólico^{13,19}.



La toxicidad del amoníaco es mucho mayor que la toxicidad de amonio, en orden de 200 a 300 veces más. La conversión de amoníaco en amonio, y viceversa, depende del pH y la temperatura del medio, mientras más alcalina sea el agua y mayor la temperatura, el nitrógeno se encontrará en mayor cantidad en forma de amoníaco, que es tóxica¹⁸. La Figura 4, ilustra la cantidad en relación de amonio/amoníaco en diferentes condiciones.

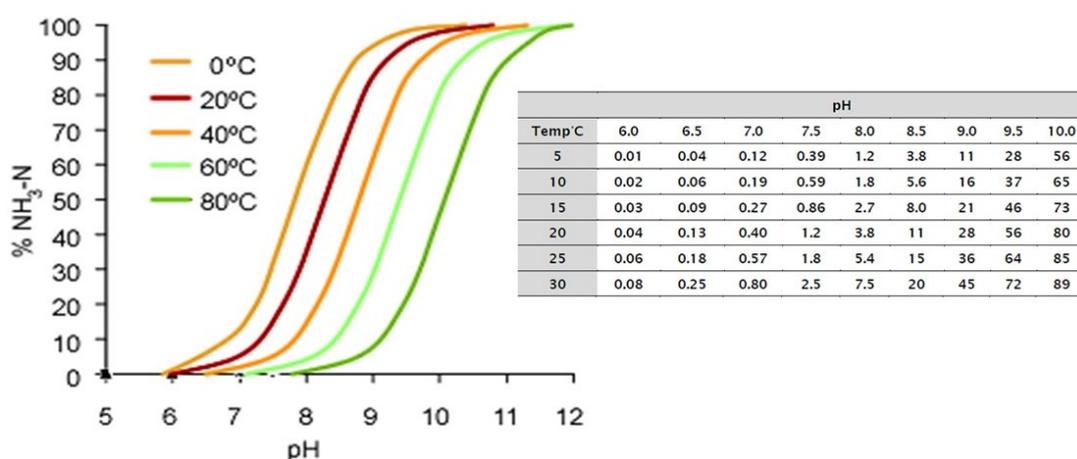


Figura 4. Porcentaje de amoníaco presente en el agua de cultivo en diferentes escenarios de pH y temperatura¹³.

La concentración de amonio y amoníaco en agua se mide con técnicas colorimétricas, pero ésta, mide la suma de amonio y amoníaco por lo que se considera como un método para detectar nitrógeno amoniacal total (NAT)³⁷. Existen otros elementos del agua que deben ser vigilados, por ejemplo, la concentración de fosfatos y la presencia de ácido sulfhídrico, estos son productos de la descomposición de la materia orgánica¹³. En un cultivo, se deben cuidar los protocolos de alimentación debido a que un exceso en el alimento suministrado, por mal cálculo de la biomasa, genera acumulación de materia orgánica en el fondo del estanque, lo que fomenta el aumento de las poblaciones bacterianas, incrementando la liberación de metabolitos



bacterianos que, en condiciones de anoxia, pueden producir una gran cantidad de ácido sulfhídrico y al mismo tiempo se liberan compuestos de fósforo^{13,17}. El agua marina contiene una gran cantidad de iones que son importantes para la salud del camarón. Estos organismos realizan funciones fisiológicas que requieren altas concentraciones iónicas y la forma de obtenerlas es del medio ambiente y la hemolinfa las distribuye en los tejidos. Un cambio de la concentración iónica en agua (alta o baja) obliga a los camarones a realizar trabajo osmótico para compensar las concentraciones plasmáticas, con un gasto energético significativo por lo que la vigilancia y mantenimiento de las concentraciones iónicas son de vital importancia para la salud de los organismos en cultivo³².

Algunos de los iones más importantes en el cultivo de crustáceos son el calcio, el magnesio y el potasio²². El calcio es esencial para crecimiento y formación del nuevo exoesqueleto después de la muda, se absorbe a través del tracto gastrointestinal y branquias y, ayuda a la descomposición de la materia orgánica. El magnesio es esencial como componente de huesos, cartílago y el exoesqueleto de los crustáceos (participa en la síntesis de mucopolisácaridos), actúa como cofactor o componente en distintos sistemas enzimáticos importantes, en el metabolismo de carbohidratos y el ciclo reproductivo³⁶. Por su parte, el potasio es el principal catión de los fluidos intracelulares y participa en la regulación de la presión osmótica intracelular³⁶. Es considerado como un catión intracelular primario importante en la activación de la enzima $\text{Na}^+\text{-K}^+\text{-ATPasa}$, la cual actúa en la regulación del volumen extracelular. También, desempeña una función vital manteniendo el equilibrio ácido-base, niveles inadecuados de K^+ en el agua, afectan seriamente la capacidad osmoreguladora de las células³⁰.

Aunque no es muy aceptado que la concentración de bacterias sea parte de la calidad del agua, esta medición puede ser extremadamente importante debido a que las poblaciones bacterianas juegan un papel fundamental en el mantenimiento del equilibrio en todos los componentes necesarios para la buena calidad de agua en los



cultivos acuícolas. Independientemente del hecho de que existan bacterias que pueden causar daño en los animales en cultivo, la sola presencia de altas concentraciones de bacterias en el agua ya representa en sí, un problema de salud. El aumento de la carga bacteriana del agua produce una gran cantidad de compuestos tóxicos (amonio, dióxido de carbono, ácido sulfhídrico, etc.) que son un problema para la vida en los estanques. Además, el consumo de oxígeno se eleva considerablemente y de manera exponencial con el aumento de bacterias en el agua, lo que genera condiciones de hipoxia o anoxia sobre todo en las noches, donde la fotosíntesis es nula¹³. Debido a lo anterior, la vigilancia de la carga bacteriana en los estanques es un buen parámetro para la detección de problemas en estanques, por supuesto, en combinación con la medición de los otros elementos ya mencionados son importantes para la salud de los organismos acuícolas²⁶.

Como hemos visto, la salud de los organismos acuáticos depende en gran medida de la salud del ambiente, de tal manera que la vigilancia de la calidad del agua debe ser una tarea fundamental en la industria acuícola. Por supuesto, depende del tipo de cultivo, la medición de la calidad del agua y el mantenimiento de ésta es más complicado conforme los sistemas de cultivo sean más extensos, es decir, mientras más grandes sean las granjas y cuenten con estanques de mayor área se complica más el mantenimiento y vigilancia de la calidad de su agua. De hecho, este tema es particularmente complicado cuando se trata de cultivos en jaulas dentro del mar o en cuerpos de agua como lagos y presas⁴.

Por otro lado, la medición de los parámetros de la calidad del agua debería realizarse de forma continua, si es posible, diariamente. Sin embargo, el costo, el tiempo de respuesta de los analistas y la necesidad de contar con un área y personal dedicado a la realización de todas estas técnicas complica el proceso. Por ello, el diseño de metodologías que permitan disminución de costos y facilidad de uso, reduciendo también el tiempo de respuesta y la capacitación de técnicos que puedan resolver estas



mediciones, es fundamental para la vigilancia del estado de salud de los cultivos acuícolas³⁵.

Existen en el mercado una serie de kits que pueden ser utilizados en forma relativamente rápida ya que tienen un diseño que puede ser empleado en granja, pero aún el costo sigue siendo alto, no solo en relación con los reactivos y equipo, sino en el tiempo que los técnicos emplean para realizar las pruebas. En este sentido, existen técnicas de campo basadas en el empleo de volúmenes pequeños de muestra y reactivos, con las que el tiempo y costo se reducen significativamente, haciendo accesible la vigilancia permanente en los cultivos acuícolas³⁵. Estas técnicas se realizan empleando material barato y en un formato de microplacas de 96 pozos, donde se pueden realizar un aproximado de 90 muestras al mismo tiempo de cada parámetro, con lo que se consigue disminuir el tiempo y los costos. De tal manera que, pueden realizarse mediciones diarias o en tiempos tan cortos como los requiera el productor, para generar un historial de datos que permitan identificar problemas de manera muy temprana y con muy altas probabilidades de corrección^{12,27}.

Se debe tener en cuenta que, generalmente la medición de la calidad del agua se realiza solamente en eventos donde los organismos en cultivo presentan problemas de salud, en este tiempo, los datos de calidad de agua obtenidos no tienen un valor importante para detectar el problema ni para implementar medidas de control, pues en general las condiciones ambientales están tan desequilibradas que es muy difícil corregirlas para evitar mortalidades. Por esta razón, instaurar y contar con un historial de calidad es muy importante, pues la detección temprana de un desequilibrio ambiental permite establecer medidas correctivas simples que pueden detener el problema de manera fácil y económica, sin que los organismos tengan repercusiones importantes.



Así pues, las técnicas de campo empleando micro volúmenes de muestra y reactivo pueden ser una buena alternativa para mantener la salud de los cultivos acuícolas. En la Figura 5, se presentan ejemplos de la medición de amonio y nitritos en microplaca y se puede apreciar la comparación de esta técnica con la técnica tradicional en volúmenes de 10 mL utilizando un kit comercial. Las gráficas al lado de cada parámetro indican un alto valor de correlación entre el resultado y diferentes concentraciones de un estándar de concentración conocida¹¹.

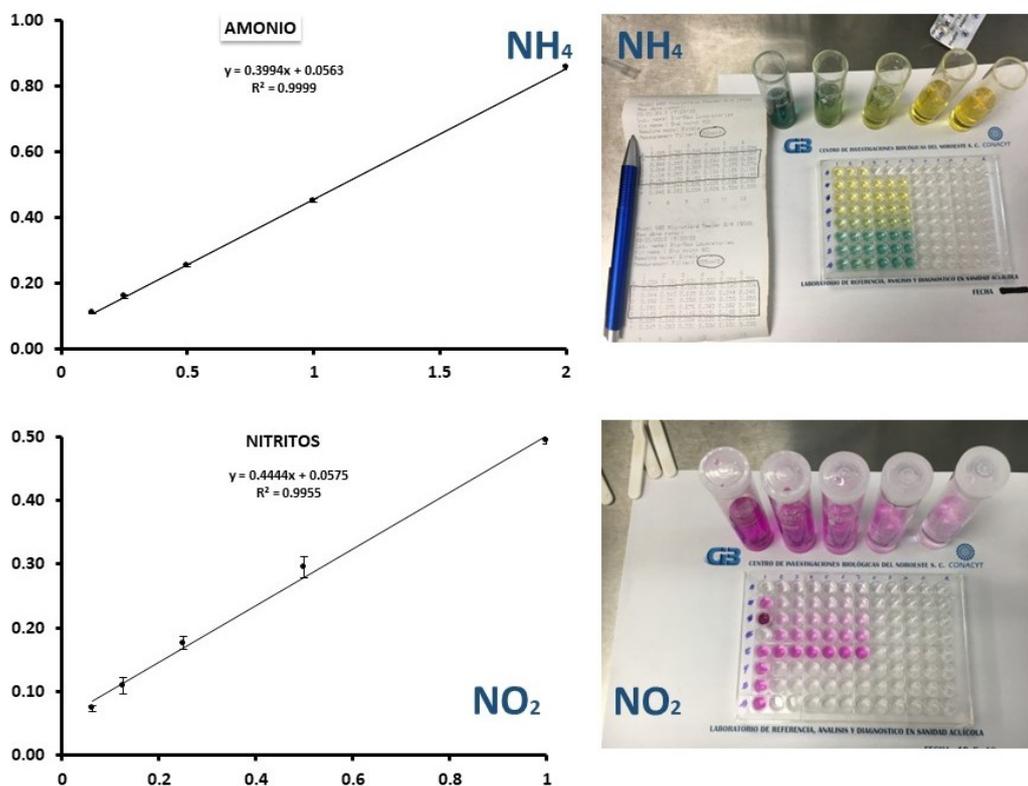


Figura 5. Ejemplos de curvas de calibración de amonio y nitritos obtenidas utilizando técnicas en microplaca y su comparación con la técnica comercial con tubos de 10 mL¹¹.



Sanidad y bienestar de animales acuáticos

En general, la mayoría de los parámetros de calidad de agua pueden medirse utilizando 200 μL de muestra y 30-90 μL de reactivos, dependiendo de la molécula a detectar y, el tiempo de incubación es menor a 30 minutos. Esas mediciones pueden realizarse en granja, las lecturas pueden anotarse de manera visual o mediante la lectura de la intensidad de color en un espectrofotómetro para placas de 96 pozos. La Figura 6, indica las condiciones de análisis y lectura para 3 metabolitos (amonio y nitritos y alcalinidad) y 2 iones (magnesio y potasio) importantes en el cultivo de camarón^{11,12}.

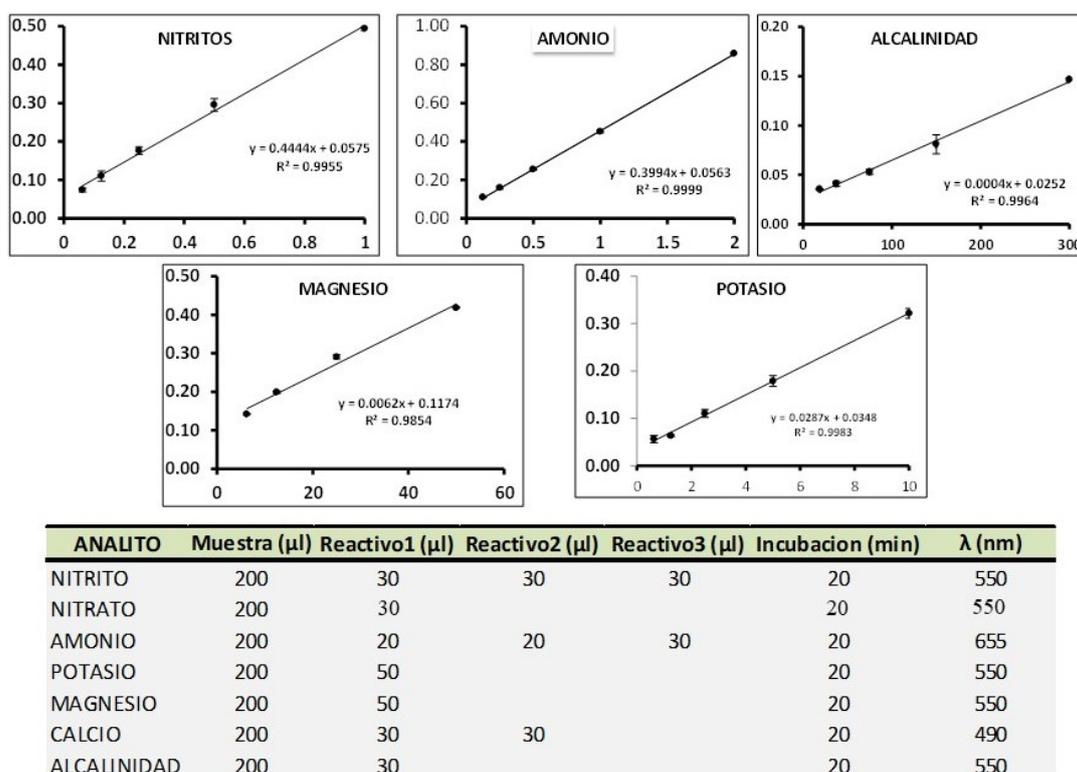


Figura 6. Curvas estándar y condiciones de ensayo para medición de calidad de agua utilizando técnicas en microplaca^{11,12}.



En resumen, la calidad del agua es un factor clave en la salud de los organismos acuáticos cultivados. Es esencial que los acuicultores adopten prácticas de prevención para reducir al máximo la probabilidad de que se presenten problemas sanitarios. La inversión en prácticas adecuadas de manejo y la adopción de un enfoque preventivo pueden ayudar a garantizar el éxito a largo plazo de la acuicultura^{9,21,35}.

Además de la utilidad de la medición de los parámetros de calidad de agua para detectar las condiciones de salud del cultivo, esta medición también se puede ser utilizada para determinar la capacidad de carga. La capacidad de carga es el número de individuos que pueden ser cultivados en un área o cuerpo de agua específico, sin llegar a degradar el medio ambiente. Dicho de otra forma, es el nivel de uso de recursos, tanto por parte de humanos como de animales, que puede ser sostenido a largo plazo por el poder regenerativo natural del medio ambiente. Para la acuicultura, la capacidad de carga se puede dividir en al menos cuatro categorías: física, de producción, ecológica y social¹⁵. Otro elemento para considerar es la eutrofización de las aguas. Este fenómeno se presenta cuando hay un exceso de nutrientes en el agua, principalmente fósforo y nitrógeno. Por lo general, en la industria acuícola, la eutrofización se genera por un mal manejo del cultivo, sobre todo por el aporte excesivo de materia orgánica provocada por un mal empleo de los alimentos balanceados. Así pues, la capacidad de carga se evalúa a través de los límites que representan los estados tróficos deseables del agua de cultivo²⁹.

Para el cálculo de capacidad de carga debe considerarse la determinación del nutriente limitante. Por lo general, el nutriente limitante en los cuerpos de agua es el fósforo debido a que la productividad depende más de este elemento que del nitrógeno¹⁶. Se considera que la proporción de nitrógeno : fósforo (N/P) menores de 10:1 indican limitación de nitrógeno mientras que proporciones mayores la limitante es el fósforo³⁸. El modelo más usado para estimar la capacidad de carga de estanques es el de Dillon-Rigler y Beveridge: donde se considera la concentración de fósforo [P] (en



kg/m³) en la columna de agua, como el principal factor limitante de la productividad³⁸. Aunque la consideración del fósforo es la más común, también es importante conocer otros parámetros que influyen en la eutrofización del agua como los compuestos nitrogenados y el balance entre las formas tóxicas del nitrógeno como el NH₄/NH₃ y la depuración mediante el consumo de NO₃ por plantas y microalgas. Este balance puede ser evaluado midiendo todos los compuestos de nitrógeno (NH₄, NO₂, NO₃) así como la cantidad de productividad primaria, medida como concentración de clorofila. Por supuesto la capacidad depurativa del agua puede evaluarse mediante la medición de la demanda bioquímica y química del oxígeno. Todos estos parámetros, además de la temperatura, pH y salinidad son considerados para determinar la capacidad que presenta un cuerpo de agua para uso en acuicultura.

MUESTREO

Definitivamente, uno de los aspectos más importantes en el análisis de calidad de agua es la toma y el manejo de las muestras. Se deben hacer varias consideraciones, pero cada una de ellas debe ser elegida de acuerdo con el objetivo del muestreo. Por ejemplo, si se quiere conocer la influencia de la productividad primaria en la producción de oxígeno, las mediciones deben hacerse durante el día, pero si lo que se quiere conocer es conocer que tan comprometido está el sistema en cuanto al requerimiento del oxígeno la medición de este parámetro debe hacerse por la noche. Es sabido que la producción de oxígeno se genera durante las horas de luminosidad, pero por la noche, las plantas y microalgas no fotosintetizan, por el contrario, respiran, de tal suerte que en un estanque con una carga adecuada de algas (productividad primaria) el balance de producción vs consumo de oxígeno no genera situaciones de hipoxia. Sin embargo, en una situación de disminución o aumento drástico de productividad primaria en el primer caso, la producción de oxígeno en el sistema no alcanza para las necesidades de los organismos



del agua por insuficiente producción mientras que, en el segundo caso, si bien la producción de oxígeno es abundante durante el día, también el requerimiento por la noche es muy alto, por lo que se observaría el mismo resultado, generándose estrés por hipoxia en los organismos de cultivo.

Así, como con este parámetro, la medición de otros como el pH, la alcalinidad, la temperatura y la cantidad de CO₂ no tiene los mismos valores por la mañana que por la tarde. De la misma forma, los parámetros de calidad varían si se muestrea agua en la entrada del estanque o en la salida, o bien, en el lugar donde se concentra el alimento, sobre todo en aquellas granjas tecnificadas donde se utilizan alimentadores automáticos, que tienen un área específica de influencia. EL manejo de las muestras también tiene implicaciones importantes en el resultado de los análisis. En relación con el análisis de bacterias, es muy importante que las muestras sean analizadas en el menor tiempo posible, debido a que las poblaciones bacterianas tienen tiempos de generación muy cortos (en promedio 30 min) y, si se considera que las poblaciones bacterianas tienen un crecimiento exponencial (es decir duplican cada vez su población) implicando que si, por ejemplo, un estanque tiene 1×10^3 UFC/mL, y si el análisis se retrasa 2 horas con un mal manejo de la muestra, la cantidad medida en la prueba será de 1.6×10^4 . Por otro lado, considerando que también las bacterias son sensibles a la temperatura, si se maneja la muestra y se mantiene en temperatura muy baja desde la toma hasta la siembra en el laboratorio, el número de bacterias puede disminuir significativamente.

Así pues, es muy importante considerar el tipo de muestra, el tiempo de a toma, usar recipientes adecuados y saber los procedimientos correctos para su manejo desde la granja hasta el laboratorio de prueba.



REFERENCIAS

1. Aboagye, D. L., y Allen, M. S. (2018). Effects of dissolved oxygen concentration on freshwater fish: A review. *International Journal of Fisheries and Aquatic Studies*.
2. Berger, C. (2020). La acuicultura y sus oportunidades para lograr el desarrollo sostenible en el Perú». *South Sustainability*, 1(1), e003DOI: 10.21142/SS-0101-2020-003.
3. Bobadilla, A., Oidtmann, B., Freitas, M., Vaz-Pires, P., y Câmara, J. (2020). Investigación y diagnóstico de la patología de los peces de acuicultura; una perspectiva proteómica. *Issuu*. <https://issuu.com>.
4. Boyd, C.E., y Pillai, V.K. (1985). *Water Quality Management in Aquaculture*. CMFRI Special Publication. In: ResearchGate, Verma, D. K., Singh, S., Maurya, N. K., & Kumar, P. (2022). Important Water Quality Parameters in Aquaculture: An Overview. *Agriculture and Environment*, 3(3), 24-29. Recuperado de ResearchGate.
5. Carter, CG y Houlihan, DF (2001). Síntesis de proteínas. *Fisiología de los peces*, 20, 31-75.
6. De la Mora G, Villarreal-Delgado E, Arredondo-Figueroa J, Ponce-Palafox J y Barriga-Sosa I. (2003). Evaluación de algunos parámetros de calidad del agua en un sistema cerrado de recirculación para la acuicultura, sometido a diferentes cargas de biomasa de peces. *Hidrobiológica*. 13(4): 247-253.
7. De la Oliva, G. (2011). Manual de buenas prácticas de producción acuícola en el cultivo de trucha arco iris. doi: 10.1100/2012/389623.
8. Estrada-Cardenas P, Camacho-Jimenez L, Peregrino-Uriarte AB, Contreras-Vergara CA, Hernández-López J y Yepiz-Plascencia G. (2022). knock-down and hypoxia affects glutathione peroxidase antioxidant response in hepatopancreas of the white shrimp *Litopenaeus vannamei*. *Biochemistry*. 199: 1-11.
9. FAO. (2019). Prevención y Gestión de los Riesgos de Enfermedades de los Animales Acuáticos en la Acuicultura por Medio de una “Senda Progresiva De Gestión”. Subcomité De Acuicultura. 10.ª reunión Trondheim (Noruega), 23-27 de agosto. COFI:AQ/X/2019/5. <https://www.fao.org/3/na265es/na265es.pdf>
10. Gómez JS, Uglow RF y Hernández-López J. (1999). The effects of hypo and hyperosmotic media on ammonia efflux rates and hemolymph constituent's levels in the spiny lobster *Panulirus interruptus*. *Proceedings of the Fourth International Crustacean Congress, Amsterdam, The Netherlands*. I: 20-24.
11. Hernández-López J y Vargas-Albores F. (2003). A microplate technique to quantify nutrients (NO_2^- , NO_3^- , NH_4^+ and PO_4^-) in seawater. *Aquaculture Research*. 34:1201-1204.
12. Hernández-López J, Porchas Cornejo MA, Coronado Molina DE, Sánchez Paz A, Vega Fernández MR y Mendoza Cano JF. (2005). Cuantificación de nutrientes (NO_2^- , NO_3^- , NH_4^+ y PO_4^-) en agua de mar, utilizando microplaca. *Boletín del PRONALSA*.



13. Hernández-López J. (2021). Importancia de la calidad del agua en la salud de los peces. Curso de técnicas de diagnóstico rápido enfermedades en peces. Comité Oaxaqueño de Sanidad e Inocuidad Acuícola, A. C.
14. Hlavac, D., Adámek, Z., Hartman, P., y Másílko, J. (2014). Effects of supplementary feeding in carp ponds on discharge water quality: A review. ResearchGate.
15. Instituto Nacional de Pesca (2023). [https://www.gob.mx/inapesca/acciones-y-programas/antecedentes-capacidad-de-carga#:~:text=La%20capacidad%20de%20carga%20\(CC,Enfoque%20Ecosist%C3%A9mico%20en%20la%20Acuicultura&text=Es%20un%20enfoque%20estrat%C3%A9gico%20para,del%20ecosistema%20\(Soto%20et%20al.](https://www.gob.mx/inapesca/acciones-y-programas/antecedentes-capacidad-de-carga#:~:text=La%20capacidad%20de%20carga%20(CC,Enfoque%20Ecosist%C3%A9mico%20en%20la%20Acuicultura&text=Es%20un%20enfoque%20estrat%C3%A9gico%20para,del%20ecosistema%20(Soto%20et%20al.) Revisado el 13 de noviembre del 2023.
16. Instituto Nacional de Pesca y Acuicultura. (2021). Capacidad de carga de la presa Belisario Domínguez. ISBN: 978-607-8274-26-0. Ediciones de la Noche. Guadalajara, Jalisco, México.
17. Korhonen LK, Macías-Carranza V, Abdala R, Figueroa FL y Cabello-Pasini A. (2012). Efecto de la concentración del sulfuro, pH y anoxia sobre la fotosíntesis y respiración de *Zostera marina*. Ciencias Marinas. 38(4): 625–633. DOI:10.7773/cm.v38i4.2034
18. Lin W, Luo H, Wu J, Hung TC, Cao B, Liu X, Yang J y Yang PA. (2023). Review of the Emerging Risks of Acute Ammonia Nitrogen Toxicity to Aquatic Decapod Crustaceans. Water. 15: 27. <https://doi.org/10.3390/w15010027>
19. Lu S, Liu X, Liu C, Cheng G, Zhou R y Li Y. (2012). Review of Ammonia-Oxidizing Archaea and Anaerobic Ammonia-Oxidizing Bacteria in the Aquaculture Pond Environment in China. Front Microbiol. 12:775794. doi: 10.3389/fmicb.2021.775794.
20. Magallón-Servín P. (2004). Evaluación de moléculas asociadas al sistema inmune, bajo condiciones agudas de hipoxia en camarón blanco *Litopenaeus vannamei*, Boone, 1875. Tesis de Maestría. CIBNOR, S.C., La Paz, B.C.S.
21. Martínez-Porchas M, y Martínez-Cordova LR. (2012). World aquaculture: environmental impacts and troubleshooting alternatives. Scientific World Journal. 2012:389623.
22. McGraw W y Scarpa J. (2002). Determining ion concentrations for *Litopenaeus vannamei* culture in freshwater. Global Aquaculture Advocate. 5(3): 36.
23. Monroy LF y Heneidi SA. (2021). Diplomado Virtual en Epidemiología. FedMVZ/Unidad Académica de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Autónoma de Zacatecas 01 sept 2021-22 enero 2022.
24. Morán-Morales, L. (2005). Hipoxia e Inmunidad en el camarón café *Farfantepenaeus californiensis* (Pérez-Farfante y Kensley, 1997). Tesis de Maestría. CIBNOR, S.C., La Paz, B.C.S.
25. Ornelas-Luna R, Aguilar-Palomino B, Hernández-Díaz A, Hinojosa-Larios JÁ y Godínez-Siordia D. (2017). Un enfoque sustentable al cultivo de tilapia. Acta Universitaria. 27(5): 19-25. doi: 10.15174/au.2017.1231.



26. Orozco-Rojas D, Monroy-Dosta M, Bustos-Martínez J, Ocampo-Cervantes J, Barajas-Galván E y Ramírez-Torrez José. (2022). Estatus bacteriológico y calidad del agua de cultivo en granjas acuícolas ornamentales de Morelos, México. En línea: <file:///D:/Users/52662/Downloads/Dialnet-EstatusBacteriologicoYCalidadDelAguaDeCultivoEnGra-8826166.pdf>
27. Ringuet, S., Sassano, L., y Johnson, Z. I. (2011) A suite of microplate reader-based colorimetric methods to quantify ammonium, nitrate, orthophosphate and silicate concentrations for aquatic nutrient monitoring" *Journal of Environmental Monitoring*.
28. Rodríguez-Ramos T, Espinosa G, Hernández-López J, Gollas-Galván T, Marrero J, Borrell Y, Alonso ME, Bécquer U y Alonso M. (2008). Effects of *Echerichia coli* lipopolysaccharides and dissolved ammonia on immune response in southern white shrimp *Litopenaeus schmitti*. *Aquaculture Research*. 274: 118–125
29. Rojas-Carrillo Patricia M. y Aguilar-Ibarra Alonso. (2012). Estimación de la capacidad de carga en el cultivo de peces en jaulas en el lago de Pátzcuaro, México. *Ciencia Pesquera* 20(2): 23-34.
30. Roy LA, Davis DA, Saoud IP y Henry RP. (2007). Effects of varying levels of aqueous potassium and magnesium on survival, growth, and respiration of the Pacific white shrimp, *Litopenaeus vannamei*, reared in low salinity waters. *Aquaculture*. 262: 461-469.
31. Solís, M. O. (2013). La Acuicultura y sus efectos en el medio ambiente. *Espacio I+ D, Innovación más desarrollo*, 2(3).
32. Spotte S. (1979). *Fish and invertebrate culture*. John Wiley & Sons, U.S.A. p.179
33. Stavrescu-Bedivan MM, Vasile Scaeteanu G, Maria Madjar R, Sanda Manole M, Cristina C. Staicu A, Teodor Aioanei F, Florin Plop E, Leonard Toba G, y Georgeta Nicolae C. (2016) Interactions between Fish Well-being and Water Quality: A Case Study from MoriiLake Area, Romania. *Agriculture and Agricultural Science Procedia* Volume 10, 2016, Pages 328-339
34. Su X, Sutarlie L y Loh XJ. (2020). Sensors, Biosensors, and Analytical Technologies for Aquaculture Water Quality. *Research (Wash D C)*. doi: 10.34133/2020/8272705.
35. Tacon AGJ y Metian M. (2013). Global overview on the use of fish meal and fish oil in industrially compounded aquafeeds: Trends and future prospects. *Aquaculture*. 390: 43-56.
36. Tacon AGJ. (1989). *Nutrición y alimentación de Peces y Camarones Cultivados*. Manual de capacitación Nutrientes esenciales. FAO-ITALIAGCP/RLA/102/ITA proyecto Aquila II, documento de campo No 4. En línea: <https://www.fao.org/3/ab492s/AB492S04.htm>.
37. U.S. EPA. (1993). "Method 350.1: Nitrogen, Ammonia (Colorimetric, Automated Phenate)," Revision 2.0. Cincinnati, OH.



38. Vollenweider RA. (1968). Scientific Fundamentals of the Eutrophication of Lakes and Flowing Waters, with Particular Reference to Nitrogen and Phosphorus as Factors in Eutrophication. *das/csi/68.27. oecd. Francia. 250p.*
39. Yang Hy Liu S. (2021) A prediction model of aquaculture water quality based on multiscale decomposition. *Math Biosci Eng.*; 18(6):7561-7579. doi: 10.3934/mbe.2021374. PMID: 34814263.



Ilustración: <https://pixabay.com/>





Capítulo 5

BIENESTAR EN EL CULTIVO DE PECES

Ana Carmela Puello Cruz

Pablo Almazán Rueda

INTRODUCCIÓN

Se hace necesario incrementar la investigación en el bienestar de peces en sistemas de cultivo, ya que, con el incremento de la densidad de siembra, reducción de la calidad de agua, disminución del oxígeno disponible, etc. dichos efectos aumentan con la intensificación en su cultivo, así como los efectos potenciales del sufrimiento de los animales. Actualmente, la presión pública en algunos países hace que la investigación se enfoque en cómo se están produciendo los organismos, es decir, lo que el público compra para su consumo, y si este no satisface su punto de vista, evitan la compra de dicho producto. Esta es una presión económica muy fuerte para que los acuicultores mejoren las condiciones en las cuales los animales se ven sometidos.

ANTECEDENTES DEL TEMA

El bienestar en peces es poco estudiado comparado con otras especies de organismos cultivados; como es el caso de vacunos, porcino y aviar. Esto debería de preocupar a la industria acuícola, ya que el crecimiento del cultivo de peces, en los últimos años, ha sido alrededor del 10 % anual. La producción mundial de peces de agua dulce llegó a



ser cerca de 44 millones de toneladas comparada con la de captura que fue de 10 millones para el año 2015. Por otra parte, la producción de peces diádomos de cultivo fue de 4,982 millones comparada con las toneladas de peces de captura que fue de 1,899 millones. Para el caso de peces marinos la producción acuícola fue de 2,879 millones de toneladas comparada con los 65,998 millones de toneladas de pesca. Ambas producciones para el año 2015⁽⁶⁾. Son muchos los animales cultivados, como se podrá observar y poco el estudio realizado. El aumento en la producción se debe principalmente al aumento en el número de granjas que existe, así como, la intensificación en dicha producción.

Los peces se cultivan de una manera intensiva en la acuicultura, ya que es una necesidad económica y así, proporcionan grandes cantidades de peces y productos para la industria alimentaria, como cualquier otro sistema de producción. Sin embargo, el comportamiento normal de muchas especies puede verse afectado debido a la forma de cultivo. Varios autores han sugerido que, para un bienestar óptimo de los peces, los animales deberían poder expresar su conjunto natural de comportamientos. La atención por aspectos de bienestar en peces en condiciones prácticas de cultivo está aumentando en los últimos años. Tradicionalmente, la evaluación del bienestar de los peces en condiciones de acuicultura se ha centrado principalmente en respuestas de rendimiento (crecimiento), respuestas fisiológicas (estrés) y resistencia a enfermedades y a menudo, en un enfoque monodisciplinario. Existe relativamente poca información sobre las respuestas conductuales al estrés en peces de producción. Este puede deberse a que, bajo condiciones de cultivo, la observación del comportamiento puede llegar a ser muy difícil, si no es que nula¹ (Figura 1).

Sin embargo, el comportamiento de los peces es un aspecto relevante e importante en la evaluación de su bienestar. En este sentido, se pueden desarrollar experimentos a nivel laboratorio donde el fin sea la evaluación del comportamiento y crecimiento en peces, para poder tener un punto de referencia. También poder tratar



de emular condiciones naturales de crecimiento, sin que se vea afectado el cultivo, y así, poder dar las mejores condiciones para reducir el estrés inducido por el mismo cultivo. Reducir el estrés en los animales en su ciclo de vida, a través del adecuado manejo de los diferentes factores físicos, químicos y biológicos, ayuda a crecer a los organismos sanos. Las posibilidades de aparición de enfermedades bajan considerablemente en un animal sano. Por consiguiente, la necesidad del uso de compuestos químicos en alguna etapa de su vida también se ve reducida. La calidad de agua, los efectos negativos de químicos usados, un mal manejo de los organismos, las prácticas de alimentación no adecuadas, así como una nutrición inadecuada, son factores causantes de estrés durante el cultivo de organismos acuáticos, que deben de ser monitoreados y adecuados constantemente¹.



Figura 1. Estanque de tierra (Sahuayo de Morelos, Michoacán) **(A)** y tanques de geomembrana **(B)** (Col. 12 de diciembre, Tepic, Nayarit) donde se hacía cultivo de peces (ambos lugares ya no existen). Como se podrá observar, es casi nula la observación de los peces, tanto por el tamaño de los tanques, como el volumen y coloración del agua.



EVALUACIÓN E INDICADORES DE BIENESTAR EN PECES

Los indicadores del bienestar en peces de cultivo pueden ser abióticos o bióticos. Los factores abióticos comprenden parámetros relacionados con el medio ambiente que rodea a los organismos. Dentro de la calidad del agua, encontramos factores como la temperatura, de oxígeno disuelto, el pH y la salinidad. Los factores bióticos incluyen la manipulación y selección de peces, factores genéticos, la densidad de siembra¹⁶ (número de peces por metro cúbico), a la presencia de patógenos y el tipo y forma de alimentación¹⁻³.

Calidad de agua

Es importante tomar en cuenta de donde proviene el agua para el cultivo. Así como, la cantidad, la variabilidad, el suministro, el uso que se le dé al agua antes y después de usarla, el costo y sin lugar a duda su calidad. La temperatura, el oxígeno disuelto, la salinidad, la cantidad de sólidos suspendidos son algunas de los parámetros de la calidad de agua que se deben de tomar en cuenta. Hay que verificar si existen algunos problemas de contaminación debido a descargas industriales, agrícolas o de asentamientos humanos. Todos estos factores pueden llegar a fomentar condiciones donde el bienestar del organismo se ve afectado, cuando dichos parámetros están fuera del rango de la especie en cultivo^{4,10}. Dichos rangos son específicos para cada especie. Por ejemplo, la tilapia, una de las especies mayormente cultivada en el mundo, su temperatura óptima es de los 28°C. Fuera de esta temperatura, los organismos empiezan a sufrir estrés que se ve reflejado en la baja ingesta de alimento, nada errático (a temperaturas mayores) o letargia (a temperaturas menores)¹⁰. Cada especie tiene su rango óptimo de temperatura en el cultivo.



Alimentación

El alimento que se suministra a los organismos en cautiverio es uno de los insumos más costosos de un cultivo. Los alimentos balanceados son producidos generalmente a escala industrial. Los alimentos deben de estar elaborados con ingredientes libres de cualquier tipo de contaminación y deben garantizar cubrir con los requerimientos nutricionales de cada una de las etapas de crecimiento de los organismos. Suministrar la cantidad adecuada con los requerimientos de cada especie, en los momentos que el organismo lo necesita, hace que dichos organismos sean más resistentes a enfermedades y menos propensos al estrés. Hay que proporcionar alimentos de calidad con el tamaño de partícula adecuado para la talla del organismo que se esté cultivando. Es importante destacar que se debe de tener un adecuado manejo de los alimentos y la alimentación de los peces. El alimento se debe de proteger de cualquier tipo de contaminación por microorganismo, plagas o químicos, ya sea durante su transportación, recepción y almacenamiento dentro de la granja⁷. Una utilización adecuada del alimento durante la alimentación proporciona mejores tasas de conversión alimenticia y reduce el impacto en el sistema de cultivo y en el medio ambiente⁹.

Cosecha

Existen diferentes métodos para la cosecha dependiendo de la especie y el método de cultivo que se esté utilizando. La cosecha puede ser parcial o total. Se debe de evitar cualquier daño físico, como lo son los raspones o cualquier daño en la piel o carne de los peces. Se deben de utilizar materiales e instrumentos limpios, desinfectados y en buen estado para la cosecha de los organismos. Los animales no deben de someterse a un calor extremo y se deberá mantener los a temperaturas bajas para evitar la proliferación de microorganismos⁷. Ya que los peces son cosechados, deben



de ser lavados con agua limpia y presión adecuada para que queden libres de sedimento. Se deberán de usar métodos rápidos para la matanza de los animales. Dichos métodos deberán de causar el menor dolor y/o estrés posible en los organismos. Los organismos ya eviscerados, y con mayor razón los no eviscerados, se deberán de mantener a temperaturas de refrigeración (4°C) hasta su procesamiento. Siempre mantener la cadena de frío durante su manejo y procesamiento. Hay que tratar de prevenir la contaminación cruzada⁷.

La cosecha es una de las actividades acuícolas que producen el mayor estrés en los animales, minimizar estos efectos garantizará un producto de calidad. Tiempo y condiciones de almacenamiento antes de la muerte, forma de realizar la matanza, manejo de los animales antes y después del eviscerado, son factores que pueden llegar a afectar la integridad de los peces y, por lo tanto, cambiar la calidad del producto⁷.

Indicadores de bienestar en peces

El comportamiento alimenticio es la búsqueda y consumo del alimento⁵. El comportamiento de alimentación se registra como la ingesta diaria de alimento en los peces. La disminución del apetito se ha considerado una de las principales causas de la reducción del crecimiento después de una exposición a algún tipo de estrés¹⁸. Por tal motivo, la técnica de suministro de alimento debe de ser adecuada para cada una de las especies en cultivo. Peces sanos muestran un frenesí al momento de proporcionar el alimento. Cualquier cambio en el comportamiento en dicho momento debe de ser revisado, ya que puede mostrar algún problema en su bienestar (falta de oxígeno, alguna enfermedad, parásitos, etc.). También es importante utilizar una alimentación programada (cada determinado tiempo) para permitir que los peces se preparen y se predispongan (tanto en su comportamiento como fisiológicamente) para la siguiente comida¹¹.



Por otra parte, los cambios bruscos en la forma de nadar de un pez, puede estar relacionado con su bienestar. Los cambios en el comportamiento de natación podrían reflejar cómo un pez está percibiendo y respondiendo a su entorno. Sin embargo, dichos cambios pueden usarse como un indicador de bienestar, esto depende de las especies y las condiciones de cultivo⁸. Muchos factores pueden cambiar la velocidad de nado de los peces, como lo es la disponibilidad de comida, la cantidad de oxígeno en el agua, parásitos y/o patógenos hasta contaminantes. Mucho cuidado se debe de tener en el momento de evaluar comportamiento¹¹.

La agresión es otro indicador para poder conocer las condiciones a las que están sometidos los peces. Los comportamientos agonísticos incluyen ataques, mordiscos, exhibiciones amenazantes y comportamientos relacionados con la sumisión, como el intento de escape o la inmovilidad. La agresión no puede ser utilizada como un indicador de bienestar, pero si se puede usar cuando se conjunta con marcas de mordidas en cuerpo y aletas en los organismos¹⁻³. Esto último se pueden contar fácilmente cuando se tomen muestras para la determinación del crecimiento cada determinado tiempo.

La actividad de ventilación es el movimiento de las branquias que permiten el flujo de agua por las mismas por unidad de tiempo. Su objetivo es la renovación de agua y a su vez oxígeno, en la cavidad branquial. Un pez saludable regulará con precisión. Un incremento en este ritmo muestra a un pez estresado y un bienestar deficiente en su cultivo. Un movimiento rápido y sostenido de las branquias, no puede ser considerado como estresor solamente. El movimiento de opérculos se debe combinar con otras observaciones (como la ubicación en los tanques o la actividad), ya que puede ser un indicador sensible de bienestar de los peces¹¹.

Las estereotipias y los comportamientos anormales son otro indicador de pobre bienestar en peces. Dichas observaciones se han sometido a un estudio intenso en animales de zoológico¹² y animales de granja terrestres¹⁷, y se usa repetidamente como



indicador de un pobre bienestar. Existe muy poca evidencia de estereotipias en peces de cultivo. Se han distinguido dos patrones estereotípicos en el bagre africano, dicho patrón de nado de manera continua y compulsiva en patrones fijos circulares o triangulares por cierto período de tiempo¹. Se ha demostrado que el comportamiento estereotípico del bagre africano puede usarse como un indicador de reducción del bienestar o de estrés crónico relacionado con la densidad de siembra^{1-3,15}.

PERSPECTIVAS DEL TEMA

Poco trabajo se ha realizado en cultivos de peces marinos a gran escala y en el comercio de mascotas. Mejorar el cultivo de animales acuáticos conducirá a un mejor bienestar. Es necesario realizar experimentos bajo condiciones controladas lo más parecido a un cultivo comercial para obtener resultados verdaderamente significativos. Esto llevaría a tener peces más sanos que crecen mejor y, por lo tanto, mejorar las condiciones de bienestar en la acuicultura¹⁵. Más investigación deberá enfocarse en el enriquecimiento ambiental, ya que tiene como objetivo aumentar la complejidad ambiental en sus dimensiones física, temporal y/o social con el objetivo de estimular al pez para que desarrolle conductas propias de su especie¹¹. En general, el transporte y la matanza son puntos críticos importantes, en la acuicultura desde el punto de vista de bienestar. Mayor énfasis e investigación se le debe de dar a estos dos últimos puntos.

TRANSPORTE

Se encuentran dos grandes rubros en relación con el bienestar animal: transporte y la matanza. Las recomendaciones de la OMSA (antes OIE¹⁴), para el transporte de peces hacen referencia al inicio y el final del viaje. Donde se debe de asegurar que los peces estén en buen estado general de salud y en condiciones de viajar al inicio del trayecto,



y velar por su bienestar general durante el transporte. El personal debe de estar capacitado y ser competente, y son los responsables de los peces durante el trayecto. En el momento de la carga y descarga de los peces se debe evitar lesiones y ocasionar el mínimo posible de estrés a estos últimos. Se debe tener un plan de emergencia que permita dar muerte a los peces al inicio y el final del viaje, y también durante el mismo, de ser necesario. Así como, el de velar por que en el punto de destino los peces sean introducidos en un medio adecuado que garantice su bienestar. Siempre es necesario tener un diario de viaje y libros de registro⁷.

La calidad del agua (por ejemplo, niveles de O₂, CO₂ y NH₃, pH, temperatura y salinidad) deberá ser apropiada para la especie que viaja y el método de transporte. Dependiendo de la duración del transporte se podrá necesitar material para controlar y mantener dicha calidad del agua. A fin de garantizar el bienestar de los peces durante las operaciones de carga, transporte y descarga, éstas serán realizadas o supervisadas por técnicos experimentados y conocedores de la conducta y demás características de la especie de que se trate⁷.

CONSIDERACIONES GENERALES PARA LA MATANZA DE LOS PECES

La elección del método se tendrá en cuenta la información disponible relativa a cada especie concreta. Los equipos de manipulación, aturdimiento y muerte deberán mantenerse y operarse de modo apropiado, y se probarán con regularidad para asegurarse de que funcionen adecuadamente. Es importante contar con un sistema de aturdimiento o insensibilización de reserva para asegurar que el pez no sufra si un equipo deja de funcionar¹⁴. Pese a que puede ser difícil reconocer el estado de inconsciencia, los signos de que el aturdimiento es correcto son: 1) pérdida del movimiento corporal y respiratorio (pérdida de actividad opercular); 2) pérdida de



respuestas visuales evocadas (REV); 3) pérdida de reflejo vestíbulo-ocular (RVO, ojos tornados al exterior)¹³.

Métodos mecánicos de aturdimiento y matanza

El aturdimiento por percusión se consigue mediante un golpe de intensidad suficiente en el cabeza aplicado encima del cerebro o en la parte inmediatamente adyacente para dañarlo. La clavija perforadora o Iki-jime son métodos irreversibles de aturdimiento y matanza de los peces mediante daño físico al cerebro insertando una clavija o aguja cautiva en el órgano¹³. También se puede utilizar un disparo con bala libre para aplicarse a peces grandes, como el atún. Los peces pueden agruparse en una red y se les dispara en la cabeza desde la superficie, o se pueden matar individuos disparándoles en la cabeza bajo el agua (método conocido como lupara)¹³. La pérdida de conocimiento subsiguiente al aturdimiento mecánico es generalmente irreversible si se aplica correctamente. Si la pérdida de conocimiento es transitoria, a los peces se les deberá de provocar la muerte antes de que recobren el sentido¹³. Cualquiera que sea el método de matanza utilizado, se debe de tener un cuidado especial en el manejo de dicho sistema por el trabajador para no ocasionar accidentes.

Métodos eléctricos de aturdimiento y matanza

El aturdimiento eléctrico implica la aplicación de una corriente eléctrica de suficiente intensidad y duración, y de una frecuencia adecuada para causar pérdida inmediata de conciencia e insensibilidad en los peces. Dado que la conductividad del agua dulce y salobre es variable, resulta esencial definir los parámetros adecuados de corriente para asegurarse de que el aturdimiento sea adecuado en el lugar donde este se verifique. Los peces deberán estar confinados bajo la superficie del agua, y se



procederá a una distribución uniforme de la corriente eléctrica en el tanque o cámara de aturdimiento¹⁴. Otros métodos conocidos y que son empleados para la matanza de peces son los siguientes: enfriamiento con hielo en el tanque de agua; dióxido de carbono (CO₂) en el tanque de agua; enfriamiento con hielo y CO₂ en el tanque de agua; baños de sal o amoníaco; asfixia al ser retirados del agua; sangrado sin aturdimiento, sin embargo, se ha demostrado que estos métodos producen un bienestar precario de los peces¹³. Por lo tanto, estos métodos no deberán utilizarse mientras sea posible utilizar los métodos descritos con anterioridad, según sea conveniente para la especie de peces.

REFERENCIAS

1. Almazán-Rueda P. (2004). Towards assessment of welfare in African catfish *Clarias gariepinus*: the first step. PhD tesis. Wageningen University. 160 pp.
2. Almazán-Rueda P, Schrama JW y Verreth JAJ. (2004). Behavioural responses under different feeding methods and light regimes of the African catfish (*Clarias gariepinus*) juveniles. *Aquaculture*. 231:347–359.
3. Almazán-Rueda P, van Helmond ATM, Verreth JAJ y Schrama JW. (2005). Photoperiod affects growth, behaviour and stress variables in *Clarias gariepinus*. *J Fish Biol*. 67: 1029-1041.
4. Ashley PJ. (2007). Fish welfare: current issues in aquaculture. *Appl Anim Behav Sci*. 104: 199–235.
5. Danchin E, Giraldeau L y Cézilly F. (2008). Behavioural ecology. Oxford University Press, Oxford.
6. FAO. (2017). Anuario estadístico de Pesca y Acuicultura. Producción de Acuicultura.
7. García OA y Calvario MO. (2008). Manual de buenas prácticas acuícola de tilapia para la inocuidad alimentaria. Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo y Servicio Nacional de Inocuidad y Calidad Agroalimentaria. SAGARPA.
8. Herbert NA y Steffensen JF. (2005). The response of Atlantic cod, *Gadus morhua*, to progressive hypoxia: fish swimming speed and physiological stress. *Mar Biol*. 147: 1403–1412.



9. López Olmeda JF, Montoya A, Oliveira C y Sánchez VFJ. (2009). Synchronization to light and restricted-feeding schedules of behavioral and humoral daily rhythms in gilthead sea bream (*Sparus aurata*). *Chronobiological International*. 26(7):1389-408.
10. Martins CI. (2005). Individual Variation in Growth of African Catfish *Clarias gariepinus*: a search for explanatory factors. PhD Thesis. Wageningen University. 168 pp
11. Martins CI, Galhardo I, Noble c, Damsgård B, Spedicato MT, Zupa W, Beauchaud M, Kulczykowska E, Massabuau JC, Carter T, Planellas SR y Kristiansen T. (2012). Behavioural indicators of welfare in farmed fish. *Fish Physiol Biochem*. 38: 17–41.
12. Mason G y Rushen J. (2006). Stereotypies in captive animals: fundamentals and implications for welfare, 2nd ed. CAB International, Wallingford.
13. OIE. (2012). Código Sanitario para los Animales Acuáticos. Organización Mundial de Sanidad Animal.
14. OIE. (2017). Código Sanitario para los Animales Acuáticos. Estrategia Mundial de bienestar Animal. Asamblea Mundial. 85/SG14. Organización Mundial de Sanidad Animal.
15. Sneddon LU. (2007). Fish behaviour and welfare. *Appl Anim Behav Sci*. 104: 173–175.
16. van de Nieuwegiessen PG, Boerlage AS, Verreth JAJ y Schrama JW. (2008). Assessing the effects of a chronic stressor, stocking density, on welfare indicators of juvenile African catfish, *Clarias gariepinus* Burchell. *Appl Anim Behav Sci*. 115:233–243.
17. von Borell E. (1995). Neuroendocrine integration of stress and significance of stress for the performance of farm animals. *Appl Anim Behav Sci*. 44:219–227.
18. Wendelaar BSE. (1997). The stress response in fish. *Physiological reviews*. 77.3:591–625.



Ilustración: <https://pixabay.com/>



Capítulo 6

EL PAPEL DE DOS ENFERMEDADES ZONÓTICO-EMERGENTES (*Brucella* spp. y *Leptospira* spp.) EN LA ICTIOFAUNA NATIVA Y SU POTENCIAL EFECTO DELETÉREO EN LA ACUACULTURA MEXICANA

Juan Ricardo Cruz-Aviña

Fernando Utrera Quintana

María Guadalupe Tenorio Arvide

Lesset del Consuelo Ramos Ramírez

Carlos Alfonso Álvarez-González

Emyr Saul Peña-Marín

Jhoana Díaz Larrea

Rubén Cabrera-García

INTRODUCCIÓN

México alberga alrededor del 12 % de la riqueza biológica del planeta, de estas 2 mil 171 especies corresponden a ictiofauna, reunidas en 792 géneros, 209 familias y 41 órdenes, es decir, en el país se encuentran representados el 20% de los géneros y el 10% de las especies de peces totales del mundo^{4,14}. Por su parte, las enfermedades zoonóticas emergentes (EZEs) son, en la actualidad, una amenaza grave para la Salud Pública mundial. Aproximadamente, el 75% de estas han surgido en los últimos 35 años, provienen principalmente de la fauna silvestre^{14,15,16,19}.



Algunos ejemplos son las recientes epidemias como el síndrome respiratorio agudo severo (SARS) y las infecciones por virus como el virus del Nilo Occidental o la influenza aviar, que demuestran la presencia de las EZE en el país. El propósito de este trabajo es proporcionar información general sobre las EZE, que afectan a la biota acuática, en particular las investigaciones recientes en ictiofauna nativa (*Brucella* y *Leptospira*) para el estado de Puebla y Nayarit en México y, valorar el impacto de éstas en la Salud Pública y en la Salud Animal, así como su potencial riesgo en la acuicultura nacional, todo esto bajo el precepto de One Health^{1,6,7}. Para observar el comportamiento de estas EZE es preciso trabajar en equipo de manera multidisciplinaria, con el fin de establecer marcos teóricos y metodológicos que respondan a las problemáticas actuales de salud y, que culminen en la generación de programas de vigilancia epidemiológica y de protocolos y medidas para la prevención de estas enfermedades: Virus sin nombre, Hantavirus, H₁N₁, enfermedad de Lyme, (leishmaniosis), *Brucella*, *Leptospira*, *Hafnia*, *Streptococcus* y *Vibrio* entre otras¹¹⁻¹³, todas ellas potencialmente factibles de ocurrir en cultivos de especies comerciales de México.

LOS LAGOS CRÁTER DE PUEBLA Y SU ICTIOFAUNA

El agua en Puebla condiciona fuertemente su desarrollo económico. Este recurso, se encuentra en su mayor parte en la Cuenca Oriental (CO) (N 18°57'-19°44' y W 97°10'-98°05'); a \geq 2,300 m s.n.m. (metros sobre el nivel del mar)^{2,4}, en la zona limítrofe de Puebla, Tlaxcala y Veracruz. Siendo esta Cuenca de tipo endorreica, es decir; sin salida al mar². En la CO, existe una marcada escasez de agua superficial, debido por un lado, a las condiciones semiáridas de la zona y por el otro, a que la mayor parte de la superficie se encuentra formada por material de tipo cinerítico, en el que, el agua de lluvia se infiltra, debido a su carácter altamente permeable^{2,4}. La deforestación histórica y el abuso en la extracción del agua subterránea provocan sin duda, el efecto deletéreo



ambiental más notable^{1,5}, pese a que desde 1954 se declaró la veda total para el alumbramiento hídrico del subsuelo, para los estados de Puebla y Tlaxcala. Cabe señalar que actualmente, existen en la Región más de 350 pozos de extracción de agua profunda, la mayoría de ellos clandestinos¹⁻³. Por su parte, la CO es también una de las zonas culturales más importantes y de alta biodiversidad (microendemismos)^{2,3,14-16}, donde algunos de sus rasgos geomorfológicos más destacables son los lagos cráter, *Diastremas* o *Maars*^{2,4,6}. Estos, fueron formados en el Pleistoceno por múltiples explosiones volcánicas, dejando estructuras en forma de cono y en cuyo cráter inactivo se formó un lago, alimentado por aguas subterráneas y ocasionalmente por agua pluvial^{2,4,14,15}. En el área se ubican 11 Lagos Cráter, 5 ahora extintos o “*Xalaspascos*” y 6 de ellos como “*Axalapascos*”^{14,15} vocablo de origen náhuatl que se entiende como “*Olla de agua con arena*”^{4,14,15}. Estos se dividen en dos grupos fisiográficos^{2,4}, el primer grupo al que pertenecen (N): Alchichica (ALCHI), Atexcac (ATx), La Preciosa (LPr) y Quechulac (QUE) con un clima semiárido y templado (desierto frío), barrido con fuertes vientos, y el segundo grupo al que pertenecen (S): Aljojuca (ALJ) y Tecuitlapa (TECUI) con un clima predominantemente subhúmedo. En conjunto abarcan un área de aproximadamente 5,000 km cuadrados^{2,4,11,15,16}. Esta zona, es considerada por CONABIO como Región Prioritaria Terrestre No 122

(http://www.conabio.gob.mx/conocimiento/regionalizacion/doctos/rtp_122.pdf) y Región Hidrológica Prioritaria No 70

(http://www.conabio.gob.mx/conocimiento/regionalizacion/doctos/rhp_070.html)^{14,15} (Figura 1).



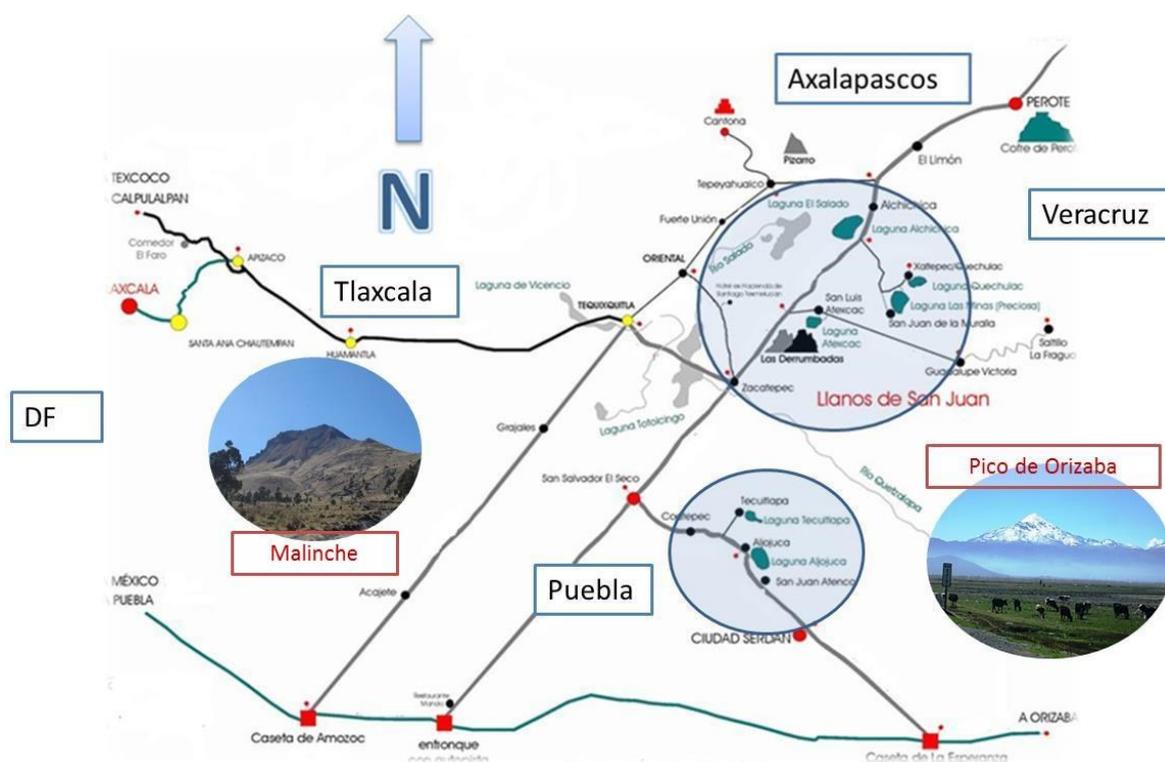


Figura 1. Imagen de la localización de la Cuenca Oriental (Puebla, Tlaxcala y Veracruz) delimitada por los volcanes: La Malinche, Cofre de Perote y Pico de Orizaba. La Región de estudio (círculo grande) donde se encuentran los lagos cráter o Axalapascos: Alchichica (ALCH), La Preciosa (LPr) y Quechulac (QUE). En los Llanos de San Juan. Modificado de: <https://www.google.com.mx/search>

Cabe destacar que, para efectos y alcances de este trabajo solo hablaremos de las investigaciones realizadas en tres lagos cráter ALCHI, LPr y QUE, en donde habitan las tres especies de charales nativos del género *Poblana*: *P. alchichica*, *P. letholepis* y *P. squamata*.

LAGO CRÁTER ALCHICHICA

Alchichica (ALCHI), es uno de los lagos mejor estudiados de México², (19° 24' N y 90 24' W) a 2 334 m s.n.m, es un lago atalasoalino, monomíctico, cálido tropical, la mezcla se lleva a cabo de finales de diciembre a principios de enero durante la época fría y seca con un periodo de circulación invernal y estratificación el resto del año. Es considerado



oligotrófico por la concentración de clorofila promedio anual^{4,10,14-16}. Sin embargo, en invierno ocasionalmente se presenta un florecimiento invernal de diatomeas y de cianobacterias en primavera². Alchichica es el lago natural más profundo de México, con profundidad máxima de 64 m y profundidad media de 40.9 m; la forma es circular con un diámetro de 1,733 m, un área de 2.3 km² y un perímetro de 5.1 km cuadrados^{2,7,14,15}. El principal aporte de agua lo recibe a través del manto freático y en menor cantidad por lluvia. Este lago presenta aguas hiposalinas (>8.5 g L⁻¹) y un pH básico (≥9), los iones dominantes son sodio (Na⁺) y cloruro (Cl⁻); son importantes también los bicarbonatos, carbonatos, sulfatos y el magnesio^{2,10,11,14,15}.

El lago se caracteriza por sus estructuras carbonatadas o tufas que sobresalen y se encuentran dentro del mismo, similares a los arrecifes coralinos, que conforman un anillo casi continuo paralelo a la línea de la costa. Estas estructuras son estromatolitos o microbialitos, en específico trombolitos. Los microorganismos en estas estructuras son principalmente cianobacterias que se desarrollan en capas y se ha descrito que las cianobacterias de este lago son únicas en su tipo. Estudios han descrito que existen 2 principales tipos de morfologías de microbialitos: cerca de la costa se forman domos ricos en aragonita^{2,4,15,16}, datados en 1,100 años, por otro lado, dentro del lago se forman estructuras esponjosas trombolíticas, ricas en hidromagnesita, huntita y calcita datadas de hace 2,800 años. Se cree que estas diferentes morfologías y generaciones son resultado de diferentes etapas de desecación por evaporación y flujos de agua subterránea^{2,4,13,14}.

También se ha documentado una gran diversidad de Proteobacterias y Cianobacterias en el lago^{2,4,14,15}. Se ha observado que existe una distribución diferencial de las comunidades microbianas, en un gradiente de profundidad. Estos cambios en función de la profundidad también están asociados a una pigmentación cambiante de los microbialitos, donde los microbialitos más superficiales presentan coloraciones verdes amarillentas y las más profundas presentan coloraciones rojizas anaranjadas^{2,4}.



Existen también diversas especies microendémicas en este lago, principalmente plancton, zooplancton y crustáceos. Adicionalmente, se reconocen dos especies de vertebrados nativos: El ajolote neoténico (*Ambystoma taylori*)¹³⁻¹⁵ y el pez aterínido o charal (*Poblana alchichica*)^{2,4}, considerado por NOM 059 como amenazada (A) y por la IUCN en estatus de peligro crítico de extinción (CR)^{13,14,17} (Figura 2).



Figura 2. Vista parcial del Axalapasco Alchichica (ALCHI), N 19°24'49"y W 97°24'13"; a 2,345 m.s.n.m. Es un lago monomíctico tropical de altura en un semi desierto-frio. A) Grupo de pescadoras locales de charales del poblado cercano de Zayaleta B) Estromatolitos C) Charal de Alchichica (*Poblana alchichica*). Imágenes (Cruz -Aviña) de 2014 a 2018.

LAGO CRÁTER LA PRECIOSA O LAS MINAS

El Lago Cráter La Preciosa (LPr) o Las Minas, tiene coordenadas N 19°21'23" y W 97°22'27" a 2,365 m s.n.m.². Su denominación se debe a unas antiguas minas de oro abandonadas en la zona, presenta una variación de tonalidades de sus aguas que van del rojo, al verde y al azul, dándole un aspecto característico de un espejo multicolor. Su diámetro es de 0.78 km². El agua es transparente, subsalina (1.0-1.5 gL⁻¹) y alcalina



(pH 8.5-9.2)². Es un lago monomítico tropical de altura, de tipo oligotrófico, con condiciones específicas de oxígeno disuelto (OD) y de producción de clorofila. En los bordes se presentan hidrófitas diversas, como los tules *Scirpus lacustres* y *S. californicus*^{1-3,14,15}. Presenta una forma triangular irregular alargada, como si fuera una hoja lanceolada—de orientación NE-SW. Esta forma irregular, es el resultado de varias erupciones simultáneas que causaron oquedades circulares contiguas^{1,2}, por esta razón presenta dos profundidades máximas de 39 a 40 m la primera y de 45 a 46 m para la segunda^{2,4-6}. En toda la periferia se observan paredes formadas por material gris-blanquecino, además de una conspicua presencia de *estromatolitos* (estructuras carbonatadas formadas por consorcios bacterianos en los que destacan las cianobacterias), los cuales, son considerados “formas arcaicas” por su origen antiguo^{2,4,15,16}.

El análisis del bentos, muestra evidencia de diatomeas paleoindicadoras, que demuestran una diversidad de microhábitats dentro del propio lago². En el análisis fisicoquímico de los sedimentos del LPr, se indican condiciones de transición de un lago de agua dulce (período de aproximadamente 5,000 años) a uno de agua salada en los últimos 100-150 años debido a un cambio ambiental asociado a las actividades humanas recientes, efecto favorecido por la desertificación progresiva y sistemática de los últimos 70 años^{2,4}. De la fauna endémica del lago destacan el ajolote neoténico de Velasco (*Ambystoma velasci*)¹⁴⁻¹⁶, la rana de Chichicuahutla (*Lithobates chichicuahutla*)¹⁷ y el charal de La Preciosa (*Poblana letholepis*)^{2,4}, especie considerada por la NOM 059 como microendémica y amenazada (A), y por la IUCN en status de peligro crítico de extinción (CR)^{16,17} (Figura 3).



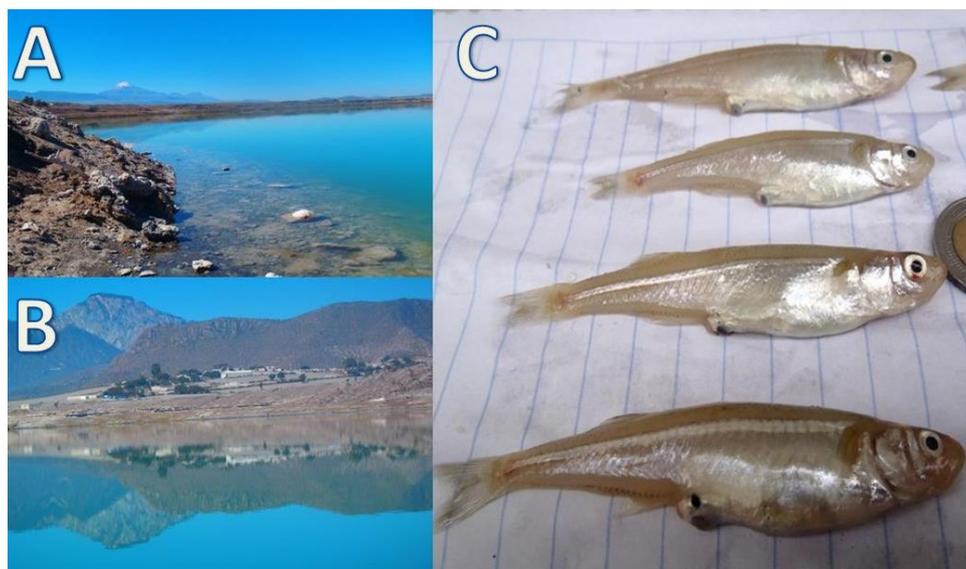


Figura 3. Vista parcial del Axalapasco La Preciosa (LPr) o Las Minas (2014). Coordenadas N19°21'23"y W97°22'27"; a 2,345 m s.n.m. Su nombre se debe a unas antiguas minas de oro abandonadas en la zona. Presenta una variación de tonalidades de sus aguas que van del rojo y al azul dando un aspecto característico de un espejo multicolor. Su diámetro es de 1,750 m. El agua es transparente, subsalina (1.0-1.5 g L⁻¹) y alcalina (pH 8.5-9.0). A) En esta toma se aprecia la presencia de estromatolitos, y al fondo el Pico de Orizaba B) Vista de la población ribereña de San Juan de la Muralla, así como, la presencia de granjas de cerdos de alto impacto ambiental. C) Charal de la Preciosa (*Poblana letholepis*).

LAGO CRÁTER QUECHULAC

El Lago Cráter Quechulac (QUE), su nombre es de origen náhuatl y significa “*agua de los Quechulli*”, o “*aves de plumaje rico*”, correspondiente a la especie *Tirannus volciferans*. Este Axalapasco se localiza en los N 19° 21´ 11´´ y W 97° 21´14´´ a una altitud de 2,395 m s.n.m. Es un lago cráter con aproximadamente 500 m de diámetro, simétrico, formado por ceniza andesítica y lapilli, presenta una mayor erosión que Alchichica². Posee una forma elipsoidal, cuenta con paredes abruptas, las isobatas siguen la forma de la línea de costa, a 30 m hay una planicie irregular. Su eje mayor alcanza 1,200 m y el menor 800 m². Una característica particular es que presenta un pequeño “islot”^{2,14,15}. La zona litoral es muy restringida y a lo largo de ella se presentan una gran cantidad de macrófitas acuáticas concentrándose más en la parte SE. Los perfiles de profundidad



muestran que el lago tiene pendientes muy pronunciadas y que el fondo es irregular, en donde existe una falla al centro de la cuenca. De los lagos cráter del presente estudio, Quechulac es el que presenta la menor salinidad (0.5 g L^{-1}) muy probablemente por una conexión a un manantial por escurrimientos de la sierra, y un pH alcalino de (8.5-9.0). Con respecto a la fauna endémica que habita en el lugar, destacan el ajolote de Velasco (*Ambystoma velasci*) y el charal endémico de Quechulac, (*Poblana squamata*)⁴, especie considerada por la NOM 059 como microendémica y amenazada (A) y por la IUCN en estatus de peligro crítico de extinción (CR)¹⁵⁻¹⁷, del que actualmente se conoce poco, existen además gran variedad de aves incluida el pelicano café (Figura 4).

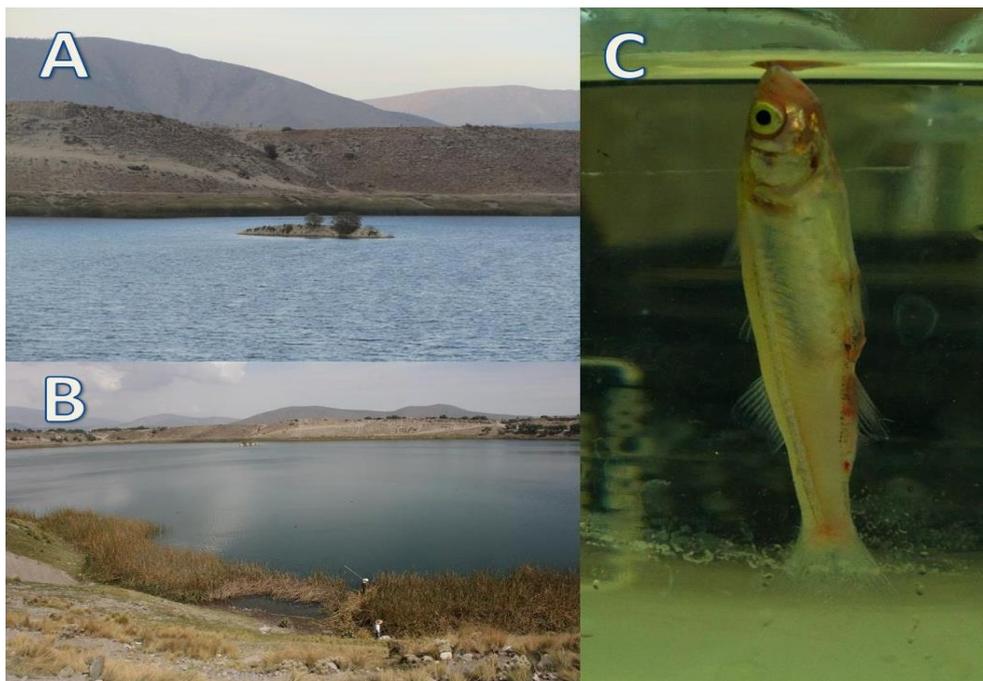


Figura 4. Vista parcial del Axalapasco Quechulac (QUE) (2014). Es un Lago Cráter con aproximadamente 500 m de diámetro N19°21' 11" y W97°21' 14"; a 2,395 m s.n.m. A) En este lago se aprecia un “Islote”, al centro de este, de agua dulce 0.5 g L^{-1} y pH 8.5-9.0. B) En este lago se presenta contaminación derivado de actividades antropogénicas. C) Imagen del charal del Lago Quechulac (*Poblana squamata*).



ZOONOSIS EMERGENTES QUE UTILIZAN COMO VECTOR EL AGUA NATURAL

Algunas bacterias infecciosas pueden ser transmitidas a los seres humanos a través del agua. Por ejemplo: *Helicobacter pylori*, *Vibrio cholerae*, *Salmonella typhi* y *Shigella dysenteriae*, las cuales son de origen fecal (humano), sin embargo, no son consideradas como zoonosis⁸⁻¹⁰. En este sentido, el concepto de zoonosis implica que la enfermedad referida, tiene un reservorio animal silvestre, generalmente asintomático⁸. El patógeno se transmite a humanos u otros animales, que a su vez lo retransmiten al hombre^{6,7}. Estos patógenos, pueden ser bacterias, virus o parásitos y en raras ocasiones hongos. Estos se presentan en un reservorio silvestre particular como una condición esencial de la persistencia de la zoonosis en una determinada área geográfica.

Se estima que el 65% de los patógenos humanos son de origen zoonótico, estos son el resultado de los cambios antropogénicos en el ambiente (producciones super intensivas de ganado o de alimento animal, globalización, tráfico de animales, avance de la frontera agrícola, cambio de uso de suelo, migración, contaminación, cambio climático)⁸. Estos patógenos causan aproximadamente el 26% de todas las muertes en el mundo y el 31% de todas las enfermedades discapacitantes^{8,9}. En los últimos 25 años, se han descrito a la mayoría de los patógenos emergentes o re-emergentes conocidos (aproximadamente 1,709 organismos nuevos), de los cuales el 75% son zoonóticos¹⁵⁻¹⁷. Por lo que, se afirma que el agua natural (ríos, lagos, lagunas etc.) juega un papel muy importante como vector, medio o compartimiento en la transmisión de estas enfermedades¹¹⁻¹⁴, algunas de ellas utilizan como vector al grupo de los peces y en algunos casos, se trata de organismos de cultivos comerciales^{11, 14, 15}.

PRESENCIA DE LA BRUCELOSIS EN EL MUNDO Y EN LA ZONA DE ESTUDIO

El primer caso de brucelosis humana registrado a nivel mundial fue en un *Australopithecus africanus* encontrado en Sudáfrica, estos antepasados convivieron con



cabras infectadas y desde ese entonces a la fecha se han documentado los datos epidemiológicos de esta enfermedad^{11,12,15}. Con base en estudios recientes, se calcula que la brucelosis ha existido desde hace más de 2,000 años en el área del Mediterráneo; y por esta localización geográfica se le conoce también como, fiebre de Malta^{16,18}. Por otro lado, se especula que esta enfermedad fue introducida a México a través de cabras y otros animales que se traían principalmente de Murcia, España¹⁴⁻¹⁶. En América Latina (AL) los primeros estudios se realizaron en Argentina y en México, y desde 1920, está catalogada como una de las zoonosis bacterianas más importantes en el país⁸, alcanzando incidencias anuales de hasta un 10 %⁸⁻¹⁰. A lo largo de los años se ha descrito en todo el mundo las infecciones por EZE de un gran número de animales salvajes terrestres y acuáticos. Recientemente, se informan contagios por brucelosis en muy diversas taxas (rayas, salamandras y ranas entre otros)^{14,16,19}. Por lo que, es fundamental distinguir entre la extensión secundaria de la infección a partir de animales domésticos, de una infección que se mantiene de forma autónoma en poblaciones salvajes.

En Puebla, la brucelosis fue diagnosticada desde 1921 en dos pacientes¹⁴⁻¹⁶, año que coincide con la primera importación de cabras murcianas (de Murcia, España) a la zona y, que actualmente continúa sin control, ni erradicación en la zona de la CO. Lo que demuestra la endemidad en comunidades aledañas a la región de los lagos cráter. Ello se apoya en su alta prevalencia y morbilidad aún con la implementación de las normas: NOM-041-ZOO-1995 y la NOM-022-SSA2-1994¹². La brucelosis es una problemática de tipo epistemológico y de gran complejidad, que relaciona aspectos socioeconómicos, de salud y ecosistemas naturales^{13,15,20}, incluido el acuático²¹.

AISLAMIENTO Y DETECCIÓN DE *Brucella* spp. EN ICTIOFAUNA DEL GÉNERO POBLANA

La brucelosis es una zoonosis que puede infectar al hombre como a distintos grupos de animales, la cual, se ha ido expandiendo a nuevos reservorios o nichos ecológicos, lo



que incluye también a los animales acuáticos (Peces nativos y comerciales). Se ha aislado y detectado *Brucella* spp. en charales nativos del género *Poblana*: *P. alchichica*, *P. letholepis* y *P. squamata*. Información que nuestro equipo de trabajo pudo confirmar, ya que entre febrero del 2015 y abril del 2016 se colectaron 75 ejemplares de *Poblana alchichica* (Lago Alchichica), *P. letholepis* (Lago La Preciosa) y *P. squamata* (Lago Quechulac).

Los primoaislamientos en placa-Agar fueron recuperados de muestras de hígado, riñón y tracto digestivo de hembras adultas e identificadas mediante pruebas microbiológicas estándar, la identificación inicial de *Brucella* fue por morfología, donde a partir del total de colonias obtenidas se seleccionaron colonias con características típicas del género *Brucella*, a las cuales se les realizaron pruebas de aglutinación con suero específico anti-*Brucella*, tinción de Gram, tinción de Zihel-Neelsen (ZH) modificada y pruebas bioquímicas (TSI, Citrato; Urea, LIA, producción de H₂S en tiras de acetato de plomo, aglutinación con acriflavina). La identificación de *Brucella* spp. se estableció mediante pruebas de sensibilidad a colorantes con Tionina (diluciones 1:100,000, 1:50,000 y 1:25,000), Fucsina (115937 Merck Millipore) (dilución 1:10,000) y Safranina (115948 Merck Millipore) (dilución de 1:10,000) ^{1,5,8}.

También se calculó el total de resultados positivos obtenidos para *Brucella* spp. derivados de las muestras. Los primo aislamientos (primeros aislamientos) se separaron durante las siguientes 8 a 24 h y se resembraron en el medio *Brucella*BUAP[®] (que es un medio específico para el género *Brucella* creado en el laboratorio de Patogenicidad bacteriana de la BUAP) bajo las condiciones anteriormente descritas. Actividad metabólica, CO₂ independiente, No produjo H₂S, mostró crecimiento positivo (+) en presencia de fucsina básica y de tionina, positivo (+) para safranina e hidrolizó de manera normal la urea. Como prueba confirmatoria se les comparó por PCR (Reacción en cadena de la Polimerasa), el cual es un método desarrollado por el Dr. Kary Mullis en 1983. Actualmente, se utiliza en laboratorios de



investigación médica y biológica como una técnica común y, a menudo, indispensable para una variedad de aplicaciones, estas se compararon con dos cepas vacunales comerciales de referencia de laboratorio (BM16 y BS19) (Colección Laboratorio de Patogenicidad CICM-BUAP). Se amplificó el gen *bp26*, específico del género *Brucella*. Los perfiles de los aislamientos de *Poblana* resultaron comparativamente idénticos a nivel de género con cepas de *Brucella* spp. de referencia. A esa fecha *Brucella* spp., no había sido registrada en peces nativos como hospedero (anfitrión) natural^{14,16} (Figura 5).

Hasta donde es nuestro conocimiento, este fue el primer registro o reporte de aislamiento a nivel de género de *Brucella* en peces nativos mexicanos. Estos resultados apoyan la hipótesis de la transmisión vertical de la brucelosis en zonas endémicas de la enfermedad, así como, la variada adaptación, etiología y patogenia de *Brucella* spp., hacia otros anfitriones acuáticos. Estos datos aportan información útil para mejorar la comprensión sobre la ecología del género *Brucella* spp., y su potencial efecto en la ictiofauna silvestre y comercial (Trucha, Lobina, Salmón, Tilapia, Carpa) como nuevos reservorios de la enfermedad (Figura 6).

IMPORTANCIA DEL HALLAZGO DE *Brucella* spp. EN PECES NATIVOS Y SU RELACIÓN POTENCIAL PARA LA ACUACULTURA DE MEXICANA

Aunque la brucelosis ha sido reportada con anterioridad en humanos, animales domésticos, animales silvestres y animales marinos^{6,7,8,9}, este es el primer reporte sobre la presencia de *Brucella* spp. en peces nativos del género *Poblana*, siendo descritos por tanto a los peces de agua dulce como portadores sintomáticos, es importante destacar que estos charales se consumen con regularidad por los pobladores o lugareños sobre todo en semana santa, por lo que el riesgo potencial de infección por consumo (niños, adultos y personas mayores) es factible (Figura 7).



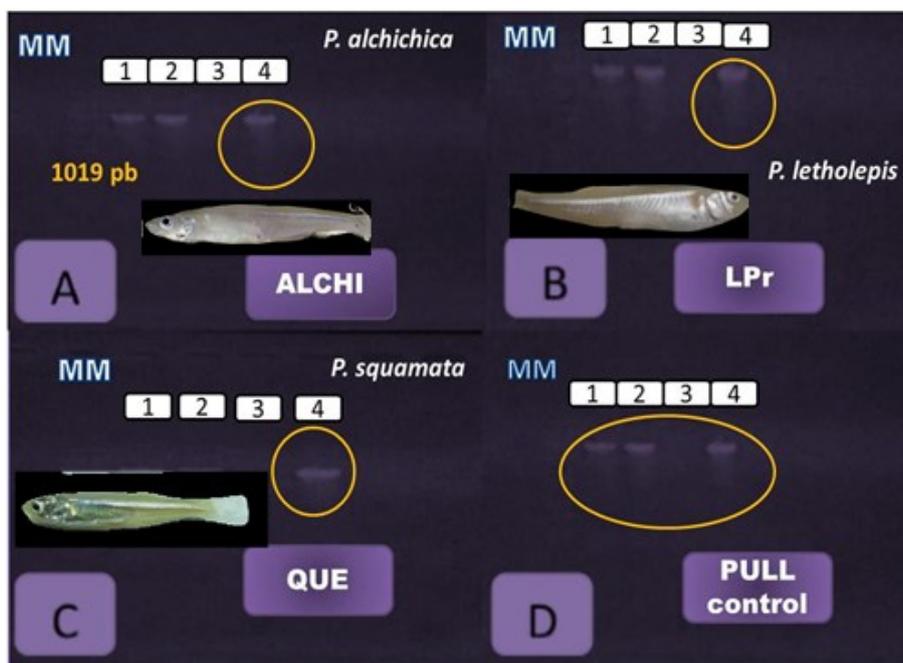


Figura 5. Fotografías visualizadas en bromuro de Etidio de los productos de amplificación por PCR de las muestras de ADN de los aislados bacterianos derivados de las MM de cada especie del género *Poblana*. Amplificación de 1029pb del gen *bp26/IS711* A) *Poblana alchichica* B) *Poblana letholepis* C) *Poblana squamata* D) Infección inducida en organismos sanos de *Poblana letholepis* por *Brucella* spp vacunales M16 y S19 y cepa nativa salvaje (aislado de *Poblana letholepis*) de la región de la Cuenca Oriental en Puebla, México. Carril 1 *B. melitensis* M16 (ATCC 23456), Carril 2 *B. abortus* S19 (ATCC 23448) Carril 3 ADN de *E.coli* como control negativo y Carril 4 la muestra problema.

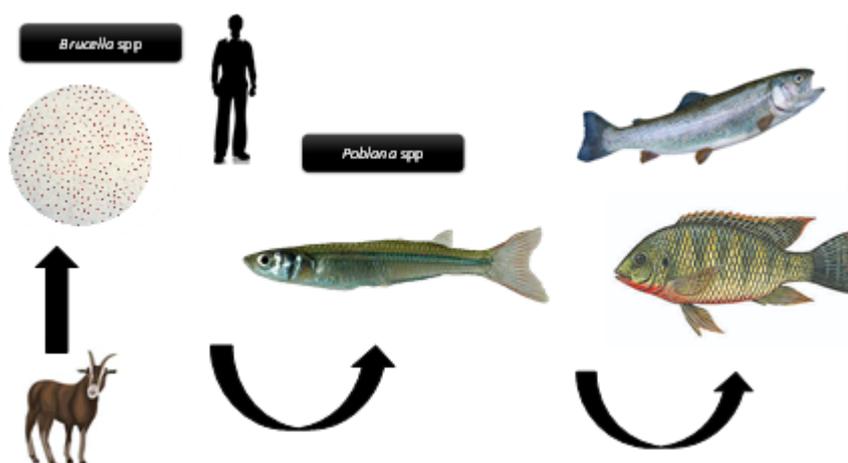


Figura 6. Imagen sobre la transmisión de *Brucella* spp. en la interfaz ganado-humano y peces donde se hace énfasis en su potencial efecto deletéreo en la ictiofauna silvestre y comercial (Trucha y Tilapia principalmente). Propio (Cruz-Aviña) basado en Google 2023.





Figura 6. Como puede apreciarse los charales del género *Poblana* son una importante fuente de alimento para el autoconsumo local, sobre todo en semana santa donde aumenta significativamente su consumo [A) niños, B) adultos mayores, C) adultos] de ahí su importancia en la Salud Pública, el aislamiento de *Brucella* spp en estos charales, significa un factor de riesgo para las comunidades aledañas a los lagos cráter por su potencial efecto deletéreo en la salud. Fotografías propias (Cruz –Aviña del periodo 2017-2023).

Además, su función de vector para varios patógenos bacterianos zoonóticos, donde se incluyen *Aeromonas* spp., *Vibrio* spp. algunas especies de la familia de las enterobacterias como *Edwardsiella* spp., *Mycobacterium* spp., *Streptococcus* spp. y *Erysipelothrix*. todas ellas potencialmente presentes en cultivos de trucha, tilapia, bagre y rana toro^{19, 20}. En cuanto a la relación específica de peces comerciales con *Brucella* spp.^{12,13} recordemos que el primer reporte de sospecha de *Brucella* fue realizado en trucha arcoíris en Bulgaria en 1988⁵, sin embargo; con los nuevos métodos moleculares se determinó que se trataba en realidad de *Hafnia alvei*^{15, 16}. pariente muy cercano a *Brucella* spp. Mas adelante en (2010), se reporta al bagre del Nilo (*Clarias gariepinus*) como portador asintomático de *Brucella melitensis* derivado del consumo humano de productos lácteos sin hervir procedentes de camellos.

Posterior a este trabajo, como veremos a continuación, Ramos y colaboradores en 2020 reportan a dos especies de *Brucella* en Tilapia (*Oreochromis niloticus*)²⁴ en bordos de consumo extensivo en Nayarit, por último, González y Cortés en 2020, reportan un tratamiento efectivo para la desinfección bacteriana (incluyendo *Brucella*) de ovas de trucha arcoíris (*Oncorhynchus mykiss*) en el centro Piscícola El Zarco en el estado de México²³. Estos datos contribuyen a la mejor comprensión de la patogénesis, vínculos filogenéticos y virulencia de *la brucelosis* en el medio natural, en zonas endémicas de la enfermedad. Algunas especies de *Brucella* se mantienen activas en poblaciones de la ictiofauna (silvestre y comercial), como reservorios, lo que enfatiza el papel de los ictiólogos como profesionistas multidisciplinarios, en la medicina de la conservación y enciende una alarma como potencial EZE en organismos de cultivo para el estado de Puebla, México.

AISLAMIENTO Y DETECCIÓN DE *Brucella* spp. EN TILAPIA (*Oreochromis niloticus*)

El lago San Pedro en Nayarit, pertenece a una región hidrológica prioritaria denominada lagos cráter de Nayarit, México, en donde se cultiva tilapia (*Oreochromis niloticus*), dado que en la ribera del lago además de otras actividades antropogénicas, se practica la crianza semi-extensiva del ganado bovino, del que no se tiene un control eficiente de brucelosis en este estado. Por lo cual, se ha evaluado la calidad microbiológica del agua del lago para explorar la presencia de *Brucella* spp. en piel de tilapia. Durante el año 2017, se monitorearon quince puntos específicos del lago por triplicado, por estación del año (secas y lluvias) y se consideraron factores climáticos (precipitación, temperatura ambiental y del agua), con el fin de determinar la relación espacio temporal con la calidad del agua. Se aisló e identificó a *B. abortus*, mediante técnicas microbiológicas usando medios selectivos con violeta de etilo al 0.01 % y antibióticos (nistatina 100 U/mL, ácido nalidíxico 5 U/mL y cicloheximida 100 µg/mL), pruebas



bioquímicas y pruebas especiales como crecimiento en diversos colorantes (Tionina, Safranina y Fucsina)³ (Tabla 1).

Se utilizó la técnica de Bruce-ladder Multiplex PCR¹¹ para la tipificación de especies de *Brucella*. Los resultados de este estudio demostraron que tanto los peces como el agua superficial, se encontraban sin contaminación según lo establecido por la Comisión Nacional del Agua^{11,15} en cuanto a indicadores de calidad de agua, sin embargo, se aisló e identificó a una cepa de *B. abortus*, tanto de agua del lago como de piel de tilapia, esto constituye una prueba de que la salud y bienestar de las tilapias es sensible a patógenos como el género *Brucella*. Aún se desconoce la interacción que pueda establecer esta bacteria patógena y se requieren de más estudios al respecto (Figura 7).

REGISTROS DE LEPTOSPIROSIS EN PECES EL MUNDO Y EN LA ZONA DE ESTUDIO

También conocida como enfermedad de Weil, enfermedad de los puerqueros, fiebre de los arrozales, fiebre de los cañaverales, fiebre de Stuttgart (perros). Las Leptospiras son bacterias helicoidales con extremos libres que terminan en forma de ganchos, son móviles, aerobios, cultivables de unas 6 a 20 micras de largo por 0.1 micras de ancho¹. Hay serovares universales (*Leptospira interrogans*, *L. biflexa*)^{2,3}, la primera es patógena para el hombre y animales, mientras la segunda es de vida libre¹⁷, en sus manifestaciones más severas, la leptospirosis ha sido reconocida en los últimos años como un problema de salud pública a nivel global, tanto en países desarrollados como en países en vías de desarrollo¹¹⁻¹³. Su relevancia como una de las enfermedades emergentes más importantes a nivel global radica en su capacidad zoonótica, es decir, paso de hospederos animales hacia humanos. Adicionalmente, la sintomatología variada e inespecífica que produce, en combinación con la dificultad de diagnosticar la



enfermedad, hacen de la leptospirosis una enfermedad de alto impacto, especialmente en países con zonas cálidas^{13,14}.

Tabla 1. Diferentes pruebas de tipificación, pruebas bioquímicas y pruebas especiales, crecimiento en diversos colorantes (Tionina, Safranina y Fucsina) para la identificación de *Brucella abortus*, en muestras de piel y mucosa de Tilapia.

Capacidades bioquímicas	<i>B. abortus</i> (2308)	<i>B. melitensis</i> (M16)	<i>Brucella</i> spp. piel de tilapia	<i>Brucella suis</i>	<i>Brucella</i> spp. agua superficial
Prueba de Gram	Gram – negativa	Gram – negativa	Gram – negativa	Gram – negativa	Gram – negativa
Morfología	Cocobacilar	Cocobacilar	Cocobacilar	Cocobacilar	Cocobacilar
CO₂	Positivo	Crecimiento lento	Crecimiento lento	Crecimiento lento	Positivo
SCM	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
TSI	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
RM	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
VP	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
LIA	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
Urea	Positivo (++)	Positivo (+)	Positivo (++)	Positivo (+++)	Positivo (++)
Movilidad	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
Indol	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
Ornitina	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
Catalasa	Positivo	Positivo	Positivo	Positivo	Positivo
Oxidasa	Positivo	Positivo	Positivo	Positivo	Positivo

SIM (SCM): sulfuro indol para movilidad; TSI (Triple Azúcar Hierro): El agar TSI contiene tres azúcares que son dextrosa, lactosa y sacarosa, rojo de fenol; RM: Prueba de Rojo de Metilo; VP: Prueba de Voges Proskauer consiste en determinar la capacidad que tiene un microorganismo para producir el metabolito acetilmetil carbinol (acetoína) como producto intermediario derivado del metabolismo de la glucosa (fermentación butanodiólica); LIA: Prueba de Lisina Hierro Agar.



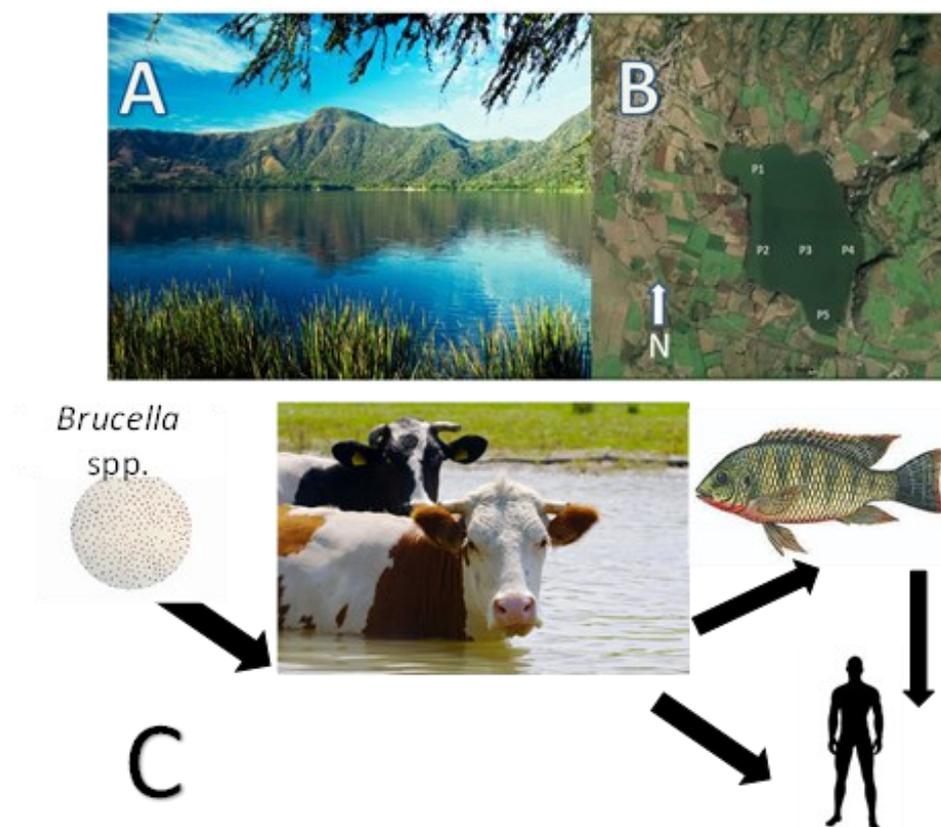


Figura 7. A) Vista parcial del lago cráter de San Pedro Lagunillas, Nayarit, México, se ubica en el municipio de San Pedro Lagunillas, en el estado de Nayarit, México. Esta laguna tiene 1.6 km de ancho y 1.9 km de largo, con una profundidad aproximada de 9 metros. San Pedro Lagunillas está rodeado por el Arroyo de San Pedro, que vierte sus aguas en la laguna. B) Puntos de muestreo del estudio C) Ejemplo de la interfaz Brucella-ganado- peces y humanos en la transmisión vertical de la enfermedad. Propio y modificado de Google y Google Earth 2023.

En la literatura existen varios indicios para la detección de *Leptospira* en muestras clínicas veterinarias^{1,14,15,17,18,21} y en peces^{2,3,20,22} comerciales, e incluso muestras ambientales¹, ya sea por cultivo^{1,3,7} o estrategias de análisis de ácidos nucleicos^{20,21,24}. Después de la primera semana de leptospiremia, los miembros del género *Leptospira* se eliminan del organismo animal por vía urinaria y contaminan el ambiente, ya sea el suelo o el agua¹. De los estudios en muestras hídricas, la mayoría se



centran en fuentes de agua sin flujo (como lagos) o con altas cantidades de sedimentos (charcos, orilla de ríos, o alcantarillas en zonas urbanas)⁸⁻¹⁰, pero la detección en tejidos animales o en las muestras de ADN bacteriano han sido poco comunes. El papel de los animales acuáticos es esencial para el mantenimiento de las *Leptospiras* patógenas en la naturaleza. Los resultados aquí presentados proveen una herramienta importante para futuros estudios de monitoreo de especies de *Leptospiras* patógenas en fuentes de agua y de ictiofauna nativa en México. El análisis científico del bienestar animal en peces es relativamente nuevo en el mundo y este va unido al aumento en el número de normativas, certificaciones ecológicas sobre la salud de los peces nativos y cría de peces marinos y de agua dulce^{15,17,18}. En el presente documento, se resumen los últimos avances en enfermedades emergentes de peces nativos del Centro de México y de consumo humano en el NE del país. La población humana necesita poner más atención en los problemas de sanidad ambiental y sus consecuencias, para la sobrevivencia de la ictiofauna y los servicios ecosistémicos limnológicos que esta ofrece, en especial las comunidades rurales donde el 64% se encuentra en condiciones de inseguridad alimentaria^{20,21,24}. Al alterarse los ecosistemas hídricos, se ven afectados los beneficios que estas comunidades reciben de ellos. Por lo anterior, se hace necesaria la inclusión de las comunidades en trabajos orientados a la conservación de la ictiofauna y del recurso limnológico, usándolos de manera sostenible para disminuir el deterioro ambiental, la pérdida de biodiversidad, la pobreza, mejorar la seguridad alimentaria, mitigar la degradación ambiental y los efectos del cambio climático. Con esta información se espera contar con mayores herramientas que ayuden al conservacionista, al productor acuícola, al ganadero, así como, al consumidor y legislador, para entender de manera práctica e inmediata la condición de los animales (Figura 8).

La leptospirosis es una enfermedad de distribución amplia en México, se transmite comúnmente a través de fuentes de agua y suelos contaminados con orina de



animales infectados. Por esta razón, el monitoreo de fuentes de agua de uso común en zonas de riesgo es una herramienta importante para comprender la aparición de brotes de esta enfermedad¹⁷. En el estado de Puebla, existen poblaciones de ictiofauna nativa amenazadas, que carecen de estudios básicos, con graves problemas ambientales en su hábitat incluidas las EZE, convirtiéndose así, en especies prioritarias²⁻⁵. Los roedores son reservorios importantes de leptospiras, mientras que las aves migratorias acuáticas y de humedales también portan y son transmisoras. Los objetivos de este estudio fueron determinar la presencia de *Leptospira* en peces; los serovares de *Leptospira* prevalentes y si están relacionados con los serovares reportados en peces; y determinar el riesgo potencial para la salud pública.

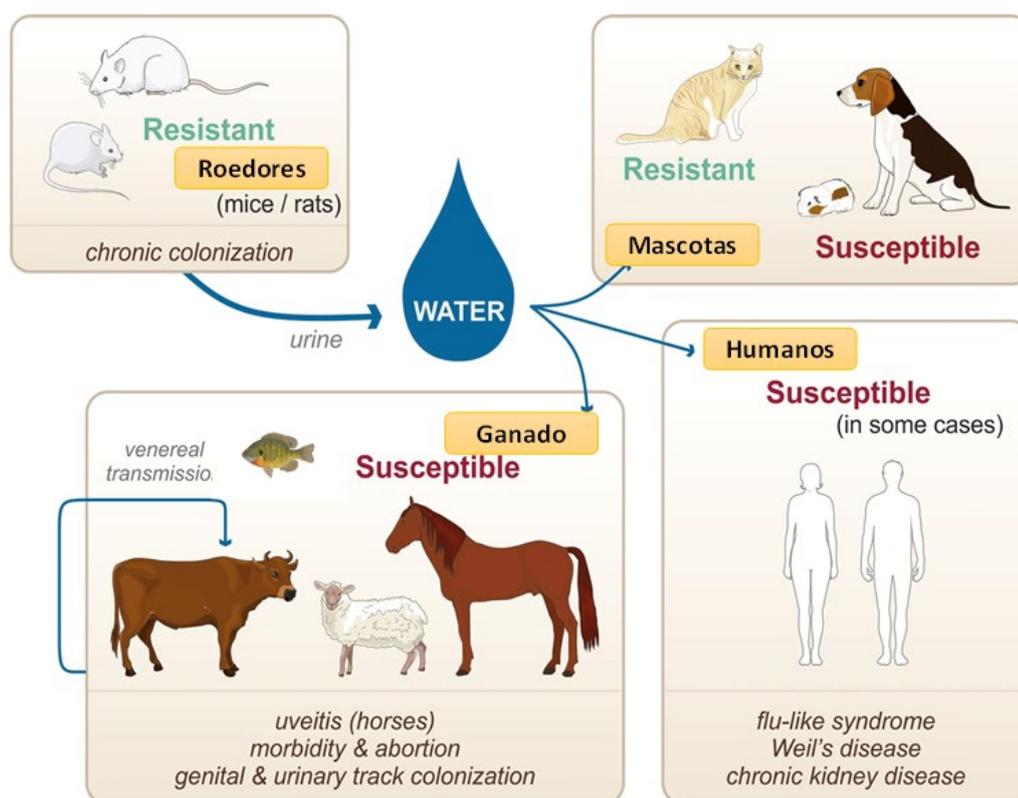


Figura 8. *Leptospira* como una de las enfermedades emergentes más importantes a nivel global radica en su capacidad zoonótica, es decir, paso de hospederos susceptibles animales (roedores, mascotas, ganado) hacia humanos a través del agua como vector Tomado y modificado de <https://www.frontiersin.org/articles/10.3389/fcimb.2022.932137/full.2022>



AISLAMIENTO Y DETECCIÓN DE *LEPTOESPIRA* EN ICTIOFAUNA DEL GÉNERO *POBLANA* EN LOS LAGOS CRÁTER DE PUEBLA, MÉXICO

Entre 2017 y 2018, se capturó un total de 60 ejemplares adultos de las tres especies del género *Poblana*, Se recogió una muestra de sangre utilizando jeringas y agujas para obtener suero para la detección serológica de leptospirosis utilizando la prueba de microaglutinación (estándar de oro) utilizando los serovares de *Leptospira* locales (para ganado) y de referencia (cepas vacunales de Laboratorio) donde se aisló e identificó mediante pruebas microbiológicas, bioquímicas y moleculares a *Leptospira* spp. en, *P. alchichica*, *P. letholepis*, *P. squamata* provenientes de los lagos cráter. Se obtuvieron muestras serológicas y muestras frescas de hígado, riñón y bazo. Las nuevas infecciones por *Leptospira* se han documentado en una amplia variedad de vida silvestre, sin embargo, son escasos los reportes para ictiofauna nativa hasta ahora. Se utilizó PCR TR (reacción de la cadena de la polimerasa en tiempo real) para determinar la presencia de *Leptospira* en muestras de tejido blando Se utilizaron primers (cebadores) específicos para los genes *secY* y *lipL32* de especies patógenas de *Leptospira*²¹⁻²⁴. Los resultados mostraron la presencia de especies patógenas en un total de 8 muestras: 3 correspondientes a *Poblana alchichica*, 1 correspondiente a *P. letholepis* y 4 para *P. squamata*. Los productos de amplificación del gen *lipL32* permitieron identificar la especie de *Leptospira* presente en 7 de las 9 muestras. Adicionalmente, también se encontró la presencia de 13 muestras de agua positivas para especies intermedias, de las cuales 9 fueron también positivas para especies de *Leptospira* patógena²²⁻²⁴ (Figura 8).



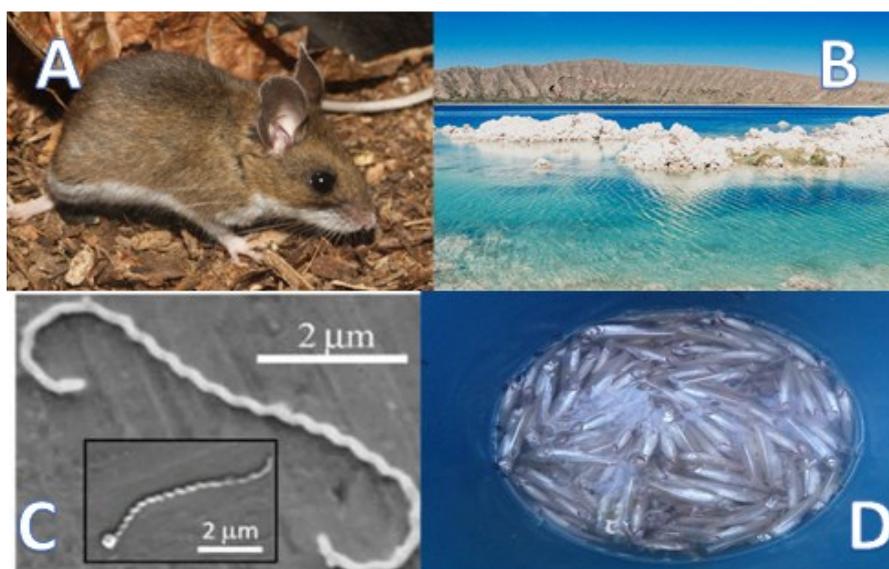


Figura 8. *Leptoespira* spp. como una de las enfermedades emergentes más importantes a nivel global radica en su capacidad zoonótica, es decir, paso de hospederos susceptibles animales [A] roedores (*Peromyscus bullatus*), mascotas, ganado] hacia humanos y el medio ambiente acuático (B) y la ictiofauna nativa (D). Propio (Cruz-Aviña 2017-2023).

Tomado y modificado de

<https://www.frontiersin.org/articles/10.3389/fcimb.2022.932137/full.2022>

Extracción de ADN

La extracción de ADN de cada muestra se realizó utilizando tres protocolos. El ADN de las primeras muestras, recolectadas entre noviembre 2017 y mayo 2018, fue extraído utilizando el Kit QIAmp ADN Mini Kit (Qiagen®)^{22,23}, siguiendo las recomendaciones del fabricante. Las muestras recolectadas posteriormente, fueron extraídas a partir de un protocolo modificado utilizando el kit FastADN SPIN Kit for Soil (Qbiogene®), de acuerdo con las normas de fabricación y, se adiciona un paso de incubación en baño María a 55°C, previo a la centrifugación, lo que eleva la tasa de recuperación del ADN. Un tercer protocolo fue probado, utilizando cuentas (Beads) de silicio para generar la lisis mecánica de las células en la muestra^{21,22}. Para la identificación de las especies patógenas de *Leptospira* en muestras de tejido, se



utilizaron los primers (cebadores) que tenían como blanco a los genes lip32 (proteína de membrana externa) y secY (subunidad de translocasa)^{22,24}.

Los cebadores modificados se diseñaron en base a un alineamiento múltiple realizado con varias secuencias del gen secY provenientes de varias especies de *Leptospira*, mediante el programa de alineamiento (Clustalw®, GenomeNet) en el programa MEGA5.0. Para la revisión de la temperatura de hibridación y posible formación de estructuras secundarias se utilizó el software en línea OligoCalc (Northwestern University, EE. UU., <http://www.basic.northwestern.edu/biotools/OligoCalc.html>).

Los sitios de hibridación de los primers se confirmaron con el software en línea Primer3 (MIT, Massachusetts Institute of Technology, EE. UU.). Los mismos primers, sin variación de secuencias, también fueron probados como control positivo en las muestras de agua²².

IMPORTANCIA DEL HALLAZGO DE *Leptospira* spp. EN PECES NATIVOS Y SU RELACIÓN POTENCIAL PARA LA ACUACULTURA DE MEXICANA

La leptospirosis es una zoonosis con potencial epidémico y de difícil diagnóstico que requiere un manejo integral para orientar las medidas de prevención y control; sin embargo, una de las dificultades es la existencia de más de 300 serovares, la supervivencia de la bacteria en el ambiente por más de 180 días y la importancia del agua como vehículo de transmisión^{1,3,5,23}, la leptospirosis afecta a 160 especies de animales salvajes y domésticos que constituyen el reservorio y la fuente de infección para el ser humano. Que las especies más afectadas son los roedores salvajes (ratas), los cuales una vez infectados eliminan las bacterias por la orina.



También se dice que en la naturaleza se reproducen únicamente en el animal hospedador y que la *Leptospira* puede sobrevivir durante largo tiempo en el agua o superficies húmedas en ambientes templados y con un pH neutro o ligeramente alcalino. Su hallazgo en peces nativos del género *Poblana* constituye un hito, en la interfaz de la enfermedad, ganado-fauna silvestre-agua natural, por lo que su potencial efecto deletéreo en la Salud Pública a través del consumo de peces contaminados por pesca directa o en acuicultura es altamente factible. Por tanto, la leptospirosis al ser una enfermedad zoonótica se vuelve competencia no solo del área de la salud pública, sino también concerniente al ámbito veterinario, que participan directamente en el control y vigilancia de la enfermedad (Figura 9).

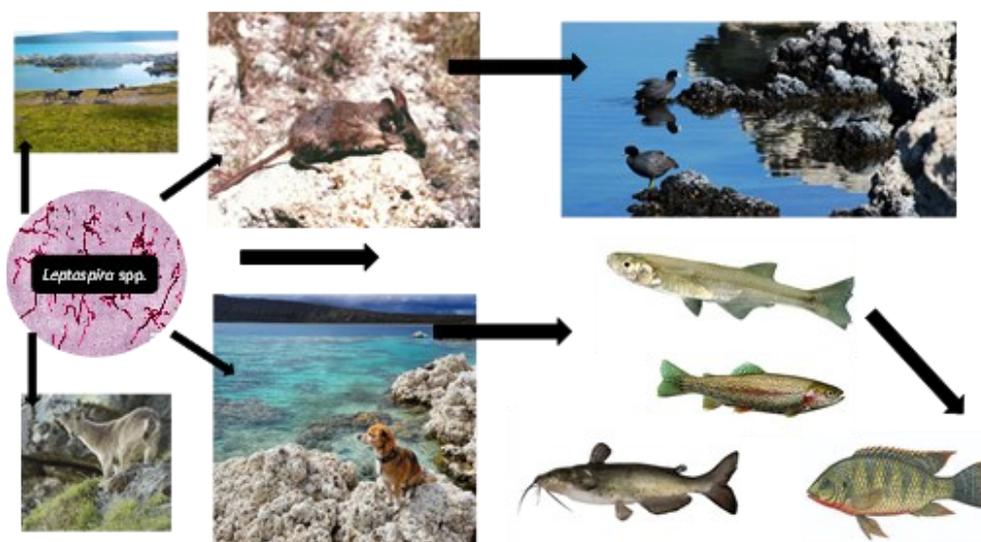


Figura 9. *Leptospira* spp. como una de las enfermedades emergentes más importantes a nivel global radica en su capacidad zoonótica, es decir, paso de hospederos susceptibles animales en la interfaz: *Leptospira*-roedor (*Peromyscus*), ganado (Cabras)-aves (Gallaretas y patos)-peces silvestres (*Poblana* spp.) y peces comerciales de consumo humano (Bagre, Trucha y Tilapia). Fotografías propias (Cruz-Aviña 2017-2023).



CONSIDERACIONES FINALES

Estos estudios revelan una alta prevalencia de leptospiras patógenas en las tres especies de *Poblana*. Este es el primer informe sobre peces nativos con *Leptospira* spp. en Puebla. Una prevalencia del 54,3% observada en tipos de pescado comunes consumidos en gran medida por la población de esta región sugiere una amenaza potencial para la salud pública, especialmente debido a la falta de conciencia pública sobre la leptospirosis en la zona de los lagos cráter. Las personas dedicadas a la producción de cerdos, cultivo de frutos rojos y hortalizas alrededor del área de captación de aguas subterráneas tienen un alto riesgo de contraer esta enfermedad, ya que se informa^{1,5,23} en otros lugares (p. ej. pescadores, comerciantes de pescado fresco, nadadores y otras personas con contacto directo) han sido contaminados con leptospiras de animales infectados. Esto indica parentesco o intercambio de patógenos de *Leptospira* spp. entre mamíferos terrestres como roedores y ganado; y organismos vivos acuáticos como peces que se encuentran en la misma localidad. La fuente puntual o los huéspedes que son los principales transmisores de leptospirosis podrían ser el objetivo de las estrategias de control. La prevalencia de leptospirosis en peces. Por ejemplo en Kenia y Tanzania ha sido reportada la presencia de *Leptospira* en Tilapia y Bagre, en donde ha coincidido la serovariedad con el ganado local, así como en las muestras de suero de los lugareños, siendo más evidente este problema en trabajadores de granjas acuícolas²³.

CONCLUSIONES

La probabilidad de que la brucelosis afecte a una especie y logre mantenerse en ella depende de una combinación de factores, principalmente la susceptibilidad del huésped, la dosis infecciosa, el contacto con animales infectados y una serie de factores ligados a la gestión de la fauna salvaje y de su entorno natural. En este sentido, el



desarrollo de la cría a gran escala de especies cinegéticas parece haber contribuido al resurgimiento de la infección. El criterio básico para identificarla sigue siendo el aislamiento de brucelas y los métodos microbiológicos como estándar de oro. De ahí que, cuando haya resultados serológicos positivos que lleven a sospechar la presencia de brucelosis en un animal o una población salvaje, sea conveniente intentar sistemáticamente el aislamiento del microorganismo. La diseminación entre animales salvajes de una cepa de vacuna antibrucela es un proceder arriesgado, ya que puede contaminar el medio natural y causar la infección de otras especies salvajes. Por ello, y a fin de apoyar la adopción de decisiones racionales en materia de gestión de la brucelosis en la fauna salvaje, es preciso estudiar detenida y científicamente la dosis de vacuna apropiada para las especies destinatarias y el grado de seguridad que presenta para otras especies.

Por su parte, como se mencionó previamente, la importancia de los reservorios animales (ahora acuáticos) en el ciclo de vida de *Leptospira* significa que estos son también un factor de riesgo en el contagio de leptospirosis. El riesgo laboral debe considerarse cuando se trabaja con ganado (aquí incluimos peces comerciales), ya que es común el desarrollo de estados febriles a causa de esta bacteria, conocidos como la fiebre del lechero. Adicionalmente, se ha confirmado una relación entre la presencia de roedores y la leptospirosis. Un fenómeno particularmente evidente en zonas tropicales. Vale la pena enfatizar el hecho de que hasta el momento no se han detectado anomalías visibles en órganos internos por lo que se deberán hacer estudios a más profundos para conocer más acerca del papel que desempeñan estos nuevos jugadores epidemiológicos de la enfermedad.

Estos estudios deberán ser multidisciplinarios e integrales y con datos reales en cualquier ámbito, de salud animal o de salud pública en general bajo el concepto de Una Sola Salud. Estos dos agentes etiológicos se consideran zoonótico emergentes y pueden ser un potencial problema en granjas acuícolas en el futuro. Queremos



enfatar la posibilidad futura de encontrar de manera conjunta a *Brucella* y *Leptospira* en peces de pesca y de cultivo en México.

AGRADECIMIENTOS

El primer autor desea agradecer en primer término a Elsa Castañeda Roldán (†) (fallecida en septiembre del 2022) por todo su apoyo y aportaciones al presente documento. Así mismo, a los habitantes de la comunidad San Luis Atexcac, en particular a Doña Lety, Don Juan y Don Lupe (†) (fallecido en marzo del 2022), así como, al pescador Don Pedro de la comunidad de Las Minas, todos ellos pertenecientes al municipio de Guadalupe Victoria, Puebla, México. Por último, al joven Ricardo Daniel Cruz-Guerrero por su invaluable apoyo en campo.

REFERENCIAS

1. Acha PN y Szyfres B. (2003). Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales: Volumen I. Organización Panamericana de la Salud. Pp: 12-45.
2. Alcocer J, Merino-Ibarra M, Ramírez-Zierold JA, Oseguera LA, Cortés-Guzmán D, Castillo-Sandoval FS y Pérez-Ramírez MG. (2021). Lake Alchichica limnology. Lake Alchichica Limnology. The Uniqueness of a Tropical Maar Lake; Springer Nature: Berlin/Heidelberg, Germany.12-190. Pp: 491.
3. Alton GG, Jones LM, Angus RD y Verger JM. (1988). Techniques for the brucellosis laboratory. INRA Publications. Paris, France. Pp: 9-32.
4. Álvarez J. (1950). Contribución al conocimiento de los peces de la región de Los Llanos, estado de Puebla (México). Anales de la Escuela Nacional de Ciencias Biológicas. 6(1): 81-107.
5. Azpiri SG, Galindo F y Ceballos G. (2000). La importancia del estudio de las enfermedades en la conservación de fauna silvestre. Veterinaria. 31(1): 223-230.
6. Bosch J. (2003). Nuevas amenazas para los anfibios: enfermedades emergentes. Munibe. 16(1): 56-73.



7. Bulman MG y Lamberti JC. (2011). Parásitos y enfermedades parasitarias emergentes y reemergentes: Calentamiento global, cambio climático, transmisión y migración de especies. Evaluación de la participación del hombre. *Veterinaria Argentina*. 28(1): 282-289.
8. Cabello C y Cabello F. (2008). Zoonosis con reservorios silvestres: Amenazas a la Salud Pública y a la economía. *Revista Médica de Chile*. 136(3): 385-393.
9. Caron A, Morand S y De Garine W. (2012). Epidemiological interaction at the wildlife/livestock/human interface: can we anticipate emerging infectious diseases in their hotspots? A framework for understanding emerging diseases processes in their hot spots. PP 311-332 En: Morand S, Beaudreau F, Cabaret J. (Eds). *New Frontiers of Molecular Epidemiology of Infectious Diseases*. Springer, Dordrecht. Pp: 376.
10. Castañeda REI, Avelino F, Espinosa A y Chávez E. (2005). Determinación de *Brucella melitensis* en una red, agua residual, agua de lluvia, suelo de una comunidad de alta morbilidad en el estado de Puebla. *Enfermedades Infecciosas y Microbiología*. 25(1): 4-15.
11. Cloeckert A, Grayon M y Grepinet O. (2000). An IS711 Element Downstream of the bp26 gene is a specific marker of *Brucella* spp. isolated from marine mammals. *Clinical and diagnostic laboratory immunology*. 7(1): 835-839.
12. Corbel MJ. (2006). Brucellosis in humans and animals. World Health Organization in collaboration with the Food and Agriculture Organization of the United Nations and World Organization for Animal Health. Pp: 12-90.
13. Corbel MJ. (2016). Brucellosis en humanos y animales. World Health Organization in collaboration with the Food and Agriculture Organization of the United Nations and World Organization for Animal Health. Pp: 15-96.
14. Cruz AJR. (2013). Factores fisicoquímicos que influyen en la sobrevivencia de *Brucella* spp en sistemas acuáticos en un área del Eje Neovolcánico de Puebla. Tesis de Maestría. Benemérita Universidad Autónoma de Puebla, México. Pp: 10, 15, 80-90.
15. Cruz AJR, Castañeda REI y Macek M. (2015). *Brucella* spp. como contaminante potencial en el agua de los Axalapascos de Puebla, México. En: Alcocer J, Merino-Ibarra M, Escobar-Briones. E. (Eds.). *Tendencias de la investigación en Limnología Tropical: Perspectivas Universitarias en Latinoamérica*. Asociación Mexicana de Limnología, A.C., Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, UNAM, y Consejo Nacional de Ciencias y Tecnología México. Pp: 89-97.
16. Cruz AJR, Castañeda REI y Silva GSE. (2017). La problemática ambiental de la Región de los Axalapascos Puebla: erosión, pobreza, enfermedades, biodiversidad, etnocultura. En: Rodríguez A, Olivier B, López R. (Eds.). *El desarrollo sustentable: Desafíos y oportunidades*. Universidad Autónoma de Guerrero y Plaza y Valdés Editores, México. Pp: 99, 88, 79, 85, 90-120.
17. Dolensek EP. (1971). Necropsy techniques in reptiles. *Journal of the American Veterinary Medical Association*. Pp: 1616-1617.



18. Eisenberg T, Hamann HP, Kaim U, Schlez K, Seeger H, Schauerte N, Melzer F, Tomaso H y Scholz HC. (2012). Isolation of potentially novel *Brucella* spp. from frogs. *Application Environmental Microbiology*. 7(1): 3753-3755.
19. Eisenberg T, Riße K, Schauerte N, Geiger C, Blom J y Scholz HC. (2017). Isolation of a novel 'atypical' *Brucella* strain from a bluespotted ribbontail ray (*Taeniura lymma*). *Antonie van Leeuwenhoek*. 110(1): 221-234.
20. Ficht T. (2010). *Brucella*, taxonomy and evolution. *Future Microbiology*. 5(1): 859-866.
21. Fischer D, Lorenz N, Heuser W, Kämpfer P, Scholz HC y Lierz M. (2012). Abscesses associated with a *Brucella inopinata*-like bacterium in a big-eyed tree frog (*Leptopelis vermiculatus*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 43(1): 625-628.
22. Maestrone, G., & Benjaminson, M. A. (1962). *Leptospira* infection in the goldfish (*Carassius auratus*). *Nature*, 195(4842), 719-720.
23. Méndez Tomás, E. Identificación de cepas bacterianas en agua y ovas de trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*) del Centro Acuícola El Zarco, Estado de México.
24. Ramos-Ramírez, L. D. C., Saldaña-Ahuactzi, Z., Morales-Lara, L., Martínez-Laguna, Y., & Castañeda-Roldán, E. I. (2020). Isolation and identification of two *Brucella* species from a volcanic lake in Mexico. *Current Microbiology*, 77, 3565-3572.
25. Tansuphasiri U, Chanthadee R, Phulsuksombati D y Sangjun N. (2006). Development of a duplex-polymerase chain reaction for rapid detection of pathogenic *Leptospira* Southeast Asian. *Journal Tropical Medical Public Health*. 37(1): 297-308.
26. Vital-Brazil JM, Balassiano IT, Oliveira FSD, Costa ADS, Hillen L y Pereira MM. (2010). Multiplex PCR-based detection of *Leptospira* in environmental water samples obtained from a slum settlement. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*. 105(1): 353-355.
27. Stoddard RA, Gee JE, Wilkins PP, McCaustland K y Hoffmaster AR. (2009). Detection of pathogenic *Leptospira* spp through TaqMan polymerase chain reaction targeting the Lip32 gene. *Diagnosis Microbiology Infectious Diseases*. 64(1): 247-255.

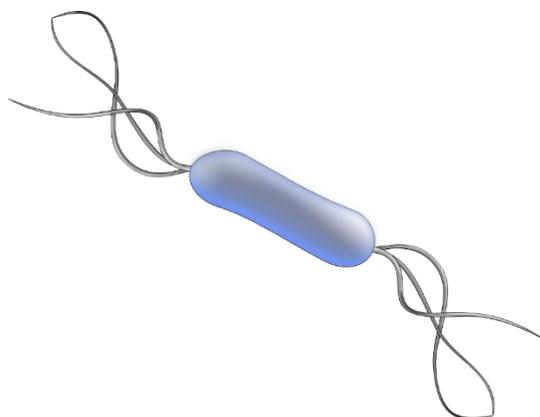


Ilustración: <https://pixabay.com/>



Capítulo 7

EXTRACTOS DE PLANTAS PARA EL CONTROL DE PROTOZOARIOS PARÁSITOS EN PECES DE CULTIVO

Patricia Mora Medina

INTRODUCCIÓN

La acuicultura a nivel internacional se considera como una de las mejores alternativas para producir alimentos de alta calidad con un bajo impacto ambiental en comparación con otras actividades agroalimentarias. En nuestro país, se tiene conocimiento de que la actividad acuícola surgió en las culturas prehispánicas, y es a finales del siglo XIX que se desarrolla con mayor importancia al promover no sólo la pesca, sino la creación de la acuicultura para peces de agua dulce¹. De esta forma, actualmente, México cuenta con una infraestructura importante, tal como da cuenta la Secretaría de Agricultura, Ganadería y Desarrollo Rural (SADER), que de septiembre de 2021 a junio de 2022, registró una producción preliminar de 4,663,300 toneladas de especies dulceacuícolas. En orden decreciente corresponden a carpa, tilapia, trucha y bagre². Cabe señalar que, el consumo de peces cultivados en nuestro país ha significado una alternativa nutricional de alto valor biológico para la población humana. Sin embargo, uno de los principales desafíos para la producción y el comercio de este sector es la sanidad de los ejemplares, entendiéndose por sanidad acuícola al estudio de las enfermedades que afectan a los organismos acuáticos cultivados para ornato y consumo humano (incluye a los organismos de vida silvestre), así como, al conjunto de prácticas encaminadas a la



prevención, diagnóstico y control de las enfermedades². Es necesario que, a partir de las prácticas de manejo se mantenga la sanidad de los peces, ya que por el ambiente en el que viven estos animales, es susceptible crear entornos que facilitan la aparición de enfermedades que se diseminan a través del agua.

Entre los principales factores de riesgo para las infecciones o infestaciones está el gran número de animales mantenidos y bajo condiciones potencialmente estresantes, entre otros^{15,26}. Este manejo de altas densidades de animales por unidad de superficie es propicio para romper el equilibrio establecido entre patógenos y hospedadores, lo cual, trae como consecuencias la aparición de enfermedades tanto infecciosas por bacterias y virus, como parasitarias¹⁸. Además, a medida que son cultivadas nuevas especies, la salud de los ejemplares también se pone en riesgo¹. Al respecto, en años recientes, se han presentado brotes causados por patógenos en peces de cultivo que han mermado parcial o completamente la producción acuícola¹⁶. Siendo la mortalidad, dentro del rubro sanitario, uno de los factores que limitan el desarrollo del sector acuícola en los sistemas de cultivo, este indicador de mortalidad puede estar asociado a la presencia de diversas enfermedades o bien, a la ineficacia de los métodos utilizados para controlarlas¹⁶.

MEDIDAS DE CONTROL SANITARIO

Una de estas medidas de control fallidas versa en el mal uso de antibióticos, lo cual, puede tener un impacto negativo no sólo en los peces sino también en los consumidores humanos. En la acuicultura, por ser un sector que está siendo visible para la producción animal, ha tenido como desventaja que la profilaxis, en cuanto a la administración de los medicamentos, aun no cuenta con una descripción correcta sobre los aspectos de farmacodinamia, farmacocinética o su impacto en el medio acuático, lo cual, hace que se adopten las mismas estrategias empleadas en fauna terrestre. En consecuencia, los



principales errores radican en la subdosificación en los peces con la consiguiente generación de cepas resistentes o bien, la sobredosificación por el uso indiscriminado de los antibióticos y, en ambos casos, su posible compromiso con los ecosistemas y, la implicación en la salud de los consumidores¹⁴.

Al respecto Cabello (2004)⁶, realiza una reflexión sobre el uso de medidas de control y manejo de enfermedades infecciosas en la acuicultura en Chile, determinando que si bien se han logrado importantes avances, los hallazgos científicos recientes han mostrado claramente que, tanto en ganadería como en acuicultura, el uso profiláctico de antibióticos puede ser reemplazado por medidas de higiene, que han resultado ser muy eficaces y sin comprometer la salud animal, la economía de la industria y sobre todo, sin poner en riesgo la salud humana. Se ha demostrado, por tanto, que el uso profiláctico de antibióticos es innecesario y totalmente prescindible cuando se implementan las correctas prácticas de producción. Cuando se administran antibióticos sin considerar los elementos mínimos de uso, práctica ampliamente difundida, no toma en cuenta la posible aparición de bacterias resistentes a los antibióticos en los entornos acuáticos, lo cual agrava el contexto, existen evidencias epidemiológicas y moleculares, que señalan que los genes que median esta resistencia pueden ser transmitidos de bacterias acuáticas a bacterias capaces de producir infecciones en humanos y en animales terrestres⁶. Asimismo, se pasa por alto que tanto los antibióticos como las cepas resistentes podrían modificar la biota del suelo, representando así, un riesgo potencial para los recursos naturales, la vida silvestre y los seres humanos. Adicionalmente, las sustancias químicas, metabolitos o principios activos de los antibióticos se bioacumulan o permanecen periodos prolongados sin ser metabolizados y eliminados por los peces, lo cual, representa un riesgo directo para su salud^{5,12,13}.

Otro aspecto que no se ha tomado en cuenta en la vulnerabilidad sanitaria del sector, tiene que ver con la aparición de enfermedades en los peces debida a otros



agentes ya que, como parte del ecosistema, la mayoría de los organismos acuáticos, tanto en estado silvestre como en confinamiento, se encuentran infestados por parásitos cuyas lesiones, en la mayoría de los casos, pasan inadvertidas¹⁶. Cabe señalar que los parásitos se encuentran entre los principales peligros tanto de peces de agua dulce como salada. Al respecto, son muy conocidos los reportes que involucran a los nemátodos, ya que entre los parásitos nemátodos transmisibles por el consumo de peces marinos, se destacan los pertenecientes a la Familia *Anisakidae*, siendo los géneros *Anisakis sp.*, *Pseudoterranova sp.*, *Contracaecum sp.* e *Hysterothylacium sp.* los responsables de casos de infección en humanos³; sin embargo, se le ha dado poca importancia a los protozoarios, agentes que en la mayoría de los casos son descuidados, aun siendo también responsables del impacto negativo sobre la salud y la producción acuícola.

Se sabe que la mayoría de los parásitos tienen la capacidad de inducir indicadores de morbilidad y algunos incluso valores de mortalidad elevados en los nichos ecológicos acuáticos. Varios factores pueden desencadenar la proliferación de los parásitos, tales como los fisicoquímicos, con la modificación de los parámetros ambientales (temperatura, concentración de oxígeno disuelto, pH, o el desbalance en las concentraciones de solutos suspendidos o de compuestos nitrogenados, principalmente); otros están relacionados con los aspectos nutricionales, como ejemplo de ello, la subalimentación por cantidad o calidad de los alimentos de los ejemplares o bien, la toxicidad generada por manejo inadecuado de alimentos que hacen a los peces vulnerables para el ataque de los agentes parasitarios. Algunos más son denso-dependientes, esto es densidades de cultivos inadecuadas, generalmente asociadas con hacinamiento en los estanques. Todos ellos, permiten que los factores biológicos, es decir, la presencia de parásitos como los protozoarios y helmintos encuentren los ambientes propicios para su proliferación, romper el equilibrio y causar daño en los peces¹⁸.



PARASITOSIS INTERNAS Y EXTERNAS CAUSADAS POR PROTOZOARIOS

Es frecuente asociar las altas mortalidades en especies cultivadas con la acción de los parásitos. Cabe recordar que el parasitismo es una forma heterotípica negativa en la que se relacionan los hospedadores con sus agentes, esta asociación puede ser temporal o permanente, externa o interna, en la cual el grado de dependencia metabólica determina la obligatoriedad de la relación del parásito con su hospedero. En este sentido, Sierra y Cols. (2006) han descrito las principales características de los protozoarios internos y externos, así como las condiciones propicias relacionadas con las malas prácticas de producción o ambientales y el daño con el que afectan a los peces²³, mismas que se describen en las Tablas 1 y 2, respectivamente.



Tabla 1. Principales características de los protozoarios parásitos internos que afectan a los peces²³.

Agente	Características morfológicas	Factor desencadenante	Daño en los peces	Diagnóstico clínico
<p><i>Ichthyophthirius multifiliis</i> (Ich o enfermedad del punto blanco)</p>	<p>Protozoo ciliado (de más de 100 µm de diámetro). El trofozoíto maduro posee un gran núcleo en forma de herradura.</p>	<p>Parásito oportunista que suele ser bien tolerado por los peces hasta que algún factor externo rompe ese equilibrio y el parásito reactiva su ciclo vital</p>	<p>Infesta, normalmente, la epidermis, aletas y branquias. Raramente en córnea y epitelios bucal y esofágico.</p>	<p>Comportamiento típico de los peces: aletas encogidas, fuertes movimientos de frotación contra los objetos, y finalmente apatía y adelgazamiento. Presencia de puntos blancos (trofozoítos adultos que se alimentan de la piel y tejidos del pez), cuando maduran abandonan al hospedador y salen al agua. Aspecto de mancha blanca dentro del tegumento que se desplazan en el quiste impulsados por cilios que recubren de forma uniforme la superficie corporal.</p>



Tabla 1. Principales características de los protozoarios parásitos internos que afectan a los peces²³ (continuación).

Agente	Características morfológicas	Factor desencadenante	Daño en los peces	Diagnóstico clínico
<p><i>Ichthyobodo necatrix</i> (Costiosis)</p>	<p>Pequeño parásito, cosmopolita, piriforme y aplanado dorsoventralmente. Trofozoíto ectoparásito y trofozoíto libre son ovoides, cara dorsal convexa y ventral cóncava. Mide de 6-12 µm de longitud. Posee de 2 a 4 flagelos con se fija al pez. El principal órgano de adhesión es un disco plano presente en las formas libres nadadoras.</p>	<p>Se difunde, en lugares con gran concentración de peces. Con mayor frecuencia en criaderos de truchas y carpas o en las factorías de peces ornamentales post-hibernación.</p>	<p>La enfermedad se conoce como “Blue Slime Disease” porque en el cuerpo de peces afectados aparecen manchas opacas “película grisácea” debido al incremento en la producción de moco. Las áreas más afectadas aparecen enrojecidas y hemorrágicas.</p>	<p>Otros signos son comunes a diversas enfermedades, tales como frotación contra el fondo, aletas plegadas, movimiento de balanceo y falta de reacción en etapas más avanzadas. Las aletas pueden estar dañadas y sufrir la descomposición del tejido entre los radios.</p>



Tabla 1. Principales características de los protozoarios parásitos internos que afectan a los peces²³ (*continuación*).

Agente	Características morfológicas	Factor desencadenante	Daño en los peces	Diagnóstico clínico
<p><i>Trichodina</i> (Tricodinosis) Ciliados de los géneros <i>Trichodina</i>, <i>trichodinella</i>, <i>tripartiella</i> y <i>Vauchomia</i></p>	<p>Forma de platillo de unos 50 µm de diámetro, con disco adhesivo basal muy desarrollado. Presenta una zona dorsal de cilios en espiral y anillo esquelético dorsoventral, con denticulos dispuestos radialmente.</p>	<p>La tricodinosis se ha observado en la mayoría de los peces de agua dulce y salada. Es relativamente común encontrarlo en los peces y no siempre asociado a enfermedad. La transmisión se produce por contacto directo con peces infectados o a través del agua contaminada. La gravedad de la infección está asociada a la mala calidad del agua y al elevado número de parásitos, los cuales nadan libremente.</p>	<p>Pueden aparecer úlceras en la piel y las aletas se desgastan. Si se ven afectadas las branquias, se muestran serios problemas respiratorios. Ocasionalmente se presenta escoliosis. Histológicamente, los parásitos se encuentran adheridos a la epidermis, produciendo necrosis de las células epiteliales. Se observa hiperplasia secundaria y una hipertrofia del epitelio branquial.</p>	<p>Clínicamente los peces suelen mostrar episodios de agitación con posterior letargia. Incremento en la producción de moco que produce manchas blanco-azuladas en la piel.</p>



Tabla 1. Principales características de los protozoarios parásitos internos que afectan a los peces²³ (continuación).

Agente	Características morfológicas	Factor desencadenante	Daño en los peces	Diagnóstico clínico
<p><i>Tetrahymena corlissi</i> (Enfermedad del Guppy)</p>	<p>Protozoos ciliados, ovals de vida libre. Miden entre 50-70 μm de longitud.</p>	<p>Alevines de varias especies de peces de criadero (Guppy “Guppy killer” y Northern pike) son los afectados.</p> <p>El hacinamiento y pobre calidad del agua (agua con elevado contenido en materia orgánica).</p>	<p>Necrosis y hemorragias en la piel.</p> <p>Histológicamente presencia de invasión masiva de parásitos en la musculatura (la más afectada es la pared ventral abdominal).</p>	<p>Ruptura de las paredes corporales del pez y evisceración, se observa en los casos más severos.</p>
<p>Glossatella Protozoo <i>Apiosoma</i></p>	<p>Organismo con cuerpo en forma de barril, con cilios en su extremo distal y un macronúcleo redondeado</p>	<p>Asociado a una deficiente calidad del agua.</p>	<p><i>Apiosoma</i> puede aparecer en las branquias o en la piel, con incremento en la producción de moco e hiperplasia.</p>	<p>Causa problemas respiratorios ante infecciones severas de las branquias.</p>



Tabla 1. Principales características de los protozoarios parásitos internos que afectan a los peces²³ (continuación).

Agente	Características morfológicas	Factor desencadenante	Daño en los peces	Diagnóstico clínico
<p>Dinoflagelados (Enfermedad del terciopelo y enfermedad del pez de coral) Especies del género <i>Oodinium</i> (en peces de agua dulce producen la enfermedad del terciopelo) y especies de <i>Amyloodinium</i> (enfermedad del pez de coral en peces marinos).</p>	<p>Dinoflagelados parásitos de unas 100 µm diámetro, que contienen cromatóforos y un único núcleo excéntrico. Cuando nadan libremente tienen 20 µm de diámetro y contienen un flagelo transverso y uno longitudinal. Sin embargo, el estadio parásito de los dinoflagelados (trofante), es generalmente esférico o piriforme, carece de flagelos y está limitado por una membrana bien visible, presentando unos apéndices que constituyen una estructura de fijación a las células de la piel o a las branquias del pez hospedador.</p>	<p>Transmisión es por contacto directo con los peces infectados y a través del agua contaminada.</p>	<p>Secreción mucosa de un fuerte y brillante color amarillo sobre la piel y las branquias. Infecciones graves pueden causar hiperplasia epitelial, inflamación, hemorragia y necrosis.</p> <p>Histológicamente se observan estos dinoflagelados ovalados unidos a las células epiteliales mediante “pseudopodia”.</p>	<p>Clínicamente los peces se vuelven depresivos y sufren episodios de excitación en el agua.</p> <p>Bajo luz indirecta, el pez aparenta tener una superficie algodonosa o aterciopelada.</p>



Tabla 1. Principales características de los protozoarios parásitos internos que afectan a los peces²³ (continuación).

Agente	Características morfológicas	Factor desencadenante	Daño en los peces	Diagnóstico clínico
<p><i>Epistylis</i> (Enfermedad de la llaga roja), por la especie <i>Heteropolaria</i>.</p>	<p>Protozoos de vida libre que viven en las plantas acuáticas. Son oportunistas. Protozoos ciliados, ramificados e inmóviles</p>	<p>Condiciones del agua que favorecen medio eutrófico. Han aparecido brotes en siluros y en salmones que viven en aguas con una elevada concentración de materia orgánica.</p>	<p>Presencia de lesiones blanquecinas o hemorrágicas en la superficie corporal. El parásito causa una ulceración en el lugar de unión al hospedador, que permite el asentamiento de infecciones bacterianas o fúngicas secundarias.</p>	<p>Evidencia de los parásitos en raspados cutáneos o en muestras frescas de tejido branquial.</p>

Elaborado con información de: Sierra, E. M., Espinosa de los Monteros, A., Real Valcárcel, F., Herráez Thomas, P., y Castro Alonso, P. Á. (2006). Enfermedades parasitarias: protozoarios externos e internos y misceláneos. *Revista Canaria de las Ciencias Veterinarias*²³.



Como se puede observar en la Tabla 1, los daños que sufren los peces por la infestación de protozoarios son principalmente en la piel y branquias, lo que favorece lesiones que los hacen susceptibles a infecciones bacterianas y virales secundarias, las cuales, incrementan el daño y la signología de enfermedad concomitante, con la consiguiente aparición de conductas aberrantes en los peces, incompatibles con su desempeño productivo y sobre todo con su salud. Mientras que en la Tabla 2, se puede apreciar que las condiciones fisiológicas del organismo en general se ven alteradas por las parasitosis internas, disminuyendo en la mayoría de las ocasiones la ganancia diaria de peso, debilitamiento y modificaciones en las conductas de descanso o nado de los peces, entre otras.

Estos agentes parasitarios, en las unidades de producción pequeñas, tradicionalmente han sido diagnosticados de forma clínica y para su tratamiento se han usado soluciones con diferentes sustancias químicas. Entre las más utilizadas se encuentran el sulfato de cobre, formalina, permanganato potásico o cloruro sódico¹⁶; sin embargo, se han dado casos en los que se hacen combinaciones de estas sustancias con medicamentos comerciales que pueden dañar a los peces, e incluso causarles la muerte¹⁶. Asimismo, cuando se usan sin una asesoría técnica, se puede inclusive dañar el ecosistema acuático.

Por ello, es importante que se promuevan prácticas sanitarias y de higiene y con ello reducir al mínimo el uso de agentes terapéuticos, fármacos, hormonas, antibióticos y otros químicos que se utilizan para controlar enfermedades en acuicultura^{2,10,11,19}, con el fin de proteger el medio. Asimismo, con la creciente resistencia antimicrobiana, la regulación para el uso de químicos en la acuicultura se ha hecho más exigente por parte de la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO) y por la Organización Mundial de la Salud (OMS), incluidos en las normas internacionales del *Codex Alimentarius* para que el uso sea racional, cumpliendo requisitos estrictos, ya que los metabolitos son un riesgo latente para la salud humana y el ambiente.



Al cumplir con las especificaciones para el uso de los antimicrobianos, se está asegurando también el bienestar tanto de los animales acuáticos como la de los consumidores. Por lo cual, es necesario generar conciencia y promover entre los productores acuícolas incrementar las estrategias higiénicas, como el manejo adecuado en la eliminación de los desechos y despojos de animales muertos, evitar el uso excesivo de fármacos y otros químicos considerados peligrosos para su utilización^{10,19}. Pero mientras esto sucede, para lograr una efectiva implementación de medidas preventivas y de profilaxis contra las enfermedades bacterianas y parasitarias en la acuicultura, se ha desarrollado una breve, pero rigurosa investigación científica básica que permite sustentar el uso de terapias alternativas que actúan fortaleciendo el sistema inmune, incrementan la resistencia del hospedador ante los agentes productores de enfermedad, sin comprometer al medio o la inocuidad del producto final^{5,12,13}.



Tabla 2. Principales características de los protozoarios parásitos externos que afectan a los peces²³.

Agente	Características morfológicas	Factor desencadenante	Daño en los peces	Diagnóstico clínico
<i>Henneguya</i> Mixosporidio.	Esporas de forma oval, con dos cápsulas polares en el extremo anterior y apéndices longitudinales que se proyectan desde el extremo posterior de las valvas.	Se desconoce el ciclo de vida, aunque se piensa que el gusano del fango está implicado en el ciclo de vida indirecto.	Presencia de quistes esferoidales opacos, blanquecinos o amarillentos localizados en piel, aletas y branquias. Los quistes se desarrollan dentro o entre las laminillas branquiales, producen intensas inflamaciones con la fusión de laminillas de filamentos adyacentes provocando la asfixia en los peces. Al abrir los quistes, y examinarlos bajo el microscopio, se observan mixosporidios alargados.	En infecciones graves, se presenta disfunción respiratoria y los peces nadan con gran lentitud. El bagre del canal es el más afectado. Clínicamente se observan discretos quistes de color blanco o amarillento en piel y/o branquias. El diagnóstico requiere de la evaluación histológica.
Criptosporidiosis.	Protozoo extracitoplasmático intercelular.		Criptosporidios infectan el intestino de una gran variedad de peces (carpa; espiga de naso (<i>Litiratus de Naso</i>); bagres tropicales de agua dulce, varias especies de <i>Plecostomus</i> ; y cíclidos).	Puede causar debilitamiento, aunque se cree que puede estar originada por infecciones secundarias producidas como consecuencia de la depresión del sistema inmune. Normalmente, los peces infectados se presentan emaciados y no nadan correctamente.



Tabla 2. Principales características de los protozoarios parásitos externos que afectan a los peces²³ (continuación).

Agente	Características morfológicas	Factor desencadenante	Daño en los peces	Diagnóstico clínico
<p><i>Enfermedad proliferativa branquial</i> (Hamburger gill disease).</p>	<p>Existe controversia en el agente causal, puede ser la fase extraesporogénica del mixozoo <i>Sphaerospora ictaluri</i>; o bien, la lesión podría estar producida por alguna especie no identificada de <i>Aurantiactinomyxo</i>.</p> <p>Es un parásito formado por dos cápsulas polares y un largo flagelo.</p>	<p>La temperatura del agua entre 16 y 20°C favorece el crecimiento óptimo del agente. Se cree que el parásito mantiene infecciones subclínicas leves en algunos peces hospedadores definitivos o que tiene un ciclo de vida indirecto implicando a un gusano del fango como hospedador intermediario.</p>	<p>Los mixozoos viven entre las células y en las cavidades corporales. Las esporas penetran a través de la boca y pasan a la fase de trofozoítos parecidos a las amebas. Penetran en el tracto intestinal y son arrastrados por la sangre hasta su destino. Forman numerosos quistes blanquecinos sobre la piel y las agallas, con una extensa reacción inflamatoria granulomatosa, hiperplasia y necrosis branquial. Los quistes también se han observado en tejido cerebral, bazo, hígado y riñón.</p>	<p>Presentación de serios problemas respiratorios en los peces por el acúmulo de quistes de color blanco. De ahí que también se le denomina “Enfermedad de la tapioca” o “Enfermedad de las agallas en forma de hamburguesa”.</p> <p>Externamente se puede confundir con linfocistis.</p> <p>La enfermedad tiene un inicio muy rápido, provocando elevadas mortalidades.</p>



Tabla 2. Principales características de los protozoarios parásitos externos que afectan a los peces²³ (continuación).

Agente	Características morfológicas	Factor desencadenante	Daño en los peces	Diagnóstico clínico
<i>Myxobolus cerebralis</i> (antes llamado <i>Myxosoma cerebralis</i>) (Enfermedad del torneo)	El mixosporidio tiene una espora oval, de 10 µm de longitud con dos cápsulas polares piriformes.	Transmisión es por ingestión de esporas o por su unión a la epidermis y posterior penetración.	El parásito invade los cartílagos de la columna vertebral, cabeza y arcos branquiales. Se produce necrosis con presencia de numerosas esporas en la zona inflamada.	La necrosis del cartílago produce deformación, principalmente alrededor de la cápsula auditiva, con alteraciones del equilibrio. Los movimientos que realiza el pez dan nombre a la enfermedad (torneo).
<i>Hexamita salmonis</i>	Protozoario piriforme, binucleado con seis flagelos posteriores y dos anteriores.	Infecta a los salmónidos y se manifiesta sobre todo en primavera y otoño, cuando la temperatura del agua ronda entre 12 y 15°C.	El pez desarrolla una enteritis catarral con presencia de numerosos protozoarios en las criptas de Lieberkühn y en las heces. Es frecuente la asociación bacteriana secundaria.	Peces jóvenes padecen anorexia, debilitamiento, con retraso en el crecimiento. En granjas de salmones atlánticos y reales, la enfermedad puede volverse sistémica, en cuyo caso los peces presentan anemia, exoftalmia e inflamación renal. Se han observado “ebulliciones” en la piel dorsal, así como, numerosos granulomas, en donde hay presencia del protozoario.



Tabla 2. Principales características de los protozoarios parásitos externos que afectan a los peces²³ (continuación).

Agente	Características morfológicas	Factor desencadenante	Daño en los peces	Diagnóstico clínico
<p><i>Coccidiosis</i> géneros <i>Eimeria</i> y <i>Goussia</i></p>	<p>Poseen cuatro esporocistos en los ooquistes, cada uno de ellos con dos esporozoítos. La excepción morfológica se encuentra en los géneros <i>Isospora</i> (dos esporocistos) y <i>Octosporella</i> (ocho esporocistos).</p>	<p>ND</p>	<p>Los coccidios infectan el epitelio y otros órganos, incluidas las gónadas y constituyen un verdadero problema en el cultivo de carpas.</p>	<p>1) <i>Eimeria subepitelilais</i>; en la carpa: áreas nodulares blanquecinas y elevadas en el digestivo anterior y medio. 2) <i>Eimeria carpelli</i>; en la carpa: enteritis hemorrágica y ulcerativa. 3) <i>Eimeria sardinae</i>; en peces marinos: reacción granulomatosa en hígado y testículos.</p> <p>Las coccidiosis intestinales se diagnostican mediante el examen microscópico de heces y raspado de la mucosa, en los que se evidencian los ooquistes y otros estadios del ciclo evolutivo</p>

ND= No definido



Tabla 2. Principales características de los protozoarios parásitos externos que afectan a los peces²³ (*continuación*).

Agente	Características morfológicas	Factor desencadenante	Daño en los peces	Diagnóstico clínico
<p><i>Enfermedad proliferativa renal</i></p>	<p>Mixosporidio parásito (de la especie <i>Sphaerospora</i>) o más concretamente por un estadio de su desarrollo extraesporogénico.</p>	<p>ND</p>	<p>Internamente, con áreas blanco-grisáceas de inflamación granulomatosa en riñón, bazo, intestino, branquias, hígado y músculo. El agente se dispersa vía sanguínea pudiendo causar vasculitis necrosante. Pueden padecer anemia e hipoproteïnemia. Histológicamente el riñón con nefritis intersticial granulomatosa. Presencia de linfocitos y macrófagos rodeando a los parásitos ameboides (15 µm de diámetro y con múltiples células hijas). Suele haber pérdida importante de túbulos y de tejido hematopoyético.</p>	<p>Los peces infectados muestran el abdomen dilatado, coloración oscura, exoftalmia, ascitis y palidez de las branquias.</p>

ND= No definido



Tabla 2. Principales características de los protozoarios parásitos externos que afectan a los peces²³ (continuación).

Agente	Características morfológicas	Factor desencadenante	Daño en los peces	Diagnóstico clínico
<i>Microsporidios (Glugea, Pleistophora, Loma)</i>	Microsporidios se observan como quistes individuales o múltiples, llenos de numerosas esporas de pequeño tamaño (1-2 µm).	La transmisión de la enfermedad es por vía directa. Los herbívoros son menos susceptibles a las infecciones, aunque pueden ingerir esporas que se liberan del pez muerto si no se le saca del acuario.	Algunas especies, como <i>Glugea</i> , son particularmente patogénicas y desfiguran pez. <i>Nosema</i> , sólo produce pequeños tumores blanquecinos que dañan levemente a los peces. Los quistes se localizan en varios órganos pudiendo llegar a ser bastante grandes, con aspecto de neoplasmas o xenomas. Pueden producir una gran presión en la cavidad abdominal, desplazando a las vísceras de su localización habitual. Se presenta necrosis en los órganos abdominales.	<i>Glugea y Loma:</i> Infectan macrófagos y tejidos mesenquimatosos, causan hipertrofia masiva con deformación de los órganos viscerales (hígado, digestivo, ovarios) o del músculo y el tejido subcutáneo. <i>Pleistophora hypessobryconis</i> (enfermedad del Neón tetra): Infectan el sarcoplasma de las fibras musculares. No se produce reacción inflamatoria alrededor de los quistes. Se observa decoloración en la banda luminosa de los tetras iridiscentes, aunque también ataca a otros tetras y a otros peces como los “cebritas” (<i>Brachidanio rerio</i>). La decoloración comienza como manchas que se extienden a lo largo de la línea lateral, afectando la masa muscular. Signología en peces afectados: no “duermen” durante la noche, nadan incesantemente en lugar de reposar cerca del fondo. Se observan peces enfermos aislados, con decaimiento y natación irregular, a veces hacia atrás, con la cabeza hacia arriba y realizando movimientos bruscos para intentar recuperar su posición normal.

Tomado y modificado de: Sierra, E. M., Espinosa de los Monteros, A., Real Valcárcel, F., Herráez Thomas, P., y Castro Alonso, P. Á. (2006). Enfermedades parasitarias: protozoarios externos e internos y misceláneos. Revista Canaria de las Ciencias Veterinarias²³.



EXTRACTOS DE PLANTAS MEDICINALES CONTRA PROTOZOARIOS PARÁSITOS EN LA ACUICULTURA

Como se ha podido describir, ante el panorama negativo que representa el uso indiscriminado de antibióticos y antiparasitarios en la acuicultura, se ha desarrollado un campo de la herbolaria tradicional para ser aplicada en los peces. Los extractos de plantas medicinales han tenido un efecto positivo, debido a sus efectos como aditivos alimenticios, inmunoestimulantes, promotores del crecimiento, efecto antiestrés, estimulantes de la maduración sexual y antipatógenos; por sus componentes fitoquímicos activos como alcaloides, terpenoides, taninos, saponinas, glucósidos, flavonoides, compuestos fenólicos, esteroides, aceites esenciales, entre otros con resultados favorables. En el ámbito sanitario, después de algunos años de investigación sobre el efecto de las plantas medicinales en padecimientos causados por parásitos en peces, se ha llegado a considerar que su implementación podría reducir los costos del tratamiento y ser más amigables con el medio, en comparación con los medicamentos sintéticos, lo anterior debido a que las plantas poseen moléculas biodegradables lo cual es una gran ventaja en la protección de los ecosistemas²⁴.

Además, por sus bondades, se ha difundido su uso, tal como lo señalan Prieto y Cols. (2005) en la investigación documental en la que determinaron la eficacia terapéutica y profiláctica de por lo menos 40 productos vegetales en especies acuáticas, tanto de consumo como de ornato, con el objetivo de tratar enfermedades de origen viral, bacteriano y micótico. Asimismo, se señala que este efecto está validado mediante los estudios experimentales desarrollados por grupos de investigadores en varios países, y existen aproximadamente otros 30 productos más cuyo potencial terapéutico para la acuicultura está en vías de prueba²⁰. Estos productos a base de plantas también han sido probados contra los protozoarios parásitos de peces, así como, los epibiontes que tienen un significativo impacto negativo en la acuicultura tropical, con resultados científicos que respaldan los tratamientos²⁰ (Tabla 3).



En nuestro país existe una gran tradición en el uso de plantas medicinales de uso humano y animal. Existen plantas que contienen fitoquímicos de muy diversos usos como medicina alternativa. En lo que respecta a la sanidad en peces, se cuenta con plantas que tienen efectos antiparasitarios importantes. En lo referente a la actividad antiparasitaria, se ha observado que el modo de acción de un compuesto, las saponinas, es similar a la de los antihelmínticos convencionales como el prazicuantel, que tiene efecto sobre la permeabilidad de la membrana celular de los parásitos y provoca la desintegración del tegumento de los monogéneos²². Algunos ejemplos son el tepozán (*Buddleja cordata*), el cual, genera metabolitos secundarios que son componentes de defensa contra agentes externos; cuya actividad se ha estudiado como tratamiento para combatir protozoarios ectoparásitos en tilapia^{5,7,21,28,29}. Cabe señalar que los verbascósidos (fenil propanol glicósidos) del tepozán obtenidos por extracción metanólica han mostrado una gran efectividad, en comparación con la solución acuosa²⁰.

Otra parasitosis muy importante que produce mortalidades en los peces hasta del 75%, es la producida por *Ichthyophthirius multifiliis* en peces de agua dulce, la que se ha controlado con *Pinus teocote* en México y Cuba. En el mismo sentido, en Estados Unidos ya se conocía el efecto de las agujas del pino contra el *Ichthyophthirius multifiliis*. Al comparar los efectos del extracto de ajo (*Allium sativum*), con el azul de metileno (costicida convencional), el ajo tuvo una efectividad del 94% contra la del 33% del azul de metileno contra el *Cryptocaryon irritans* y *Ichthyophthirius multifiliis*, éste último, responsable de la enfermedad conocida como la mancha blanca⁴. Asimismo, contra el *Cryptocaryon irritans* así como *Neobenedenia melleni* también se han probado el Paraíso o chinaberry, el melón agrio o cundeamor con muy buenos resultados²⁰. El arbusto Java Brucea (*Brucea javanica*), contiene quassinoides (triterpenos degradados) como la bruceina A y D, que han mostrado actividad contra varios protozoarios parásitos (antiinflamatorios y antipalúdicos), su efecto es sobre las proteínas de los ciliados^{17,27}.



Cabe señalar que aun cuando estos productos han mostrado su efectividad contra los protozoarios parásitos, no sólo es indicar el nombre de la planta, la dosis, sino determinar la preparación de los fitoquímicos para la efectividad principios activos de los preparados herbolarios para su uso en la acuicultura. En este sentido, se han desarrollado las metodologías básicas, entre las cuales destacan las siguientes⁹:

- Infusión: Material orgánico, seco o fresco, al que se le adiciona 1000mL y se retira del fuego. Se mantiene en reposo por 15 minutos, se filtra el líquido que puede ser alcohol, vino o vinagre.
- Maceración: El material orgánico se vierte en agua fría, alcohol, vinagre o vino (1,000 mL) y se mantiene desde horas hasta varias semanas antes de ser filtrado el macerado.
- Zumo fresco (preparación molida fresca): Se hace una molienda del material orgánico en mortero que se filtra posteriormente.
- Ungüento: Se prepara con el zumo fresco mezclado con una sustancia grasa base que puede ser lanolina, vaselina o glicerina.

Si bien la herbolaria tradicional en diferentes países se ha utilizado para mejorar la salud de los organismos acuáticos, es aún limitado su uso con bases científicas comprobables; por lo que es necesario que se sigan desarrollando las investigaciones para determinar las partes de la planta que contienen al principio activo, las características farmacológicas, las dosis, la forma de preparación y administración en los organismos, entre otras para ser consideradas como una alternativa amigable con el ambiente y con ello, disminuir los estragos que ha provocado la mala administración de antibióticos y antiparasitarios comerciales hacia los ecosistemas, la salud animal y sobre todo en la salud pública.



Tabla 3. Plantas utilizadas en el tratamiento contra protozoarios parásitos de peces.

Nombre común	Nombre científico	Enfermedad	Dosis sugerida por los hallazgos científicos a nivel experimental
Tepozán	<i>Buddleja americana</i>	Costiasis	Verbacósidos 99% efectiva 49 mg por L o en baños de inmersión durante tres días, en tilapia* 25 y 30 g/L de agua del macerado crudo molido y 0.8 mL/L de los extractos*
Trueno	<i>Ligustrum japonicum</i>		
Paraíso	<i>Melia azedarach</i>	<i>Cryptocaryon irritans</i> y <i>Neobenedenia melleni</i>	ND
Cundeamor	<i>Momordica charantia</i>		ND
Ajo	<i>Allium sativum</i>	<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> y <i>Cryptocaryon irritans</i>	Fracción hidrosoluble obtenida mediante la escisión enzimática del disulfuro, utilizado en dosis de 200 mg/L de agua* 400 mg/L de agua en acuario en tilapia*
Cebolla	<i>Allium cepa</i>		
Pino	<i>Pinus teocote</i> , <i>Pinus sp.</i>	<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> y otros protozoarios parásitos de peces	93.6% de eficacia con 10 ppm de macerado de agujas de pino durante 4 días**
Guayaba	<i>Psidium guajava</i>	Protozoarios en peces	ND
Albahaca	<i>Ocimum basilicum</i>		ND
Romero	<i>Rosmarinus officinalis</i>		ND
Crisantemo	<i>Chrysanthemum cinerariaefolium</i>	Copépodos en salmón	ND

ND= No determinado. Se conoce el efecto, más no la dosis exacta.

Tomado de: *Prieto, A., de Ocampo, A. A., Fernández, A., y Pérez, M. B. (2005). El empleo de medicina natural en el control de enfermedades de organismos acuáticos y potencialidades de uso en Cuba y México. TIP Revista Especializada en Ciencias Químico-Biológicas, 8(1), 38-49⁽²⁰⁾. **de Ocampo, A. A., y Jiménez, M. (1993). La herbolaria medicinal en el tratamiento de las enfermedades de los peces en México. Veterinaria México, 24(4), 291-295⁽⁹⁾.



A manera de reflexión, se debe tomar en cuenta que independientemente de la alternativa utilizada para la medicación de los peces, son varios los factores de los que depende el éxito en la terapia farmacológica comercial o del uso de los extractos herbolarios, tales como: diagnóstico del agente causal de enfermedad, esto es, la selección y administración de una terapia son consecuencia de la aplicación sistemática, ordenada y completa del protocolo diagnóstico; anamnesis, análisis de muestras de agua, examen clínico de los peces, toma de muestras y, de ser necesario, necropsia¹⁶; de otra forma, cualquier alternativa no tendrá el éxito esperado en beneficio de la salud de los peces.

Otro problema que debe ser resuelto, es la dosificación en el estanque y no es exclusivo de las terapias alternativas, ya que las investigaciones que prueban diferentes sustancias se hacen a nivel de laboratorio, en contenedores de reducidas dimensiones, en los cuales se puede controlar la dosis, así como los posibles factores ambientales y evaluar los efectos. Por ello, se hace necesario desarrollar protocolos a gran escala en los que se demuestre la efectividad de los extractos herbolarios a pie de estanque¹³.

Finalmente, así como se implementan las Buenas Prácticas de Manufactura, se requiere de buenas prácticas en el uso de medicamentos veterinarios (BPMV), y de cualquier otra alternativa herbolaria en las que se observe el debido cuidado en todas las etapas de la producción, desde su obtención, transformación, distribución y sobre todo en su uso^{10,11}, por tal motivo se ha hecho un esfuerzo por establecer procedimientos en la fitoterapia para cumplir con los protocolos de obtención del agente químico activo y su aplicación segura, y con ello, contar con alternativas seguras para garantizar la sanidad acuícola²⁴.



REFERENCIAS

1. Adam KE y Gunn GJ. (2017). Social and economic aspects of aquatic animal health. *Revue scientifique et technique*.36(1): 323-329.
2. Balbuena-Rivarola ED, Rios-Morinigo VM y Flores-Nava A. (2011). Manual Básico de Sanidad Piscícola. Ministerio de Agricultura y Ganadería-Viceministerio de Ganadería, FAO, Paraguay. 51 Pp.
3. Bandes A, Selgrad R y Salas H. (2005). Nematodos de la Familia *Anisakidae* en el pescado fresco que se expende para el consumo humano en Caracas, Venezuela. *Revista del Instituto Nacional de Higiene Rafael Rangel*. 36(2): 44-71.
4. Buchmann K, Jensen PB y Kruse KD. (2003). Effects of sodium percarbonate and garlic extract on *Ichthyophthirius multifiliis* theronts and tomocysts: in vitro experiments. *North American Journal of Aquaculture*. 65(1): 21-24.
5. Bulfon C, Volpatti D, Galeotti M. (2013). Current research on the use of plant-derived products in farmed fish. *Aquaculture Research*. 46(3): 513-551.
6. Cabello FC. (2004). Antibióticos y acuicultura en Chile: consecuencias para la salud humana y animal. *Revista médica de Chile*. 132(8): 1001-1006.
7. Camacho MD, Hernández PSI y Morfín LL. (2009). Tepozán (*Buddleia cordata*). Proyecto PAPIME. Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán, UNAM. Cuautitlán Izcalli, Estado de México, México. Pp.1-40
8. CONAPESCA. Comisión Nacional de Acuicultura y Pesca. (2022). Anuario Estadístico de Acuicultura y Pesca 2020. México, D.F.: CONAPESCA. Pp. 289
9. de Ocampo AA y Jiménez M. (1993). La herbolaria medicinal en el tratamiento de las enfermedades de los peces en México. *Veterinaria México*. 24(4): 291-295.
10. FAO. (2003). Organización para la Alimentación y la Agricultura. Resistencia a los antiparasitarios. Estado actual con énfasis en América Latina. Organización para la Alimentación y la Agricultura. Roma, Italia. 157:35-37. (consultado el 5 de febrero de 2023). En línea: <https://www.fao.org/3/Y4813S/y4813s03.htm#TopOfPage>
11. FAO-OMS. (2011). Organización para la Alimentación y la Agricultura y Organización Mundial de la Salud. *Codex Alimentarius*. Directrices para el análisis de riesgos de resistencia a los antimicrobianos transmitida por los alimentos, CXG 77-2011. Pp:1-32.
12. Froehlich HE, Gentryb RR y Halpern B. (2017). Conservation aquaculture: Shifting the narrative and paradigm of aquaculture's role in resource management. *Biological Conservation*. 215:162–168.
13. González-Mantilla JF. (2010). Farmacología y anestesia de peces. *Memorias De La Conferencia Interna en Medicina y Aprovechamiento de Fauna Silvestre, Exótica y No Convencional* [Internet]. 15 de febrero de 2010 [citado 4 de marzo de 2023]; 6(1):50-62. En línea: <https://www.revistas.veterinariosvs.org/index.php/cima/article/view/18>



14. Martínez ML, Fontanillas PJC. (2016). Terapéutica en Acuicultura. Unidad de Zoología. Dpto. de Fisiología Animal. Universidad Complutense de Madrid. España. Pp:18
15. Martins-Laterca M y Romero-García N. (1996). Efectos del parasitismo sobre el tejido branquial en peces cultivados: estudio parasitológico e histopatológico. *Revista Brasileira de Zoologia*. 13(2):489–500.
16. Montañez GOF, Aguilar AR y Mora-Medina P. (2019). Evaluación del efecto del extracto metanólico del tepozán (*Buddleja cordata*) sobre tricodínidos de tilapia (*Oreochromis sp.*) [Tesis de Maestría] Coordinación General de Estudios de Posgrado, UNAM, Ciudad Universitaria, Ciudad de México. Pp.1-75
17. Nakao R, Mizukami C, Kawamura Y, Subeki-Bawm S, Yamasaki M, Maede Y, Matsuura H, Nabeta K, Nonaka N, Oku Y y Katakura K. (2009). Evaluation of efficacy of bruceine A, a natural quassinoid compound extracted from a medicinal plant, *Brucea javanica*, for canine babesiosis. *Journal of Veterinary Medical Science*. 71(1): 33-41.
18. Nava-Sierra LL. (2018). Protozoarios y helmintos en peces bajo régimen de cultivo en el estado de Puebla. Tesis de licenciatura. Benemérita Universidad Autónoma de Puebla, Puebla, México. Pp:1-48
19. OMS. (2013). Organización Mundial de la Salud. Estrategia de la OMS sobre medicina tradicional 2014-2023. Organización Mundial de la Salud. Ginebra, Suiza. Pp. 75.
20. Prieto A, de Ocampo AA, Fernández A y Pérez MB. (2005). El empleo de medicina natural en el control de enfermedades de organismos acuáticos y potencialidades de uso en Cuba y México. *TIP Revista Especializada en Ciencias Químico-Biológicas*. 8(1): 38-49.
21. Sánchez BRD, Jiménez-Estrada M y de Ocampo AA. (2000). Evaluación del efecto parasiticida de los extractos acuoso y metanólico de *Buddleja cordata* HBK (Tepozán) sobre *Costia necatrix* en tilapia (*Oreochromis sp.*). *V-eterinaria México*. 31(3): 189-194.
22. Schmahl G y Taraschewski H. (1987). Treatment of fish parasites. 2. Effects of praziquantel, niclosamide, levamisole-HCl, and metrifonate on monogenean (*Gyrodactylus aculeati*, *Diplozoon paradoxum*). *Parasitology Research*. 73:341–351.
23. Sierra EM, Espinosa de los Monteros A, Real-Valcárcel F, Herráez TP y Castro APÁ. (2006). Enfermedades parasitarias: protozoarios externos e internos y misceláneos. *Revista Canaria de las Ciencias Veterinarias*. 3:21-29
24. Silveira-Coffigny R. (2006). Los productos fitofarmacéuticos en la acuicultura. *Revista electrónica de veterinaria* ISSN 1695-7504. Centro de investigaciones pesqueras, La Habana, Cuba. 10 pp.
25. Vázquez-Vera L y Chávez-Carreño P. (Ed.) (2022). Diagnóstico de la acuicultura en México. México: Fondo Mexicano para la Conservación de la Naturaleza, A.C. Pp. 14-45
26. Woo PTK. (1999). *Fish Diseases and Disorders*. Vol 1 Protozoan and Metazoan infections. CABI Publishing, UK., Pp. 229-262.



27. Wright CW, O'Neill MJ, Phillipson JD y Warhurst DC. (1988). Use of microdilution to assess in vitro antiamebic activities of *Brucea javanica* fruits, *Simarouba amara* stem, and a number of quassinoids. *Antimicrob. Antimicrobial Agents and Chemotherapy*.32:1725–1729.
28. Xu DH, Shoemaker CA y Zhang D. (2015). Treatment of *Trichodina* sp reduced load of *Flavobacterium columnare* and improved survival of hybrid tilapia. *Aquaculture Reports*. 2:126-131.
29. Xu K, Song W y Warren A. (1999). Trichodinid ectoparasites (*Ciliophora: peritrichida*) from the gills of mariculture molluscs in China, with the descriptions of four new species of *Trichodina ehrenberg*, 1838. *Systematic Parasitology* 42: 229–237.



Ilustración: <https://pixabay.com/>





Capítulo 8

EL CULTIVO DE *Octopus maya*: UNA ALTERNATIVA PARA ELEVAR EL NIVEL DE VIDA DE LAS MUJERES Y HOMBRES DE LA COSTA SUR DEL GOLFO DE MÉXICO EN EL MARCO DEL CONCEPTO DEL BIENESTAR ANIMAL

Carlos Rosas Vázquez

Cristina Pascual Jiménez

Pedro Pablo Gallardo Espinosa

Claudia Caamal Monsreal

Maite Mascaró Miquelajauregui

Rosario Martínez Yáñez

INTRODUCCIÓN

El bienestar animal, desde la perspectiva del manejo de pulpos en cautiverio ha despertado una gran inquietud en algunos países europeos, principalmente porque existe la creencia de que, en condiciones de cultivo, los animales experimentan situaciones anómalas y estresantes que los conducen al sufrimiento. Así mismo, se ha puesto particular énfasis en la serie de adaptaciones de su sistema nervioso que les confiere habilidades hasta ahora ignoradas para invertebrados marinos, y que, desde una perspectiva antropocéntrica, han sido humanizadas haciéndolas similares a las del raciocinio humano. Es decir, mucho más allá de la posible relación entre bienestar animal y cultivo de pulpo, existe un grupo de personas que piensa que, al ser tan inteligentes y capaces de sufrir, es éticamente inadecuado cultivar pulpos, pues al



consumirlos, no sólo estaríamos matando a un ser inteligente, sino, además, infringiendo un sufrimiento innecesario a un ser vivo marino.

Dado que los planteamientos en boga tocan un gran número de aspectos de la biología de los invertebrados, y en particular de los cefalópodos, que requeriría de información de varias disciplinas científicas e incluso filosóficas, el presente capítulo ha sido diseñado únicamente para abordar el tema desde la perspectiva estrictamente del bienestar animal y la producción. Para hacer esto, se ha tenido en cuenta que los conceptos de bienestar animal han sido bien establecidos con anterioridad, y que el cultivo de pulpo tiene un contexto, un objetivo social y de desarrollo, así como, un fuerte componente de investigación y conocimiento adquirido en décadas de investigación.

EL CONTEXTO

LA POBLACIÓN SILVESTRE DE *Octopus maya*

La costa sur del Golfo de México cuenta con una plataforma marina altamente diversa. Con una población estimada en más de 100 millones de individuos, que año con año se incorporan a la población, la pesquería de *Octopus maya* es una de las más abundantes del planeta⁸. Aunque los datos de producción pesquera indican que la población se ha mantenido estable, la sensibilidad térmica de la especie y los efectos potenciales del calentamiento la hacen particularmente vulnerable a los cambios ambientales². La pesca de pulpo la llevan a cabo alrededor de 20 mil pescadores durante 5 meses del año, de agosto a diciembre. Del total de pulpos capturados, el 80% son enviados para abastecer los mercados europeos y asiáticos (70 y 10%, respectivamente)⁵, en donde el pulpo maya es altamente apreciado.



En Yucatán, la pesca es artesanal e involucra a más de 20 mil personas, que entre pescadores y comercializadores, forman una gran cadena de producción, y cuya derrama económica beneficia a cerca de 100 mil mexicanos⁵. Ante tal escenario surge la pregunta: entonces ¿Para qué cultivar pulpos si es que la población silvestre es numerosa y la pesca es estable?

LOS PESCADORES

Es de todos conocido que la pesca artesanal es una actividad agotadora. Las personas que se dedican a esta pasan muchas horas y en ocasiones días, expuestas al sol, la lluvia y al agua de mar, lo que les provoca el deterioro permanente de su fortaleza física. El socio-ecosistema de la pesca de *Octopus maya* no es la excepción. La pesca de pulpo está enredada en una compleja red de factores económicos, sociales, ambientales, históricos y locales; los pescadores deben tratar de responder a las necesidades cambiantes del mercado global desde dentro de esta red, y para lograrlo, se enfrentan con frecuencia a condiciones adversas debido a las carencias que ellos tienen. Debido al desgaste que esta actividad implica, los pescadores terminan su vida laborar mucho antes que otras actividades económicas, convirtiéndose en una carga para una sociedad costera ya deprimida económicamente⁵. Es en este contexto que, el cultivo de pulpo surge como una alternativa productiva para pescadores en retiro (Figura 1). Siendo un producto de alto valor económico y ampliamente conocido por los mercados locales, la producción de pulpo aparece como una posibilidad para mejorar el nivel de vida de estos habitantes. Mujeres y hombres de la costa, han demostrado ser candidatos ideales para esta actividad, con la fortaleza suficiente para realizar trabajos en tierra y con el conocimiento natural de un recurso con el que han convivido desde su infancia.





Figura 1. Miembros de la Sociedad Cooperativa de Producción pesquera "Moluscos del Mayab" preparando el alimento (izquierda) para alimentar a los pulpos en los estanques de la Unidad Multidisciplinaria de docencia e investigación de la Facultad de Ciencias de la UNAM en Sisal, Yucatán.

La sociedad Cooperativa Moluscos del Mayab, formada por mujeres y hombres de 3 familias de la costa de Yucatán, han vivido de la pesca de pulpo por generaciones. Son ellos los que, con entre 50 y 60 años se han comprometido, no solo con lo novedoso de la actividad, sino con el cuidado y atención de los animales, pues son ellos los más interesados de que los pulpos sobrevivan y crezcan adecuadamente en condiciones de cultivo.

EL PROCESO DE CULTIVO

El sistema de producción de pulpo ha sido diseñado con el fin de producir las mejores condiciones para el crecimiento de los animales, pues se parte del principio de que un animal sano y bien alimentado es un animal que crece en menor tiempo y con una calidad adecuada para la buena alimentación del ser humano. En el esquema de cultivo (Figura 2), los reproductores proceden de organismos silvestres o cultivados, los cuales forman un banco de reproductores.



Los adultos son colocados en estanques externos en donde se promueve la cópula por un periodo de 10 días. Después de ese tiempo, las hembras son llevadas al área de desove en donde son colocadas individualmente en tanques de 80 L con agua de mar filtrada y aireada y, a una temperatura óptima de 24°C²¹. En esas condiciones las hembras son alimentadas dos a tres veces al día (según demanda), con una pasta elaborada con carne de jaiba y calamar, y adicionada con vitaminas y minerales, la cual, satisface los requerimientos de esta etapa del ciclo de vida (Tabla 1)^{3,40,45}.

Tabla 1. Requerimientos nutricionales hasta ahora establecidos para la alimentación adecuada de juveniles y adultos de *O. maya*³⁶.

Ingrediente	Juveniles	Adultos
Proteína cruda	86%	80%
Lípidos totales (50% ácidos grasos poliinsaturados)	5.1%	5.6%
Proteína/Energía (gMj ⁻¹)	39	42.2

Una vez ocurrido el desove, las hembras son separadas de los huevos, los cuales, se incuban en temperatura óptima hasta la eclosión^{4,37}. Este procedimiento permite, por un lado, garantizar que los embriones se desarrollen en un ambiente con calidad del agua en óptimas condiciones, al mismo tiempo que a la hembra se le provoca la muerte, quedando a la disposición del consumo.





Figura 2. Sistema de producción de *O. maya* desarrollado como base tecnológica para promover el cultivo entre pescadores en retiro de las costas del Golfo de México³².

Es importante aquí señalar que, las hembras de pulpo en general y de *O. maya* en particular, sólo desovan una vez en la vida y que, como parte de su conducta, se quedan a cuidar a los embriones hasta el final del desarrollo. Durante ese tiempo las hembras no ingieren alimento por lo que consumen todas sus reservas musculares con el fin de proteger a su prole de los depredadores naturales⁸. En condiciones de cultivo, los embriones no están expuestos a los depredadores y las hembras en consecuencia pueden ser aprovechadas. La incubación de embriones tiene una duración promedio de 50 días, después de los cuales, emerge un pulpito con características similares a las de un adulto.

Ese juvenil pasará 10 días antes de que alcance la plena madurez, proceso durante el cual, terminará de desarrollar el sistema digestivo²². Durante esa etapa los animales son alimentados con anfípodos cultivados en el laboratorio y con una mezcla de alimento que cubre los requerimientos nutricionales de la especie¹⁸. Los juveniles



son colocados en densidades de entre 10 y 20 animales m^2 en estanques de 6 m de diámetro, a los que se les condiciona con refugios y con los que se evita el canibalismo (Figura 3).



Figura 3. Estanques externos de 6 m de diámetro utilizados para el cultivo de juveniles de *O. Maya*. Nótese en el fondo del estanque los caracoles de la especie *Strombus pugilis* utilizados como refugio de los juveniles en cultivo.

Una vez completado el ciclo de cultivo de 5 meses, los juveniles y pre adultos de entre 100 y 200 g de peso pueden ser cosechados. Para lograr estos pesos, los animales son alimentados entre 3 y 5 veces al día con raciones por demanda. Con el fin de reducir el canibalismo al mínimo, cada 30 días los animales son separados por tallas, agrupando a los organismos de tal forma que se evita la interacción entre individuos que, por haber alcanzado una talla mayor, depreden a sus congéneres de tamaños menores (Figura 4). La variabilidad en el crecimiento de los pulpos ha sido ampliamente documentada^{10,41,42}. En condiciones cultivo de *O. maya*, esta variabilidad ha sido observada al cultivar animales en densidades tan bajas como 28 animales m^2 (Figura 4).



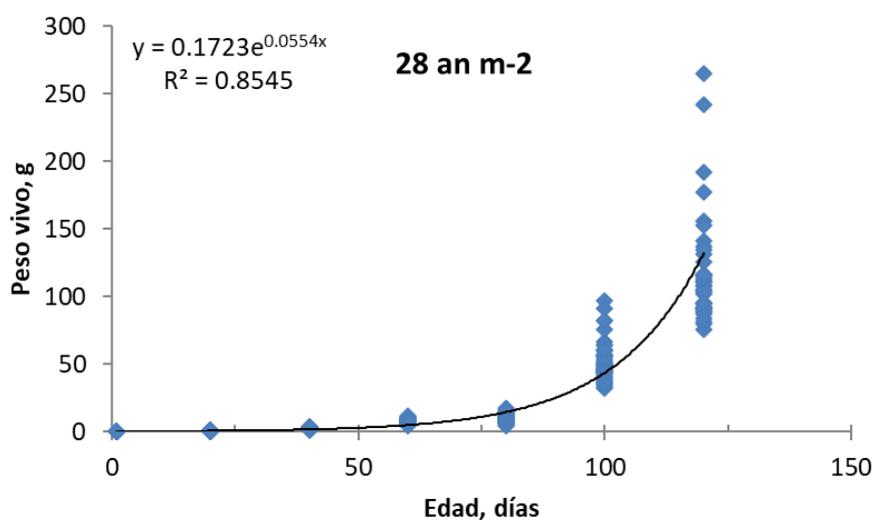


Figura 4. Curva de crecimiento de juveniles de *O. maya* mantenidos en estanques de 6 m de diámetro en una densidad de 28 animales m^2 . Nótese como la variabilidad en el peso corporal aumenta con el tiempo de cultivo.

Una vez que los organismos han alcanzado el peso previsto (entre 100 y 200 g), los animales son trasladados a un recipiente con agua de mar a 11°C y, a la que se le ha colocado una solución de alcohol etílico al 3%. El agua fría y el alcohol funcionan como analgésico y anestésico, respectivamente, lo que asegura que la matanza se llevará a cabo en condiciones recomendadas por las normas europeas, y que han sido adoptadas por el grupo de investigación de la UNAM, localizado en la UMDI-Sisal, Yucatán^{9,23}. La Sociedad Cooperativa de Producción Pesquera “Moluscos del Mayab” de la comunidad de Sisal en colaboración con la UNAM y, con financiamiento del programa “Trópico Húmedo” de la SAGARPA realizó un ejercicio de producción de pulpo en las instalaciones de la UNAM³². Resultado de ese ejercicio, los animales ahí producidos fueron eviscerados, clasificados por tallas y empacados al vacío. Se llevó a cabo una prueba de comercialización, en el que se entrevistó a un grupo de chefs con el fin de conocer las formas que ellos proponían para la presentación de platillos elaborados con estos pulpos y, el valor económico que le darían a esta producción (Figura 5) ((296) [palomazo pulpo - YouTube](#)).





Figura 5. *Octopus maya* pre-adultos procedentes del cultivo llevado a cabo en estanques de 6 m de diámetro en las instalaciones de la Unidad Multidisciplinaria de Docencia e Investigación de la Facultad de Ciencias de la UNAM ubicada en Sisal, Yucatán. Arriba a la izquierda: pulpos clasificados según tamaños desde 150 a 200 g. Arriba a la derecha: Pulpos empacados en la caja de la Sociedad Cooperativa de producción pesquera Moluscos del Mayab. Abajo: Una de las personas de la Sociedad cooperativa de producción pesquera Moluscos del Mayab previo al envío de la producción a los chefs de diferentes localidades en la Península de Yucatán.

LA DENSIDAD DE SIEMBRA Y LA SOCIABILIDAD DE LA ESPECIE

Se tiene una idea generalizada de que los pulpos son organismos solitarios. *Octopus maya* habita en una plataforma que tiene una superficie de 175 mil Km². Si los juveniles se distribuyeran homogéneamente en esa superficie y, considerando una población de la mitad de los que nacen (aproximadamente 10,000 millones al año), es altamente



probable que los juveniles recién eclosionados se encuentren en densidades tan elevadas como 50 pulpos por m². Naturalmente que, esa densidad se reducirá conforme aumenta la mortalidad natural. Al final, una densidad de 1 pulpo cada 2 m² es posible que se alcance cuando llegan a la edad adulta⁸. Así, el cultivo de pulpos en estanques de 22 m² y en densidades de 10 animales por estanque, no dista mucho de lo que podrían estar experimentando en el medio natural, con la diferencia de que en el cautiverio se les alimenta cuidadosa y permanentemente, con el fin de mantener un desarrollo saludable y un crecimiento rápido y constante³².

Existen evidencias científicas que demuestran que en otras especies de pulpos como *Octopus insularis* los pre-adultos y adultos, viven en refugios separados entre 0.2 y 7 m, lo que ha sugerido a los especialistas en conducta de cefalópodos que, la percepción de que los pulpos pueden ser solitarios tal vez está restringida a algunas especies de aguas frías, posiblemente de aguas profundas y que habitan en las regiones templadas del planeta¹⁵. Es así que, considerando los cuidados, las densidades de siembra y la forma de alimentar, es posible afirmar que *Octopus maya* en cultivo experimenta condiciones que apuntan al bienestar, al estar en densidades similares a las que experimentan en el medio natural con el beneficio adicional de que, en el estanque, el desgaste físico asociado al estrés por la presencia de depredadores y a la búsqueda de alimento, es eliminada con la alimentación artificial, la cual, además cubre con los requerimientos nutricionales de la especie¹⁸.

LAS INVESTIGACIONES

Con más de 15 años de investigaciones, el grupo de la Facultad de Ciencias de la Universidad Nacional Autónoma de México ubicado en Yucatán ha estandarizado procedimientos, desarrollado alimentos y condiciones propicias para el mantenimiento adecuado de pulpos en cautiverio^{1,11,12,19,20,32}. Existen evidencias publicadas en más de



30 artículos científicos, y dos capítulos de libro que muestran que, desde los tipos de refugios, las enzimas digestivas, los parámetros sanguíneos, la densidad de siembra, la frecuencia de alimentación, entre otros aspectos, los juveniles de *O. maya* mantenidos en condiciones de cultivo crecen y se desarrollan en un ambiente propicio que les permite alcanzar un peso de entre 80 y 150 g en un máximo de 20 semanas^{6,33-35}. Estas investigaciones han sido aprobadas por el comité de ética de la Facultad de Ciencias de la UNAM (CEARC/Bioética/25102021). Es decir, más allá de las especulaciones que surgen de dudas aparentemente razonables respecto de si, el cultivo de pulpo cumple completamente con los preceptos del bienestar animal, en la UNAM, estamos no preocupados, sino ocupados en generar las condiciones que cubran cabalmente el bienestar de los pulpos^{9,23} y, por ende, se atiende con rigor científico ese tema, en aras de comprender cada día, de la forma más completa posible las necesidades de los animales.

¿ES MÁS SEGURA LA VIDA EN LA NATURALEZA QUE EN UN ESTANQUE DE CULTIVO?

Para poder saber si la sobrevivencia en cautiverio es adecuada, basta remitirse a las estimaciones pesqueras más recientes. Aunque, no se tienen estimaciones precisas de la mortalidad en las primeras etapas de vida de la especie, se estima que, el número de pulpos que se incorporan a la población pesquera oscila alrededor de los 100 millones de individuos al año⁸. De esos 100 millones, en un buen año, se capturarán entre 50 y 60 millones, dejando una población que oscilará entre 40 y 50 millones de reproductores^{17,39}. Si del total de reproductores la mitad son hembras (≈ 20 millones) y cada una desovarás un promedio de 1,000 huevos fecundados (aunque suelen desovar hasta 5,000), la cantidad de juveniles que nacerán será de aproximadamente 20 mil millones. Si de estos solamente llegan a adultos 100 millones⁸, entonces la sobrevivencia final de la población silvestres sería de alrededor del 0.5%, con una



mortalidad del 99.5%. Si bien es cierto que aún puede mejorarse, la sobrevivencia del 50% obtenida en condiciones de cultivo resulta ser 100 veces mayor a la de la población silvestre, y que si bien no son condiciones comparables, si permite demostrar que a diferencia de lo que algunos piensan, las condiciones de cautiverio ofrecen un entorno en el que la sobrevivencia es 100 veces mejor que la que los pulpos experimentan en su ambiente natural, mostrando de esa manera las bondades de mantener pulpos en dichas condiciones³².

EL ALIMENTO

Otro elemento que nos ocupa es el del origen del alimento. Al ser un animal carnívoro existe la idea generalizada de que los pulpos serán alimentados con animales marinos, lo que provocaría una competencia con la pesca de la zona y, por ende, con la seguridad alimentaria. Ciertamente los pulpos son carnívoros y requieren de altos niveles de proteína marina³⁴. Con respecto a las investigaciones en este punto, en una primera fase se probaron diferentes tipos de fuentes de proteína proveniente de insumos que ya se utilizan en la industria de la acuicultura, y que son generados a partir de harinas procesadas al secar los productos en altas temperaturas^{6,13,19,22,30,31}. Los resultados de esos experimentos mostraron que las harinas procesadas con calor no eran adecuadamente digeridas por los pulpos, posiblemente, debido a la desnaturalización de las proteínas provocada por la alta temperatura^{19,36,38} (Figura 6).

Otro elemento clave fue el asociado al aglutinante. Debido a que los pulpos no cuentan con enzimas capaces de digerir la celulosa, los alimentos deben ser aglutinados con otros ingredientes, como la grenetina³⁵. Así, considerando la capacidad digestiva, y el aglutinante se diseñó un alimento con base en proteína nativa marina liofilizada para elaborar una pasta que, adicionada con vitaminas y minerales fue utilizada para alimentar a los juveniles de *O. maya*, desde los recién eclosionados hasta la cosecha¹⁸.



Aunque esa es una dieta que cubre los requerimientos de la especie, ésta es económica y ambientalmente insostenible.

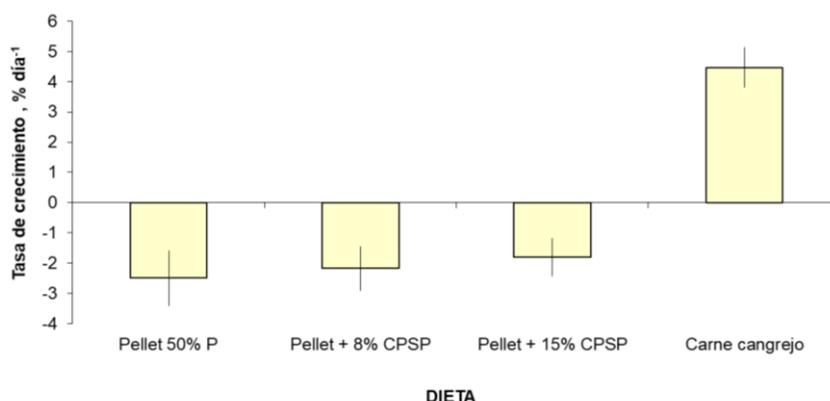


Figura 6. Efecto del tipo de alimento en la tasa de crecimiento específica de juveniles tempranos (0.5 g) de *O. maya* mantenidos en condiciones de laboratorio por 10 días a 24°C. P: proteína, CPSP: Concentrado proteico de proteína soluble. Medias \pm DE.

Con el fin de desarrollar una dieta que cubra los requerimientos y que sea ecológica y económicamente sustentable, en años recientes, se ha venido trabajando en el desarrollo de un alimento basado en los desechos de la pesca. En las costas del Sur del Golfo de México, la pesca artesanal produce cantidades importantes de desechos provenientes del proceso en el que se obtiene el filete de pescado (Figura 7). Aunque aún se mantienen en distintos niveles de optimización, hoy en día ya se utilizan mezclas de desechos debidamente tratadas y procesadas que no sólo permiten obtener buenos crecimientos, sino que, además, coadyubarán a la reducción de los efectos nocivos que los desechos pesqueros producen en la zona costera.

Así mismo, se encuentra en proceso un estudio bioinformático, el cual, está dirigido a diseñar el alimento ideal para los pulpos, basándose en la capacidad digestiva y con el principal objetivo de, por un lado, dejar de utilizar proteína marina y por el otro, de alimentar lo mejor posible a los animales.





Figura 7. Desecho de pescado proveniente de la pesca artesanal de las costas de Yucatán. Con estos desechos es posible elaborar un alimento balanceado para alimentar a los pulpos.

LA CALIDAD DEL AGUA Y EL ENTORNO DE CULTIVO

En el cultivo de pulpo, la calidad del agua es una prioridad. Se han diseñado sistemas de tratamiento del agua que permiten mantener los parámetros ambientales prácticamente iguales a los que los animales experimentan en el medio natural (Tabla 2). Esto es debido a los sistemas de eliminación de proteínas disueltas y al uso de algas naturales que facilitan la extracción de nitrógeno del agua. Por otro lado, aunque no hay evidencia científica que indique que los pulpos pudieran aburrirse en condiciones de cautiverio, en el programa de investigación de la UNAM en Yucatán, la estructura del ambiente en el tanque se considera importante. En condiciones de cautiverio, se proporcionan refugios y estructuras que hacen que la vida de los animales se desarrolle en un entorno complejo, similar al que experimentan en el medio natural (Figura 8).



Tabla 2. Parámetros físicos y químicos del agua de mar que debe de utilizarse para el cultivo de todas las fases del ciclo de vida de *Octopus maya*.

	Promedio		DE
Temperatura	24	±	2
Salinidad, UPS	34	±	2
Nitratos, mg L ⁻¹	23	±	2
Amonio, mg L ⁻¹	0.6	±	0.1
Nitritos, mg L ⁻¹	0.2	±	0.05
pH	> 8; < 9		
Oxígeno disuelto, mg L ⁻¹ (rango)	> 5; < 8		

DE: desviación estándar.

LA SALUD DE LOS PULPOS EN CAUTIVERIO

Alrededor del cultivo de pulpo ha surgido una preocupación referente a la posible transmisión de enfermedades al ecosistema circundante, la cual comentan algunas personas, que podría llegar a tener consecuencias en las poblaciones pesqueras de la región. A este respecto, hasta ahora, no existe evidencia científica que permita establecer que los pulpos cultivados pudieran ser el vehículo de transmisión de enfermedades al sistema costero adyacente. No obstante, la tecnología desarrollada por la Facultad de Ciencias de la Universidad Nacional Autónoma de México localizada en Sisal fue diseñada con el fin de evitar al máximo que las descargas del sistema de producción lleguen directamente a los ecosistemas adyacentes³². En estos sistemas de producción, el agua se filtra y se recircula y, únicamente se repone entre el 5 y 10% del volumen diario, fundamentalmente, para recuperar la pérdida por evaporación. Ese mismo sistema, es con el que opera la granja de la Cooperativa Moluscos del Mayab,



instrumentada con los mismos principios de cuidado ambiental que las leyes mexicanas y las comunidades costeras exigen.

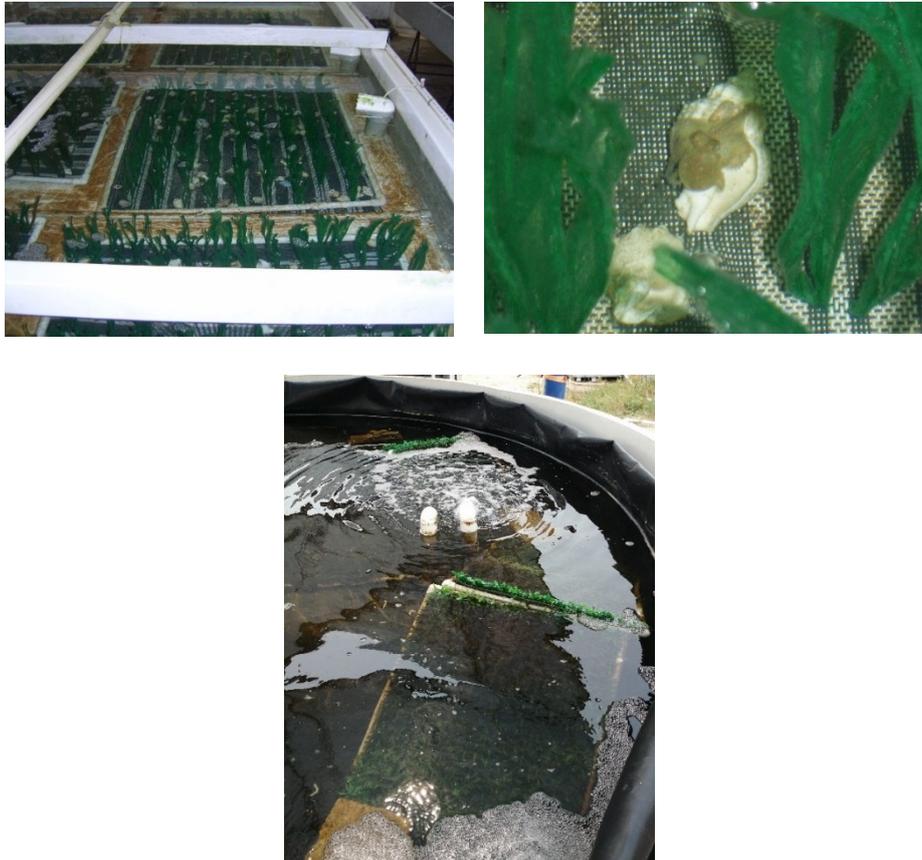


Figura 8. Unidades de pastos artificiales utilizados para el sistema de engorda de juveniles de pulpo.

LOS ASPECTOS AMBIENTALES: EL CALENTAMIENTO DE LOS OCÉANOS

Estudios realizados en la población silvestre, han demostrado que el estado de salud de la población de pulpos depende en gran medida de las condiciones ambientales, en donde la temperatura juega un papel fundamental^{28,29}. La Facultad de Ciencias de la UNAM en Yucatán, consciente de la importancia de contar con sistemas productivos sustentables, también ha dedicado un esfuerzo importante para evaluar la sensibilidad térmica del pulpo *Octopus maya*. Hoy en día, y con más de 20 publicaciones en revistas



de reconocido prestigio internacional, ha sido posible establecer que *O. maya* es una especie sensible a las altas temperaturas^{2,7,25-27,43}. Los estudios más recientes han permitido establecer con un alto grado de precisión que, esa sensibilidad deriva no únicamente de las alteraciones que la alta temperatura impone a los animales al momento de su exposición^{14,16,25-27,44}, sino también, a través de las generaciones^{7,43} (Figura 9). En este contexto, el cultivo de *O. maya* surge como una alternativa ante la posible reducción de la población por efectos de calentamiento, lo cual, no sólo impulsa a las comunidades a mantener sus tradiciones, sino que coadyuba a reducir las presiones que ejerce la actividad pesquera sobre la población silvestre.

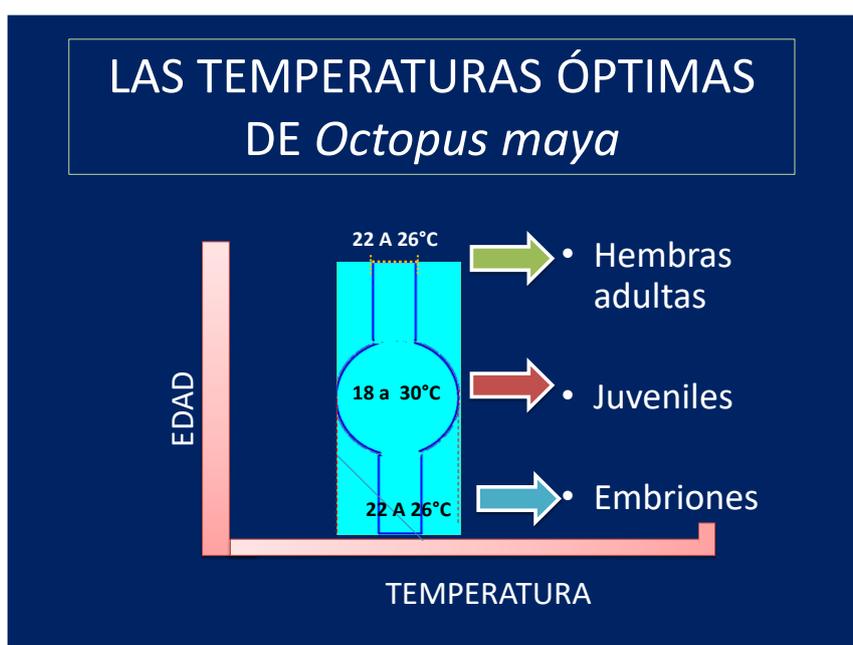


Figura 9. Intervalos de temperatura óptimos para *O. Maya* en su ciclo de vida.

¿ES ÉTICO CULTIVAR O CRIAR ANIMALES EN CAUTIVERIO?

Sin duda, el aprovechamiento de los animales para consumo humano ha sido tema de debates desde hace muchísimos años. Sabemos que los países europeos han



incrementado el consumo de carne desde principios de los años 60 del siglo XX, para alcanzar cifras de consumo que rondan los 150 millones de Ton [[Carne: consumo en los hogares por tipo en España en 2021 | Statista](#)]. Se estima que, el Reino Unido consume más de 75 kg de carne por persona/año y, que su producción porcina es de más de 927,000 Ton, lo que representa la matanza de 11 millones de cerdos [[Reino Unido, nicho de mercado para los países exportadores \(rotecna.com\)](#)]. Es ampliamente reconocida la inteligencia de los cerdos y, sin embargo, es uno de los animales más consumidos a nivel mundial. Aun cuando se han hecho esfuerzos por mantener las producciones de cerdos en el marco de los preceptos del bienestar animal, aún hoy en día, existen debates parlamentarios en donde se analizan las ventajas y desventajas de aplicar todos esos elementos en contraposición de los criterios políticos, económicos y sociales²⁴. ¿Son éticas las crianzas de cerdos, de vacas, aves de corral o de borregos? Aunque fundamental, esta pregunta aún dista mucho de tener una respuesta y, se aleja totalmente de la discusión en torno al bienestar animal. Por otro lado, surge la pregunta: ¿no es precisamente ético el procurar la alimentación adecuada y un mejor nivel de vida para pescadores en retiro de comunidades costeras deprimidas, similar a lo que el proyecto de cultivo de pulpo plantea?

La forma en que se cultivan los pulpos en la UNAM ha sido éticamente diseñada con el fin de maximizar el crecimiento, propiciando las mejores condiciones de vida para los animales y, por tanto, su bienestar. En nuestro grupo de trabajo pensamos que, es poco ético dar opiniones basados en corazonadas y en argumentos pseudocientíficos haciendo generalizaciones tendenciosas y sin soporte. Veinte años de investigación y una centena de publicaciones respalda el trabajo realizado en la UNAM. Muchos deseamos el bienestar animal y por eso hay que investigar más y mejor en beneficio de una producción social y ecológicamente responsable. Ese es y será en la UNAM el mandato.



AGRADECIMIENTOS

Este trabajo es el resultado de múltiples financiamientos que, a lo largo de los años, ha recibido el grupo de Ecofisiología Aplicada de la FC-UNAM. Destacan como fuente de financiamiento la DGAPA-UNAM a través de su programa PAPIIT (el más reciente: IN 203022), SAGARPA-2005-11720 y a través de su programa “Trópico Húmedo” INAPESCA YUC 11 000003, CONACYT a través del programa de Ciencia de Frontera proyecto No. 61503 y CONAHCYT PRONAH-2024-70. Así mismo, se extiende un agradecimiento especial a todos los estudiantes que, a lo largo de los años, han colaborado con este programa en el cumplimiento de sus trabajos de tesis de licenciatura, maestría y doctorado.

REFERENCIAS

1. Andrews PLR, Ponte G y Rosas C. (2022). Methodological considerations in studying digestive system physiology in octopus: limitations, lacunae and lessons learnt. *Front Physiol* 13: 928013. Doi: 10.3389/fphys.2022.928013
2. Ángeles-Gonzalez LE, Martínez-Meyer E, Yañez-Arenas C, Velázquez-Abunader I, López-Rocha J, Torrejón-Magallanes J y Rosas C. (2021). Climate change effect on *Octopus maya* (Voss and Solís-Ramírez, 1966) suitability and distribution in the Yucatan Peninsula, Gulf of Mexico: A correlative and mechanistic approach. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*: 107502. Doi: 10.1016/j.ecss.2021.107502
3. Caamal-Monsreal C, Mascaró M, Gallardo P, Rodríguez S, Noreña-Barroso E, Domingues P y Rosas C. (2015). Effects of maternal diet on reproductive performance of *O. maya* and its consequences on biochemical characteristics of the yolk, morphology of embryos and hatchlings quality. *Aquaculture*. 441: 84-94. DOI: 10.1016/j.aquaculture.2015.1001.1020
4. Caamal-Monsreal C, Uriarte I, Farias A, Díaz F, Sánchez A, Re AD y Rosas C. (2016). Effects of temperature on embryo development and metabolism of *O. maya*. *Aquaculture*. 451: 156-162.
5. Coronado E, Salas S, Cepeda-Gonzalez MF y Chuenpagdee R. (2020). Who's who in the value chain for the Mexican octopus fishery: Mapping the production chain. *Marine Policy* 118: 104013. Doi: 10.1016/j.marpol.2020.104013



6. Domingues P, López N, Muñoz JA, Maldonado T, Gaxiola G y Rosas C. (2007). Effects of an artificial diet on growth and survival of the Yucatan octopus, *Octopus maya*. *Aquaculture Nutrition* 13: 1-9.
7. Dominguez-Castanedo O, Palomino-Cruz D, Mascaró M, Rodríguez-Fuentes G, Juárez O, Galindo-Sánchez C, Caamal-Monsreal C, Galindo-Torres P y Rosas C. (2023). Trans-generational physiological condition of embryos is conditioned by maternal thermal stress in *Octopus maya* *Marine Biology*: in press Doi: 10.1007/s00227-00023-04183-00227
8. Duarte JA, Hernández FA, Salas S y Sejio JC. (2018). Is it sustainable fishing for *Octopus maya* Voss and Solis, 1966, during the breeding season using a bait-based fishing technique? *Fisheries Research*. 199: 119–126.
9. Fiorito G, Affuso A, Basil J y Cole A. (2015). Guidelines for the Care and Welfare of Cephalopods in Research –A consensus based on an initiative by CephRes, FELASA and the Boyd Group. *Laboratory Animals* 49(S2) 1–90. doi: 10.1177/0023677215580006
10. Forsythe JW y Van Heukelem WF. (1987). Growth. In: Boyle PR (ed) *Cephalopod life cycles*. Academic Press, London, pp 135-155
11. Gallardo P, Olivarez A, Martínez-Yañez R, Caamal-Monsreal C, Domingues P, Mascaró M, Sánchez A, Pascual C y Rosas C. (2017) .Digestive Physiology of *Octopus maya* and *O. mimus*: Temporality of Digestion and Assimilation Processes. *Frontiers in Physiology* 8: 355, doi: 10.3389/fphys.2017.00355
12. Gallardo P, Villegas G, Rosas C, Domingues P, Pascual C, Mascaró M, Sánchez-Arteaga A, Estefanell J y Rodriguez S. (2020). Effect of different proportions of crab and squid in semi-moist diets for *Octopus maya* juveniles. *Aquaculture* 524: 735233. Doi: 10.1016/j.aquaculture.2020.735233
13. George-Zamora A, Viana T, Rodriguez S, Espinoza G y Rosas C. (2011). Amino acid mobilization and growth of juvenile *Octopus maya* (Mollusca: Cephalopoda) under inanition and re-feeding. *Aquaculture* 314: 121-124.
14. Juárez OE, Enriquez L, Camarena F, Arena L, Galindo-Sánchez C, Lafarga-De la Cruz F, López-Galindo L, Nambo K y Rosas C. (2018). Genetic monitoring of the Mexican four-eyed octopus *Octopus maya* population: New insights and perspectives for the fishery management. *Fisheries Research* 206: 109-114, doi:10.1016/j.fishres.2018.1005.1002
15. Leite TS, Haimovici M, Mather JE y Oliveira L. (2009). Habitat, distribution, and abundance of the commercial octopus (*Octopus insularis*) in a tropical oceanic island, Brazil: Information for management of an artisanal fishery inside a marine protected area. *Fisheries Research* 98: 91 – 95.
16. López-Galindo L, Galindo-Sánchez C, Olivares A, Avila-Poveda OH, Díaz F, Juárez OE, Lafarga F, Pantoja-Pérez J, Caamal-Monsreal C y Rosas C. (2018). Reproductive performance of *Octopus maya* males conditioned by thermal stress. *Ecological Indicators* 96 437–447 doi: 10.1016/j.ecolind.2018.1009.1036



17. Markaida U, Méndez-Loeza I y Rosales-Raya M. (2016). Seasonal and spatial trends of Mayan Octopus, *Octopus maya*, population dynamics from Campeche, México. J Mar Biol Ass UK 97: 1663-1673. doi: 1610.1017/S0025315416001132
18. Martínez R, Gallardo P, Pascual C, Navarro JC, Sánchez A, Caamal-Monsreal C y Rosas C. (2014). Growth, survival and physiological condition of *Octopus maya* when fed a successful formulated diet. Aquaculture 426–427: 310–317
19. Martínez R, Santos R, Alvarez A, Cuzon G, Arena L, Mascaró M, Pascual C y Rosas C. (2011). Partial characterization of hepatopancreatic and extracellular digestive proteinases of wild and cultivated *Octopus maya*. Aquaculture International 19: 445-457
20. Martínez R, Santos R, Mascaró M, Canseco L, Caamal-Monsreal C y Rosas C. (2012). Digestive dynamics during chyme formation of *Octopus maya* (Mollusca, Cephalopoda). Aquaculture Research 43: 1119-1126.
21. Meza-Buendia AK, Trejo-Escamilla I, Piu M, Caamal-Monsreal C, Rodríguez-Fuentes G, Díaz F, Re AD, Galindo-Sánchez CE y Rosas C. (2021). Why high temperatures limit reproduction in cephalopods? The case of *Octopus maya*. Aquaculture Research. DOI: 10.1111/are.15387
22. Moguel C, Mascaró M, Avila-Poveda O, Caamal C, Sánchez A, Pascual C y Rosas C. (2010). Morphological, physiological, and behavioural changes during post-hatching development of *Octopus maya* (Mollusca: Cephalopoda) with special focus on digestive system. Aquat Biol 9: 35-48
23. Moltschaniwskyj NA, Hall KRL, Marian JEAR, Nishiguchi M, Sakai M, Shulman DJ, Sinclair B, Sinn DL, Staudinger M, Van Gelderen R, Villanueva R y Warnke K. (2007). Ethical and welfare considerations when using cephalopods as experimental animals. Rev Fish Biol Fisheries 17: 455–476.
24. Nilsson D. (2023). Parliamentary Debates Concerning the Living Conditions of Pigs in Sweden's Factory Farms Between 1980–2018. Critical Criminology. doi 10.1007/s10612-023-09686-9.
25. Noyola J, Caamal-Monsreal C, Díaz F, Re AD, Sánchez A y Rosas C. (2013). Thermal preference, tolerance and metabolic rate of early juveniles of *Octopus maya* exposed to different acclimation temperatures. J Therm Biol 38 14–19
26. Noyola J, Mascaró M, Caamal C, Noreña-Barroso E, Díaz F, Re AD, Sanchez A y Rosas C. (2013). Effect of temperature on energetic balance and fatty acid composition of early juveniles of *Octopus maya*. J Exp Mar Biol Ecol 445: 156-165.
27. Noyola J, Mascaró M, Díaz F, Re AD, Sánchez-Zamora A, Caamal-Monsreal C y Rosas C. (2015). Thermal biology of prey (*Melongena corona bispinosa*, *Strombus pugilis*, *Callinectes similis*, *Libinia dubia*) and predators (*Ocyurus chrysurus*, *Centropomus undecimalis*) of *Octopus maya* from the Yucatán Península. JTherm Biol 53: 151-161 doi 10.1016/j.jtherbio.2015.11.001



28. Pascual C, Cruz-López H, Mascaró M, Gallardo P, Sánchez A, Domingues P y Rosas C. (2020). Changes in Biochemical Composition and Energy Reserves Associated With Sexual Maturation of *Octopus maya*. *Frontiers in Physiology* 11: doi: 10.3389/fphys.2020.00022
29. Pascual C, Mascaró M, Rodríguez-Canul R, Gallardo P, Sánchez-Arteaga A, Rosas C y Cruz-López H. (2019). Sea surface temperature modulates physiological and immunological condition of *Octopus maya*. *Frontiers in Physiology* 10: 739, Doi: 710.3389/fphys.2019.00739
30. Quintana D, Rosas C y Moreno-Villegas E. (2011). Relationship between nutritional and rearing parameters of *Octopus maya* juveniles fed different rations of crab paste. *Aquaculture Nutrition* 17e: 379-388
31. Rosas C, Cuzon G, Pascual C, Gaxiola G, López N, Maldonado T y Domingues P. (2007). Energy balance of *Octopus maya* fed crab and artificial diet. *Marine Biology* 152: 371-378.
32. Rosas C, Gallardo P, Mascaró M, Caamal-Monsreal C y Pascual C. (2014). *Octopus maya*. En: Iglesias J, et al. (Eds). *Cephalopod Culture*. Springer Science+Business Media, Dordrecht. Pp: 383-396.
33. Rosas C, Mascaró M, Mena R, Caamal-Monsreal C y Domingues P. (2014). Effects of Different Prey and Rearing Densities on Growth and Survival of *Octopus maya* Hatchlings. *Fish Aquac J* 5: 108: doi: 110.4172/2150-3508.1000108
34. Rosas C, Sanchez A, Pascual C, Aguila y Elvira J, Maldonado T y Domingues P. (2011). Effects of two dietary protein levels on energy balance and digestive capacity of *Octopus maya* *Aquacult Int* 19: 165-180.
35. Rosas C, Tut J, Baeza J, Sánchez A, Sosa V, Pascual C, Arena L, Domingues P y Cuzon G. (2008). Effect of type of binder on growth, digestibility, and energetic balance of *Octopus maya*. *Aquaculture*. 275: 291-297
36. Rosas C, Valero A, Caamal-Monsreal C, Uriarte I, Farias A, Gallardo P, Sánchez A y Domingues P. (2013). Effects of dietary protein sources on growth, survival and digestive capacity of *Octopus maya* juveniles (Mollusca: Cephalopoda). *Aquaculture Research* 44: 1029-1044
37. Sánchez-García A, Rodríguez-Fuentes G, Díaz F, Galindo-Sánchez C, Ortega K, Mascaró M, López E, Caamal-Monsreal C, Juárez O, Noreña-Barroso E, Re D y Rosas C. (2017). Thermal sensitivity of *O. maya* embryos as a tool for monitoring the effects of environmental warming in the Southern of Gulf of Mexico. *Ecological Indicators* 72: 574-585
38. Santé-Lhoutellier V, Astruct T, Marinova P, Greve E y Gatellier P. (2008). Effect of meat cooking on physicochemical state and in vitro digestibility of myofibrillar proteins. *JAgricFoodChem* 56: 1488-1494.
39. Sauer WH, Gleadall IG, Downey-Breedt N, Doubleday Z, Gillespie G, Haimovici M, Ibáñez CI, Katugin ON, Leporati S, Lipinski M, Markaida U, Ramos JE, Rosa R, Villanueva R, Arguelles J, Briceño FA, Carrasco SA, Che LJ, Chen CS, Cisneros R, Connors E, Crespi-Abril



- AC, Kulik VV, Drobyazin EN, Emery T, Fernández-Álvarez FA, Furuya H, González LW, Gough C, Krishnan P, Kumar B, Leite T, Lu CC, Mohamed KS, Nabhitabhata J, Noro K, Petchkamnerd J, Putra D, Roccliffe S, Sajikumar KK, Sakaguchi H, Samuel D, Sasikumar G, Wada T, Zheng X, Tian Y y Pang YAY. (2019). World Octopus Fisheries. Reviews in Fisheries Science & Aquaculture Doi: 10.1080/23308249.2019.1680603
40. Tercero-Iglesias JF, Rosas C, Mascaró M, Poot-López GR, Domingues P, Noreña E, Caamal-Monsreal C, Pascual C, Estefanell J y Gallardo P. (2015). Effects of parental diets supplemented with different lipid sources on *Octopus maya* embryo and hatching quality. Aquaculture 448: 234-242
41. Van Heukelem WF. (1977). Laboratory maintenance, breeding , rearing and biomedical research potential of the Yucatan octopus (*Octopus maya*). Lab Anim Sci 27: 852-859
42. Van Heukelem WF. (1983). *Octopus maya* Cephalopod Life Cycles. Academic Press, London., pp: 311-323.
43. Vargas-Abundez A, Plata-Díaz A, Mascaró M, Caamal-Monsreal C, Rodríguez-Fuentes G, Jiménez-Be A y Rosas C. (2023). Maternal temperature stress modulates acclimation and thermal biology in *Octopus maya* (Cephalopoda: Octopodidae) juvenile progeny. Mar Biol In press: MABI-D-22-00271R4
44. Ventura-López C, López-Galindo L, Rosas C, Sánchez-Castrejón E, Galido-Torres P, Pascual C, Rodríguez-Fuentes G, Juárez O y Galindo-Sánchez C. (2022). Sex-specific role of the optical gland in *Octopus maya*: a transcriptomic analysis. Gen Comp Endocrinol 320: 114000. Doi: 114010.111016/jygcen.112022.114000
45. Vidal E, Villanueva R, Andrade JP, Gleadall IG, Iglesias J, Koueta N, Rosas C, Segawa S, Grasse B, Franco-Santos RM, Albertin CB, Caamal-Monsreal C, Chimal ME, Edsinger-Gonzales E, Gallardo P, Le Pabic C, Pascual C, Roubledakis K y Wood JB. (2014). Cephalopod Culture: Current Status of Main Biological Models and Research Priorities. Advances in Marine Biology. 67: 1-79.





Ilustración: <https://pixabay.com/>



Capítulo 9

SALUD Y BIENESTAR DE CARPA KOI: CALIDAD DE AGUA Y ALIMENTACIÓN

Diana Laura García Gómez

Pedro J. Albertos Alpuche

Rosario Martínez Yáñez

INTRODUCCIÓN

Similar a los terrestres, los animales acuáticos requieren un ambiente adecuado y nutrientes en calidad y cantidad suficiente para vivir y, desarrollarse sanos y con bienestar. Si hablamos de ambiente, un elemento clave es la calidad de agua^{26,51}. Por otro lado, ya sean alimentados de manera natural o artificial, se deben cubrir los requerimientos nutricionales correspondientes a cada especie y etapa fisiológica⁶. En particular, los peces de ornato requieren una calidad de agua con características específicas²⁶; en cuanto a la alimentación, además de los nutrimentos esenciales como proteína e insumos energéticos, son indispensables los pigmentos, los cuales, además de ser utilizados para producir color, tienen un papel importante en el crecimiento, desarrollo, salud y bienestar de los ejemplares²⁵. Uno de los peces más llamativo y muy apreciado por su belleza en general es *Cyprinius carpio* Koi, el cual, es originario de Japón⁷, y por sus características, bellamente representado en el arte universal (antiguo y actual) y, altamente cotizado y comercializado en México y el mundo.



PRODUCCIÓN DE PECES DE ORNATO EN MÉXICO

En México, las primeras granjas comerciales de peces de ornato de agua dulce se establecieron en el país durante los años 60´s, en un afán de diversificar la producción tradicional de la piscicultura, pero tardó más de 10 años en lograr dominarse el modelo de producción de las nuevas especies y contar con la infraestructura necesaria³⁹. Fue hasta la década de los 90´s, cuando el cultivo logró establecerse y crecer, convirtiéndose en una actividad primaria y de relevancia en el sector acuícola a nivel nacional¹⁵. Actualmente, México comercializa anualmente más de 40 millones de peces de ornato de agua dulce, lo que genera un ingreso aproximado de MXN \$1,650 millones, del total de peces de ornato que se venden en el país, el 48% se importa y el 52% se cultiva en más de 250 unidades de producción acuícola (UPA) en 20 entidades federativas de la República Mexicana^{15,16}.

Los peces ornamentales de agua dulce que se cultivan en México se dividen en dos grupos: vivíparos y ovíparos; también se pueden clasificar acorde al origen biogeográfico de los peces, de los cuales se reconocen dos grandes grupos: templadas y tropicales, los cuales, representan el 70% de las ventas anuales del territorio nacional²⁵. Los tres principales mercados son la Ciudad de México, Monterrey, Guadalajara y, el centro del país es el mayor concentrador de la distribución y venta^{15,16}. Los principales estados productores de peces de ornato son: Morelos, Veracruz, Yucatán, Estado de México y Jalisco, siendo el principal el estado de Morelos (Figura 1), donde se cultivan aproximadamente 61 variedades pertenecientes a 19 especies. Jalisco, es el segundo estado con mayor producción del país, cuenta con 16 granjas que producen anualmente un volumen aproximado de 1,350,000 de animales, tales como Molly, Carpas, Guppy, Espadas, Carpa dorada (japonés), entre otros^{15,16}.



Sanidad y bienestar de animales acuáticos



Figura 1. Producción acuícola de peces de ornato por entidad federativa en el 2010. En línea: <https://www.gob.mx/inapesca/acciones-y-programas/acuacultura-peces-de-ornato>.

Por otra parte, a pesar de que la producción nacional de peces de ornato de agua dulce ha tenido un importante crecimiento en el volumen de individuos producidos cada año, durante los últimos quince años el número de especies y variedades que se producen sigue siendo reducido; concentrándose la producción en el estado de Morelos, así como, una falta notoria de lineamientos y normatividad que regule dicha producción³⁹. Por lo cual, se deben de aprovechar las condiciones idóneas que posee el territorio nacional para producir peces de ornato, e incentivar apoyos para los productores con infraestructura, equipo y condiciones sanitarias adecuadas, así como, capacitación a los trabajadores, con el fin de expandir la capacidad de las unidades de cultivo y puedan proveer al mercado con animales sanos y de calidad, algo que demanda la acuariofilia en la actualidad.

IMPORTANCIA DEL BALANCE PARA LA SALUD Y BIENESTAR DE ANIMALES ACUÁTICOS

Existen diversos factores como el ambiente, la nutrición o la presencia de patógenos en los cultivos que, en su conjunto, impactan de forma directa a los animales. El estrés crónico provocado por el ambiente + trastornos nutricionales + niveles excesivos de



patógenos, en un período determinado de tiempo = presentación de enfermedades²⁶. Al presentarse un desbalance entre dichos factores, se afecta la salud y, por ende, el bienestar de los peces (Figura 2).

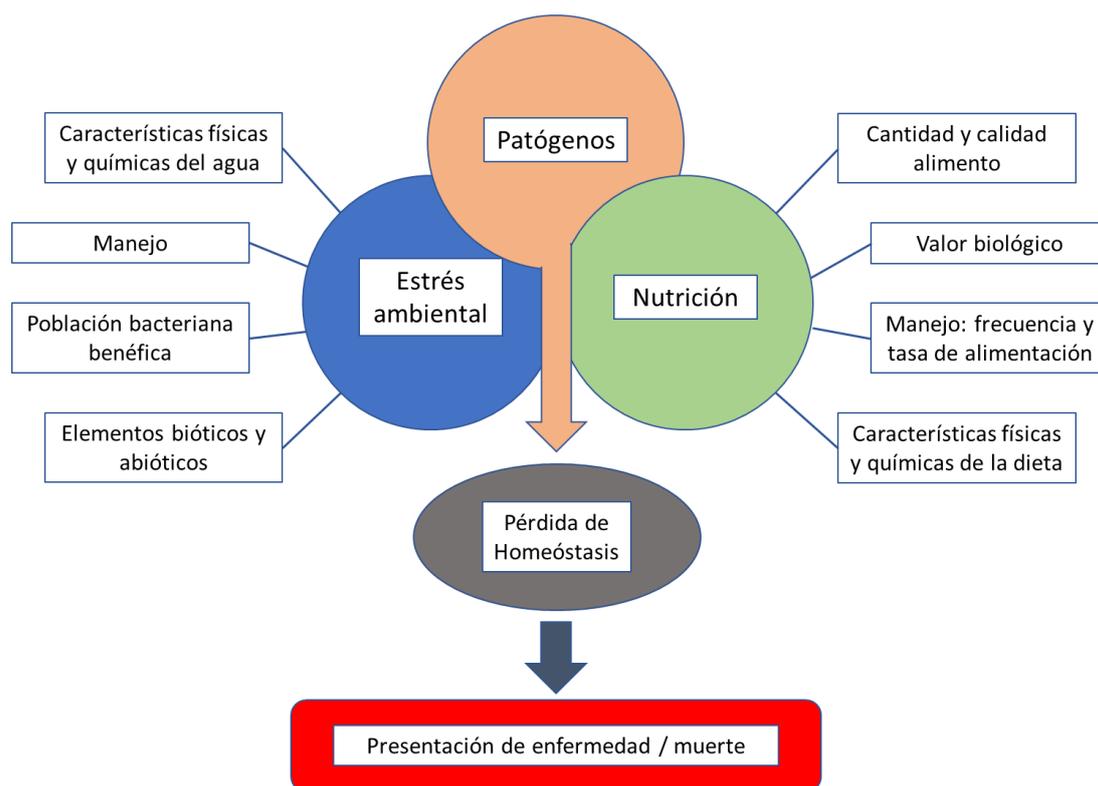


Figura 2. Interacción entre diversos factores que, en su conjunto, cuando se presenta un desbalance entre ellos, se impactan de forma directa en la salud y, por ende, en el bienestar de los animales acuáticos. Elaborado con información de Hoff, 1996⁽²⁶⁾.

CALIDAD DEL AGUA: GENERALIDADES

El agua es el pilar de un sistema funcional y en equilibrio, es el medio dónde se almacenan los nutrientes y se dan las condiciones para que los organismos habiten, sus características físicas y químicas deben tener valores correctos para que los animales puedan llevar a cabo sus funciones metabólicas; cada parámetro involucrado en la medición afecta directamente a la especie que se quiere producir⁴⁷ y, pueden verse



alterados de forma considerable la salud y bienestar de los individuos. El factor principal que determina la idoneidad de un curso de agua dulce para la acuicultura es la calidad y cantidad del agua en el medio de producción, la cual, es definida por distintos factores que tienen influencia directa en el desarrollo de las especies acuícolas²¹, los cuales, a continuación, son descritos brevemente.

Temperatura

Afecta varias propiedades del agua como la densidad, la viscosidad, la solubilidad de los gases²¹. La temperatura tiene un efecto directo en la concentración del oxígeno disuelto en el agua (OD), así como en la ionización de amonio; a temperaturas elevadas el agua posee menos OD y más amonio ionizado (Figura 3); los parámetros serán determinados por la especie que se desee producir, teniendo un rango general de 18° a 28°C para la mayoría de las especies tropicales⁴⁷.

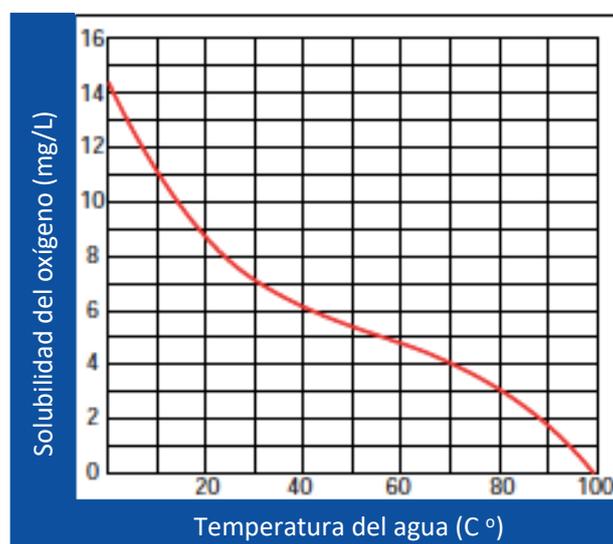


Figura 3. Solubilidad del oxígeno en agua a diferentes temperaturas⁴⁷.



Compuestos nitrogenados: amonio, nitrito y nitrato

El nitrógeno (N), entra al sistema de cultivo principalmente por el alimento de los peces y suele medirse en %, se considera el N como la proteína consumida y que es aprovechado por el pez, el cual, expulsa los remanentes en forma de amoníaco (NH_3) y urea por la orina y las agallas¹³, posteriormente, este NH_3 al contacto con el agua se ioniza en amonio (NH_4^+), el cual, es nitrificado por diferentes bacterias que se encuentran en el sistema, transformándolo en nitrito (*Nitrobacter sp.*, NO_2^-) y después en nitrato (*Nitrosoma sp.*, NO_3^-), este último, puede ser eliminado con recambios parciales de agua del sistema⁴⁷ (Figura 4). El efecto del amoníaco en el agua se relaciona con la temperatura y el pH²¹. A mayor pH y temperatura, la concentración de NH_3 en el agua es más alta⁵¹.



Figura 4. Ciclo del nitrógeno en un sistema acuícola, elaborado con información de Somerville et al., 2014⁽⁴⁷⁾.



Los desechos de N suelen ser tóxicos para los peces en determinadas concentraciones, principalmente el amonio y el nitrito, sus efectos son⁴⁷:

- Niveles alto de amonio: para muchas especies una concentración superior a 1.0 mg L⁻¹ y un tiempo de exposición prolongada, puede causar daños en sistema nervioso central (se pueden presentar pérdida del equilibrio y/o convulsiones), alteraciones en agallas, problemas respiratorios, entre otros. Se puede presentar en dos formas no ionizado (amoníaco) e ionizado (amonio), alto valor de pH, el ambiente (agua) no cuenta con la cantidad suficiente de hidrógenos para ionizar el amoníaco a amonio, por lo que la molécula permanece en su forma más tóxica (NH₃).
- Niveles altos de nitritos: la concentración tóxica de nitrito suele estar en 0.25 mg L⁻¹, los altos niveles alteran el transporte de oxígeno en el torrente sanguíneo de los peces, afecta las agallas y tiene signos similares al envenenamiento por amoníaco.
- Niveles altos de nitrato: es la forma menos tóxica del nitrógeno, los peces pueden tolerar hasta una concentración de 400 mg L⁻¹ sin causar afecciones.

pH

El mayor impacto que posee el pH es en la calidad del agua, ya que, cómo se ha discutido anteriormente, afecta el nivel de amoníaco, pero también afecta a la población bacteriana encargada de convertir el amonio en nitrito, y posteriormente, en nitrato. Los microorganismos nitrificantes, pueden verse reducidos en cantidad y, en consecuencia, en su capacidad para llevar a cabo sus procesos de conversión de N, que puede derivar en la inestabilidad del biofiltro y del sistema en general⁴⁷. La mayoría de las especies acuáticas se acomodan en aguas neutras o ligeramente alcalina (pH 7-8)²¹.



Oxígeno disuelto

Este factor varía dependiendo de la agitación del agua (Figura 5), ya sea que se mueva o se encuentre estancada, de igual forma el movimiento del agua evitará que se contamine con mayor frecuencia²¹. Esta molécula es esencial para el metabolismo celular en todos los organismos⁴², el oxígeno disuelto (OD), es la cantidad de oxígeno molecular (O_2) que se encuentra disuelto en el agua, es decir en combinación, siendo este el parámetro que mayor repercusión tiene en un menor tiempo, ya que si los peces se exponen a bajas concentraciones de OD puede conllevar a la muerte de los animales⁴⁷ en un corto periodo de tiempo. El papel principal del O_2 , es su participación en la mitocondria, a nivel de los complejos enzimáticos de la cadena respiratoria para la producción de ATP⁴².

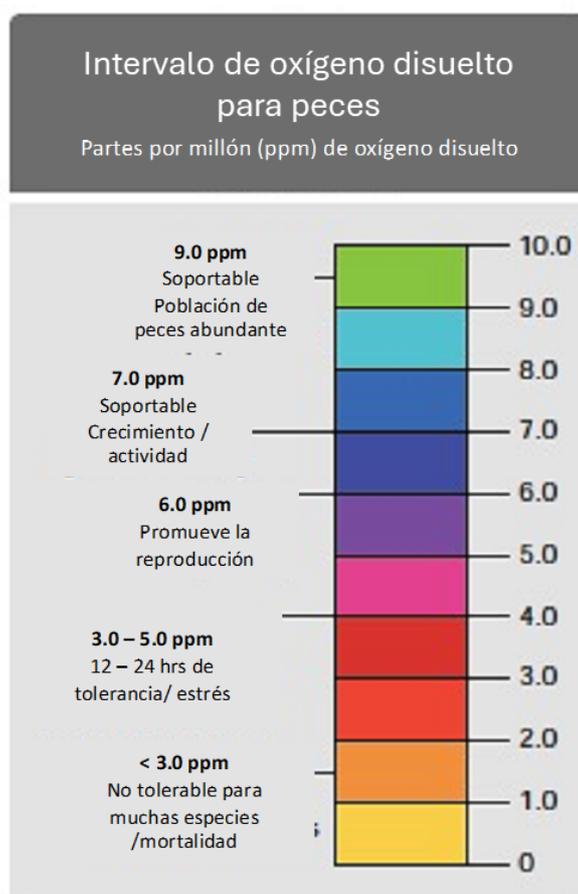


Figura 5. Rango de tolerancia de oxígeno disuelto para peces⁴⁷.



BIOLOGÍA DE *Cyprinus carpio*

Cyprinus carpio, es una especie de cuerpo robusto y comprimido con escamas grandes y gruesas, tienen una alimentación omnívora con predominancia a plancton y plantas acuícolas, se distribuyen de manera natural a lo largo de Asia, introducida en Europa en el siglo XIX y actualmente en México, se encuentra distribuida a lo largo de lagos y embalses del territorio nacional⁴⁴. Es seguramente uno de los peces más extendidos por la acción del hombre y está presente en más de sesenta países diferentes de los cinco continentes⁷.

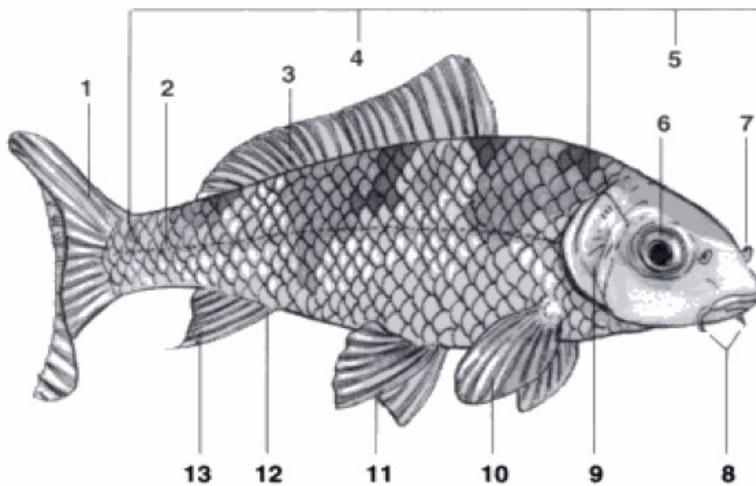
Taxonomía

- Reino: *Animalia*
- Filo: *Cordata*
- Subfilo: *Vertebrata*
- Super clase: *Osteichthyes*
- Clase: *Actinopterygii*
- Subclase: *Neopterygii*
- Orden: *Cypriniformes*
- Superfamilia: *Cyprinoidea*
- Familia: *Cyprinidae*
- Género: *Cyprinus*
- Especie: *Cyprinus carpio* (Linnaeus, 1758)



Morfología

Las características externas de la morfología de una carpa pueden observarse en la siguiente figura:



1. Aleta caudal
2. Línea lateral
3. Aleta dorsal
4. Cuerpo
5. Cabeza
6. Ojos
7. Nostril
8. Barbas
9. Opérculo
10. Aleta pectoral
11. Aleta pélvica
12. Ano
13. Aleta anal

Figura 6. Características externas de la morfología de una carpa⁹. Las carpas son variadas en forma, tipos de escama, desarrollo de aletas y color, pero pueden ser consistentes en estas generalidades (Figura 6): en la aleta dorsal posee 3 a 4 espinas, 17 a 23 radios; en la aleta anal 2 a 3 espinas, 5 a 6 radios; aleta caudal 3 espinas, 17 a 19 radios; 36 a 37 vertebras; 2 a 4 barbas, escamas largas y gruesas¹⁷. Los Ciprínidos no tienen dientes en las mandíbulas, pero algunas especies como *Cyprinus carpio* poseen dientes en la faringe (retrofaríngeos)⁸.



NUTRICIÓN Y CALIDAD DEL AGUA PARA EL CULTIVO DE CARPAS

El éxito de su cultivo se debe a que es una especie con alta adaptabilidad a diferentes medios y condiciones de los cuerpos de agua, ya que soportan bajas concentraciones de oxígeno, amplio rango de temperatura y presenta un manejo fácil para los productores³⁶, además de la poca exigencia alimenticia, y al igual que en otras especies, mantener una buena calidad del agua reflejará una mayor producción y mejores ejemplares⁴⁰. La Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural⁴⁴, describe en la Carta Nacional Acuícola que los parámetros fisicoquímicos del agua requeridos para la producción de la carpa son: temperatura 18-28 °C, 2-6 oxígeno disuelto (mg L^{-1}), 7-8 pH, amonio $<0.3 \text{ mg L}^{-1}$, transparencia 30-45 (cm) y alcalinidad de 20-200 (mg L^{-1}). En cuanto a la transparencia, es importante señalar la diferenciación entre la turbidez debida a la productividad primaria y la turbidez debida a sólidos disueltos, lo cual, es esencial para comprender las condiciones del agua en un sistema de cultivo de peces. Además, el agua debe tener niveles de nitrito $<0.1 \text{ mg L}^{-1}$ y para nitrato de $<400 \text{ mg L}^{-1}$, y también tienen tolerancia térmica de 8 a 39°C⁽⁷⁾.

La carpa, es una especie de agua dulce y tiene hábitos bentónicos y pelágicos, toleran una amplia variedad de condiciones, pero prefieren cuerpos de aguas con corrientes lentas y con un fondo lodoso¹⁷. Son omnívoros, pueden comer insectos acuáticos, crustáceos, anélidos, moluscos, plantas acuáticas, algas y semillas¹¹. Tienen la costumbre de alimentarse de huevos de otros peces y carroña⁷. Los que habitan en estanques, se alimentan de organismos del bentos y cuando están escasos pueden alimentarse del zooplancton de la superficie del agua⁸. Los requerimientos nutricionales de la carpa común se encuentran descritos a continuación (Tablas 1 al 5).



Tabla 1. Requerimientos de *Cyprinus carpio*⁵⁰.

Nutriente	Requerimiento
	<i>g en 100 g</i>
Proteína	30 – 35
Lípidos	5 – 15
Ácidos grasos esenciales	
• Linoleato	1
• Linolenato	1
Carbohidratos	30 – 40
	<i>MJ k⁻¹</i>
Energía digestible	3 – 15

Tabla 2. Requerimientos de vitaminas para *Cyprinus carpio* y signos de deficiencia⁵⁰.

Vitamina	Requerimiento*	Signos de deficiencia
Tiamina	4.3	Crecimiento lento, despigmentación de la piel, hemorragia subcutánea
Riboflavina	2.1	Anorexia, hemorragias en hepatopáncreas
Piridoxina	2.5	Anorexia, ascitis, ataxia, nerviosismo, anemia
Pantotenato	3.3	Anorexia, irritabilidad, hemorragia subcutánea, letargia
Niacina	5.7	Anorexia, mortalidad alta, hemorragias en piel
Biotina	2.1	Fragmentación de eritrocitos, letargia, incremento en el número de células de la mucosidad dérmica
Colina	5.2	Vacuolización de las células hepáticas
Inositol	3.4	Anorexia, dermatitis, pérdida de la mucosa de la piel
Vitamina A	2.6	Anorexia, despigmentación de la piel
Vitamina E	3.9	Distrofia muscular, exoftalmia, lordosis, falla de riñón
Vitamina C	3.6	Deformación de las agallas, erosión en la aleta caudal

*mg en kg de alimento.



Tabla 3. Requerimientos de aminoácidos de *Cyprinus carpio*⁵⁰.

Aminoácido	% de proteína dietética	% en la dieta
Arginina	4.3	1.6
Histidina	2.1	0.8
Isoleucina	2.5	0.9
Leucina	3.3	1.3
Lisina	5.7	2.2
Metionina	2.1	0.8
Cisteína	5.2	2.0
Fenilalanina	3.4	1.4
Tirosina	2.6	1.0
Treonina	3.9	1.5
Valina	3.6	1.4

Tabla 4. Requerimientos de vitaminas para *Cyprinus carpio* y signos de deficiencia⁵⁰.

Vitamina	Requerimiento*	Signos de deficiencia
Tiamina	4.3	Crecimiento lento, despigmentación de la piel, hemorragia subcutánea
Riboflavina	2.1	Anorexia, hemorragias en hepatopáncreas
Piridoxina	2.5	Anorexia, ascitis, ataxia, nerviosismo, anemia
Pantotenato	3.3	Anorexia, irritabilidad, hemorragia subcutánea, letargia
Niacina	5.7	Anorexia, mortalidad alta, hemorragias en piel
Biotina	2.1	Fragmentación de eritrocitos, letargia, incremento en el número de células de la mucosidad dérmica
Colina	5.2	Vacuolización de las células hepáticas
Inositol	3.4	Anorexia, dermatitis, pérdida de la mucosa de la piel
Vitamina A	2.6	Anorexia, despigmentación de la piel
Vitamina E	3.9	Distrofia muscular, exoftalmia, lordosis, falla renal
Vitamina C	3.6	Deformación de las agallas, erosión en la aleta caudal

*mg en kg de alimento.



Tabla 5. Requerimientos de minerales y signos de deficiencia de *Cyprinus carpio* ⁵⁰.

Mineral	Requerimiento	Signos de deficiencia
Fósforo*	6-8	Crecimiento lento, anomalías en esqueleto, baja conversión alimenticia
Magnesio*	0.4-0.5	Anorexia, mortalidad alta, cataratas
Hierro**	150	Valores anormales en hematocrito y hemoglobina
Zinc**	15-30	Erosión en agallas y piel, fragilidad de huesos
Manganeso**	13	Anomalías en esqueleto, fragilidad del hueso
Cobre**	3	Bajo crecimiento
Magnesio**	0.4-0.5	Anorexia, mortalidad alta, cataratas

*g en kg de alimento. **mg en kg de alimento.

CARPA KOI

La carpa ornamental o variedad Koi es originaria de Japón, desarrollada hace 200 años aproximadamente en la Isla de Honshu, es una variedad descendiente de la carpa común (*Cyprinus carpio*), con la diferencia notoria que presentan una variedad de colores brillantes que lo hacen atractivos a la vista⁴⁰. Ha sido y es, uno de los peces con una importante influencia en la expresión artística, gracias a sus patrones y colores (Figura 7).

Se dice que fue introducida en la mayor parte de Europa, desde una población procedente del Danubio, en tiempo de los romanos, y en España, durante la dinastía de los Hasburgo³⁴. Respecto al origen del nombre “Koi”, se señala que “Hishiki” es la palabra japonesa usada para describir un paño altamente coloreado, de ahí que “Nishikigoi” es el nombre compuesto japonés que define a la carpa de colores y mayormente conocida como “Koi”³³.

La variedad Koi, se separa de las carpas comestibles, también llamadas “negras” u “oscuras”, a principios del siglo XIX, gracias a las mejoras en la selección de



individuos y se les denominó Nishikigoi, siendo la ciudad de Ojiya, Japón, su lugar de nacimiento (Figura 8).

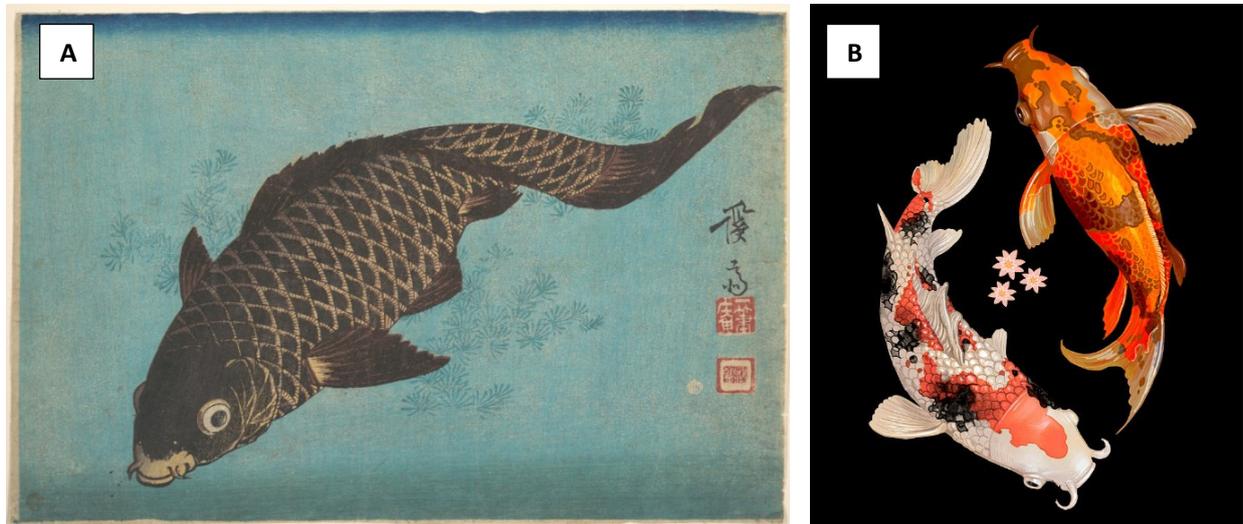


Figura 7. A. “Koi” de Keisai Eisen, 1842. Grabado en madera, tinta y color sobre papel. Saint Met Museum, no. de objeto: JP222. <https://www.metmuseum.org/art/collection/search/36696>. **B.** “Koi Fish Japanese Carp Nishikigoi Pond” de Maria Bure, 2021. Arte digital. <https://fineartamerica.com/>

De acuerdo con su página Web, Ojiya Nishikigoi no Sato, “es el único lugar en el mundo donde se exhibe una amplia variedad de Nishikigoi vivos junto con los materiales que muestran la historia de sus mejoras. Los Nishikigoi suelen criarse en estanques de barro desde la primavera hasta el otoño (en granjas especializadas), por lo que, sus hermosas figuras no se pueden ver de cerca durante estas estaciones en los distritos de cría. Para resolver este problema, la ciudad de Ojiya inauguró Nishikigoi no Sato en octubre de 1989, para que los visitantes puedan ver a los auténticos Nishikigoi, en su lugar de nacimiento, nadando en aguas cristalinas durante todo el año” (<https://www.nishikigoinosato.jp/eng/index.html>).



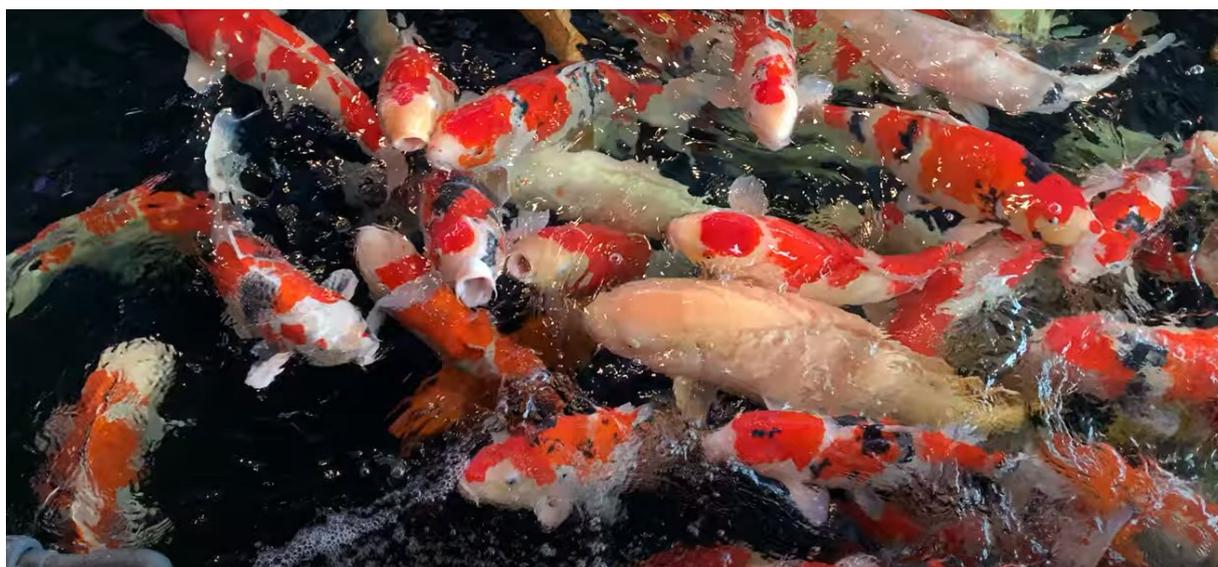


Figura 8. Capturas de pantalla, Nishikigoi no Sato (Koi Museum, Niigata, Japón). En línea: <https://www.youtube.com/watch?v=ixeOEZxqH2Y>

La carpa Koi, se ha convertido en la mascota acuática más cara del mundo, llegándose a pagar por un ejemplar en el 2019, durante la feria “All Japan Koi Show”, 1.6 millones de euros¹⁰ (Figura 9).





Figura 9. Koi, el pez más caro del mundo¹⁰.

Patrones y combinaciones de color en Carpa Koi

Existen varios patrones de color (Figura 10), y entre las combinaciones de colores más comunes en el mercado mexicano son la benigoi, kigoi, chagoi, gin matsuba, entre otros (Figura 11). Existen las clásicas rojo y/o negro sobre fondo blanco, hasta azules acerados, anaranjados, amarillos, grises, plateados y dorados, hasta ejemplares importados de granjas especializadas en Japón (<https://ryukeegankoimexico.com/>).



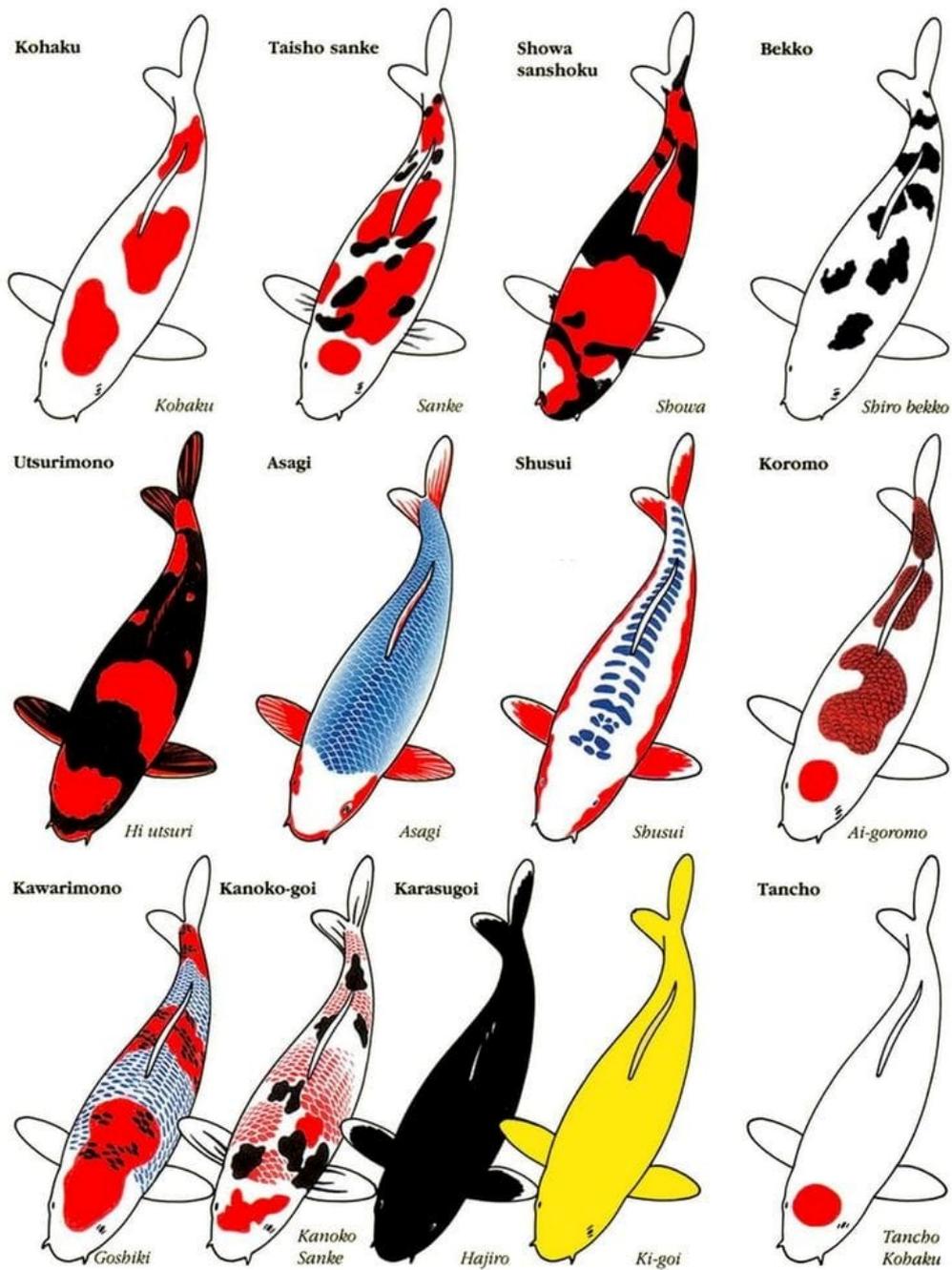


Figura 10. Patrones de color en Carpa Koi. En línea:

<https://www.facebook.com/279755199236129/photos/a.285121802032802/285121785366137/>



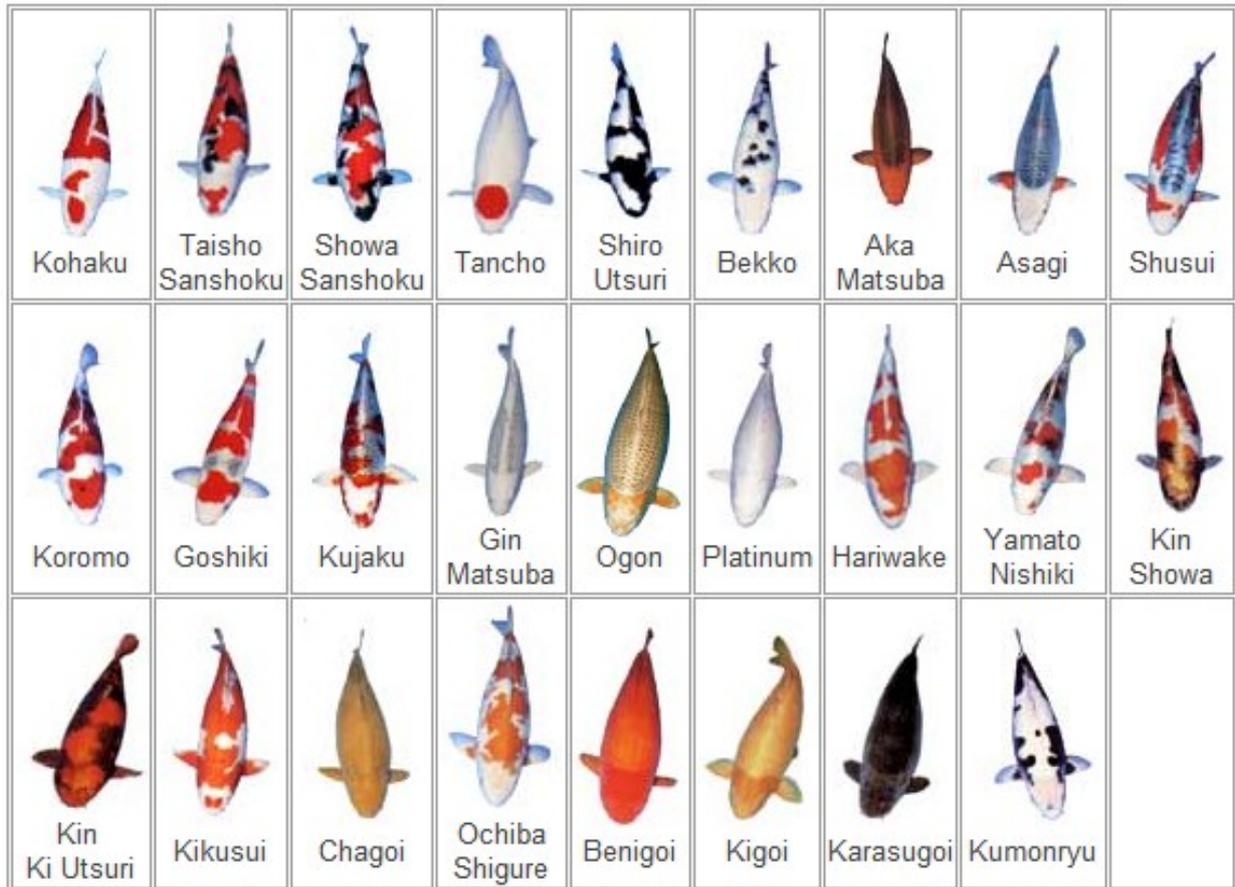


Figura 11. Combinaciones de colores en Carpa Koi. En línea: <https://www.todokoi.com/>

En Japón, existen granjas especializadas en la crianza y selección de patrones particulares, como Sakai Fish Farm, Dainichi Koi Farm y Momotaro Koi Farm (Figuras 12 a la 14).



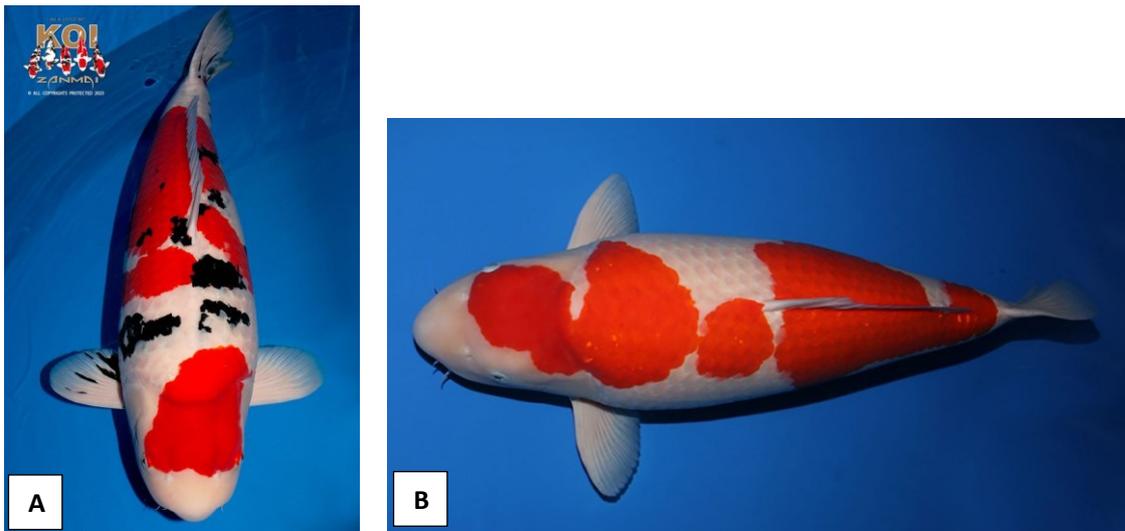


Figura 12. Ejemplares de Sakai Fish Farm. **A.** Koi tipo Sanke de 1m de longitud, calidad de piel y escamas es inmejorable, al igual que la composición del cuerpo (proporciones, cabeza, cuerpo, cola y aletas). Es la décimo segunda vez que esta granja se lleva el título de Gran campeón. En línea: <https://koiquestion.com/en/2023/01/27/grand-champion-all-japan-nishikigoi-show-2023-voor-sff-sanke/> **B.** Koi tipo Kohaku Grand Champion Tahun, 2008. En línea: <https://sff-koi.com/en/champion/>

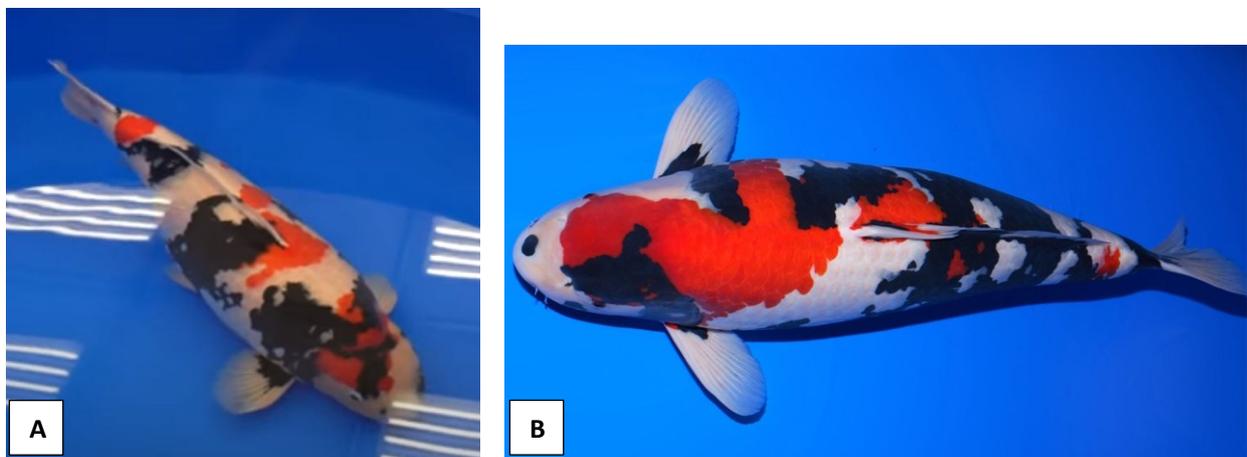


Figura 13. Ejemplares de Dainichi Koi Farm. **A.** Koi tipo Sowha Grand Champion B del 2023, con 86 cm. Captura de pantalla: <https://www.youtube.com/watch?v=hw1aS9yD6Rw> **B.** Campeon 2007 Koi tipo "Sakura" Sowha. En línea: <https://www.ikantani.com/2019/02/daftar-grand-champion-all-japan-koi.html>



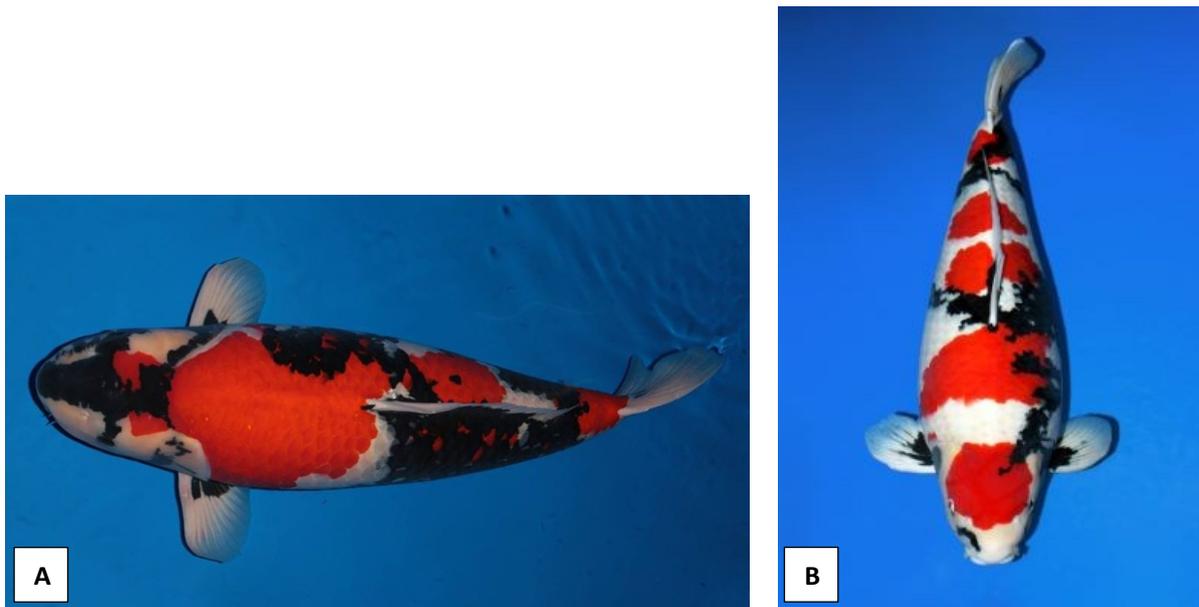


Figura 14. Ejemplares de Momotaro Koi Farm. **A.** Koi tipo Showa Grand Champion Tahun del 2014. En línea: <https://www.ikantani.com/2019/02/daftar-grand-champion-all-japan-koi.html> **B.** Koi tipo Sowha Premio Male Kokugyo del 2020 de All Japan Koi Show. En línea: <http://www.momotaro-koi.org/english/news/2020tokyo.html>

IMPORTANCIA DE LOS PIGMENTOS EN LA ALIMENTACIÓN DE CIPRÍNIDOS ORNAMENTALES

A diferencia de otros vertebrados, la piel en los peces es considerada como un órgano respiratorio accesorio, conformado por distintas capas³⁷:

- Epidermis: cubierta de células vivas, ésta se divide en tres regiones, el estrato superficial (compuesta por una sola capa de células, que provee color externo y cubierta por glucosaminoglicanos) y la región profunda o capa basal (ancla el epitelio a la membrana basal)
- Dermis: dividida en dos regiones, estrato laxo y estrato compacto, en peces, los cromatóforos se encuentran en la profundidad del estroma de colágeno.



- Hipodermis: formada por colágeno suelto, cromatóforos (melanóforos, iridóforos y xantóforos), vasos sanguíneos y células adiposas (depende de la especie).

El color y los patrones del cuerpo son las características clave de los peces ornamentales, estos factores determinarán la calidad y el valor de los individuos³⁰. Como resultado de añadir pigmentos a la dieta, visualmente se presentará una mejora en la concentración del color a medida que se incrementa la concentración de pigmentos³¹, por lo cual, es esencial tomar en cuenta este tipo de ingredientes en el manejo alimenticio. Con su inclusión, se observarán mejoras en la pigmentación de la piel y presentará colores competitivos en el mercado⁴⁹.

La coloración en la piel de un pez es el resultado de la actividad y densidad de los cromatóforos (Figura 15), células situadas en un plano paralelo a la piel, en función del color del pigmento depositado en su interior, pueden ser clasificados de la siguiente manera: melanóforos (marrón o negro), eritótrofos (rojo), xantótrofos (amarillos), leucóforos (blancos) e iridóforos (Figura 16), que contienen pigmentos sin color¹⁹. Se ha encontrado que las células pigmentarias predominantes son los xantóforos y eritroforos; que, en ausencia de carotenoides en la dieta, empiezan a predominar los iridóforos, provocando una pérdida de la coloración roja o amarilla¹².



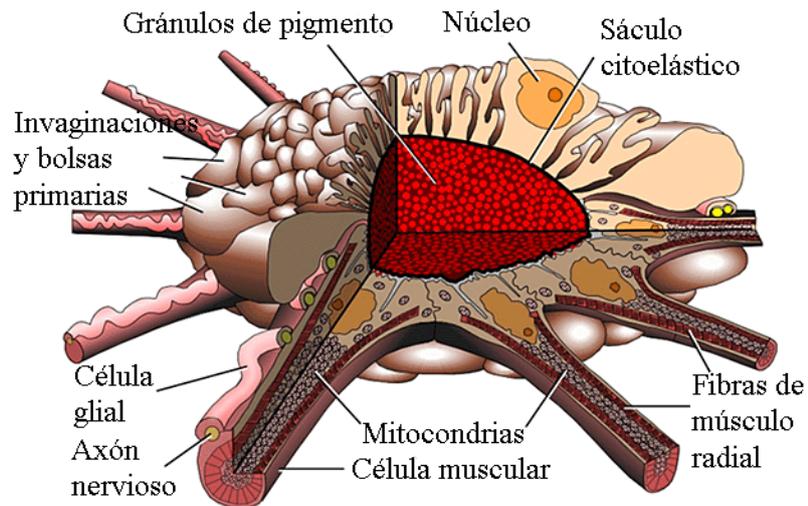


Figura 15. Esquema de un cromatóforo¹⁹.

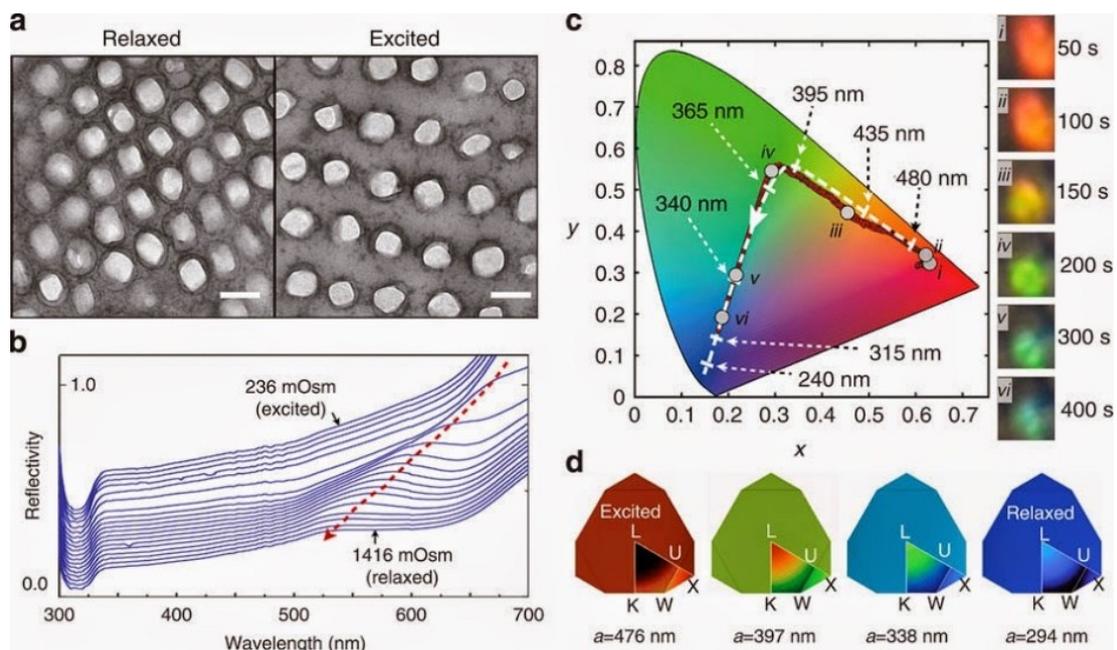


Figura 16. Reacción de los cromatóforos a estímulos externos e internos para su pigmentación. En línea: <http://www-universoanimal.blogspot.com/2015/04/colores-y-formas-en-los-peces-los.html>

Los peces, al igual que otros vertebrados, no pueden sintetizar carotenoides, pero tienen la habilidad de transformarlos y cambiar el color en circunstancias dadas²⁰. La formación del color en los peces es gracias al hecho de que la mayoría de los



pigmentos (c/u otorgará un color distinto) son liposolubles (Figura 17), se absorben en el intestino usando una lipasa pancreática, que hidroliza los triglicéridos para convertirse en un monoglicéridos y ácido graso; los carotenoides en el citoplasma de la mucosa celular del intestino, se rompen para convertirse en retinol y son absorbidos por la pared celular, en conjunto con los ácidos grasos y, combinados con la micela y absorbidos en el tracto linfático³⁵.

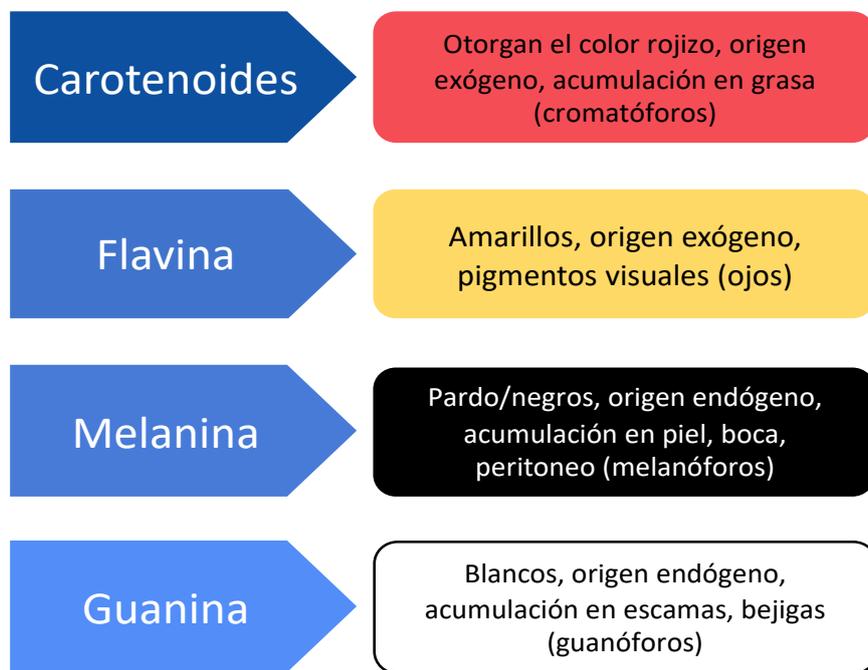


Figura 17. Función de los pigmentos y zona de acumulación. En línea: <http://www-universoanimal.blogspot.com/2015/04/colores-y-formas-en-los-peces-los.html>

El precio de los peces ornamentales, sobre todo de la Carpa Koi, depende del color y el brillo de la piel. Su coloración y pigmentación, se debe a la absorción y depósito de carotenoides en el cuerpo, los cuales, deben ser administrados en la dieta para que los peces puedan asimilarlos con una mayor eficiencia²⁸. Por lo que, uno de los grandes retos de la acuariofilia es replicar correctamente en cautiverio, el color natural de los peces en el ambiente, ya que los colores pálidos en dichos animales reducen su



atractivo comercial²⁰. Los carotenoides también son considerados nutrientes esenciales en el crecimiento, metabolismo, reproducción⁴⁸; y sistema inmune de los peces. Las carpas Koi, cuando son alimentadas con dietas con concentraciones importantes de carotenoides, los animales muestran altos niveles de actividad fagocítica⁵⁴, y mayor resistencia a las enfermedades de origen bacteriano y fungal²⁴.

En la reproducción, los carotenoides afectan de manera directa la proporción de glucógeno en hígado⁵. A través de la acumulación de carotenoides en este órgano, son transportados a los ovarios y al ovocito, mejorando la maduración sexual de las hembras reproductoras²⁷. También, se ha reportado que poseen funciones como antioxidantes, precursores de vitamina A, inmunorreguladores y de protección contra la peroxidación de los lípidos de la membrana, ya que poseen una alta afinidad hacia los radicales libres^{23,29,38}. Dentro de los carotenoides, la astaxantina, posee la capacidad, en algunas especies, de formar cadenas epoxi que actúan como reservas de oxígeno bajo condiciones anóxicas⁴⁸. Otras moléculas como la melanina, zaexantina y luteína, son componentes esenciales del pigmento ocular y reducen el riesgo de degeneración macular⁴¹. Por su parte, la melanina de igual forma confiere una protección de los rayos UV en la piel²⁷.

La carpa Koi, es un tipo de pez con la capacidad de convertir zeaxantina, cantaxantina y luteína (pigmentos) en astaxantina, la cual, refleja una mejora significativa en la coloración de los animales^{46,49}. Las microalgas, contienen compuestos bioactivos de gran valor como pigmentos carotenoides. Las principales moléculas que encontramos en microalgas son B caroteno, luteína, astaxantina, fucoxantina, violaxantina y zeaxantina. En lo particular, la astaxantina y luteína son utilizadas desde hace varios años, para mejorar la pigmentación en los peces^{22,45}.

Especies de microalgas, como *Arthrospira máxima*, contiene zaxantina y β -caroteno en cantidades importantes³². Diversos autores han investigado el uso de *Arthrospira maxima* en dietas para especies acuáticas, mostrando un beneficio en el



crecimiento, talla de los individuos y supervivencia¹⁻⁴, mostrando resultados positivos y significativos en la ganancia de peso y la tasa específica de crecimiento, en comparación con otras dietas donde se implementaron fuentes de carotenoides naturales⁴⁹, y en ejemplares juveniles de carpa ornamental alimentados con dietas adicionadas con astaxantina¹⁴. Otra microalga, la cual, es muy utilizada en la fabricación de alimentos balanceados para peces de ornato, es *Chlorella*. Es una especie rica en aminoácidos esenciales y pigmentos carotenoides como la luteína⁴³.

Al evaluar la adición de pigmentos en las dietas de ciprínidos, se ha reportado una mayor pureza del color en *Carassius auratus*, observado en la cola de los ejemplares, mientras que en el lomo se presentó menor pureza⁵². La integridad corporal de los animales ornamentales, en particular las aletas (Figura 18), además de mostrar su grado de bienestar¹⁸, también pueden desplegar coloraciones que intervienen en la apreciación de los ejemplares y, por consiguiente, su atractivo y precio en el mercado.



Figura 18. Juveniles de carpas Koi con cuerpo y aletas integra. En línea: <https://www.shutterstock.com/es/search/yellow-koi>



Se ha demostrado que la adición de pigmentos a la dieta de carpa Koi, muestra un aumento significativo de las tonalidades de rojo en la cabeza y dorso⁴⁹, zonas corporales muy vistosa, sobre todo si se observa a los peces desde arriba, en un estanque (Figuras 19 y 20). Al igual, se han descrito diferencias significativas superiores, entre los tratamientos vs. el control con concentraciones de pigmentos, especialmente con β -carotenos, en la luminosidad del cuerpo⁵³.



Figura 19. Ejemplares de carpa Koi en estanque, vista superior, Koi Museum, Niigata, Japón. Captura de pantalla: <https://www.youtube.com/watch?v=ixeOEZxqH2Y>





Figura 20. Jardín tradicional japonés, con carpas Koi en estanque, Koi Museum, Niigata, Japón. Captura de pantalla: <https://www.youtube.com/watch?v=ixeOEZxqH2Y>

REFERENCIAS

1. Ayoola AA. (2010). Replacement of fishmeal with alternative protein source in aquatic. (Tesis de maestría). North Carolina State University. Carolina del Norte, E.U.A.
2. Al-Koye HJ. (2013). Effect of using *Spirulina* spp. Instead of fishmeal on growth, blood picture and microbial load of common carp *Cyprinus carpio*. (Tesis de maestría). University of Salahuddin. Erbil, Kurdistán.
3. Allam HY. (2007). Physiological effects of some additives on growth, blood, constitutes and immunity in Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). (Tesis de maestría). University of Assiut. Assiut, Egipto.
4. Amar E, Kiron V, Satoh S y Watanabe T. (2001). Influence of various dietary synthetic carotenoids on biodefense mechanisms in rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum). *Aquaculture Research*. 32(1): 162-173.
5. Barber I, Arnott SA, Braithwaite VA, Andrew J, Mullen W y Huntingford FA. (2000). Carotenoid-based sexual coloration and body condition in nesting male sticklebacks. *Journal of Fish Biology*. 57(3): 777-790.
6. Bernabé G. (2005). *Aquaculture, biology and ecology of cultured species*. 2nd Edition, Elis Horwood. London, United Kingdom.



7. Berrocal-Pérez DE. (2018). Bioensayo agudo con detergente doméstico “Mundial” (LAS) en alevinos de carpa *Cyprinus carpio* (Linnaeus, 1758) (Tesis de licenciatura). Universidad Nacional Federico Villareal, Lima, Perú.
8. Billard R. (1999). Carp: Biology and culture. INRA. París, Francia.
9. Blasiola GC y Bridges ME. (2005). Koi: Everything about care, nutrition, diseases, pond design and maintenance. 2nd Edition, Barron´s Educational Series. USA.
10. Brito R. (2020). Koi, el pez más caro del mundo: pagan ¡1.6 millones de euros! En línea: <https://www.bigfish.mx/360/Koi-el-pez-mas-car-del-mundo-pagan-1.6-millones-de-euros-20200121-0002.html>
11. Carrascal-Restrepo JA. (2011). Evaluación de la etapa de levante de carpa común (*Cyprinus carpio*) en sistemas de recirculación de agua (Tesis de licenciatura). Universidad Militar Nueva Granada. Bogotá, Colombia.
12. Chatzifotis S, Pavlidis M, Doñate-Jimeno C, Vardanis G y Divanach P. (2005). The effect of different carotenoid sources on skin coloration of cultured red porgy (*Pagrus pagrus*). *Aquaculture Research*. 36: 1517-1525.
13. Chew SF, Wilson JM, Ip YK y Randall DJ. (2006). Nitrogen excretion and defense against ammonia toxicity. En: *The Physiology of Tropical Fishes: Volume 21 Fish Physiology*. Elsevier Inc. Pp: 307-395. DOI: 10.1016/S1546-5098(05)21008-7
14. Cohen Z. (2002). Chapter 10. The Chemicals of *Spirulina*. *Spirulina platensis (Arthrospira): Physiology, cell-biology, and biotechnology*. 2nd Edition, Taylor & Francis e-Library. London, United Kingdom.
15. CONAPESCA. (2018). Produce acuacultura mexicana más de 400 mil toneladas de pescados y mariscos. En línea: <https://www.gob.mx/conapesca/prensa/produce-acuacultura-mexicana-mas-de-400-mil-toneladas-de-pescados-y-mariscos-172466>
16. CONAPESCA. (2021). Produce México más de 20 millones de peces de ornato al año en 250 unidades acuícolas. <https://www.gob.mx/conapesca/articulos/produce-mexico-mas-de-20-millones-de-peces-de-ornato-al-ano-en-250-unidades-acuicolas-263154?idiom=es>
17. Fishbase. *Cyprinus carpio* Linnaeus, 1758. Common carp. En línea: <https://www.fishbase.se/summary/Cyprinus-carpio.html>
18. Flores-García L, Camargo-Castellanos JC, Pascual-Jiménez C, Almazán-Rueda P, Monroy-López JF, Albertos-Alpuche PJ y Martínez-Yáñez R. (2022). Welfare Indicators in Tilapia: An Epidemiological Approach. *Frontiers of Veterinary Science*. 9:882567. Doi: <https://doi.org/10.3389/fvets.2022.882567>
19. Fujii R. (2000). The regulation of motile activity in fish chromatophores. *Pigment Cell Research*. 13(5): 300-319.
20. Gil GL, Montoya CE, Aréchiga MA, Nolasco H y Vega F. (2015). Pigmentación, crecimiento y supervivencia de crías carpa koi (*Cyprinus carpio* var. *Haematopterus*) alimentadas con



- dietas con inclusiones de aceite de langostilla roja (*Pleuroncodes planipes*). E-Gnosis. 13(3): 1-25.
21. González-Serrano JL. (2000). Evolución histórica y situación actual de la acuicultura en el mundo y en España. En línea:
https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/biblioteca/fondo/pdf/29259_8.pdf
 22. Gouveia L, Choubert G y Rema P. (1998). Use of *Chlorella vulgaris* as a carotenoid source for rainbow trout: Effect of dietary lipid content on pigmentation, digestibility and retention in the muscle tissue. *Aquaculture International*. 279: 269–279.
 23. Grung M, Svendsen YS y Liaaen-Jensen S. (1993). The carotenoids of eggs of wild and farmed cod (*Gadus marhua*). *Comp. Biochemistry and Physiology*. 106: 237-242.
 24. Gupta SK, Jha AK, Pal AK y Venkateshwarlu G. (2007). Use of natural carotenoids for pigmentation in fishes. *Natural Product Radiance*. 6(1): 46–49.
 25. Gutiérrez N. (2014). Acuafilia: una forma de hacer acuicultura. En línea:
<https://sader.jalisco.gob.mx/fomento-acuicola-y-pesquero-e-inocuidad/558>
 26. Hoff HH. (1996). Conditioning, spawning and rearing of fish with emphasis on marine clownfish. First Edition. *Aquaculture Consultants Inc. Florida*.
 27. Kerferld CA, Sawaya MR, Brahmandam V, Cascio D, Ho KK, Trevithick-Sutton CC, Krogmann DW y Yeates TO. (2003). The crystal structure of a cyanobacterial water-soluble carotenoid binding protein. *Structure*. 11: 55-65.
 28. Kurnia A, Nur I, Muskita WH, Hamzah M, Iba W, Patadjai RS, Balubi AM y Kalidupa N. (2019). Improving skin coloration of koi carp (*Cyprinus carpio*) fed with red dragon fruit peel meal. *AAFL Bioflux* 12(4): 1045-1053.
 29. Kurashige M, Okimasu E y Utsumi K. (1990). Inhibition of oxidative injury of biological membranes by astaxanthin. *Physiological Chemistry Physics and Medical*. 22(1): 27-38.
 30. Li X y Tang L. (2008). The research development of ornamental fish pigmentation. *Hebei Fisheries*. 12: 6-14.
 31. Liang Y, Bai D, Yang G, Wei D, Guo M, Yan S, Wu X y Ning B. (2012). Effect of astacin on growth and color formation of juvenile red-white ornamental carp (*Cyprinus carpio* var. koi L). *The Israeli Journal of Aquaculture*. 748: 1-6.
 32. Liao WL, Nur-E-Borhan SA, Okada S, Matsui T y Yamaguchi K. (1993). Pigmentation of cultures black tiger prawn by feeding spirulina supplemented diet. *Bulletin of the Japanese Society of Scientific Fisheries*. 59: 165-169.
 33. Liñan W. (2008). Crianza de peces ornamentales, Colección de acuicultura. Primera Edición, Editorial Macro. Lima, Perú.
 34. Lozano-Rey L. (1935). Los peces fluviales de España. 1º Edición, La Academia. Wisconsin, EUA.



35. Mara KI. (2010). Effect of carotenoids enrichment from photosynthetic anoxygenic bacteria in the feed on improvement of red rainbow male *Glossolepis insicus*. Universidad Padjajaran, Bandung, Indonesia.
36. Mendoza-Álvarez F. (2012). Crianza experimental de *Cyprinius carpio* “var. Koi” sometida a tres densidades de siembra de recirculación (Tesis de doctorado). Universidad Nacional de Trujillo. Trujillo, Perú.
37. Meruane M y Rojas M. (2012). Desarrollo de la piel y sus anexos en vertebrados. *International Journal Morphology*. 30(4): 1422-1433.
38. Mikki W. (1991). Biological functions and activities of animal carotenoids. *Pure Applied Chemistry*. 63: 141-146.
39. Ramírez-Martínez C, Mendoza-Alfaro R y Aguilera-González C. (2010). Estado actual y perspectivas de la producción y comercialización de peces de ornato de agua dulce en México. 1º Edición, Universidad Autónoma de Nuevo León. México.
40. Ramos-Carranza LA. (2014). Crianza experimental de *Cyprinus carpio* “carpa koi” en condiciones de laboratorio (Tesis de Licenciatura). Universidad Nacional de Trujillo, Trujillo, Perú.
41. Ranjan A. (2016). Pigments play prominent roles in finfish and shellfish nutrition. En línea: <https://www.globalseafood.org/advocate/the-importance-of-carotenoids-in-aquafeeds/>
42. Rodwell VW, Bender DA, Botham KM, Kennelly PJ y Weil P. (Ed). (2016). Harper. Bioquímica ilustrada, 30e. McGraw Hill Interamericana, México.
43. Safafar H, Uldall Nørregaard P, Ljubic A, Møller P, Løvstad Holdt S y Jacobsen C. (2016). Enhancement of Protein and Pigment Content in Two *Chlorella* Species Cultivated on Industrial Process Water. *Journal of Marine Science and Engineering*. 4(4):84. <https://doi.org/10.3390/jmse4040084>
44. Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural. 2021. Carta Nacional Acuícola. En línea: <https://www.gob.mx/inapesca/documentos/carta-nacional-acuicola-2021>
45. Shi XM, Chen F, Yuan JP y Chen H. (1997). Heterotrophic production of lutein by selected *Chlorella* strains. *Journal of Applied Phycology*. 9: 445–450.
46. Simpson KL. (1981). Carotenoid in fish feeds. Carotenoids as colorants and vitamin A precursors. Academic Press. Nueva York. E.U.A.
47. Somerville C, Cohen M, Pantanella A, Stankus A y Lovatelli A. (2014). Small scale aquaponic food production. FAO. Roma, Italia.
48. Storebakken T y No HK. (1992). Pigmentation in rainbow trout. *Aquaculture*. 100: 209-229.
49. Sun X, Chang Y, Ye Y, Ma Z, Liang Y, Li T, Jiang N, Xing W y Luo L. (2012). The effect of dietary pigments on the coloration of Japanese ornamental carp (koi, *Cyprinus carpio* L.). *Aquaculture*. 342-343: 62-68.



50. Takeuchi T, Sato S y Kiron V. (2002). Chapter 18. Common Carp *Cyprinus carpio*. Nutrient requirements and feeding of finfish for aquaculture. Editorial Webster, C. D. Frankfurt, USA.
51. Timmons BM y Ebeling MJ. (2010). Recirculating aquaculture. 2nd Edition. Cayuga Aqua Venture. N.Y., U.S.A.
52. Xu X, Jin Z, Wang H, Chen X, Wang C y Yu S. (2006). Effect of astaxanthin from *Xanthophyllomyces dendrorhous* on the pigmentation of goldfish *Carassius auratus*. Journal of the World Aquaculture Society. 37(3): 282-288.
53. Yuangsoi B, Jintasataporn O, Areechon N y Tabthipwon P. (2011). The pigmenting effect of different carotenoids on fancy carp (*Cyprinus carpio*). Aquaculture Nutrition. 17: e306-e311.
54. Yuangsoi B, Jintasataporn O, Areechon N y Tabthipwon P. (2010). The use of natural carotenoids and growth performance, skin pigmentation, and immune response in fancy carp (*Cyprinus carpio*). Journal of Applied Aquaculture. 22(3): 267-283.



Ilustración: <https://pixabay.com/>



Capítulo 10

INFESTACIÓN DE *Camallanus cotti* EN UN PEZ *Astronotus ocellatus*: REPORTE DE CASO CLÍNICO

Eduardo Castañeda Ortega

Rosario Martínez Yáñez

INTRODUCCIÓN

Los peces ornamentales son utilizados como animales de compañía debido a su belleza y singularidad, son principalmente explotados comercialmente por el hombre como ejemplares de exhibición. Para el propietario, estos organismos son considerados un ornamento vivo con un alto atractivo, en particular, por los patrones y colores que despliegan sus cuerpos, además, está comprobado científicamente que la contemplación de peces y plantas en un acuario o estanque, producen un efecto relajante y anti estresante⁵. Similar a especies terrestres, en los animales acuáticos se pueden presentar infestaciones parasitarias, alterando la homeostasis y el bienestar de los peces. En particular, la introducción de parásitos exóticos es debido a la importación de diversos organismos acuáticos, ya que pueden afectar a un gran número de hospederos; la detección del parasitismo es un paso importante para evitar la propagación de enfermedades de los peces entre la fauna nativa⁷. Existen diversos reportes de la presencia de parásitos en varias especies de peces ornamentales, por ejemplo, en acuarios en Alemania²⁸, animales provenientes de Australia¹⁴, en *Poecilia*



reticulata originarios de Corea¹⁹ y hasta en crustáceos como *Notodiptomas* sp. que son utilizados como alimento vivo²⁵.

Durante las últimas décadas, *Camallanus cotti*, ha recibido atención como un parásito presente en varias especies de peces ornamentales de agua dulce importados desde el sudeste asiático a Europa, América del Norte y Australia¹⁴. Su ciclo de vida sigue el patrón de los camallanidos, que implica un huésped intermedio como los copépodos, en donde se lleva a cabo el desarrollo de larvas de primera a tercera etapa (L1 a L3) y, posteriormente, la etapa adulta en el huésped final. Sin embargo, se ha observado que, en condiciones de acuario, en el cual no había copépodos, *Camallanus cotti* puede infestar peces sanos, lo que lo lleva a sugerir que el parásito, es capaz de infestar al huésped final directamente por al menos dos generaciones³⁸. Debido al impacto económico y a la salud y bienestar en los animales, tanto en los cultivos como en los acuarios ornamentales, en el presente trabajo, se realiza una breve revisión de literatura y, posteriormente, se expone un caso clínico, donde se describe la identificación y el tratamiento por infestación de *Camallanus cotti* en un ejemplar de *Astronotus ocellatus*, siendo este último, un pez muy cotizado por su belleza y comportamiento territorial, en los acuarios de agua dulce del país.

RIESGOS SANITARIOS DE LA PRODUCCIÓN ACUÍCOLA ORNAMENTAL

El riesgo ambiental que esta actividad genera es debido al mal manejo de los efluentes y la deficiente contención de los animales ornamentales de cultivo o la liberación de “mascotas” a diversos cuerpos de agua por parte de personas irresponsables, que no toman en cuenta, el impacto que puede provocar no disponer de sus animales de forma adecuada. En las unidades de cultivo, los ejemplares que normalmente se comercializan terminan introduciéndose en ecosistemas acuáticos naturales adyacentes a las granjas productoras, por lo tanto, estas especies exóticas pasan a ser



invasoras, resultando agresivas para la fauna nativa, en consecuencia, hay un desplazamiento de dichas especies, además de ser transmisoras de parásitos y enfermedades bacterianas y virales³⁴, diezmando las poblaciones que naturalmente habitan los cuerpos de agua contiguos a las unidades productivas. Se estima que la extinción de las especies acuáticas nativas es cinco veces mayor que las terrestres, siendo la principal causa, la destrucción de los ecosistemas, seguida por la introducción de especies exóticas².

PEZ ÓSCAR (*Astronotus ocellatus*)

Esta especie es muy cotizada en México como pez ornamental debido a su comportamiento, tamaño y colorido, teniendo una gran demanda en el mercado nacional¹² (Figura 1).



Figura 1. Ejemplares de *Astronotus ocellatus*, variedad cobre. En línea: <https://www.pinterest.com.mx/pin/aquatictimes--418694096590353920/>



Su taxonomía, distribución, características y necesidades generales son las siguientes⁶:

Reino: *Animalia*

Filo: *Chordata*

Clase: *actinopterygii*

Orden: *Perciformes*

Familia: *Ciclidae*

Subfamilia: *Astronotinae*

Género: *Astronotus*

Especie: *Ocellatus*

Nombre científico: *Astronotus ocellatus* (Agassiz, 1831)

Nombre común: Óscar, Cíclido de terciopelo, Cíclido mármol, Pez pavorreal, Pavón, Acarahuzú, Carahuazú, Pavona, Copenaca, Apairi, Cará grande.

La talla adulta va de 30 - 35 cm y las tallas comerciales de pequeño 3 cm, mediano 6 cm, grande > 9 cm, extragrande > 18 cm. Se puede encontrar en países y ríos de la cuenca amazónica como Colombia, Venezuela, Brasil, Ecuador, Perú, Bolivia, Argentina, Guayana, Surinam, Guayana Francesa, Paraguay y Uruguay²⁰.



Sus características generales son³¹:

- Tamaño moderado, puede alcanzar los 35 cm de longitud.
- Cuerpo ovalado y comprimido lateralmente.
- Base de aletas dorsal y anal con presencia densa de escamas.
- Coloración muy variable, por lo general:
 - Son de color verde oliva grisáceo
 - Tienen manchas oscuras en forma de camuflaje
 - Cuentan con un ocelo negro ubicado en la parte superior del pedúnculo caudal y bordeado por un anillo anaranjado, similar a un ojo para confundir a los predadores
 - Coloración de los juveniles considerablemente diferente a los adultos y no posee ningún ocelo en el cuerpo
- Posee pequeños dientes en la boca, la utilización de su faringe dentada lo hace realmente atractivo a la hora de verle comer, siendo ésta, una característica de los miembros de la familia *Cichlidae*, puesto que, debido a su gran tamaño, es fácilmente observable cada vez que se le proporciona alimento.

La crianza masiva ornamental ha derivado en una amplia gama de coloraciones actualmente disponibles en el mercado (Figura 2). Algunas de estas coloraciones son el óscar rojo, tigre rojo, lutino, limón, rojo rubí, dorado, tigre albino, etc., también se puede encontrar la variedad de Óscar con aletas de velo. El dimorfismo sexual es prácticamente inexistente⁶.



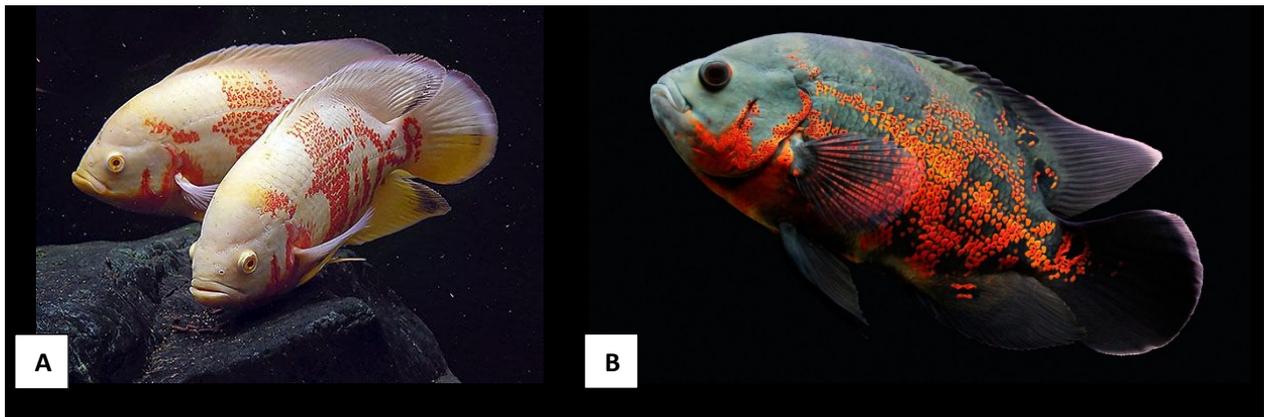


Figura 2. Ejemplares de *Astronotus ocellatus*. **A.** Variedad tigre albino. En línea: <https://www.pinterest.com.mx/pin/72128031512215965/>. **B.** Variedad tigre rojo. En línea: <https://www.peceswiki.com/imagenes-companeros-de-tanque-de-los-peces-oscar-jpg>

Alimentación

Es un pez omnívoro, pero en general, su dieta es mayormente carnívora, se compone de peces de pequeño tamaño, anfibios, insectos, gusanos, camarones de río, caracoles, y cualquier animal que le entre en la boca, inclusive pequeños mamíferos³² (Figura 3). En los comercios dedicados a la acuariofilia, se puede encontrar comida comercial para cíclidos de gran tamaño, en forma de pellets siendo bien aceptados, así también, acepta sin problemas alimento congelado y liofilizado. Se debe realizar un adecuado manejo en la alimentación para no comprometer la capacidad del biofiltro, para la remoción de moléculas nitrogenadas, como el amonio¹⁶. Con los cuidados y nutrición apropiada, el Óscar puede alcanzar más de 10 años de vida en el acuario³¹.





Imagen 3. Variedad de insumos para la alimentación del pez Óscar.

Alimento vivo (*Poeciliopsis gracilis*): <https://www.naturalista.mx/taxa/208894-Poeciliopsis-gracilis>

Zoofobas: <https://www.reptiletrade.mx/products/zoofobas-bote-con-1000>

Artemia salina: <http://www.acuaristas.cl/phpbb/viewtopic.php?p=1132051>

Pequeño anfibio (*Hyla molleri*):

<https://www.biodiversidadvirtual.org/reptiles/Hyla-molleri-img21068.html>

Lombriz roja californiana: <https://xedoo.com/que-comen-las-lombrices-rojas-californianas/>

Copépodos de agua dulce (*Cyclops bicuspidatus*):

<https://www.alamy.es/imagenes/freshwater-copepods.html?sortBy=relevant>

Acocil de Moctezuma (*Cambarellus montezumae*):

<https://www.naturalista.mx/observations/259285>

Tubifex: <https://cefisshessentials.com/blog/whirling-disease-uncovering-the-truth/>

Anfípodo de agua dulce (*Gammarus roeseli*):

<http://graylingonfly.blogspot.com/2014/06/gammarus-original-and-imitation.html>



CAMALLANOSIS

Es el nombre con la cual se identifica a la infestación por *Camallanus cotti*.

Camallanus cotti (Fujita, 1927)

Sinónimos: *Camallanus zacconis* y *Camallanus fotedari*³⁶.

Distribución

Los nematodos del género *Camallanus* están geográficamente ampliamente distribuidos. En Brasil se encontraron *Camallanus anabantis* en *Anabas testudineus*¹¹, y *Camallanus tridentatus* en *Osteoglossum bicirrhosum* y *Arapaima gigas*¹⁵. Su prevalencia es variada, puede alcanzar el 2.6% en *Xiphophorus maculatus*³³, y hasta el 83.3% en *Poecilia reticulata*¹⁹. Las diversas infestaciones por *Camallanus cotti*, parecen ser resultado de la diseminación del hombre, debido al extenso comercio de peces ornamentales, este fenómeno fue originalmente descrito en peces de agua dulce nativos de Japón²¹.

Ciclo de Vida

Es un parásito de peces asiáticos, con ciclo de vida indirecto y no es obligado su paso por un huésped intermediario, siendo factible la infestación de forma directa o indirecta a través de copépodos²³. El ciclo de vida de este nematodo pasa por cuatro fases larvarias (Figura 4), la primera es de vida libre, la segunda y tercera consta de una serie de mudas, durante las cuales, infestan al hospedero intermediario, que es un crustáceo, y la cuarta, consiste en una última muda que tiene lugar en el hospedero final, el pez³. Los hospederos intermediarios son principalmente copépodos y



anfípodos, sin embargo, aún no se ha observado que *Daphnia* porte el parásito. Normalmente, en la artemia no se ha observado dicho parásito ya que éstas se crían en ambientes de alta salinidad, la cual, el género *Camallanus* no tolera¹⁷.

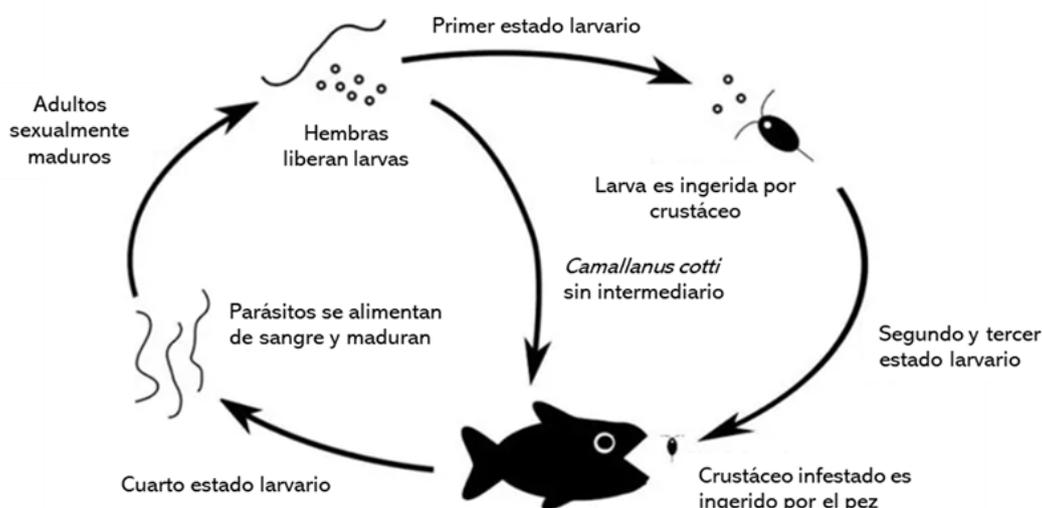


Figura 4. Ciclo de vida de *Camallanus cotti*, modificado de Camallanus Worms Life Cycle: <https://be.chewy.com/how-to-treat-and-prevent-camallanus-worms-in-aquarium-fish/>

Después del apareamiento, las hembras maduras comienzan su ciclo produciendo una gran cantidad de larvas de primera etapa, dichas larvas se depositan en el sustrato, y realizan movimientos atractivos con el fin de engañar a los pequeños crustáceos para que éstos se las coman. Una vez que esto sucede, las larvas se mueven hacia el intestino del hospedero, donde se alimentan y crecen¹⁸. Dentro de aproximadamente una semana, habrán mudado dos veces para formar larvas inactivas de tercera etapa dentro del hospedero. Si el crustáceo infestado es ingerido por un pez, las larvas se vuelven activas y comienzan a alimentarse nuevamente, eventualmente, mudan dos veces más para formar los gusanos adultos sexualmente activos y maduros. La duración del ciclo de vida depende de la temperatura y de las diferentes especies de



Camallanus, pero en el caso particular de *Camallanus cotti*, demora menos de un mes a 25°C²².

La mayoría de las especies de *Camallanus* no pueden completar su ciclo de vida sin un hospedero intermediario, pero *Camallanus cotti* es inusual, al poder omitir esta etapa, debido a que las hembras maduras producen larvas de primera etapa que pueden sobrevivir durante más de tres semanas en el ambiente externo del huésped, y su comportamiento de atracción del intermediario no impide la transmisión directa al huésped final del pez²¹. Las posibles vías incluyen el canibalismo y la ingestión de heces producidas por peces infestados. Las lesiones causadas por este parásito son principalmente la destrucción del epitelio columnar de la capa de mucosa del intestino. En algunos casos, la penetración profunda en la pared intestinal produce ulceración rodeada por el tejido granulomatoso y fibrosis. Debido a las lesiones producidas, se pueden presentar infecciones bacterianas secundarias complicando el estado de salud del pez²⁶.

Descripción

Son nematodos medianos con cutícula transversalmente estriada y una gran cápsula bucal de color naranja-marrón, típica del género. La abertura de la boca tiene forma de ranura, y está rodeado por cuatro papilas cefálicas y dos papilas olfativas laterales. Una pieza de gran tamaño constituida por tres dientes, solo superando moderadamente el borde posterior de la cápsula bucal, y el poro excretor se localiza ligeramente posterior al nivel del anillo nervioso²⁷.



Macho

La longitud del cuerpo va de 3.440 a 6.940 mm, con un ancho máximo de 0.171 a 0.376 mm, la cápsula bucal que incluye un anillo basal es de 0.083 a 0.165 mm de largo, y ancho de 0.076 a 0.189 mm. La pieza localizada en la boca de tres dientes tiene una longitud de 0.065 a 0.093 mm^{7,9}.

Hembra

La longitud corporal es de 7.429 a 14.860 mm, ancho máximo de 0.293 a 0.672 mm. La capsula bucal de 0.132 a 0.266 mm de largo, y de 0.122 a 0.312 mm de ancho, incluyendo un anillo basal de 0.023 a 0.093 mm de largo. La capsula bucal cuenta con 14 a 19 crestas longitudinales. La pieza de tres dientes tiene 0.072 a 0.122 mm de largo. El anillo nervioso de 0.240 a 0.249 mm del extremo anterior. Son ovovivíparas, y se puede observar al microscopio, en el útero la presencia de huevos y larvas de primer estadio en su interior, éstas últimas miden 0.240 a 0.816 mm de largo, y tienen un poro anal en la terminación caudal^{7,9} (Figura 5).

Hembra: diferencias entre las especies

De acuerdo con la literatura consultada, las hembras difieren en sus estructuras de acuerdo con la especie a la que pertenecen (Figura 6). Estas diferencias en las estructuras internas permiten la identificación de los especímenes.



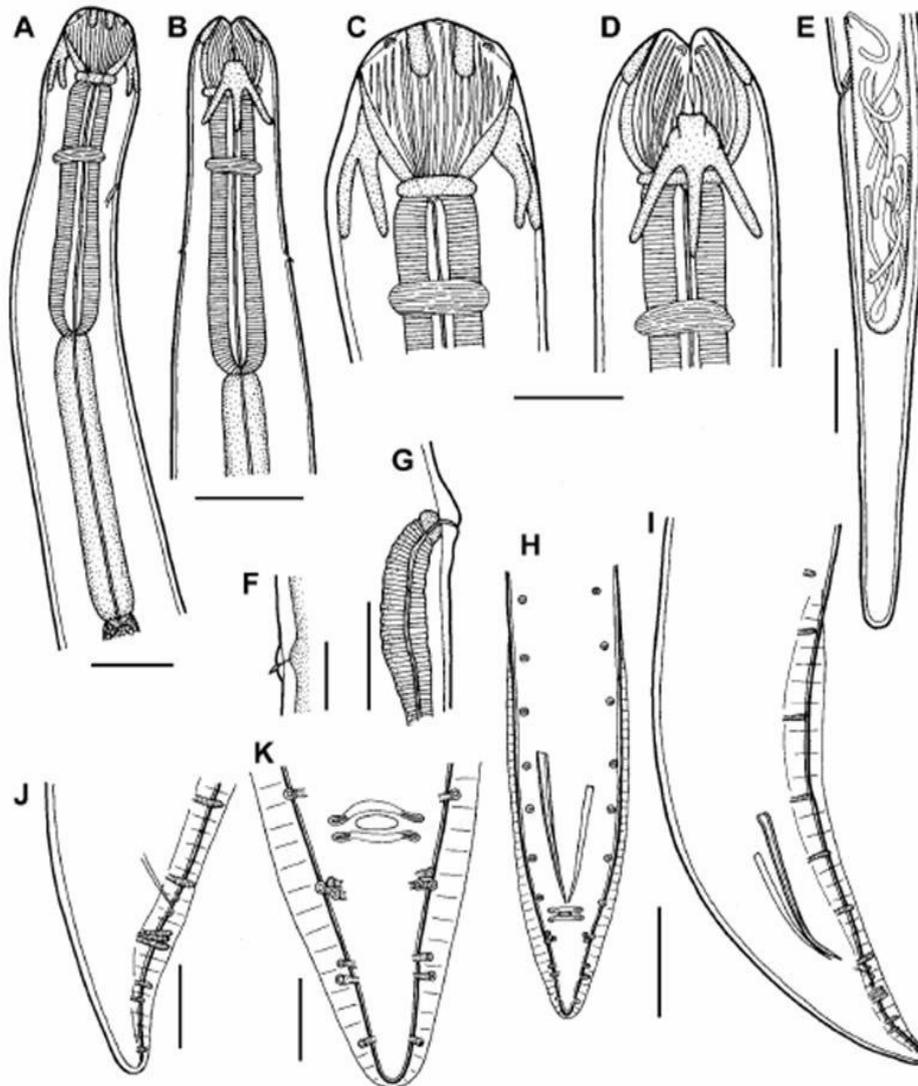


Figura 5. *Camallanus cotti* Fujita, 1927, infestando adultos de *Awaous guamensis*, localizados en Nueva Caledonia (territorio francés). A, B - extremo anterior de hembras grávidas, vistas lateral y dorsoventral; C, D - cápsula bucal, vistas lateral y dorsoventral; E - cola de hembra grávida, vista lateral; F - órgano sensitivo, vista lateral; G - vulva, vista lateral; H, I - extremo posterior de macho, vistas ventral y lateral; J, K - cola de macho, vistas lateral y ventral. Barras de escala: A, B, E = 0.20 mm; C, D, G-I = 0.10 mm; F = 0.02 mm; J = 0.05 mm; K = 0.03 mm (27).



Hembras de diferentes especies del género *Camallanus*

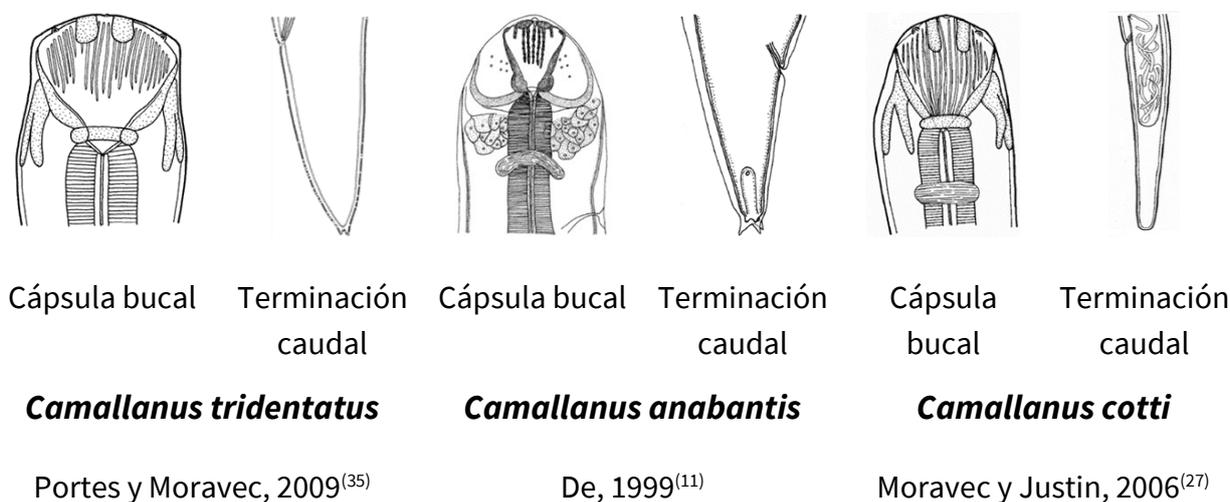


Figura 6. Cápsula bucal y terminación caudal de hembras de tres especies diferentes de *Camallanus*.

Especies de peces afectadas y signología

Es un parásito intestinal de peces tropicales, con frecuencia presente en acuarios. Puede afectar a una gran variedad de especies de peces como esturiones, killis, bagres, coridoras, carpas, pez dorado, gobios, percas, guppys, rayas de agua dulce y salmón²⁷. Este nematodo tiene en el extremo anterior un órgano de raspado que utiliza para perforar la pared intestinal y proporcionar anclaje para el mismo, debido a que se alimentan de la sangre de los peces.

Las infestaciones ligeras de los gusanos *Camallanus* son muy difíciles de identificar, ya que sólo se manifiestan cuando los propietarios detectan la falta de hambre y la presencia de gusanos rojos parecidos a hilos que “emergen del pez”. Las hembras grávidas de color rojo sobresalen del ano del ejemplar cuando liberan larvas en el agua. La porción posterior de estos gusanos se puede ver frecuentemente “colgando del orificio anal” de los peces, de acuerdo con lo descrito por los dueños de



acuarios, este hallazgo se considera importante y un problema característico crónico de presencia del parásito⁴⁰. Es de conocimiento común en la acuariofilia que la excreta de heces blanquecinas está asociada a la presencia de parásitos gastrointestinales, y el aspecto rojizo del gusano es debido a que se alimenta de la sangre del pez³⁸ (Figura 7).

Lesiones

La infestación del género *Camallanus* produce graves lesiones intestinales, principalmente la destrucción de la mucosa rectal del pez, así como, penetración en la pared intestinal causando úlceras y fibrosis⁷.

Tratamientos que pueden ser utilizados en Camallanosis

- Mebendazol: 20mg/kg VO, cada 72 hrs durante 3 tratamientos⁸.
- Levamisol: 1-2 mg/L en baño de 24 hrs⁸.



Figura 7. Adultos de *Camallanus cotti* y excreta blanquecina (heces) asociada a parásitos.



TÉCNICAS DE IDENTIFICACIÓN DE PARÁSITOS

Existen diversas técnicas para identificar las especies de parásitos que infestan a los organismos acuáticos. En la siguiente tabla, se pueden observar las más utilizadas en productos pesqueros.

Tabla 1. Técnicas de identificación de parásitos en productos pesqueros²⁴.

Técnicas visuales	
Examen visual simple	Es la técnica más sencilla, ya que nos permite observar de forma rápida la presencia de parásitos principalmente externos.
Transiluminación	Es rápida y de bajo costo, consiste en colocar bajo luz blanca o UV la muestra, no requiere de equipo ni personal especializado, sin embargo, tiene baja eficacia, ya que la detección siempre estará condicionada por la muestra.
Microscopía	Mayormente empleada, la efectividad del diagnóstico depende de la técnica de examen y la experiencia, debido a la gran similitud entre los huevos de los diferentes parásitos.
Técnicas inmunológicas y moleculares	
Métodos inmunológicos	ELISA por siglas en inglés (Enzyme Linked ImmunoSorbent Assay), es un procedimiento de ensayo inmunoenzimático, se basa en la detección de antígeno empleando anticuerpos marcados con una enzima que, al reaccionar con esta, se obtiene un producto coloreado, lo que indica la presencia del antígeno, se utiliza para su lectura un espectrofotómetro.
Métodos moleculares	Reacción en cadena de la polimerasa (PCR), es una técnica que consiste en la amplificación de una sección de ADN específico de forma <i>in vitro</i> , es necesario conocer la secuencia de dicha sección a amplificar.



CASO CLÍNICO

A continuación, se presenta el caso de un paciente de la especie Pez Óscar (*Astronotus ocellatus*), en el año 2018.

Historia Clínica

El propietario refiere que, el ejemplar fue adquirido en una tienda especializada en mascotas, en la ciudad de Irapuato, Guanajuato. El pez, fue aclimatado mediante el método de goteo para minimizar el estrés provocado por el transporte y el cambio de parámetros fisicoquímicos del agua, para ello, fue colocado en un contenedor plástico y mediante una venoclisís modificada fue introducida, al contenedor referido, agua del acuario que recibiría al paciente.

El dueño menciona que, el ejemplar desde el proceso de aclimatación se mostró apático e inapetente, al principio se sospechó que dicho comportamiento se debía a su reciente introducción a su nuevo espacio. Sin embargo, con el paso de los días, el paciente no mostró curiosidad por merodear el área (comportamiento natural esperado en la especie), ubicándose siempre en el fondo del acuario (Figura 8), por lo que el propietario tomó la decisión de trasladarlo a otra pecera, donde ya se contaba con otro ejemplar de *Astronotus ocellatus* de mayor tamaño, por 5 centímetros.





Figura 8. Paciente en el acuario en solitario.

Para evitar que el pez fuera molestado por el otro ejemplar, por lucha territorial, fue colocada una división en el acuario (Figura 9), la cual, no impedía la vista entre los individuos, donde se esperaba que al no encontrarse “sólo” mostrara curiosidad y cambiara su comportamiento.



Figura 9. Paciente en el acuario con división.



Sin embargo, el pez continuó apático e inapetente, a pesar de que fue ofrecido alimento balanceado específico para la especie. Posteriormente, el propietario menciona que comenzó a notar que el ejemplar defecaba de forma anormal, excretando “heces blanquecinas” asociando este hecho a “que el pez no quería comer”. Una semana posterior a su adquisición, se reporta que al pez le salían unas “puntas o hilos rojizos del ano”, y procede a llevarlo a consulta. Para ello, se realiza un examen físico, diagnóstico y tratamiento que a continuación se describen.

Examen Físico

Al recibir al paciente, se inspeccionó a través de la bolsa plástica en la que fue transportado, logrando observar la presencia de las puntas o hilos rojos presentes en el ano referidas por el propietario (Figura 10). Posteriormente, se realizó un examen físico fuera de la bolsa, donde el ejemplar fue colocado en un recipiente plástico transparente con el agua de transporte. A la revisión, no se encontraron lesiones visibles, ni presencia de parásitos externos. Se observó piel, escamas, aletas, ojos, opérculos y branquias integrales.



Figura 10. Paciente con presencia de “hilos rojos” referidos por el cliente en el ano del pez.



Lista de problemas

Se identificaron los siguientes signos:

1. Hilos rojizos en el ano
2. Apatía
3. Comportamiento anormal
4. Inapetencia
5. Heces blanquecinas

Lista Maestra

Hilos rojizos en el ano (2, 3, 4, 5 de la lista de problemas).

Diagnósticos Presuntivos

Por el comportamiento del paciente y de acuerdo con el listado de problemas que presentó, se contemplaron los siguientes diagnósticos presuntivos:

1. Infestación por *Hexamita*
2. Infestación por *Camallanus*

Plan Diagnóstico

Se procedió a sedar al paciente utilizando aceite esencial de clavo (60 μL por L^{-1} agua del acuario) y se recolectaron del ano los “hilos rojos” (Figura 11), observándose en un microscopio estereoscópico, y tomando fotografías con barras de escala.



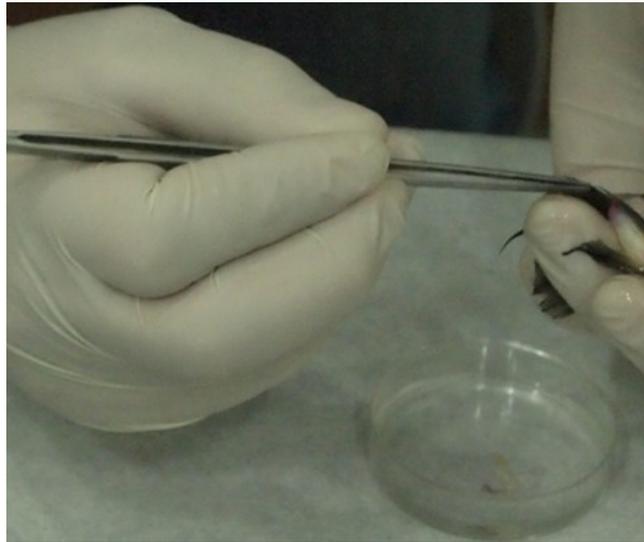


Figura 11. Extracción de las muestras directo del ano del paciente.

Diagnóstico

Fueron colectados 5 ejemplares (gusanos) del paciente, procediendo a su identificación. Un punto clave fue la presencia de los parásitos expuestos al exterior en el orificio anal, debido a que es un comportamiento característico del género *Camallanus*, además, este nematodo puede prescindir del huésped intermediario, produciendo larvas de primera etapa. Al observar a los especímenes al microscopio y de acuerdo con Moravec y Justine (2006)²⁷, fueron identificados como adultos de *Camallanus cotti*, en particular, por las estructuras de la cápsula bucal y terminación caudal características de la especie (Figura 12).



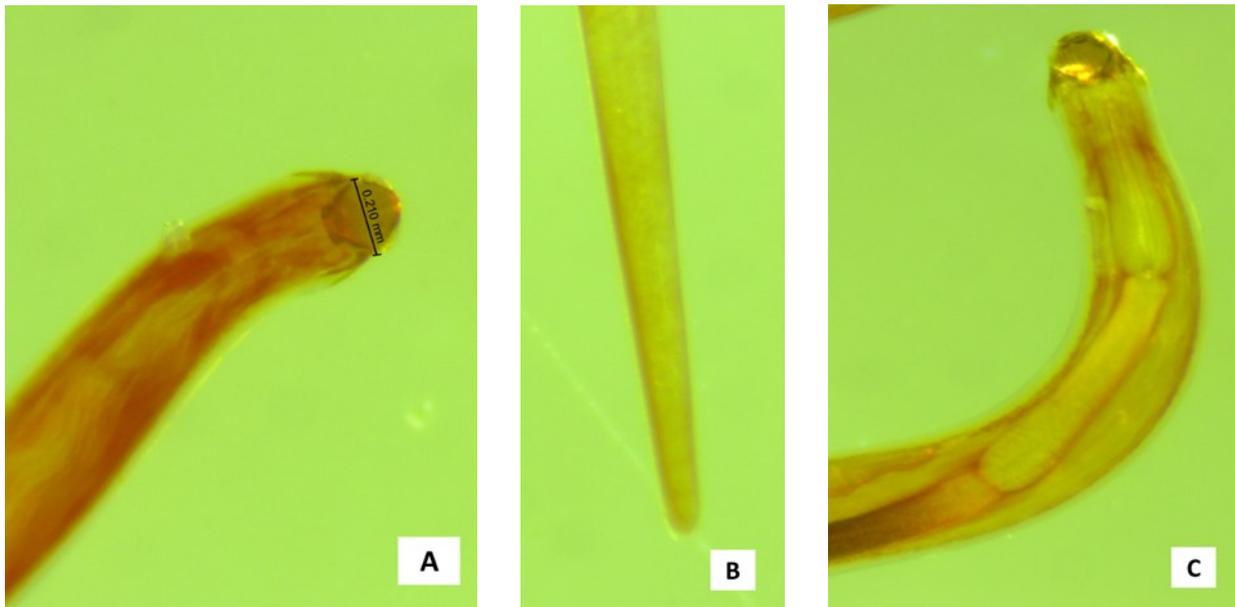


Figura 12. Estructuras de *Camallanus cotti*. **A:** cápsula bucal; **B:** terminación caudal; **C:** estructuras esofágicas.

Es importante mencionar que los nematodos fueron identificados como hembras adultas, donde se logró observar una estructura que concuerda con el poro excretor de acuerdo con lo reportado por Moravec y Justine (2006)²⁷, (Figura 13), larvas en su interior (Figura 14) y larvas liberadas al medio (Figura 15).





Figura 13. Hembra de *Camallanus cotti*, el recuadro indica el poro excretor.



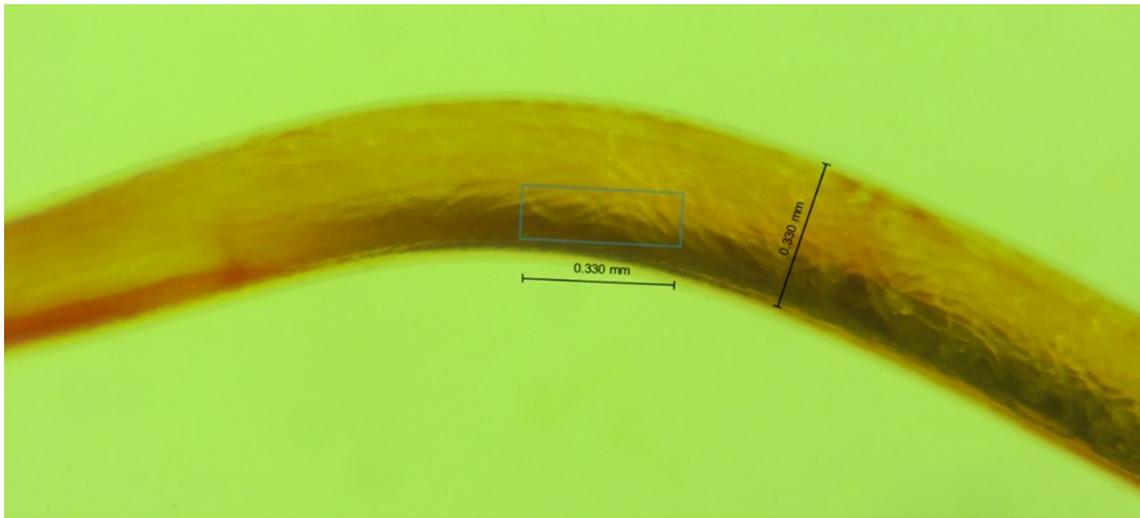


Figura 14. Sección de hembra grávida de *Camallanus cotti*, el recuadro indica una larva.

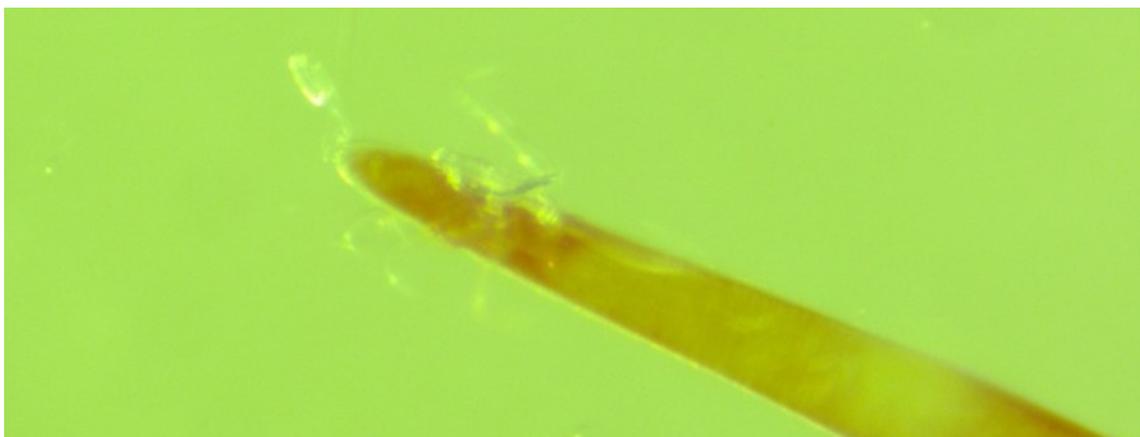


Figura 15. Larvas liberadas al medio por hembra de *Camallanus cotti*.

Plan Terapéutico

- A. Se separó al paciente en un acuario para realizar un tratamiento general. Se aumentó la temperatura del agua a 30°C y fue retirado el carbón activado del filtro. Se procedió a medicar con mebendazol a razón de 20 mg/kg de peso vivo húmedo (Vermicell), administrándolo en el alimento (balanceado para la especie), junto con extracto de ajo (Garlic guard de SEACHEM), como estimulante del sistema inmune y del apetito. El desparasitante se disolvió en dicho extracto y posteriormente, se le agregó el pellet, dejándolo 2 horas para que fuera



absorbido por este. Después, fue ofrecido al pez. Debido a que el ejemplar continuaba con inapetencia, rechazando el alimento ofrecido se decidió utilizar otro medicamento, modificando el plan original.

- B. Fue administrado al agua del acuario, 2 mg/L de levamisol (Ripercol L 12%). A las 24 horas, se procedió a realizar un sifoneo del fondo, con el objetivo de retirar la materia orgánica presente, entre la cual, se observaron algunos parásitos. Posteriormente, a los 15 días, se procedió a repetir el procedimiento. Debido a la fotosensibilidad del levamisol⁴, fue procedió a cubrir las paredes del acuario durante las 24 horas que duró la exposición del pez al medicamento.

Resolución del caso

Posterior al tratamiento con levamisol, el paciente mejoró notablemente en su comportamiento, mostrándose más curioso de su entorno y comenzó a ingerir alimento en poca cantidad, el cual, era remojado en el extracto de ajo para estimular el apetito. En cuando a comportamiento el paciente aún se mostraba un poco tímido. Sin embargo, a pesar de la mejoría observada, el paciente murió a los pocos días. No se realizó la necropsia debido a que el propietario no accedió a ello.

Discusión

Los nematodos localizados en el paciente del presente caso fueron identificados como hembras adultas de *Camallanus cotti*, debido a que las estructuras distinguidas, y mediciones obtenidas por medio del estereoscopio corresponden a lo reportado previamente^{7,9,27}. El levamisol, es utilizado como desparasitante e inmunoestimulante no específico, este medicamento, mata a los adultos de los nematodos, pero no afecta a las larvas, debido a que éstas no son hematófagas, tampoco afecta a los huevos²⁹. Es



altamente soluble en agua⁴, siendo metabolizado en el hígado del pez y excretado por medio de la orina, y actúa causando parálisis en el gusano, interfiriendo en el metabolismo de los carbohidratos inhibiendo las enzimas fumarato reductasa y succinato oxidasa⁴¹. Por su fotosensibilidad a la luz⁴, es recomendable tapar el acuario de tratamiento al momento de utilizar levamisol, además, se debe contar con un área de cuarentena y de ser necesario, dar el tratamiento a los ejemplares recién adquiridos, previo a la introducción al acuario comunitario.

En un estudio evaluaron los efectos del levamisol en el nematodo *Anguillicola crassus*, siendo efectivo en un baño de agua dulce utilizando un 1 mg/L, durante 24 h³⁹. Siendo una dosis muy similar a la utilizada en el presente caso (1 a 2 mg/L)⁸. En otro estudio, realizado en *Gasterosteus aculeatus* infestados con *Gyrodactylus aculeati*, fue efectivo el uso del levamisol utilizando baños a una concentración de 20 a 50 µg/L durante 120 min. Debido a que daña el tegumento del parásito, es probable que la dosis necesaria para tener un efecto sea menor, en particular, porque este parásito es un platelminto monogéneo externo, que daña la piel del pez³⁷. En otro estudio donde el levamisol fue administrado de forma oral en ratas sanas, a dosis de 2.5 mg/kg de peso vivo, el pico de nivel plasmático fue observado a las 2 horas (0.05 a 0.07 µg/mL), y el metabolito hidroxilevamisol fue identificado en la orina¹. Los peces de agua dulce pueden absorber minerales de su ambiente acuático como P, Mg, Mn, Fe, Cu, Se, I y Zn, sin importar si son o no ingeridos en el alimento, ya que este fenómeno depende de la concentración de estos elementos en el agua, debido a que ingresan al animal cuando esta agua pasa a través de las branquias¹⁰.

Las branquias de los peces son un órgano multifuncional responsable de la respiración, la osmorregulación, el equilibrio ácido-básico, la excreción de nitrógeno, y el metabolismo de hormonas circulantes. Poseen dos o más sistemas de microcirculación de sangre que favorece estas actividades al constituir una de las más complejas redes vasculares encontradas en cualquier vertebrado. Existen



interrelaciones entre las vías vasculares (factores que rigen la distribución del flujo) y las características físicas de los propios vasos. Anatómicamente, las branquias cuentan con diversos vasos sanguíneos y diversas funciones fisiológicas, las células pilares, son exclusivas de las branquias de los peces y forman el tejido de revestimiento de las vías respiratorias y vasculares³⁰.

El tejido epitelial de las branquias contiene una variedad de sistemas bioquímicos que regulan y afectan el intercambio de diversas moléculas entre la sangre y el agua que pasa a través de ellas. Como parte de la fisiología, existen sitios en la membrana celular donde se realizan diversos intercambios como transporte de proteínas y iones. Estos sitios son puntos de ingreso de diferentes sustancias químicas presentes en el agua, y debido a ello, el ambiente adyacente al epitelio branquial puede tener diferencias con los solutos, debido a que también se llevan a cabo los procesos de intercambio gaseoso y excreción de amonio. Por lo tanto, no es raro encontrar la superficie del epitelio de las branquias con un pH diferente al agua donde está inmerso el pez¹³.

Por lo anterior expuesto, es lógico pensar que una vez disuelto el levamisol en el agua del acuario, sea factible que éste pueda pasar al endotelio vascular presente en las branquias de los peces, y de esta forma, llegar desde el exterior al torrente sanguíneo del paciente bajo tratamiento. Una vez presente el levamisol en la sangre circulante, los *Camallanus cotti* se alimentan de dicha sangre y de esta forma, es factible que absorban el medicamento, provocando la muerte de los parásitos. Es importante mencionar que, la infestación produce graves lesiones intestinales, principalmente la destrucción de la mucosa rectal del pez, así como, penetración en la pared intestinal causando úlceras y fibrosis⁷. Por lo cual, es probable que, aunque el paciente haya mostrado ligera mejoría y aceptó el alimento suministrado después de la primera administración del medicamento, es posible que el daño provocado en el tracto gastrointestinal no



permitiera la correcta absorción de los nutrientes, provocando un quiebre de los mecanismos fisiológicos comprometidos y, por ende, la muerte.

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

Debido a la gran demanda en el comercio de peces, es indispensable implementar medidas preventivas como es la cuarentena, ya que, de esta forma, se disminuye el riesgo de continuar diseminando agentes patógenos. Las parasitosis son muy comunes en los peces de ornato, y desafortunadamente muchos de ellos mueren por infestaciones en el proceso del cultivo, transportación, compra, segunda transportación y aclimatación al acuario o estanque donde finalmente vivirán. En numerosas ocasiones al adquirir peces, los propietarios tienen carentes medidas de seguridad (cuarentena) e higiene, y éstos se llevan a cabo sólo en algunos establecimientos de comercialización. Es importante al momento de adquirir alguna especie acuática de ornato, observar su comportamiento y su condición general. Si algún pez presenta anomalías externas (podredumbre de aletas, deformaciones o heridas) o parásitos externos visibles (Ich, piojos de agua, gusanos ancla, etc.), o se desconocen las medidas de bioseguridad del establecimiento de venta o el tiempo que éstos llevan ahí, es mejor no adquirir el ejemplar. Además, en caso de comprar un pez de ornato, siempre es recomendable contar con un acuario de cuarentena que nos permita el tratamiento preventivo y la observación de los animales, antes de su introducción al acuario o estanque comunitario.



REFERENCIAS

1. Aden Abdi Y, Gustafsson LL, Ericksson O y Hellgren U. (2003). Handbook of drugs for tropical parasitic infections. 2 ed. Taylor and Francis. Inglaterra. Pp: 74-77.
2. Aguirre MAR y Mendoza AR. (2009). Especies exóticas invasoras: impactos sobre las poblaciones de flora y fauna, los procesos ecológicos y la economía. En: Capital natural de México, Vol. II: Estado de conservación y tendencias de cambio. CONABIO, México. Pp: 277-318.
3. Alves DR, Luque JL, Paraguassu AR y Márques FA. (2000). Ocorrencia de *Camallanus cotti* (Nematoda: Camallanidae) parasitando o guppy *Poecilia reticulata* (Osteichthyes: Poeciliidae), from Brazil. Revista de Ciências da Vida. 22:77-79.
4. ANMAT. Administración Nacional de Medicamentos, Alimentos y Tecnología Médica. (2013). Farmacopea Argentina. 7ª ed., volumen 2. Argentina. Pp: 574.
5. Bianchi PM y Sperotti A. (2017). “Peces Rojos”. Editorial de Vecchi S.A. Pp: 96.
6. Bolaños L. (2009). El gran libro del Óscar. SEP-National Creative Registry. Estados Unidos. Pp: 93.
7. Caldas MR, Tortelly R, Tortelly-Neto R, Noronha D y Magalhães PR. (2006). *Camallanus cotti* Fujita, 1927 (Nematoda, *Camallanoidea*). Ornamental Aquarium Fishes: pathology and morphology. Memorias do Instituto Oswaldo Cruz. 101(6): 683-687.
8. Carpenter JW. (2006). Formulario de animales exóticos. 3era edición. Intermédica. Argentina. Pp: 14-15.
9. Caspeta MJM. (2010). Nemátodos parásitos de peces de agua dulce de México: clave de identificación, descripción y distribución de las especies. AGT y UAEM. México. Pp: 94-96.
10. Dabrowski K y Portella MC. (2005). Feeding Plasticity and Nutritional Physiology in Tropical Fishes. En: Val AL, Fonseca de Almeida VM y Randall DJ. (Eds). The physiology of tropical fishes. Elsevier, Estados Unidos. Pp: 203-205.
11. De N. (1999). On the development and life cycle of *Camallanus anabantis* (Nematoda: Camallanidae), a parasite of the climbing perch, *Anabas testudineus*. Folia Parasitologica. 46: 205-215.
12. Domínguez TA. (2001). Evaluación experimental del crecimiento de *Astronotus ocellatus* (Pez Óscar) alimentado con diferentes dietas, así como el análisis económico en su producción. Tesis de Licenciatura. FES-Zaragoza, UNAM. Pp: 42.
13. Erickson RJ, Nichols JW, Cook PM y Ankley GT. (2008). Bioavailability of chemical contaminants in aquatic systems. En: Di Giulio RT y Hinton DE. (Eds). The toxicology of fishes. Taylor and Francis. Estados Unidos. Pp: 13-15.
14. Evans BB y Lester RJG. (2001). Parasites of ornamental fish imported to Australia. Bulletin European Association Fish Pathology. 21: 51-55.



15. Ferraz E y Thatcher VE. (1990). *Camallanus acaudatus* sp. n. (Nematoda: Camallanidae) e uma descrição do macho de *Camallanus tridentatus* (Drasche, 1884), parasitas de peixes da Amazônia Brasileira. *Amazoniana*. 11: 135-145.
16. Hoff HH. (1996). Conditioning, spawning and rearing of fish with emphasis on marine clownfish. First Edition. Aquaculture Consultants Inc. Florida.
17. Jiménez GF, Galviz SL y Segovia SF. (1990). Parásitos y enfermedades de la lobina, *Micropterus spp*, Fondo Nacional para el Desarrollo Pesquero. Pp: 129.
18. Kelly R, Crites JL y Mergo JC. (1989). Comparative morphology of the first-stage larvae of two species of *Philometra* (Nematoda: Philometridae) and one species of *Camallanus* (Nematoda: Camallanidae) from Lake Erie fishes. *Ohio Journal Science*. 89: 70–73.
19. Kim JH, Hayward CJ y Heo GJ. (2002). Nematode worm infections (*Camallanus cotti*, Camallanidae) in guppies (*Poecilia reticulata*) imported to Korea. *Aquaculture*. 205: 231-235.
20. Kullander SO. (1986). Cichlid fishes of the Amazon River drainage of Peru. Swedish Museum of Natural History, Stockholm, Sweden. Pp: 394.
21. Levsen A. (2001). Transmission ecology and larval behavior of *Camallanus cotti* (Nematoda, Camallanidae) under aquarium conditions. *Aquarium Science Conservation*. 3: 315–325.
22. Levsen A y Berland B. (2002). Post-embryonic development of *Camallanus cotti* (Nematoda: Camallanidae), with emphasis on growth of some taxonomically important somatic characters. *Folia Parasitology*. 49: 231–238.
23. Levsen A y Jakobsen PJ. (2002). Selection pressure towards monoxeny in *Camallanus cotti* (Nematoda, Camallanidae) facing an intermediate host bottleneck situation. *Parasitology*. 124: 625–629.
24. MAAM. Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente. (2012). Guía sobre: Los principales parásitos presentes en productos pesqueros: técnicas de estudio e identificación. CECOPESCA. Pp: 34 - 36.
25. Martins ML, Ghiraldelli L y Gracia F. (2007). Experimental infection in *Notodiptomas sp.* (Crustacea: Calanoida) with larvae of *Camallanua sp.* (Nematoda: Camallanidae). *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*. 59: 382-386.
26. Meguid MA y Eure HE. (1996). Pathobiology associated with the spiruroid nematodes *Camallanus oxycephalus* and *Spinitectus carolini* in the intestine of green sunfish, *Lepomis cyanellus*. *Journal of Parasitology*. 82: 118-123.
27. Moravec F y Justine JL. (2006). *Camallanus cotti* (Nematoda: Camallanidae), an introduced parasite of fishes in New Caledonia. *Folia Parasitologica*. 53: 287–296.
28. Moravec F, Wolter J y Körting W. (1999). Some nematodes and acanthocephalans from exotic ornamental freshwater fishes imported into Germany. *Folia Parasitologica*. 46: 296-310.



29. Noga EJ. (2010). Fish disease: Diagnosis and treatment. Wiley-Blackwell Publishing. Estados Unidos. Pp: 75 y 225.
30. Olson KR. (1991). Vasculature of the fish gill: anatomical correlates of physiological functions. Journal Electron Microscopy Technology. 19(4): 389-405.
31. Page LM y Burr BM. (1991). A field Guide to Freshwater Fishes North America North of Mexico. Houghton Mifflin and Company. Pp: 432.
32. Petrovicky. (1990). "La Gran Enciclopedia de los Peces de Acuario". Ed. Susaeta, España. Pp: 500.
33. Piazza RS, Martins ML, Ghiraldelli L y Yamashita MM. (2006). Parasitic diseases of freshwater ornamental fishes commercialized in Florianópolis, Santa Catarina, Boletim do Instituto de Pesca. 32: 51-57.
34. Pimentel DS, McNair J, Janecka J, Wightman C, Simmonds C, O'Connell E, Wong L, Russel J, Zern T, Aquino T y Tsomondo T. (2001). Economic and environmental threats of alien plant, animal, and microbe invasions. Agriculture Ecosystems and Environment. 84: 1-20.
35. Portes, S.C y Moravec, F. 2009. *Camallanus tridentatus* (Drasche) (Nematoda: Camallanidae): new taxonomically important morphological data. Memórias del Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro. 104(1): 93-99.
36. Rigby MC, Font WF y Deardorff TL. (1997). Redescription of *Camallanus cotti* Fujita, 1927 (Nematoda: Camallanidae) from Hawai'i. Journal of Parasitology. 83(6): 1161-1164.
37. Schmahl G y Taraschewski H. (1987). Treatment of fish parasites. 2. Effects of praziquantel, niclosamide, levamisole-HCl, and metrifonate on monogenea (*Gyrodactylus aculeati*, *Diplozoon paradoxum*). Parasitology Research. 73(4):341-351.
38. Stumpp M. (1975). Untersuchungen zur Morphologie und Biologie von *Camallanus cotti* (Fujita, 1927). Revista de ciencia parásita. 46: 277-290.
39. Taraschewski H, Renner C y Mehlhorn H. (1988). Treatment of fish parasites. 3. Effects of levamisole HCl, metrifonate, fenbendazole, mebendazole, and ivermectin on *Anguillicola crassus* (nematodes) pathogenic in the air bladder of eels. Parasitology Research. 74(3): 281-289.
40. Van Rensburg BJ, Weyl OLF, Davies SJ, Van Wilgen NJ, Spear D, Chimimba CT y Peacock F. (2011). Invasive vertebrates of South Africa. En: Pimentel D. (Ed.). Biological invasions: Economic and environmental costs of alien plant, animal, and microbe species. CRC Press. Pp: 384.
41. Webster C. (2001). Clinical pharmacology. Teton Newmedia. Estados Unidos. Pp: 81.





Ilustración: <https://pixabay.com/>





Sobre los autores

Álvaro Santos Romo

Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste SC. Doctorado en Ciencias de la Ingeniería con especialidad en Ingeniería Ambiental por la Universidad de Sonora. Adicionalmente, cuenta con una Maestría en Ciencias de la Ingeniería con especialidad en Ingeniería Ambiental, también por la Universidad de Sonora. Su título de licenciatura es de Ingeniería Mecánica, obtenido por el Instituto Tecnológico de Hermosillo. Tiene experiencia en estudios de evaluación de calidad del aire para partículas sólidas totales, PM₁₀, NO_x y SO₂. Es competente en la caracterización fisicoquímica de partículas atmosféricas utilizando técnicas analíticas como SEM y EDS. Su conjunto de habilidades incluye extracción de ADN y análisis de PCR para la identificación de microorganismos asociados a partículas atmosféricas y en organismos y ambientes acuáticos. También cuenta con experiencia en estudios de calidad del agua. Actualmente, se desempeña como técnico del Laboratorio de Referencia, Análisis y Diagnóstico en Sanidad Acuícola en el Centro de Investigación Biológica del Noroeste, SC. Contacto: asantos04@cibnor.mx

Ana Carmela Puello Cruz

Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo AC, Coordinación Mazatlán en Acuicultura y Manejo Ambiental. Desarrollo de investigación en ciencia básica y aplicada en nutrición y alimentación para organismos marinos y dulceacuícolas (peces, crustáceos y anfibios). Docente de clases prácticas y técnicas sobre nutrición y alimentación en acuicultura. Estandarización de metodologías específicas para nutrición. <https://orcid.org/0000-0003-1902-5374> Contacto: puello@ciad.mx

Carlos Alfonso Álvarez-González

Universidad Juárez Autónoma de Tabasco. Especialista en Fisiología digestiva en organismos acuáticos, Profesor-Investigador Titular TC, SNI III y Perfil Deseable PRODEP. Líder del CA Consolidado “Biología y Manejo de Organismos Acuáticos” Hidrobiólogo (UAMI), MC y Doctorado en Ciencias Marinas por el CICIMAR-IPN. Colaborador de las revistas Hidrobiológica, Aquaculture, Journal of Microbiology and Biotechnology, Hidrobiología, Aquaculture Research, Aquaculture International, Journal of the World Aquaculture Society, entre otras. Ha participado en Proyectos CONACYT, PROMEP, Fundación Produce. Ha dirigido 24 tesis de licenciatura, 13 tesis de maestría y una de doctorado. Ha publicado 41 artículos en revistas



indexadas, 51 publicaciones de divulgación, 13 memorias en extenso, 15 capítulos de libro, 4 libros y presentado sus investigaciones en más de 127 eventos científicos nacionales e internacionales. Ha colaborado en la detección de *Brucella melitensis* en el género Poblana. Contacto: alvarez_alfonso@hotmail.com

Carlos Rosas Vázquez

Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Ciencias, Unidad Multidisciplinaria de Docencia e investigación. La formación y trayectoria académica los llevó a cabo en la UNAM en donde obtuvo los grados de Licenciatura (1983), Maestría (1986) y Doctorado (1989). En el año de 1996 ingresó como profesor de carrera de la Facultad de Ciencias de la UNAM. Es fundador y primer coordinador de la Unidad Multidisciplinaria de Docencia e Investigación de la Facultad de Ciencias de la UNAM en Sisal Yucatán. Actualmente es Profesor de carrera Titular C, Nivel 3 del sistema nacional de investigadores, es el Coordinador del Laboratorio de Ecofisiología Aplicada de la Unidad Multidisciplinaria de Docencia e Investigación de la Sub-Dependencia de la Facultad de Ciencias de la UNAM en Yucatán. La actividad docente y de investigación las ha llevado a cabo dentro del área de la Biología Marina Experimental y en particular en el campo de la Ecofisiología aplicada a organismos de interés pesquero y acuícola. Ha formado estudiantes de licenciatura, maestría y doctorado y publicado más 200 trabajos referentes a distintos aspectos de la fisiología de crustáceos, moluscos y peces. Como producto de los trabajos realizados en el pulpo *Octopus maya* hoy en día se cuenta con dos patentes y una tecnología base para su cultivo, misma que se encuentra en proceso de transferencia a una cooperativa de pescadores en retiro en la comunidad de Sisal, Yucatán. Actualmente también participa en el observatorio ciudadano del agua de Yucatán, es miembro de la Academia Mexicana de Ciencias y del Cephalopod International Advisory Council. Contacto: crv@ciencias.unam.mx

Claudia Caamal Monsreal

Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Ciencias, Unidad Multidisciplinaria de Docencia e investigación. Bióloga, egresada del Instituto de Conkal, Yucatán; Maestra en Ciencias por el Posgrado en Ciencias del Mar y Limnología de la UNAM. Se desempeña como Técnica Académica Titular C de Tiempo Completo Definitiva en la UMDI, Facultad de Ciencias, UNAM-Sisal, siendo responsable del Laboratorio de Ecofisiología Aplicada. Especialista en el manejo y cultivo del cefalópodo *Octopus maya*, tiene como línea de investigación la ecofisiología de otros organismos acuáticos (peces, moluscos y crustáceos), principalmente. Participa activamente en diversos proyectos de investigación, es coautora de publicaciones en revistas indexadas y capítulos de libro con IBSN. Cuenta con experiencia en la formación de



Sanidad y bienestar de animales acuáticos

recursos humanos en los niveles de bachillerato, licenciatura y posgrado, imparte cursos dentro del programa de Especialización en Producción Animal: Organismos Acuáticos de la Facultad de Medicina Zootecnia de la UNAM y en la Licenciatura en Manejo Sustentable de la Zona Costera (ENES-UNAM). Contacto: cpcm@ciencias.unam.mx

Cristina Pascual Jiménez

Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Ciencias, Unidad Multidisciplinaria de Docencia e investigación. Profesora Titular B en el Campus Sisal de la Facultad de Ciencias de la UNAM. Bióloga de formación por la Universidad Autónoma de Puebla, con Maestría y Doctora en Ciencias por el Posgrado de Ciencias del Mar y Limnología de la UNAM. Soy parte del Sistema Nacional de Investigadores, (Nivel II), y ha participado en Comités de Planes de Estudios de Licenciatura y Posgrado y en la impartición de cursos en ambos niveles. Interesada en los enfoques de salud y bienestar de organismos acuáticos, silvestres y cultivados, se considera una apasionada del mar con una fuerte convicción en que la educación y la investigación son las bases para el desarrollo social en armonía con los sistemas ambientales. Contacto: pascual.cristina@ciencias.unam.mx

Daniel Eduardo Corona Molina

Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste SC. Biólogo con especialidad en acuicultura por el Instituto Tecnológico del Valle del Yaqui Sonora. Tiene 20 años de experiencia en estudios de sanidad acuícola especialmente en las áreas de calidad de agua y diagnóstico de enfermedades con técnicas bacteriológicas y de biología molecular. Ha sido asesor y ha impartido cursos de capacitación a varios comités de sanidad acuícola de México. Ha sido parte fundamental en la formación técnica de profesionistas de las ramas de MVZ, Biología y Acuicultura. Ha publicado trabajos en revistas indizadas de nivel internacional y también ha generado publicaciones de divulgación. Actualmente, trabaja como técnico titular en el Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, SC. Contacto: dcoronado04@cibnor.mx

Diana Laura García Gómez

Actualmente, estudia el MSc Aquatic Veterinary Studies en la Universidad de Stirling. Es Médico Veterinario Zootecnista, graduada de la Universidad de Guanajuato, con una tesis laureada centrada en acuicultura. Durante su formación académica, ha realizado diversas prácticas en diagnóstico clínico y medicina preventiva en diversas especies, con un enfoque particular en el sector acuícola. Esta experiencia le ha permitido fortalecer sus habilidades en el manejo de especies acuáticas, salud animal, bienestar y control de enfermedades. Su enfoque profesional



Sanidad y bienestar de animales acuáticos

se basa en la ética, el compromiso con el bienestar animal y un constante proceso de aprendizaje. Contacto: diana.l.gg97@gmail.com

Eduardo Castañeda Ortega

Actualmente, se encuentra en Sealand Guadalajara desempeñando el puesto de responsable de área donde puede enseñar y guiar a nuevos colegas, asegurando la salud y el bienestar de los organismos. Se graduó de Medicina Veterinaria y Zootecnia en Universidad de Guanajuato, México. Durante sus estudios, su orientación fue hacia organismos acuáticos, realizó sus estancias profesionales en PIECEMO, de la UMDI, UNAM, ubicada en Sisal, Yucatán, donde trabajó con *Hippocampus erectus*, posteriormente, realizó una estancia de investigación en el Laboratorio de Acuicultura de la Universidad de Guanajuato. Trabajó en el Acuario del Bajío (hoy Sealand León, en Guanajuato), desempeñando el puesto de auxiliar de acuarística, cuya responsabilidad fue mantener en óptimas condiciones los sistemas con animales marinos como medusas, rayas, tiburones y peces. Contacto: e.castaneda_ortega@hotmail.com

Emyr Saul Peña-Marín

Instituto de Investigaciones Oceanológicas: Ensenada, BCN. Oceanólogo por la Facultad de Ciencias Marinas (UABC) Ensenada, BCN, Maestro en Oceanografía Costera (Instituto de Investigaciones Oceanológicas) Doctor en Ciencias con enfoque en Acuicultura (Unidad Mazatlán) Cátedra CONACyT en la UJAT, Investigador de TC (Acuicultura) UABC, SNI II, Perfil Deseable PROMEP. Especialista destacado en fisiología de peces, ha colaborado en la detección y aislamiento de *Brucella* en peces del género *Poblana*, así como, las investigaciones preliminares para su mantenimiento Ex situ. Contacto: ocemyr@yahoo.com.mx

Fernando Utrera Quintana

Benemérita Universidad Autónoma de Puebla. MVZ por la (BUAP) y Doctorado por el Colegio de Posgraduados Campus Montecillo. Cuenta con Perfil PRODEP. Padrón de Investigadores VIEP, Líder de CA, Actualmente, es director de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia Benemérita Universidad Autónoma de Puebla, especialista apícola, ha incursionado en investigaciones relacionadas con la interfaz parasito-ganado –humano entre otros. Contacto: fernando.utrera@correo.buap.mx



Israel Enrique Herrera Díaz

Universidad de Guanajuato. Ingeniero Civil por el Instituto Politécnico Nacional (IPN-ESIA); con maestría en ciencias con especialidad en hidráulica en 2004 por la misma institución obteniendo mención honorífica por el trabajo de tesis y doctor en ingeniería con especialidad en hidráulica por la Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM-DEPI) en 2009. Ha laborado en instituciones educativas (IPN, UNITEC, UVM y CIMAT) y de gobierno (IMP y SEMAR), así como empresas particulares dedicadas a proyectos y construcción. En los últimos años he publicado diversos artículos internacionales y nacionales en revistas JCR, participaciones en Congresos Nacionales e Internacionales, ha realizado diversos proyectos de investigación en diferentes instituciones públicas y privadas sobre los temas de transporte de sedimentos, sismología, simulación numérica de fenómenos del oleaje, hidrología e hidrodinámica de flujos a superficie libre, instrumentación, control y automatización de sistemas de tuberías para diferentes industrias y sistemas de riego, entre otros. Actualmente es profesor de tiempo completo en la Universidad de Guanajuato (UG) Campus Irapuato-Salamanca en el Depto. de Ingeniería Agrícola impartiendo diferentes asignaturas en 4 diferentes programas de la División de Ciencias de la Vida; profesor de la Universidad Quetzalcóatl en Irapuato en la Escuela de Ingeniería Civil, Gerente General en la Consultoría Proyectos de Ingeniería y Medio Ambiente PIMAS S.C. y asesor de proyectos de ingeniería en la empresa IBRIDO S.A. Contacto: eherrera@ugto.mx

Jhoana Díaz Larrea

Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Iztapalapa. Licenciada en Biología y Máster en Biología Marina por la Universidad de la Habana, Cuba. Doctora en Ciencias Biológicas por la Universidad Autónoma Metropolitana, México. Profesor-Investigador Titular del Depto. de Hidrobiología, UAM-I. Especialista en sistemática filogenética y biología molecular. Miembro del Sistema Nacional de Investigadores. Perfil deseable PRODEP dentro del Programa para el Desarrollo Profesional Docente, para el Tipo Superior. Sus colaboraciones principales han sido en la búsqueda y aislamiento del género *Brucella* en agua de lagos y anfibios nativos. Contacto: jhoanadiazl@gmail.com

Jorge Francisco Monroy López

Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la UNAM. Médico Veterinario Zootecnista y Maestro en Ciencias Veterinarias, ambos por la UNAM, Especialista en One Health por la Universidad de Copenhague en Dinamarca. Profesor Definitivo de tiempo completo en el área de Medicina Preventiva y Salud Pública de la FMVZ de la UNAM. Epidemiólogo certificado por CONCERVET No. De folio 2409002. Contacto: jfml@unam.mx



Jorge Hernández López

Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste S.C., unidad Hermosillo. Cuenta con un doctorado en Ciencias y especialización en sanidad acuícola, inmunología y bacteriología de crustáceos. Su trayectoria académica incluye la publicación de artículos indizados y de divulgación, así como la impartición de cursos sobre sanidad acuícola. Ha dirigido tesis de licenciatura, maestría y doctorado, contribuyendo significativamente a la formación de nuevos profesionales en el campo. Su experiencia se centra en la investigación de enfermedades en organismos acuáticos, especialmente en el cultivo de camarón. Es un miembro activo de sociedades científicas, incluyendo el Sistema Nacional de Investigadores y la Sociedad Mexicana de Bioquímica, y ha recibido múltiples premios y distinciones en congresos. Su trabajo aborda temas como la microbiología marina, la detección de patógenos y la mejora de la calidad en la acuicultura, consolidándolo como un referente en el ámbito de la sanidad acuícola y la gestión de la salud de organismos acuáticos. Contacto: jhlopez04@cibnor.mx

Juan Ricardo Cruz-Aviña

Benemérita Universidad Autónoma de Puebla. Hidrobiólogo (UAMI), Master y Doctor en Ciencias Ambientales, Área Medio Ambiente y Salud Pública (BUAP). Profesor Investigador TC (FMVZ-BUAP), Tecamachalco, Puebla, Miembro del SNI, Perfil deseable PROMEP, Eslabón Académico del Sistema Producto Trucha-Puebla. Premio al Mérito Hídrico (CONAGUA). Ha sido Subdirector de Acuicultura (SEDAGRO-EdoMex) y Subdelegado del CONACyT (EdoMex). Sus trabajos fundamentales son en Medicina de la Conservación (EZE-One Health) con énfasis en anfibios, reptiles y peces autóctonos. Otros temas de interés son Desarrollo Sustentable y la Educación Ambiental. Contacto: juan.cruzavina@correo.buap.mx

Lesset del Consuelo Ramos Ramírez

Ingeniero Bioquímico por el Instituto Tecnológico de Tepic 2000-2004. Maestría y Doctorado en Ciencias Ambientales, Área: Medio Ambiente y Salud, Benemérita Universidad Autónoma de Puebla 2014-2020. Profesor-Investigador, Unidad Académica de Ciencias Químico-Biológicas y Farmacéuticas de la Universidad Autónoma de Nayarit (UAN). Candidato al SNI. Miembro del NAB del posgrado en Ciencias Biomédicas y docente de este. Actualmente coordina un estudio sobre la calidad del agua y salinidad de suelos de la cuenca baja del Río San Pedro, Nayarit. Sus aportaciones fundamentales han sido el aislamiento y detección de Brucella en lagunas para uso agropecuario, peces (Tilapia) y agua marina. Además de manejo de residuos sólidos. Contacto: lesset.ramos@uan.edu.mx



Maite Mascaró Miquelajauregui

Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Ciencias, Unidad Multidisciplinaria de Docencia e investigación. Es una bióloga mexicana egresada de la Facultad de Ciencias de la UNAM, y Doctora en Biología Marina por la Universidad de Gales en el Reino Unido. Actualmente, es Profesor Titular de la Facultad de Ciencias en la UMDI-Sisal, donde desempeña tareas de investigación sobre la fisiología, ecología y conducta de organismos marinos de alto valor comercial o importantes para su conservación. De manera más específica, está interesada en las respuestas adaptativas tanto a condiciones ambientales (p. e. temperatura, salinidad, oxígeno disuelto, luz) como a interacciones intra e interespecíficas de distintas especies de crustáceos (especies del género *Typhlatya*), cefalópodos (*Octopus maya*), y los caballitos de mar (*Hippocampus erectus*). Tiene más de 25 años impartiendo asignaturas relacionadas con el diseño experimental y análisis de datos obtenidos en diversos contextos de investigación en ciencias ambientales, y ha dedicado una buena parte de su tiempo a desarrollar estrategias para la enseñanza de la estadística a estudiantes no-matemáticos. Contacto: mmm@ciencias.unam.mx

María Guadalupe Tenorio Arvide

Benemérita Universidad Autónoma de Puebla. Química Industrial (BUAP), Maestría y Doctorado en Ciencias Ambientales por la (BUAP), Posdoctorado Soil & Crop Sciences, Texas A&M University, USA Área de aplicación y generación del conocimiento: Evaluación y Manejo de los Recursos Naturales, Línea de Investigación Geoquímica Ambiental, Profesor Investigador de TC. Miembro del SNI, Perfil deseable PROMEP, Padrón de Investigadores VIEP, Líder de CA., Ha colaborado en investigaciones relacionados a nuevos nichos y hospederos del género *Brucella*, incluido el suelo. Contacto: tenorio.arvide@correo.buap.mx

Pablo Almazán Rueda

Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo A.C., Coordinación Mazatlán en Acuicultura y Manejo Ambiental. Profesor Investigador Titular C. Doctorado en Ciencias. Wageningen University, Países Bajos (Holanda). Área de interés: Comportamiento de organismos acuáticos en sistemas de producción. Línea de Investigación: Estrés y comportamiento en Peces. Contacto: almazan@ciad.mx

Patricia Mora Medina

Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán de la Universidad Nacional Autónoma de México. Es Médica Veterinaria Zootecnista, Maestra en Ciencias Veterinarias y Doctora en Ciencias



Sanidad y bienestar de animales acuáticos

Biológicas y de la Salud. Es Profesora de tiempo completo en la Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán en el área de Bienestar Animal y Calidad de Alimentos de Origen Pecuario. Cuenta con el nivel I dentro del Sistema Nacional de Investigadores. Ha publicado 84 memorias, 65 artículos arbitrados internacionales. Es Coautora en 33 capítulos de ocho libros. Ha publicado 48 artículos en revistas de difusión y técnico científicas. Ha dictado más de 300 eventos académicos de actualización nacionales e internacionales relacionados con los temas de epidemiología, bienestar animal, calidad e inocuidad alimentaria. Contacto: morapat@cuautitlan.unam.mx

Pedro J. Albertos Alpuche

Universidad de Guanajuato. Es Médico Veterinario Zootecnista, graduado de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Autónoma de Yucatán, México y estudios de posgrados en los Estados Unidos. Es especialista en Sistemas de Producción Animal y Medicina de Animales de Laboratorio, con 8 años de experiencia en la crianza de hámsteres, ratas y ratones y 15 como Asesor de Producción de diferentes especies. Fue jefe de investigación y desarrollo para una empresa productora de cerdo en la Península de Yucatán (1991-1995) y se ha desempeñado como catedrático a nivel superior en diferentes universidades en México desde 2003. En el área acuícola, ha sido asesor de producción para granjas de diferentes especies de consumo y de ornato, al mismo tiempo, ha diseñado e implementado sistemas de recirculación de agua para acuicultura y maricultura. Desde el año 2008, ha diseñado y desarrollado sistemas acuapónicos para diferentes especies acuáticas y vegetales. Desde el 2011, se desempeña como catedrático en el programa de Medicina Veterinaria y Zootecnia y colabora en las líneas de investigación de acuicultura, bienestar en animales acuáticos y sistemas acuapónicos en el Laboratorio de Acuicultura del Campus Irapuato-Salamanca de la Universidad de Guanajuato. Contacto: palbertos@ugto.mx

Pedro Pablo Gallardo Espinosa

Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Ciencias, Unidad Multidisciplinaria de Docencia e investigación. Profesor titular B de TC de la UNAM, Facultad de Ciencias en la UMDI en Sisal, con experiencia en Nutrición de organismos acuáticos. Pertenece al SNI nivel 1. Egresado de la carrera de Biología de la Facultad de Ciencias de la UNAM, con Maestría en Manejo de sistemas y Recursos Acuáticos de la UNAM y Doctorado en Ciencias del Mar y Limnología, UNAM. Estancia posdoctoral sobre Química de Alimentos en Facultad de Química, UNAM. Participación en 11 cursos de licenciatura y 10 de posgrado en los últimos 20 años. Investigación ligada al desarrollo de biotecnología con énfasis en la Nutrición y Tecnología de alimentos acuícolas y Aprovechamiento de desechos de la pesca dirigidos a la obtención de



nutrientes y aditivos para acuicultura. Colaboración con centros de investigación nacionales y extranjeros. Actualmente, en colaboración con el Instituto Español de Oceanografía de Vigo, España, para el desarrollo de alimentos dirigidos al cultivo de pulpo. Cuenta con más de 35 publicaciones científicas y capítulos de libro. Dirigido más de 15 proyectos de investigación y alumnos de licenciatura y posgrado. Autor y coautor de diversos artículos y publicaciones en revistas indexadas y revisor de revistas especializadas en acuicultura y más de 80 presentaciones en congresos nacionales e internacionales. Coinventor de la patente “Formulación alimenticia para animales acuáticos” otorgada por el IMPI a la UNAM en 2016. Participación como coordinador del Laboratorio de Bioquímica, Inmunología y Biología Molecular de la UMDI- Sisal y del comité académico de la Licenciatura en Manejo Sustentable de las Zonas Costeras. Contacto: ppge@ciencias.unam.mx

Romina García Aguirre

Universidad de Guanajuato. Bióloga guanajuatense, egresada de la licenciatura en Biología Experimental de la División de Ciencias Naturales y Exactas, de la UG. Realizó una estancia profesional en el Laboratorio de Acuicultura perteneciente al Departamento de Veterinaria y Zootecnia, de la División de Ciencias de la Vida, de la misma institución. En dicho periodo, dentro de un invernadero bajo un esquema de cultivo protegido, desarrollo actividades como: el mantenimiento, construcción y/o adaptación de sistemas de recirculación acuícola y soportes de vida; y el mantenimiento, cuidado y manejo de organismos acuáticos y hortalizas. Así mismo, desarrollo un proyecto de investigación titulado “Efecto del tiempo de retención hidráulico en el cultivo acuapónico de la acelga (*Beta vulgaris* Cicla) y la carpa koi (*Cyprinus carpio* Koi)”, con el cual obtuvo el acta de grado de la licenciatura. Contacto: r.garciaaguirre@ugto.mx

Rosario Martínez Yáñez

Universidad de Guanajuato. Es Médico Veterinario Zootecnista, con una Maestría en Producción Animal Tropical y un Doctorado en Ciencias Agropecuarias, ambos con Especialidad en Nutrición Animal. Creadora del abordaje EPI-DOM: guía metodológica para la evaluación integral del bienestar animal. Miembro del Sistema Nacional de Investigadores desde el 2012, actualmente es Nivel I. Desde 2011, es Profesor Investigador de la Universidad de Guanajuato (UG), actualmente es PTC Titular “A”. Desde su creación (2012), es Responsable del Laboratorio de Acuicultura de la UG, y del 2017 al 2021 fue directora del Departamento de Veterinaria y Zootecnia de la UG. Fue miembro del Comité Institucional de Bioética en la Investigación de la UG (antes CIBIUG, 2016 – 2017) y galardonada con el Premio Nacional de la Asociación Mexicana de Especialistas en Nutrición Animal (2011). Del 2018 a la fecha,



Sanidad y bienestar de animales acuáticos

Representante Institucional de la Universidad de Guanajuato ante el Instituto Mexicano de Investigación en Pesca y Acuicultura Sustentables (IMIPAS, México), vocal de la región 5 de la Red Nacional de Información e Investigación en Pesca y Acuicultura (RNIIPA-IMIPAS) y miembro del Consejo Técnico Consultivo Nacional de Sanidad Animal (CONASA, México), en el área de producción acuícola. La actividad docente y de investigación las ha llevado a cabo dentro del área de la acuicultura y bienestar animal. Ha formado estudiantes de licenciatura, maestría y doctorado y, publicado diversos trabajos referentes al bienestar animal, salud y nutrición, de especies acuáticas y terrestres de interés. Contacto: ar.martinez@ugto.mx

Rubén Cabrera-García

Universidad de Costa Rica. Biólogo de formación por la Universidad de La Habana. Ha desarrollado su investigación en osteología de peces, mamíferos y reptiles autóctonos en contextos arqueológicos. También tiene experiencia en ecología, sistemática de algas marinas. Tiene colaboraciones con varios investigadores de México en la identificación y aislamiento de *Brucella* spp., registradas en peces y reptiles endémicos y sobre temas de Educación Ambiental y Sustentabilidad. Contacto: cabreraalgas@gmail.com



DIRECTORIO

Dra. Claudia Susana Gómez López
Rectora General

Dr. Salvador Hernández Castro
Secretario General

Dr. José Eleazar Barboza Corona
Secretario Académico

Dr. Juan Antonio Ramírez Vázquez
Director División de Ciencias de la Vida

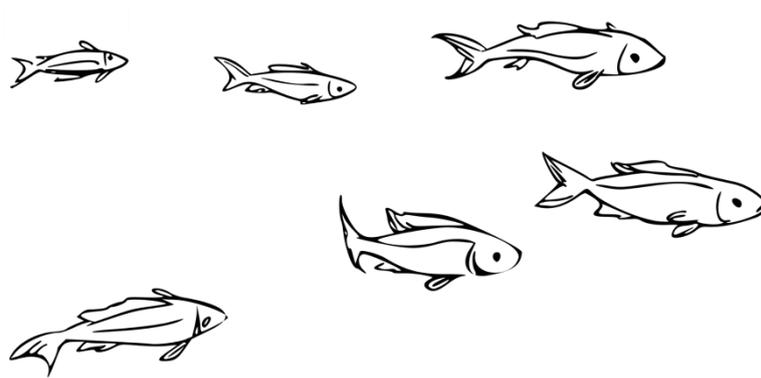
Dr. José Antonio Hernández Marín
Director Departamento de Veterinaria y Zootecnia



Sanidad y bienestar de animales acuáticos



Sanidad y bienestar de animales acuáticos



Sanidad y bienestar de animales acuáticos
terminó su tratamiento editorial en mayo de 2025.

El cuidado de la edición estuvo a cargo de
Rosario Martínez Yáñez y Jorge Francisco Monroy López



