

ARTÍCULO DE REVISIÓN

Importancia de las micosis en acuicultura ¿Es la fitoterapia una alternativa superadora para su tratamiento con respecto a los tratamientos convencionales?

Importance of mycoses in aquaculture. Is phytotherapy a surpassing alternative for its treatment with respect to conventional treatments?

Silvia E. Plaul^{1,5}, María Laura Pérez², Jesica A. Sansiñena³,
Suani G. Pacheco Marino⁴, Claudio G. Barbeito¹

RESUMEN

En acuicultura, la intensificación de los cultivos para obtener grandes volúmenes de producción conlleva a establecer un ambiente que genera estrés en los organismos. Estas condiciones debilitan su sistema inmune lo que incrementa la propagación de enfermedades y generan grandes pérdidas económicas. Uno de los factores responsables de la mortalidad de las especies cultivadas son las infecciones fúngicas. En las granjas de cultivo, los procedimientos de manejo que se realizan durante las etapas de incubación, cría y engorde son importantes para el rendimiento final del producto. Una

¹ Laboratorio de Histología y Embriología Descriptiva, Experimental y Comparada (LHYEDEC), Facultad de Ciencias Veterinarias (FCV), Universidad Nacional de La Plata (UNLP), La Plata, Buenos Aires, Argentina

² Laboratorio de Etnobotánica y Botánica Aplicada (LEBA), Facultad de Ciencias Naturales y Museo (FCNyM), Universidad Nacional de La Plata (UNLP), La Plata, Buenos Aires, Argentina

³ Centro de Investigaciones del Medio Ambiente (CIM CONICET-UNLP), Departamento de Química, Facultad de Ciencias Exactas (FCE), Universidad Nacional de La Plata (UNLP), La Plata, Buenos Aires, Argentina

⁴ Instituto de Genética Veterinaria «Ingeniero Fernando N. Dulout» (IGEVET), Facultad de Ciencias Veterinarias (FCV), Universidad Nacional de La Plata (UNLP), La Plata, Buenos Aires, Argentina

⁵ E-mail: splaul@fcnym.unlp.edu.ar

Recibido: 6 de mayo de 2021

Aceptado para publicación: 16 de noviembre de 2021

Publicado: 25 de febrero de 2022

©Los autores. Este artículo es publicado por la Rev Inv Vet Perú de la Facultad de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Este es un artículo de acceso abierto, distribuido bajo los términos de la licencia Creative Commons Atribución 4.0 Internacional (CC BY 4.0) [<https://creativecommons.org/licenses/by/4.0/deed.es>] que permite el uso, distribución y reproducción en cualquier medio, siempre que la obra original sea debidamente citada de su fuente original

de las etapas cruciales es la incubación, ya que en esta etapa suele haber un alto grado de mortalidad. Se han realizado diversos estudios que utilizan productos químicos para la profilaxis, desinfección y control de las micosis. Esta utilización ha provocado la resistencia de los agentes patógenos y la acumulación de residuos en los tejidos de los organismos acuáticos o en el ambiente. Por ello, se están desarrollando otras formas de terapia más rentables y con menos efectos deletéreos sobre el medio ambiente. La fitoterapia surge como una alternativa por su comprobada acción ante enfermedades de diversa etiología. En esta revisión se compila y discute la bibliografía existente sobre las enfermedades fúngicas más comunes en los peces, anfibios y crustáceos, se enfatiza en las que afectan a las ovas de los organismos en cultivo y se analizan los antimicóticos naturales utilizados *in vitro* e *in vivo* en acuicultura.

Palabras clave: micosis, terapias alternativas, ovas, acuicultura, medio ambiente

ABSTRACT

In aquaculture, the intensification of cultures of aquatic organisms to obtain large volumes of production leads to the establishment of an environment that generates stress. These conditions weaken the immune system of these organisms, which increases the spread of diseases and generates great economic losses. One of the factors responsible for the mortality of cultivated species is fungal infections. In farms, the handling procedures that are carried out during the incubation, rearing and fattening stages are important for the final yield. One of the crucial stages is incubation as there is usually a high degree of mortality at this stage. Several studies have been conducted using chemical products for the prophylaxis, disinfection and control of mycoses. This use has caused the resistance of pathogens and the accumulation of residues in the tissues of aquatic organisms or in the environment. For this reason, other forms of therapy that are more profitable and with less deleterious effects on the environment are being developed. Phytotherapy emerges as an alternative due to its proven action against diseases of diverse etiology. This review compiles and discusses the existing bibliography on the most common fungal diseases in fish, amphibians and crustaceans, emphasizing those that affect the eggs of cultures organisms and analyzing the natural antifungal agents used *in vitro* and *in vivo* in aquaculture.

Key words: mycoses, alternative therapy, eggs, aquaculture, environment

INTRODUCCIÓN

La acuicultura es una actividad ampliamente diversificada y difundida en el mundo. Consiste en el cultivo mediante diferentes sistemas y técnicas de vegetales y animales acuáticos destinados al consumo humano, a los acuarios y también al poblamiento y repoblamiento de especies nativas en los cuerpos de agua con fines comerciales (pesquero

o deportivo) o ambientales (Gómez *et al.*, 1997; Luchini, 1998). La intensificación de los cultivos para obtener grandes volúmenes de producción conlleva a establecer un ambiente estresante para los organismos. Las altas densidades de población, la mala calidad nutricional y del medio acuático y la falta de medidas de bioseguridad se encuentran entre los principales problemas de la acuicultura (Rot y Yanong, 2003; Zamhariand y Yong, 2017; Choi *et al.*, 2019). Estas condi-

ciones favorecen la inmunosupresión de los organismos acuáticos, lo que incrementa la propagación de infecciones bacterianas, parasitarias, fúngicas y virales (Harikrishnan *et al.*, 2010; Valladão *et al.*, 2015). Las enfermedades infecciosas son el problema más grave para la industria de la acuicultura, generando grandes pérdidas económicas (Udomkunsri *et al.*, 2007; Bulfon *et al.*, 2013; Zamhariand y Yong, 2017). Entre estas, uno de los principales factores responsables de la mortalidad de las especies cultivadas es la infección fúngica (Meyer, 1991; Chukanhom *et al.*, 2005; Emara *et al.*, 2020), las cuales demandan un tratamiento largo y costoso (Prieto *et al.*, 2005).

Esta susceptibilidad de organismos acuáticos que se encuentran en sistemas productivos, principalmente en pisciculturas, determinó que se utilicen antimicrobianos, antifúngicos y desinfectantes, ya sea en el alimento balanceado, en forma de baños o en las instalaciones, para la prevención y el tratamiento de las enfermedades. No obstante, la utilización de muchas de estas sustancias conduce a generar resistencia de los agentes patógenos o a acumular residuos en los tejidos de los peces o en el ambiente (Cabello, 2006; Seyfried *et al.*, 2010; Reverter *et al.*, 2017). Esta situación, junto con la necesidad de métodos de control de enfermedades en acuicultura llevó a los productores e investigadores a buscar otras formas de terapia que fueran más rentables y compatibles con el medio ambiente. De este modo, las plantas medicinales surgen como una alternativa por su comprobada acción ante enfermedades de diversa etiología. Por esta razón, en esta revisión se compila y discute la bibliografía existente sobre las enfermedades fúngicas más comunes en los peces, anfibios y crustáceos, se enfatiza en las que afectan a las ovas de los organismos en cultivo y se analizan los antimicóticos naturales utilizados *in vitro* e *in vivo* en acuicultura.

ENFERMEDADES MICÓTICAS EN ACUICULTURA

Entre los organismos que causan las llamadas micosis en acuicultura se encuentran los Hyphomycetes, Oomycetes y Mesomycetozoa. En los últimos años, con el advenimiento de la biología molecular, muchos de estos grupos han cambiado de posición taxonómica y actualmente solo los Hyphomycetes pertenecen al reino Fungi. Los Oomycetes fueron considerados protistas, luego fueron tratados como pseudohongos e incorporados al Reino Chromista (Kirk *et al.*, 2001). En la actualidad conforman el Reino Straminipila por la naturaleza de la pared y de sus flagelos, además, de las diferencias a nivel de las organelas y las diferentes vías metabólicas de síntesis (Dick, 2001; Choi *et al.*, 2019). Los Mesomycetozoa también son considerados un phylum de protistas que se halla filogenéticamente cercano al punto de divergencia entre animales y hongos (Ragan *et al.*, 1996; Mendoza *et al.*, 2002).

Hyphomycetes (*Fungi imperfecti*)

Los hifomicetes son un grupo de hongos anamorfos (forma asexual) (Rot y Yanong, 2003) que se caracterizan por formar micelio estéril o micelio con conidióforos en los que se producen conidios (esporas que se desarrollan en la reproducción asexual) (Ramaiah, 2006). Los más frecuentes e importantes en acuicultura se describen en el Cuadro 1. Además, se han hallado:

- *Candida albicans* (C.P. Robin) Berkhout 1923 en adultos y alevines de varias especies, han sido aisladas del contenido intestinal, riñón caudal y del alimento (Noga, 2010).
- *Lecythophora mutabilis* (J.F.H. Beyma) W. Gams & McGinnis fue observada por Dykstra *et al.* (2001) en

peces zebra (*Danio rerio* [Hamilton]) de laboratorio. La mortalidad fue alta y los hongos emergían por la boca, el poro anal y el opérculo.

- *Penicillium corylophilum* (Dierckx) y *Cladosporium sphaerospermum* Penz fueron aislados del riñón caudal y la vejiga natatoria de *Lutjmus campechanus* (Poey) capturados en la naturaleza (Arkush *et al.*, 2003). Los peces afectados presentaron distensión de la vejiga natatoria e infiltración fúngica significativa en los riñones caudales (Rot y Yanong, 2003).
- Especies de *Paecilomyces* sp (Bainier) se han aislado de especies de tilapia silvestres y cultivadas. Los peces presentaban erosiones en las aletas con hemorragias externas, y granulomas en las vísceras (Rand *et al.*, 2000).

La infección por hifomicetes, al igual que con otras infecciones fúngicas, se suelen iniciar por desequilibrios nutricionales, alimentos contaminados, hacinamiento y cambios en la temperatura del agua (Rot y Yanong, 2003).

Oomicetes

Las infecciones producidas por oomicetes se encuentran en todo el mundo y afectan a los organismos acuáticos en todos los estadios de su ciclo de vida (Reynolds, 1988; Hussein *et al.*, 2001; Johnson *et al.*, 2002; Rot y Yanong, 2003; Bertan *et al.*, 2019). Su incidencia suele ser mayor en la etapa embrionaria y pueden ocasionar una mortalidad del 80 al 100% (Rahman *et al.*, 2017). Se denominan comúnmente mohos acuáticos, ya que son componentes comunes de la biota acuática que se alimentan de materia orgánica en descomposición (Peyghan *et al.*, 2019). En general, se les considera invasores secundarios o patógenos oportunistas que atacan al huésped cuando la integridad de las barreras externas se ve alterada (Choudhury *et al.*, 2005; Pacheco Marino *et al.*, 2009).

La enfermedad causada por este grupo de microorganismos se denomina comúnmente saprolegniosis. Con este término se incluye a infecciones causadas por varios géneros del orden Saprolegniales (Rot y Yanong, 2003; Chukanhom y Hatai, 2004; Caruana *et al.*, 2012; Singh *et al.*, 2013; Emara *et al.*, 2020).

Dentro de los oomicetes se han registrado miembros de los géneros *Saprolegnia* sp (Nees), *Achlya* sp (Ness), *Aphanomyces* sp de Bary, *Calyptralegnia* Coker, *Dictyuchus* sp Leitgeb, *Thraustotheca* sp Humphrey, *Leptolegnia* sp de Bary, *Pythiopsis* sp de Bary, *Leptomitus* sp C. Agardh y *Branchiomyces* sp (Plehn) como causantes de infecciones en condiciones naturales, de cautiverio o inducidas experimentalmente (Choudhury *et al.*, 2005; Ramaiah, 2006; Pacheco Marino *et al.*, 2009; Choi *et al.*, 2019). Solo *Saprolegnia* sp, *Achlya* sp, *Aphanomyces* sp y *Branchiomyces* sp adquieren relevancia como patógenos en acuicultura (Cuadros 2 y 3).

Mesomycetozoa

La mayoría de las especies de los mesomicetozoos se encuentran en ambientes acuáticos, tanto de agua dulce como marinos (Glockling *et al.*, 2013). Muchos de ellos son parásitos de invertebrados, peces, anfibios, aves y mamíferos (Mendoza *et al.*, 2002; Glockling *et al.*, 2013). En las últimas décadas ha preocupado la alta mortalidad que provocan en peces y en las poblaciones de ranas (Pascolini *et al.*, 2003; Gozlan *et al.*, 2005, 2009; Pereira *et al.*, 2005; Di Rosa *et al.*, 2007; Andreou *et al.*, 2012; Plaul *et al.*, 2018).

En este phylum se encuentran tres géneros importantes en acuicultura: *Ichthyophonus* sp (Plehn & Mulsow), *Dermocystidium* sp (Pérez) y *Sphaerothecium* sp (Frieder). Las especies de estos géneros presentan diferentes morfologías y ciclos de vida (Mendoza *et al.*, 2002) (Cuadros 4).

Cuadro 1. Géneros más relevantes causantes de enfermedades micóticas en acuicultura (Parte 1)

	Géneros relevantes en acuicultura	Breve descripción de la infección
Hyphomycetes (<i>fungi imperfecti</i>)	<i>Fusarium solani</i> ((Mart.) Sacc.) <i>Fusarium fujikuroi</i> Nirenberg (syn. <i>Fusarium moniliforme</i>) <i>Fusarium incarnatum</i> (Desm.) Sacc. (syn. <i>Fusarium semitectum</i>)	La fusariosis es una enfermedad que afecta a especies marinas y de agua dulce. Son patógenos oportunistas que pueden causar una alta mortalidad en cultivos tanto de peces dulceacuícolas (Ostland <i>et al.</i> , 1987; Deepa <i>et al.</i> , 2000; Pacheco Marino, 2011) como en todas las etapas del desarrollo de los camarones peneidos (Ramasamy <i>et al.</i> , 1996). La infección en los peces se manifiesta con úlceras y pérdida de escamas en los flancos. Las lesiones progresan rápidamente hacia dermatitis necrotizante y miositis y culminan con la perforación de la cavidad celómica y muerte del animal. La temperatura es un factor importante para el desarrollo de estas infecciones. No hay un método eficaz para su tratamiento (Rot y Yanong, 2003).
	<i>Exophiala salmonis</i> J.W. Carmich <i>Exophiala pisciphila</i> McGinnis & Ajello <i>Exophiala angulospora</i> Iwatsu, Udagawa & Takase <i>Ochroconis tschawwyttschae</i> (Doty & D.W. Slater) Kiril. & Al-Achmed	Las exophialiosis es una infección producida por especies de <i>Exophiala</i> , hongos frecuentes en el suelo, plantas, madera en descomposición y agua (Stoskopf, 1993; Noga, 2010). Se ha informado de infecciones en varios teleósteos marinos y dulceacuícolas (Lilley <i>et al.</i> , 1998). Estos hongos causan inflamación con aparición de úlceras en la dermis y también áreas necróticas en branquias y en múltiples órganos, especialmente en el hígado. En los casos graves las hifas han sido observadas en el interior de los vasos sanguíneos (Stoskopf, 1993).
	<i>Salilagenidium callinectes</i> (Couch ex Redhead) M.W. Dick ex Redhead & P.M. Kirk (syn. <i>Lagenidium callinectes</i>) <i>Sirolopidium</i> sp H.E. Petersen	En los criaderos de camarones y langostinos se producen grandes pérdidas debido a las infecciones por estos hongos que afectan generalmente a los organismos en las etapas larvianas. Las esporas y micelios se pueden observar particularmente en branquias y apéndices (Gopalan <i>et al.</i> , 1980; Ramaiah, 2006).

INFECCIONES FÚNGICAS FRECUENTES EN OVAS

Los procedimientos de manejo que se realizan durante las etapas de incubación, cría y engorde en acuicultura son importantes para el rendimiento final del producto (Hussein *et al.*, 2001). Una de las etapas cruciales en las granjas es la incubación, dado que en esta etapa suele haber un alto grado de mortalidad.

Saprolegniosis

La saprolegniosis en ovas es una infección bastante común durante las primeras etapas del desarrollo embrionario de peces y anfibios (Noga, 2010; Hussein y Hatai, 2002; Ruthig y Provost-Javier, 2012; van Den Berg *et al.*, 2013; Huang *et al.*, 2015). La enfermedad causa un alto porcentaje de mortalidad en las granjas de cultivo de especies de agua dulce y salobre (Rot y Yanong, 2003; Alsafah y Al-Faragi, 2017). Las ovas son muy

Cuadro 2. Géneros más relevantes causantes de enfermedades micóticas en acuicultura (Parte 2)

<i>Géneros relevantes en acuicultura</i>		Breve descripción de la infección
Oomycetes	<i>Saprolegnia parasitica</i> (Coker), <i>Saprolegnia diclina</i> (Humphrey) <i>Saprolegnia ferax</i> (Gruihth.) Kütz.	Afectan principalmente a los peces y sus ovas en ambientes dulceacuícolas y salobres. Causan graves pérdidas en piscifactorías y criaderos (Noga, 2010; Van Den Berg <i>et al.</i> , 2013; Choudhury <i>et al.</i> , 2005; Huang <i>et al.</i> , 2015; Mastan, 2015; Yao <i>et al.</i> , 2017; Hu <i>et al.</i> , 2019). También se han registrado como parásitos de anfibios (Fernández-Benítez <i>et al.</i> , 2007, Romansic <i>et al.</i> , 2009, Ault <i>et al.</i> , 2012, Gleason <i>et al.</i> , 2014, Urban <i>et al.</i> , 2015). Las lesiones son parches focales, blancas inicialmente y grisáceas posteriormente, ya que los filamentos hifales atrapan el lodo o el limo. Las primeras lesiones son casi circulares y comienzan en la cabeza o en las aletas y crecen radialmente hasta fusionarse entre sí (Pacheco Marino <i>et al.</i> , 2009; Yao <i>et al.</i> , 2017). Las lesiones se observan en piel y branquias y llegan hasta la musculatura superficial, aunque pueden abarcar órganos internos (Rot y Yanong, 2003; Choudhury <i>et al.</i> , 2014). La temperatura tiene un efecto significativo en el desarrollo de la infección y los brotes ocurren cuando la temperatura es cercana al menor límite fisiológico para la especie afectada.
	<i>Aphanomyces invadans</i> Willoughby, Roberts & Chinabut (syn.) <i>Aphanomyces invaderis</i> (Hatai) <i>Aphanomyces piscicida</i> (Schikora)	El género <i>Aphanomyces</i> causa infecciones en especies de agua dulce y salobre (Rot y Yanong, 2003; Ramaiah, 2006). Las lesiones pueden ser ulcerativas y granulomatosas, provocan necrosis en la piel y músculos e incluso invaden los órganos internos (Roberts, 2001; Noga, 2010). Las infecciones están asociadas con la inmunosupresión del huésped. Las temperaturas bajas y la reducción de la salinidad en sistemas de agua salobre son factores que predisponen su aparición (Khan <i>et al.</i> , 1998; Rot y Yanong, 2003). La infección recibe el nombre de granulomatosis micótica (MG) en Japón, enfermedad de las manchas rojas (RSD) en Australia, síndrome ulcerativo epizootico (EUS) en Asia y micosis ulcerosa en Estados Unidos (Rot y Yanong, 2003; Ramaiah, 2006; Noga, 2010).

susceptibles durante la incubación debido a la calidad del agua, la manipulación y a la alta densidad de huevos (Moreira y Barata, 2005). La invasión fúngica es promovida por las ovas no fertilizadas o dañadas que actúan como medio de asentamiento y crecimiento de las zoosporas, lo que resulta en la colonización y propagación de la infección a ovas viables cercanas (Meyer, 1991; Bruno y Wood, 1999). La infección afecta al corion y, por lo tanto, al intercambio de gases, provocando la muerte de los embriones (Rot y Yanong, 2003). Para

el control de la infección se requiere la eliminación regular de las ovas infestadas (Ñahuincopa Vergara, 2017).

La saprolegniosis suele ser causada por especies de los géneros *Saprolegnia* y *Achlya* (Czeczuga y Woronowicz 1993; Czeczuga *et al.*, 1995; Kitancharoen y Hatai, 1998). Se han identificado varias especies que afectan a las ovas con un alto nivel de patogenicidad: *S. diclina*, *A. klebsiana* y *Allomyces arbuscula* (EJ Butler)

Cuadro 3. Géneros más relevantes causantes de enfermedades micóticas en acuicultura (Parte 3)

	Géneros relevantes en acuicultura	Breve descripción de la infección
Oomycetes	<i>Branchiomyces sanguinis</i> (Plehn) <i>Branchiomyces demigrans</i> Wundsch	La branquiomicosis o <i>gill rot</i> provoca alta mortalidad en peces (Stoskopf, 1993; Ramaiah, 2006). La infección causa daño branquial y dificultad respiratoria. Los peces se hallan letárgicos y suelen verse en la superficie del agua. Las branquias presentan áreas pálidas de tejido infectado y necrótico (Choudhury <i>et al.</i> , 2014). <i>Branchiomyces sanguinis</i> afecta principalmente a los vasos sanguíneos de la base de los arcos branquiales y laminillas primarias. Las hifas del hongo obstruyen la luz de los vasos sanguíneos lo que provoca áreas de trombosis e isquemia (Choudhury <i>et al.</i> , 2014) o hemorragia, congestión y finalmente necrosis (Rot y Yanong, 2003). <i>Branchiomyces demigrans</i> se diferencia de <i>B. sanguinis</i> por ser capaz de penetrar la pared de los vasos sanguíneos de las branquias hasta el tejido adyacente. El hacinamiento, la mala calidad del agua y temperaturas superiores a los 20 °C son factores predisponentes (Rot y Yanong, 2003).
	<i>Achlya americana</i> Humphrey	El género <i>Achlya</i> tiene distribución global afectando a peces y anfibios (Ault <i>et al.</i> , 2012; Gleason <i>et al.</i> , 2014, Panchai <i>et al.</i> , 2014; Mastan, 2015; Urban <i>et al.</i> , 2015). Según www.indexfungorum.org , el género <i>Achlya</i> posee alrededor de 80 especies, de las cuales, 20 causan saprolegniosis (Johnson <i>et al.</i> , 2002) con un alto grado de patogenicidad (Sosa <i>et al.</i> , 2007). Afectan tanto a peces como a las ovas (Panchai <i>et al.</i> , 2014; Mastan, 2015).
	<i>Achlya bisexualis</i> Coker & Couch <i>Achlya klebsiana</i> Pieters	
<i>Dictyuchus monosporus</i> Leitg. <i>Dictyuchus pseudodictyon</i> Coker & Braxton		

(Chukanhom y Hatai, 2004), *S. parasitica* (Singh *et al.*, 2013), *A. americana* (Sati, 1991; Mastan, 2015) y *A. bisexualis* (Panchai *et al.*, 2014).

Fusariosis

Dos especies fúngicas, *F. semitectum* y *F. solani* exhiben capacidad infectiva en ensayos realizados *in vitro* en ovas del pejerrey *O. bonaeirensis*. Las observaciones microscópicas revelaron la presencia de micelio en la periferia de las ovas aunque no se observó colonización del tejido embriona-

rio. La infección se produjo en el corion, lo que provocó la mortalidad de los embriones (Pacheco Marino *et al.*, 2011).

ANTIMICÓTICOS UTILIZADOS EN ACUICULTURA

Se han estudiado diversos productos químicos para la profilaxis, desinfección y control de las micosis, sobre todo las causadas por saprolegniales (Prabhuji *et al.*, 1983). Los más utilizados han sido el verde de malaquita, formalina, peróxido de hidrógeno,

Cuadro 4. Géneros más relevantes causantes de enfermedades micóticas en acuicultura (Parte 4)

	Géneros relevantes en acuicultura	Breve descripción de la infección
Mesomycetozoa	<i>Ichthyophonus hoferi</i> (Plehn & Mulsow)	La ictiofoniasis tiene importancia económica, es de amplia distribución geográfica y tiene poca especificidad de hospedador (Choudhury <i>et al.</i> , 2005). Los peces afectados pueden causar epizootias ya que eliminan al ictiofonus por la piel o desde el tracto urinario (Blazer <i>et al.</i> , 2002). Los signos de la infección son variables: natación errática, letargo, emaciación, ascitis, endurecimiento de la piel (principalmente en la cola) y ulceración. También hay inflamación granulomatosa en músculo, corazón, hígado y riñón (Stoskopf, 1993; Choudhury <i>et al.</i> , 2005).
	<i>Dermocystidium</i> sp. <i>Perkinsus marinus</i> (Mackin, H.M. Owen & Collier) Levine (syn. <i>Dermocystidium marinum</i>)	La dermatocistidiosis ocasionada por el género <i>Dermocystidium</i> , patógeno de la piel y las branquias de peces y anfibios en Europa, Asia y América del Norte (Rowley <i>et al.</i> , 2013). Pekkarinen y Lotman (2003) y Ramaiah (2006) han reportado una amplia gama de huéspedes tanto en animales de agua dulce como marinos, con una alta tasa de mortalidad (Hassan <i>et al.</i> , 2014). El diagnóstico se realiza al observar quistes tubulares en la dermis que contienen esporas esféricas con inclusión refráctil (Ehab <i>et al.</i> , 2002; Hassan <i>et al.</i> , 2014; Langenmayer <i>et al.</i> , 2015). Los quistes se extienden hacia la epidermis, en donde se observa atrofia y pueden ejercer presión sobre la musculatura al aumentar de tamaño (Plaul <i>et al.</i> , 2018). <i>P. marinus</i> también afecta a las ostras (Andrews y Hewatt, 1957; Ramaiah, 2006).
	<i>Sphaerothecium destruens</i> Arkush <i>et al.</i>	<i>Rossette agent</i> se describió por primera vez en salmónidos criados en jaulas. Los signos clínicos incluyen anemia grave y linfocitosis (Blaylock <i>et al.</i> , 2001; Mendoza <i>et al.</i> , 2002). Estos organismos causan inflamación y necrosis del riñón e hígado con formación de granulomas multifocales en el hígado. Los agentes infecciosos se observaron intra y extracelularmente en la mayoría de las vísceras y en los vasos sanguíneos. Este patógeno es una potencial amenaza para las poblaciones europeas de peces (Boitard <i>et al.</i> , 2017).

sulfato de cobre, permanganato de potasio, cloruro de sodio, yodo y ácido acético (Ñahuincopa Vergara, 2017).

El verde malaquita es el fungicida de mayor eficacia para el tratamiento de las micosis, debido a que inhibe la germinación de las zoosporas y el crecimiento de las hifas (Ñahuincopa Vergara, 2017). Sin embargo, el uso de este compuesto se encuentra limi-

tado e incluso prohibido en muchos países desde 2002 (Emara *et al.*, 2020) por algunos efectos secundarios como toxicidad (Pirbalouti *et al.*, 2009; Huang *et al.*, 2015; Ñahuincopa Vergara, 2017), presencia de residuos con actividad cancerígena (e.g. leucomalaquita) que pueden persistir en los tejidos de los organismos acuáticos durante mucho tiempo (Culp *et al.*, 1999; Borisutpeth *et al.*, 2014; Huang *et al.*, 2015), persistencia

en el medio ambiente (Pirbalouti *et al.*, 2009) e impacto agudo en los ecosistemas acuáticos (Schreier *et al.*, 1996), efecto inmunosupresor en peces tratados repetidamente (Prost y Sopinska, 1989) y efectos teratogénicos o mutagénicos (Culp *et al.*, 1999; Chukanhom *et al.*, 2005; Borisutpeth *et al.*, 2014; Alsafah y Al-Faragi, 2017).

El formaldehído y la formalina fueron aprobados por la *Food and Drug Administration* (FDA) del gobierno de los Estados Unidos como oomiceticidas, pero debido a los efectos y persistencia en el medio ambiente su uso está prohibido para la práctica de la acuicultura (Pirbalouti *et al.*, 2009). Además, son potencialmente perjudiciales para la salud de los trabajadores (Alsafah y Al-Faragi, 2017).

Las formulaciones de peróxido de hidrógeno, ácido acético, povidona yodada, bronopol (Pyceze®) y ozono han sido efectivos para controlar la saprolegniosis, pero solo a altas concentraciones, lo que los hace imprácticos (Giesecker *et al.*, 2006; Oono *et al.*, 2008; Fuangsawat *et al.*, 2011). Además, el peróxido de hidrógeno cuando se halla concentrado es cáustico, pudiendo provocar daño tisular local (Burka *et al.*, 1997; Kitanchaen *et al.*, 1997).

En las pisciculturas, los baños de sal son tratamientos muy usados de manera preventiva y para infestaciones superficiales. Su desventaja radica en que los cristales decantan en el fondo de los estanques y no entran en contacto con los peces.

Para inhibir el crecimiento de saprolegniales se han realizado ensayos con herbicidas, entre ellos el Diquat, que resultó eficaz en los huevos de trucha arco iris infectados con *Saprolegnia* sp (Schreck *et al.*, 1991).

Las sustancias probadas *in vitro* como permanganato de potasio (Sherif y Abdel-Hakim, 2016), hipoclorito de sodio (Khomvilai *et al.*, 2005), dióxido de cloro (Prasatporn *et*

al., 2010), quitosano (Min *et al.*, 1994) y la fibra de cobre (Miura *et al.*, 2005) resultaron eficaces. Otras alternativas fueron ácido peracético (Marchand *et al.*, 2012; Straus *et al.*, 2012a,b), D-glucanos (Kiseleva *et al.*, 2014), sustancias húmicas (Meinelt *et al.*, 2007) e irradiación al agua que ingresa a los estanques con altas dosis de rayos UV (Ben Khemis *et al.*, 2016).

Dado el escaso conocimiento de las condiciones sanitarias de los organismos que se cultivan en acuicultura, los piscicultores consideran la quimioterapia como la única solución contra las enfermedades de los peces. Esto puede provocar el uso indiscriminado de compuestos quimioterapéuticos para prevenir las enfermedades, bioacumulación de residuos en el medio ambiente y en los organismos acuáticos e inducir resistencia del patógeno (Sarter *et al.*, 2007). Como consecuencia de estas actividades, se requiere utilizar una dosis más alta o desarrollar nuevos productos químicos para reemplazar aquellos a los que los hongos son resistentes (Ilondu *et al.*, 2010).

Por ello, dadas las prohibiciones de algunos productos químicos y la poca practicidad de otros, es fundamental la búsqueda de nuevos antimicóticos de origen natural que no tengan efectos nocivos en los organismos, en sus huevos, en la salud humana ni en los ecosistemas (Chakroff, 1983; Hussein *et al.*, 2002; Fuangsawat *et al.*, 2011; Ñahuincopa Vergara, 2017). Las dos ramas de la investigación que surgen para controlar la infección por hongos es el control biológico y los extractos de plantas (Hussein *et al.*, 2001; Hussein y Hatai, 2002; Chukanhom *et al.* 2005).

ACTIVIDAD BIOLÓGICA DE LAS PLANTAS

Las plantas vasculares poseen numerosos metabolitos o compuestos químicos en sus tejidos que cumplen diversas funciones a

lo largo de la vida. Los metabolitos primarios son estrictamente necesarios para poder crecer y desarrollarse adecuadamente. Los metabolitos secundarios mejoran la calidad de vida del organismo. Entre estos últimos se pueden mencionar las fitohormonas, los compuestos aromáticos, los fito-esteroles y varios compuestos químicos beneficiosos para la supervivencia, como por ejemplo, los alcaloides, flavonoides o cumarinas (Ávalos García y Pérez-Urria Carril, 2009). Los aceites esenciales, son metabolitos secundarios que se encuentran en numerosas plantas, sobre todo en las de ambientes mediterráneos con altas amplitudes térmicas, poseen un efecto tampón sobre la temperatura, y además poseen una función antifúngica y antibacteriana. Actualmente, los aceites esenciales son reconocidos como principios activos, o sea, sustancias químicas o mezcla de sustancias con un efecto farmacológico específico utilizados en medicina humana (Farmacopea Argentina, 2013).

El ser humano desde sus orígenes ha utilizado diversas especies de plantas como «plantas medicinales». Algunas de ellas poseen efectos sobre los sistemas digestivo, circulatorio y respiratorio, otras ayudan a frenar el ataque de diversos patógenos y enfermedades infecciosas al presentar efectos antiparasitario, insecticida, fungicida y/o bactericida. Según datos de la Organización Mundial de la Salud (OMS), el 80% de la población mundial recurre a la medicina tradicional para atender sus necesidades primarias de asistencia médica. Dichas terapias se basan principalmente en el consumo directo de plantas, por lo que su estudio es un objetivo prioritario para numerosas instituciones internacionales y declarado de interés por la OMS en 1987 (Pochettino, 2015).

Un claro ejemplo de estos metabolitos secundarios, muy utilizado en la actualidad, es el eugenol, un aceite esencial que producen los pimpollos del árbol del clavo *Syzygium aromaticum* (L) Merr. & Perry, que tiene propiedades insecticidas y fungicidas, además

de analgésicas. En algunos países se le utiliza como droga oficial en la práctica de la odontología (Bruneton *et al.*, 1991). También es utilizada en acuicultura como anestésico de peces (García-Gómez *et al.*, 2002; Silveira, 2006; Plaul *et al.*, 2018).

La quinina es un alcaloide extraído de la corteza del árbol de la quina, *Cinchona officinalis* L, muy usado para el tratamiento de la malaria (Cóndor Cuyubamba *et al.*, 2009), y el ascaridol, un antiparasitario, que se encuentra en tallos y hojas de paico *Dysphania ambrosioides* (L) Mosyakin & Clemans (Estrada-Cely *et al.*, 2012). En el caso de los compuestos activos antifúngicos que han sido utilizados en acuicultura se puede mencionar al aceite esencial tymol, obtenido de hojas y flores de tomillo, *Thymus vulgaris* L. Šegviæ Klariæ *et al.* (2007) y Gormez y Diler (2014) han demostrado un efecto inhibitorio sobre *Saprolegnia parasitica* Than. El carvacrol, obtenido de las hojas de orégano, *Origanum vulgare* L y de otras especies, presentó resultados efectivos sobre *S. parasitica* (Perrucci *et al.*, 1995; Tampieri *et al.*, 2003; Gormez y Diler, 2014). Compuestos como magnoliol y honokiol, obtenidos del árbol de magnolia, *Magnolia officinalis* Rehder & EH Wilson dieron resultados *in vitro* altamente positivos al inhibir el crecimiento de *S. parasitica* (Hu *et al.*, 2019).

Otro compuesto, tymoquinona, extraído de la planta *Nigella sativa* L, resultó efectivo contra *Saprolegnia* sp, pero altamente tóxico para algunas especies de peces como los salmónidos (Hussein *et al.*, 2002; Mostafa *et al.*, 2020). Estudios realizados por Aly y Mohamed (2010) y Caruana *et al.* (2012) en *Echinacea purpurea* (L) Moench demostraron efectos inmunoestimulantes y antifúngicos en peces de acuario. Yao *et al.* (2017) aislaron los compuestos reina y aloemodina de *Rheum palmatum* L, una tradicional hierba medicinal china, con actividad antifúngica *in vitro* contra *Saprolegnia* sp. Así mismo, el azufre presente en las moléculas

las de la fracción liposoluble (aleína) e hidrosoluble (alicina) de *Allium sativum* L fresco resultó altamente efectivo contra *S. parasitica* (Auró y Ocampo, 2003).

Los posibles mecanismos de acción de estos componentes activos podrían ser la degradación de la pared celular o el daño en las proteínas de la membrana citoplasmática, con la consecuente pérdida de contenido celular (Burt, 2004).

PLANTAS DE USO FRECUENTE COMO ANTIMICÓTICOS

En las últimas décadas, varios ensayos demostraron que en acuicultura, los extractos de plantas podrían ser eficaces contra las infecciones fúngicas (Cuadro 5) (Hussein *et al.*, 2002; Mortada *et al.*, 2000; Adigüzel *et al.*, 2005; Chukanhom *et al.*, 2005; Prieto *et al.*, 2005; Silveira-Coffigny, 2006; Ilondu *et al.*, 2010; Alsafah y Al-Faragi, 2017; Yao *et al.*, 2017; Emara *et al.*, 2020).

Durante la aplicación de los extractos se debe identificar la concentración máxima de estos compuestos naturales que los organismos en las diferentes etapas de su ciclo de vida pueden tolerar sin sufrir efectos adversos. Para el tratamiento de las ovas, es importante evaluar la toxicidad y el efecto que estos compuestos producen en la tasa de eclosión y durante el desarrollo de las larvas (Caruana *et al.*, 2012).

Varios investigadores han evaluado la eficacia de los productos naturales como agentes fungicidas en ovas de peces en sistemas de acuicultura (Tampieri *et al.*, 2003; Chukanhom *et al.*, 2005; Khosravi *et al.*, 2012; Li y Liu, 2015; Zeng *et al.*, 2019). Los aceites esenciales de *Aegle* sp (L) Corrêa, *Ageratum* sp L non Mill, *Cymbopogon nardus* (L) Rendile, *Cymbopogon citratus* (DC) Stapf, *Cymbopogon martinii* (Roxb.) W Watson, *Eucalyptus* sp L'Hér, *Geranium* sp L, *Citrus x sinensis* Osbeck, *Pogostemon*

cablin Benth, *Mentha* sp L, *Allium* sp L, *Syzigium aromaticum* (L) Merr. & Perry, *Rheum* sp L, *Juglans regia* L, *Litsea cubeba* (Lour.) Pers., *Scutellaria* L y *Sophora flavescens* Aiton resultaron eficaces contra cepas fúngicas, principalmente en especies de *Saprolegnia* sp aisladas en ovas de peces (Pattnaik *et al.*, 1996; Keene *et al.*, 1998; Ñahuincopa Vergara, 2017; Zeng *et al.*, 2019). Incluso han salido al mercado productos basados en aceites esenciales: Saprofin[®], probado en ovas fertilizadas infectadas con *Saprolegnia* sp, contiene una mezcla de *Schinus* sp L, *Cryptocarya alba* (Molina) Looser y *Eucalyptus dives* Schauer; S-7 Shui Mei Jing y F-9 Shui Mei Jing, ambos a base de *Sophora flavescens* Aiton y *Rumicis aquatici* L, comercializados para el control de la saprolegniosis en camarón y la desinfección de larvas el primero y el control de saprolegniosis en peces y sus ovas el segundo (Prieto *et al.*, 2005).

Khosravi *et al.* (2012) demostraron tanto *in vitro* como *in vivo* que los aceites esenciales de *Zataria multiflora* Boiss. Diagn. Pl. Orient, *Geranium* sp L, y *Eucalyptus camaldulensis* Dehnh poseen propiedades fungistáticas contra *S. parasitica* en ovas de trucha arcoíris *Oncorhynchus mykiss* Walbaum. Cao *et al.* (2014) controlaron mediante el extracto de las raíces de *Sanguisorba* sp L la infección provocada por *Saprolegnia australis* Elliot durante la incubación de peces.

Los estudios realizados sobre la tasa de supervivencia de las ovas y eclosión arrojaron resultados positivos mediante uso de extracto de *Eucalyptus* sp en ovas de *Rutilus frisii* Nordmann (Najafi y Zamini, 2013), de *Allium sativum* L y *Artemisia sieberi* Besser durante las etapas de eclosión y larva de *O. mykiss* (Amani Denji *et al.*, 2020). Hallazgos similares en ovas de trucha arcoíris fueron realizados por Mousavi *et al.* (2009) con una combinación de aceites esenciales de *Thymus vulgaris* L, *Salvia officinalis* L,

Eucalyptus globulus Labill y *Mentha piperita* L. Los extractos de *Eucalyptus* sp, *T. vulgaris* y *Geranium* sp tuvieron efectos positivos sobre la tasa de supervivencia de las larvas de trucha arcoíris (Sharif-Rohani *et al.*, 2006).

Si bien los trabajos mencionados evaluaron los efectos de los aceites naturales, estos pueden variar de acuerdo con las características de cada zona. La cantidad y calidad de los principios activos de las plantas dependen de varios factores, entre ellos el lugar de cultivo, el clima, la edad, la forma de extracción y la época de cosecha (Prieto *et al.*, 2005).

VENTAJAS Y DESVENTAJAS DE LOS EXTRACTOS NATURALES

La fitoterapia surge como una alternativa efectiva para el control de las enfermedades e infecciones en acuicultura (Valladao *et al.*, 2015; Reverter *et al.*, 2017). La ventaja de los productos naturales es la baja toxicidad en las dosis adecuadas; que son biodegradables y sin efectos adversos para el medio ambiente; la fácil disponibilidad, la cual puede adecuarse para cada región y, por lo tanto, un menor costo económico de las materias primas. Presentan un amplio margen de seguridad y una gran eficacia en el cultivo de organismos acuáticos. Además, pueden administrarse de diferentes formas; es decir, durante la ingesta, de manera inyectable o diluirse directamente en el agua.

En acuicultura, las plantas y sus extractos son utilizadas por los productores, principalmente orientales, desde hace muchos años. En occidente, la fitoterapia comenzó a practicarse en los últimos años, pero todavía hay mucho desconocimiento por parte de los productores. Los estudios sobre los impactos negativos que puedan tener estas sustancias en los cultivos de organismos acuáticos aún son escasos. Es necesario establecer el modo de acción de los principios activos de las plan-

tas y la manera más adecuada para una administración eficaz y segura. La mayoría de las plantas utilizadas en fitomedicina son terrestres, por lo tanto, resulta primordial conocer si algunas de ellas causan efectos indeseables y/o toxicidad en los organismos acuáticos.

PERSPECTIVA / CONCLUSIÓN

En esta revisión se han compilado las enfermedades fúngicas más frecuentes en los organismos acuáticos y los estudios realizados en fitomedicina para evaluar la eficacia de los productos naturales como agentes fungicidas en ovas. La utilización de la fitoterapia presenta un potencial prometedor en acuicultura como sustituto de la quimioterapia, pero todavía queda un largo camino por recorrer. Es necesario realizar estudios más específicos de los principios activos, determinar las dosis mínimas y las dosis letales, conocer las especies a las que se les aplicará la terapia y su susceptibilidad. Además, es necesario establecer la duración de la dosis para que sea efectiva y el modo de administración adecuado para cada organismo. Por otro lado, es importante establecer los principios activos que pudiesen ser tóxicos tanto para los animales acuáticos como nocivos para el consumo humano.

Por todo lo dicho, la investigación y el mejoramiento de las terapias a base de plantas en la salud de los organismos acuáticos es un desafío conjunto entre médicos veterinarios, biólogos, piscicultores y servicios de extensión de la acuicultura.

LITERATURA CITADA

1. Adigüzel A, Güllüce M, Sengül M, Ögütcü H, Sahin F, Karaman I. 2005. Antimicrobial effects of *Ocimum basilicum* (Labiatae) extract. Turk J Biol 29: 155.

Cuadro 5. Plantas frecuentemente usadas como antimicóticas en acuicultura

Plantas	Acción en acuicultura	Referencias
<i>Acalypha australis</i>	Prevención y control de enfermedades bacterianas e infecciones micóticas	Prieto <i>et al.</i> (2005)
<i>Allium sativum</i>	Efecto fungicida al incluirla en la ración. Efectivo contra saprolegniosis y otras infecciones micóticas	Adigüzel <i>et al.</i> (2005); Prieto <i>et al.</i> (2005); Silveira-Coffigny (2006)
<i>Alpinia galanga</i>	Prevención y control de Oomycetes en general	Chukanhom <i>et al.</i> (2005)
<i>Anacardium occidentale</i>	Antifúngico	Prieto <i>et al.</i> (2005)
<i>Anona cherimola</i>	Antifúngico	Prieto <i>et al.</i> (2005)
<i>Artemisia argyi</i> <i>Artemisia absinthium</i>	Prevención y control de enfermedades bacterianas e infecciones micóticas. Saprolegniosis, <i>S. parasitica</i>	Prieto <i>et al.</i> (2005); Emara <i>et al.</i> (2020)
<i>Cayratia japonica</i>	Prevención y control de enfermedades bacterianas e infecciones micóticas.	Prieto <i>et al.</i> (2005)
<i>Citrus aurantium</i> L	Antibacteriano y antifúngico	Prieto <i>et al.</i> (2005)
<i>Cymbopogon citratus</i>	Saprolegniosis, <i>S. parasitica</i>	Emara <i>et al.</i> (2020)
<i>Cymbopogon proximus</i>		
<i>Datura metel</i> L.	Control en infecciones por <i>Aspergillus</i> sp, <i>Candida</i> sp y algunos hongos marinos	Adigüzel <i>et al.</i> , 2005
<i>Duchesnea indica</i>	Prevención y control de enfermedades bacterianas e infecciones micóticas	Prieto <i>et al.</i> (2005)
<i>Eugenol</i> sp	Fungistático y fungicida. Efectivo para <i>S. parasitica</i> , <i>S. diclina</i> , <i>S. feraz</i> , <i>Achlya klebsiana</i> y <i>Aphanomyces piscicida</i>	Hussein <i>et al.</i> (2001); Prieto <i>et al.</i> (2005)
<i>Helenium quadridentatum</i>	Saprolegniosis, <i>S. parasitica</i>	Prieto <i>et al.</i> (2005)
<i>Maranta arundinacea</i>	Antifúngico	Prieto <i>et al.</i> (2005)
<i>Matricaria recutita</i>	Antifúngico	Prieto <i>et al.</i> (2005)
<i>Mentha piperita</i> , <i>Mentha longifolia</i> , <i>Mentha viridis</i>	Antibacteriano, antifúngico y antiséptico. Saprolegniosis, <i>S. parasitica</i>	Prieto <i>et al.</i> (2005); Emara <i>et al.</i> (2020)
<i>Nigella sativa</i>	<i>Saprolegnia</i> sp	Hussein <i>et al.</i> (2002)
<i>Ocimum basilicum</i>	Control en infecciones por <i>Aspergillus flavus</i> y <i>Fusarium oxysporum</i>	Adigüzel <i>et al.</i> (2005); Emara <i>et al.</i> (2020)
<i>Pinus caribaea</i>	Antifúngico	Prieto <i>et al.</i> (2005)
<i>Plectranthus amboinicus</i> (Lour.) Spreng	Antibacteriano, antifúngico y antiséptico	Prieto <i>et al.</i> (2005)
<i>Rheum palmatum</i>	<i>Saprolegnia</i> sp.	Yao <i>et al.</i> (2017)
<i>Polygonum hydropiper</i>	Prevención y control de enfermedades bacterianas e infecciones micóticas	Prieto <i>et al.</i> (2005)
<i>Salvia officinalis</i>	Antifúngico	Prieto <i>et al.</i> (2005)
<i>Sapium sebiferum</i>	Prevención y control de enfermedades bacterianas e infecciones micóticas	Prieto <i>et al.</i> 2005
<i>Syzygium aromaticum</i>	Control en infecciones por <i>S. parasitica</i> , <i>S. diclina</i> , <i>S. feraz</i> , <i>A. klebsiana</i> y <i>A. piscicida</i>	Mortada <i>et al.</i> , 2000; Prieto <i>et al.</i> (2005)
<i>Thymus vulgaris</i> L	<i>Saprolegnia</i> sp	Alsafah y Al-Faragi (2017); Emara <i>et al.</i> (2020)
<i>Vernonia amygdalina</i>	Saprolegniasis	Ilundu <i>et al.</i> (2010)

2. **Alsafah AH, Al-Faragi JK. 2017.** Influence of thyme (*Thymus vulgaris*) as feed additives on growth performance and antifungal activity on *Saprolegnia* spp in *Cyprinus carpio* L. J Entomol Zool Stud 5(Suppl 6): 1598-1602. doi: 10.1007/978-81-322-3912-3_939
3. **Aly SM, Mohamed MF. 2010.** *Echinacea purpurea* and *Allium sativum* as immunostimulants in fish culture using Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). J Anim Physiol An N 94: 31-39. doi: 10.1111/j.1439-0396.2009.-00971.x
4. **Amani Denji K, Soltani M, Rajabi Islami H, Kamali A. 2020.** The antifungal effects of *Allium sativum* and *Artemisia sieberi* extracts on hatching rate and survival of rainbow trout *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum, 1792) larvae. Iran J Fish Sci 19: 669-680. doi: 10.22092/ijfs.2019.119128.0
5. **Andreou D, Arkush KD, Guégan JF, Gozlan RE. 2012.** Introduced pathogens and native freshwater biodiversity: a case study of *Sphaerothecum destruens*. Plos One 7: e36998. doi: 10.1371/journal.pone.-0036998
6. **Andrews JD, Hewatt WG. 1957.** Oyster mortality studies in Virginia. II. The fungus disease caused by *Dermocystidium marinum* in oysters of Chesapeake Bay. Ecol Monogr 27: 1-25. doi: 10.2307/1948568
7. **Arkush KD, Mendoza L, Adkison MA, Hedrick RP. 2003.** Observations on the life stages of *Sphaerothecum destruens* gen. and sp. nov., a mesomycetozoean fish pathogen formerly referred to as the rosette agent. J Eukariot Microbiol 50(Suppl 6): 430-438. doi: 10.1111/j.1550-7408.2003.tb00269.x
8. **Ault KK, Johnson JE, Pinkart HC, Wagner RS. 2012.** Genetic comparison of water molds from embryos of amphibians *Rana cascadae*, *Bufo boreas* and *Pseudacris regilla*. Dis Aquat Organ 99: 127-137.
9. **Auró OA, Ocampo CL. 2003.** Evaluación comparativa del efecto profiláctico del ajo y de un producto de patente contra Gram negativos en tilapia (*Oreochromis hornorum*). TIP 6: 67-73.
10. **Ávalos García A, Pérez-Urria Carril E. 2009.** Metabolismo secundario de plantas. Reduca (Biología). Serie Fisiología Vegetal 2: 119-145.
11. **Ben Khemis I, Besbes Aridh N, Hamza N, M'Hetli M, Sadok S. 2016.** Antifungal efficacy of the cactaceae *Opuntia stricta* (Haworth) prickly pear ethanolic extract in controlling pikeperch *Sander lucioperca* (Linnaeus) egg saprolegniasis. J Fish Dis 39: 377-383. doi: 10.1111/jfd.12356.
12. **Bertan GAP, Carlotto AH, da Silva VG, de Brito JCS.K, Giesel A, Siqueira AK. 2019.** Effect of extracts of *Luffa cylindrica*, *Xanthosoma sagittifolium* and *Momordica charantia* on *Saprolegnia* spp. mycelial growth. Vet Zootec 260: 1-7. doi: 10.35172/rvz.2019.v26.364
13. **Blaylock RB, Overstreet RM, Klich MA. 2001.** Mycoses in red snapper (*Lutjanus campechanus*) caused by two deuteromycete fungi (*Penicillium corylophilum* and *Cladosporium sphaerospermum*). Hydrobiologia 460: 221-228.
14. **Blazer VS, Lilley JH, Schill WB, Kiryu Y, Densmore C, Panyawachira V, Chinabut S. 2002.** *Aphanomyces invadans* in Atlantic menhaden along the East Coast of the United States. J Aquat Anim Health 14: 1-10.
15. **Boitard PM, Charrier A, Labrut S, Jamin M. 2017.** First detection of *Sphaerothecum destruens* in salmonids in France. Bull Eur Assoc Fish Patol 37: 197-203.
16. **Borisutpeth M, Kanbutra P, Weerakhun S, Wada S, Hatai K. 2014.** *In vitro* antifungal activity of *Cassia fistula* L against selected pathogenic water molds. Int J Phytomed 6: 237-242. doi: 10.5138/ijpm.v6i2.1408

17. **Bruneton J, Barton DHR, del Fresno AV, Accame EC, Lizabe, MR. 1991.** Elementos de fitoquímica y de farmacognosia. Zaragoza: Ascribis 594 p.
18. **Bruno D, Wood B. 1999.** *Saprolegnia* and other *Oomycetes*. Fish Dis Disorders 3: 599-659. doi: 10.1079/9781845935542.0669
19. **Bulfon C, Volpatti D, Galeotti M. 2013.** Current research on the use of plant-derived products in farmed fish. Aquacult Res 46: 513-551. doi: 10.1111/are.12238
20. **Burka JF, Hammell KL, Horsberg T, Johnson GR, Rainnie D, Speare DJ. 1997.** Drugs in salmonid aquaculture - a review. J Vet Pharmacol Ther 20: 333-349. doi: 10.1046/j.1365-2885.1997.00094.x
21. **Burt S. 2004.** Essential oils: their antibacterial properties and potential applications in foods - a review. Int J Food Microbiol 94: 223-253. doi: 10.1016/j.ijfoodmicro.2004.03.022
22. **Cabello FC. 2006.** Heavy use of prophylactic antibiotics in aquaculture: a growing problem for human and animal health and for the environment. Environ Microbiol 8: 1137-1144. doi: 10.1111/j.1462-2920.2006.01054.x
23. **Cao H, Ou R, Li G, Yang X, Zheng W, Lu L. 2014.** *Saprolegnia australis* RF Elliott 1968 infection in Prussian carp *Carassius gibelio* (Bloch, 1782) eggs and its control with herb extracts. J Appl Ichthyol 30: 145-150. doi: 10.1111/jai.12316
24. **Caruana S, Yoon GH, Freeman MA, Mackie JA, Shinn AP. 2012.** The efficacy of selected plant extracts and bioflavonoids in controlling infections of *Saprolegnia australis* (Saprolegniales; Oomycetes). Aquaculture 358: 146-154. doi: 10.1016/j.aquaculture.2012.06.035
25. **Chakroff M. 1983.** Piscicultura. Cultivo de peces en agua dulce. México: Ed México. 201 p.
26. **Choi YJ, Lee SH, Nguyen TTT, Nama B, Lee HB. 2019.** Characterization of *Achlya americana* and *A. bisexualis* (Saprolegniales, Oomycota) isolated from freshwater environments in Korea. Mycobiology 47: 135-142. doi: 10.1080/12298093.2018.1551855
27. **Choudhury S, Sree A, Mukherjee SC, Pattnaik P, Bapuji M. 2005.** *In vitro* antibacterial activity of extracts of selected marine algae and mangroves against fish pathogens. Asian Fish Sci 18: 285-294. doi: 10.33997/j.afs.2005.-18.3.009
28. **Choudhury TG, Singh SK, Parhi J, Barman D, Das BS. 2014.** Common fungal diseases of fish: a review. Environ Ecol 32: 450-456.
29. **Chukanhom K, Hatai K. 2004.** Freshwater fungi isolated from eggs of the common carp (*Cyprinus carpio*) in Thailand. Mycoscience 45: 42-48. doi: 10.1007/s10267-003-0153-9
30. **Chukanhom K, Borisuthpeth P, Hatai K. 2005.** Antifungal activities of aroma components from *Alpinia galanga* against water molds. Biocontrol Sci 10: 105-109. doi: 10.4265/bio.10.105
31. **Cóndor Cuyubamba E, de Oliveira BH, Ochoa KL, Reyna Pinedo V. 2009.** Estudio químico de los tallos de Vahl *Cinchona pubescens*. Rev Soc Quím Perú 75: 54-63.
32. **Culp SJ, Blankenship LR, Kusewitt DF, Doerge DR, Mulligan LT, Beland FA. 1999.** Toxicity and metabolism of malachite green and leucomalachite green during short-term feeding to Fischer 344 rats and B6C3F1 mice. Chem Biol Interact 122: 153-170. doi: 10.1016/s0009-2797(99)00119-2
33. **Czeczuga B, Woronowicz L. 1993.** Aquatic fungi developing on the eggs of certain freshwater fish species and their environment. Acta Ichthyol Piscat 23: 39-57. doi: 10.1007/S10267-003-0153-9

34. **Czczuga B, Muszynska E, Wossughi G, Kamaly A, Kiziewicz B. 1995.** Aquatic fungi growing on the eggs of several species of acipenserid fishes. *Acta Ichthyol Piscat* 25: 71-79. doi: 10.3750/AIP1995.25.2.05
35. **Deepa B, Bisht GS, Khulbe RD, Bisht D. 2000.** *Fusarium*-a new threat to fish population in reservoirs of Kumaun. In: India. *Curr Sci India* 78: 1241-1245.
36. **Dick MW. 2001.** Straminipilous Fungi: systematics of the Peronosporomycetes including accounts of the marine straminipilous protists, the plasmodiophorids and similar organisms. Dordrecht: Kluwer Academic Publishers. 640 p.
37. **Di Rosa I, Simoncelli F, Fagotti A, Pascolini R. 2007.** Ecology: the proximate cause of frog declines? *Nature* 447: E4-E6. doi: 10.1038/nature04246
38. **Dykstra MJ, Astrofsky KM, Schrenzel MD, Fox J, Bullis R, Farrington SM, Sigler L, Rinaldi M, McGinnis M. 2001.** High mortality in a large-scale zebra fish colony (*Branchydanio rerio*, Hamilton and Buchanan, 1822) associated with *Lecythophora mutabilis* (van Beyma) W. Gams and McGinnis. *Comp Med* 51: 361-368.
39. **Ehab EE, Ezz-Eldien NM, Mahmoud AM. 2002.** Nodular cap disease in the red oranda and red cap breeds of goldfish (*Carassius auratus*) associated with *Dermocystidium* species. *Bull Eur Assoc Fish Patol* 22: 7-14.
40. **Emara EKM, Gaafar AY, Shetaia YM. 2020.** *In vitro* screening for the antifungal activity of some Egyptian plant extracts against the fish pathogen *Saprolegnia parasitica*. *Aquac Res* 51: 4461-4470. doi: 10.1111/are.14791
41. **Estrada-Cely GE, Castaño-Piamba DS, Ramírez Arango KJ, Rodríguez Quintero JA, González Montilla LA. 2012.** Estudio de la eficacia del paico (*Chenopodium ambrosioides*) como antihelmíntico, en especímenes silvestres mantenidos en cautiverio en el Hogar de Paso de Fauna Silvestre de la Universidad de la Amazonía. *CES Med Vet* 7: 31-36.
42. **Farmacopea Argentina. 2013.** Medicamentos herbarios. Vol III, 7° ed. [Internet]. Disponible en: https://www.argentina.gob.ar/sites/default/files/farmacopea_argentina_2013_ed.7.pdf
43. **Fernández-Benítez MJ, Ortiz-Santaliestra ME, Lizana M, Diéguez-Uribeondo J. 2007.** *Saprolegnia diclina*: another species responsible for the emergent disease 'Saprolegnia infections' in amphibians. *FEMS Microbiol Lett* 279: 23-29. doi: 10.1111/j.1574-6968.2007.01002.x
44. **Fuangsawat W, Abking N, Lawhavit O. 2011.** Sensitivity comparison of pathogenic aquatic fungal hyphae to sodium chloride, hydrogen peroxide, acetic acid and povidone iodine. *Witthayasan KasetSAT* 45: 84-89.
45. **García-Gómez A, de la Gándara F, Raja T. 2002.** Utilización del aceite de clavo, *Syzygium aromaticum* L. (Merr. & Perry), como anestésico eficaz y económico para labores rutinarias de manipulación de peces marinos cultivados. *Bol Inst Esp Oceanogr* 18: 21-23.
46. **Giesecker CM, Serfling SG, Reimschuessel R. 2006.** Formalin treatment to reduce mortality associated with *Saprolegnia parasitica* in rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*. *Aquaculture* 253: 120-129. doi: 10.1016/j.aquaculture.2005.07.039
47. **Gleason FH, Chambouvet A, Sullivan BK, Lilje O, Rowley JJJ. 2014.** Multiple zoosporic parasites pose a significant threat to amphibian populations. *Fungal Ecol* 11: 181-192. doi: 10.1016/j.funeco.2014.04.001
48. **Glockling SL, Marshall WL, Gleason FH. 2013.** Phylogenetic interpretations and ecological potentials of the Mesomycetozoa (*Ichthyosporea*). *Fungal Ecol* 6: 237-247. doi: 10.1016/j.funeco.2013.03.005
49. **Gómez SE, Ferré H, Cassará HS, Bordone S. 1997.** Cultivo de peces ornamentales (*Carassius auratus* y

- Cyprinus carpio*) en sistemas semiintensivos en la argentina. *Aquatic* 4: 1-13.
50. **Gopalan UK, Meenakshikunjamma PP, Purushan KS. 1980.** Fungal infection in the tiger prawn (*Penaeus monodon*) and in other crustaceans from the Cochin backwaters. *Mahasagar Bull Nat Inst Oceanogr* 13: 359-365.
 51. **Gormez O, Diler O. 2014.** *In vitro* antifungal activity of essential oils from *Tymbra*, *Origanum*, *Satureja* species and some pure compounds on the fish pathogenic fungus, *Saprolegnia parasitica*. *Aquaculture Res* 45: 1196-1201. doi: 10.1111/are.12060
 52. **Gozlan RE, St-Hilaire S, Feist SW, Martin P, Kent ML. 2005.** Biodiversity: disease threat to European fish. *Nature* 435: 1046. doi: 10.1038/4351046a
 53. **Gozlan RE, Whipps CM, Andreou D, Arkush KD. 2009.** Identification of a rosette-like agent as *Sphaerothecum destruens*, a multi-host fish pathogen. *Int J Parasitol* 39: 1055-1058. doi: 10.1016/j.ijpara.2009.04.012
 54. **Harikrishnan R, Heo J, Balasundaram C, Kim M-C; Kim J-S, Han Y-J, Heo M-S. 2010.** Effect of traditional Korean medicinal (TKM) triherbal extract on the innate immune system and disease resistance in *Paralichthys olivaceus* against *Uronema marinum*. *Vet Parasitol* 170: 1-7. doi: 10.1016/j.vetpar.2010.01.046
 55. **Hassan MA, Osman HAM, Mahmoud MA. 2014.** Studies on *Dermocystidiosis* (yellow muscle disease) among some marine fishes of Arabian Gulf and Red Sea coast, Jeddah, Saudi Arabia. *Middle East J Sci Res* 22: 478-477. doi: 10.5829/idosi.mejsr.2014.22.04.86243
 56. **Hu Y, Shen Y, Tu X, Wu X, Wang G, Ling F. 2019.** Isolation of anti-*Saprolegnia lignans* from *Magnolia officinalis* and SAR evaluation of honokiol/magnolol analogs. *Bioorg Med Chem Lett* 29: 389-395. doi: 10.1016/j.bmcl.2018.12.038
 57. **Huang XL, Liu RJ, Whyte S, Du ZJ, Chen DF, Deng YQ, Wang KY, Geng Y. 2015.** The *in vitro* antifungal activity of 30 Chinese herb extracts to *Saprolegnia* sp. *J Appl Ichthyol* 31: 681- 686. doi: 10.1111/jai.12773
 58. **Hussein MMA, Hatai K, Nomura T. 2001.** Saprolegniosis in salmonids and their eggs in Japan. *J Wildlife Dis* 37: 204-207. doi: 10.7589/0090-3558-37.1.204.
 59. **Hussein MMA, Hatai K. 2002.** Pathogenicity of *Saprolegnia* species associated with outbreaks of salmonid saprolegniosis in Japan. *Fisheries Sci* 68: 1067-1072. doi: 10.1046/j.1444-2906.2002.00533.x
 60. **Hussein MMA, El-Feki MA, Hatai K, Yamamoto A. 2002.** Inhibitory effects of thymoquinone from *Nigella sativa* on pathogenic *Saprolegnia* in fish. *Biocontrol Sci* 7: 31-35. doi: 10.4265/bio.7.31
 61. **Iiondu E, Arimoro F, Sodje A. 2010.** The use of aqueous extracts of *Vernonia amygdalina* in the control of saprolegniosis in *Clarias gariepinus*, a freshwater fish. *Afr J Biotechnol* 8: 7130-7132. doi: 10.5897/ajb11.2251
 62. **Index Fungorum. 2021.** Chinese: Academy of Science [Internet]. Disponible en: www.indexfungorum.org/names/names.asp
 63. **Johnson Jr. TW, Seymour RL, Padgett DE. 2002.** Biology and systematics of the Saprolegniaceae. USA: University of North Carolina at Wilmington. 1008 p.
 64. **Keene JL, Noakes DLG, Moccia RD, Soto CG 1998.** The efficacy of clove oil as an anaesthetic for rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum). *Aquaculture Res* 29: 89-101. doi: 10.1046/j.1365-2109.1998.00927.x
 65. **Khan MH, Marshall L, Thompson KD, Campbell RE, Lilley JH. 1998.** Susceptibility of five fish species (Nile tilapia, rosy barb, rainbow trout, stickleback and roach) to intramuscular injection with the oomycete fish pathogen, *Aphanomyces invadans*. *B Eur Assoc Fish Pat* 18: 192-197.

66. **Kirk PM, Cannon PF, David JC, Stalpers JC. 2001.** Dictionary of the fungi. 9th ed. Wallingford: CAB International. 655 p.
67. **Kiseleva M, Balabanova L, Elyakova L, Rasskazov V, Zvyagintseva T. 2014.** Effect of treatment of chum salmon *Oncorhynchus keta* (Walbaum) eggs with 1,3;1,6-b-D-glucans on their development and susceptibility to *Saprolegnia* infection. *J Fish Dis* 37: 3-10. doi: 10.1111/jfd.12043
68. **Kitancharoen N, Yamamoto A, Hatai K. 1997.** Fungicidal effect of hydrogen peroxide on fungal infection of rainbow trout eggs. *Mycoscience* 38: 375-378. doi: 10.1007/bf02461675
69. **Kitancharoen N, Hatai K. 1998.** Some biological characteristics of fungi isolated from salmonid eggs. *Mycoscience* 39: 249-255. doi:10.1007/BF02464005
70. **Khomvilai C, Kashiwagi M, Khomvilai C. 2005.** Fungicidal efficacy of sodium hypochlorite on a fish-pathogen *Oomycetes*, *Saprolegnia diclina* from Thailand. *Bull Fac Bioresour Mie Univ* 32: 39-44. doi: 10.1111/j.1444-2906-2005.01082.x
71. **Khosravi AR, Shokri H, Sharifrohani M, Mousavi HE, Moosavi Z. 2012.** Evaluation of the antifungal activity of *Zataria multiflora*, *Geranium herbarium*, and *Eucalyptus camaldolensis* essential oils on *Saprolegnia parasitica* infected rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) eggs. *Foodborne Pathog Dis* 9: 674-679. doi: 10.1089/fpd.-2011.1086
72. **Langenmayer MC, Lewisch E, Gotesman M, Hoedt W, Schneider M, El-Matbouli M, Hermanns W. 2015.** Cutaneous infection with *Dermocystidium salmonis* in cardinal tetra, *Paracheirodon axelrodi* (Schultz, 1956). *J Fish Dis* 38: 503-506. doi: 10.1111/jfd.12281
73. **Li S, Liu H. 2015.** A comparative study on the effects of Chinese herbal formulas on prevention and control of saprolegniasis in *Hucho taimen* hatching eggs. *Jiangxi Nongye Daxue Xuebao* 37: 328-332.
74. **Lilley JH, Callinan RB, Chinabut S, Kanchanakhan S, MacRae IH, Phillips MJ. 1998.** Epizootic ulcerative syndrome (EUS). Technical handbook. Bangkok, Thailand: Aquatic Animal Health Research Institute. 346 p.
75. **Luchini L. 1998.** La acuicultura, sus modelos y el potencial actual del pejerrey como pez de cultivo. Dirección de Acuicultura de la Nación. p 7. [https://www.magyp.gob.ar/sitio/areas/acuicultura/publicaciones/_archivos/000000_Infomaci%-C3%B3-n%20y%20noticias%20vinculadas-%20al%20sector/101118_La%20acuicultura,%20sus%20modelos%20y%20el%20potencial%20actual%20\(2010\).pdf](https://www.magyp.gob.ar/sitio/areas/acuicultura/publicaciones/_archivos/000000_Infomaci%-C3%B3-n%20y%20noticias%20vinculadas-%20al%20sector/101118_La%20acuicultura,%20sus%20modelos%20y%20el%20potencial%20actual%20(2010).pdf)
76. **Marchand PA, Phan TM, Straus DL, Farmer BD, Stüber A, Meinelt T. 2012.** Reduction of *in vitro* growth in *Flavobacterium columnare* and *Saprolegnia parasitica* by products containing peracetic acid. *Aquaculture Res* 43: 1861-1866. doi: 10.1111/j.1365-2109-2011.02995.x
77. **Mastan SA. 2015.** Fungal infection in freshwater fishes of Andhra Pradesh, India. *Afr J Biotechnol* 14: 530-534. doi: 10.5897/AJB12.558
78. **Meinelt T, Paul A, Phan TM, Zwirnmanna E, Krüger A, Wienke A, Steinberg CEW. 2007.** Reduction in vegetative growth of the water mold *Saprolegnia parasitica* (Coker) by humic substance of different qualities. *Aquat Toxicol* 83: 93-103. doi: 10.1016/j.aquatox.2007.03.013
79. **Mendoza L, Taylor JW, Ajello L. 2002.** The Class Mesomycetozoea: a heterogeneous group of microorganisms at the animal-fungal boundary. *Annu Rev Microbiol* 56: 315-344. doi: 10.1146/annurev.micro.56.012302.160950
80. **Meyer FP. 1991.** Aquaculture disease and health management. *J Anim Sci* 69: 4201-4208. doi: 10.2527/1991.69104201x

81. **Min HK, Hatai K, Bai S. 1994.** Some inhibitory effects of chitosan on fish-pathogenic oomycete, *Saprolegnia Parasitica*. Fish Pathol 29: 73-77. doi: 10.3147/jsfp.29.73
82. **Miura M, Oono H, Tuchida N, Hatai K, Kiryu T. 2005.** Control of water mold infection in rainbow trout eggs by using copper fiber. Fish Pathol 40: 81-86. doi: 10.3147/jsfp.40.81
83. **Moreira PL, Barata M. 2005.** Egg mortality and early embryo hatching caused by fungal infection of Iberian rock lizard (*Lacerta monticola*) clutches. Herpetol J 15: 265-272.
84. **Mortada HMA, Wada S, Hatai K, Yamamoto A. 2000.** Antimycotic activity of eugenol against selected water molds. J Aquatic Anim Health 12: 224-229. doi: 10.1577/1548-8667(2000)-012<0224:AAOEAS>2.0.CO;2
85. **Mostafa AAF, Al-Askar AA, Yassin MT. 2020.** Anti-saprolegnia potency of some plant extracts against *Saprolegnia diclina*, the causative agent of saprolegniasis. Saudi J Biol Sci 27: 1482-1487. doi: 10.1016/j.sjbs.2020.04.008
86. **Mousavi SM, Mirzargar SS, Ebrahimzadeh-Mousavi H, Omid Baigi R, Khosravi A, Bahonar A, Ahmadi MR. 2009.** Evaluation of antifungal activity of new combined essential oils in comparison with malachite green on hatching rate in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) eggs. J Fish Aquat Sci 2: 103-110. doi: 10.3923/jfas.2009.-103.110
87. **Najafi M, Zamini AA. 2013.** Comparative analysis of antifungal properties of *Zataria multiflora* Boiss, *Eucalyptus* spp essence and malachite green on eggs of Kutum (*Rutilus frisii Kutum*). Adv Biol Res 7: 163-168. doi: 10.5829/idosi.abr.2013.7.5.7497
88. **Noga EJ. 2010.** Fish disease: diagnosis and treatment. 2nd ed. USA: John Wiley & Sons. 519 p.
89. **Ñahuincopa Vergara AS. 2017.** Efecto del extracto de «ajo» *Allium sativum* como fungicida natural de *Saprolegnia* sp aislado de ovas de «trucha arco iris» *Oncorhynchus mykiss* en condiciones de laboratorio. Tesis de Biólogo. Puno. Perú: Univ. Nacional del Altiplano. 64 p.
90. **Oono H, Hatai K, Aikawa H, Hara H. 2008.** The use of bronopol to control fungal infections in ayu eggs. Aquaculture Sci 56: 9-12. doi: 10.11233/aquaculturesci.56.9
91. **[OMS] Organización Mundial de la Salud. 2002.** Medicina tradicional: necesidades recientes y potenciales. Serie Perspectivas políticas sobre medicamentos de la OMS. Ginebra. https://apps.who.int/iris/bitstream/handle/10665/67296/WHO_EDM_2002.4_spa.pdf
92. **Ostland VE, Ferguson HW, Armstrong RD, Asselin A, Hall R. 1987.** Granulomatous peritonitis in fish associated with *Fusarium solani*. Vet Rec 121: 595-596.
93. **Pacheco Marino SG, Steciow MM, Barbeito CG. 2009.** First report of Saprolegniosis on eggs and a juvenile of «Argentinian silverside» (*Odontheistes bonariensis*). Bull Eur Assoc Fish Pathol 29: 10-15.
94. **Pacheco Marino SG, Plaul SE, Pelizza S, Barbeito CG. 2011.** Determinación de la capacidad infectiva de *Fusarium* spp en ovas de pejerrey. En: II Reunión Conjunta de Sociedades de Biología de la República Argentina.
95. **Panchai K, Hanjavanit C, Rujinanont N, Wada S, Kurata O, Hatai K. 2014.** Freshwater oomycete isolated from net cage cultures of *Oreochromis niloticus* with water mold infection in the Nam Phong river, Khon Kaen province, Thailand. Aquac Aquar Conserv Legis 7: 529-542.
96. **Pascolini R, Daszak P, Cunningham AA, Tei S, Vagnetti D, Bucci S, Fagotti A, et al. 2003.** Parasitism by *Dermocystidium ranae* in a population

- of *Rana esculenta* complex in central Italy and description of *Amphibio-cystidium* n. gen. Dis Aquat Organ 56: 65-74. doi: 10.3354/dao056065
97. **Pattnaik S, Subramanyam VR, Kole C. 1996.** Antibacterial and antifungal activity of ten essential oils in vitro. Microbios 86: 237-246.
 98. **Pekkarinen M, Lotman K. 2003.** Occurrence and life cycles of *Dermocystidium* species (Mesomycetozoa) in the perch (*Perca fluviatilis*) and ruff (*Gymnocephalus cernuus*) (Pisces: Perciformes) in Finland and Estonia. J Nat Hist 37: 1155-1172. doi: 10.1080/00222930110120999
 99. **Pereira CN, Di Rosa I, Simoncelli F, Pascolini R, Mendoza L. 2005.** The pathogen of frogs *Amphibiocystidium ranae* is a member of the order Dermocystidia in the class Mesomycetozoa. J Clin Microbiol 43: 192-198. doi: 10.1128/JCM.43.1.192-198.2005
 - 100 **Perrucci S, Cecchini S, Pretti C, Varriale Cognetti AM, Macchioni G, Flamini G, Cioni PL. 1995.** *In vitro* antimycotic activity of some natural products against *Saprolegnia ferax*. Phytother Res 9: 147-149. doi: 10.1002/ptr.2650090215
 101. **Peyghan R, Rahnama R, Dezfily ZT, Shokoohmand M. 2019.** Achlya infection in an Oscar (*Astronotus ocellatus*) with typical symptoms of saprolegniosis. Vet Res Forum 10: 89-92 doi: 10.30466/vrf.2019.34315
 102. **Pirbalouti AG, Taheri M, Raiesi M, Bahrami H, Abdizadeh R. 2009.** *In vitro* antifungal activity of plant extracts on *Saprolegnia parasitica* from cutaneous lesions of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) eggs. J Food Agric Environ 7: 94-96.
 103. **Plaul SE, Andrés Laube PF, Montes MM, Topa E, Martorelli S, Barbeito CG 2018.** Dermocystidiosis induced by the parasite *Dermocystidium* sp in the ornamental fish *Paracheirodon axelrodi*. Bull Eur Assoc Fish Pathol 38: 73-78.
 104. **Pochettino ML. 2015.** Botánica económica. Las plantas interpretadas según tiempo, espacio y cultura. Buenos Aires, Argentina: Sociedad Argentina de Botánica. 448 p.
 - 105 **Prabhuj SK, Srivastava GC, Rizvi SJH, Mathur SN. 1983.** 1,3,7-Trimethylxanthine (caffeine); a new natural fish fungicide. Experientia 39(Suppl 2): 177-179.
 106. **Prasatporn B, Pithai K, Chutima H, Horiuchi E, Wada S, Hatai K. 2010.** The *in vitro* antifungal effects of chlorine dioxide on water molds. Aquaculture Sci 58: 219-224.
 107. **Prieto A, Auro A, Fernández A, 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 81: 38-49.
 108. **Prost H, Sopinska A. 1989.** Evaluation of the activity of the cellular protective process in carp with Saprolegnia infection and treatment with malachite green and immunostimulant. Med Weter 45: 603-605.
 109. **Ragan MA, Goggin CL, Cawthor RJ, Cereniu L, Jamieso AVC, Plourd SM, Rand TG, et al. 1996.** A novel clade of protistan parasites near the animal-fungal divergence. P Natl Acad Sci USA 93: 11907-11912. doi: 10.1073/pnas.93.21.11907
 110. **Rahman AMD, Rahman HMD, Yeasmin SM, Al-Asif A, Mridha D. 2017.** Identification of causative agent for fungal infection and effect of disinfectants on hatching and survival rate of Bata (*Labeo bata*) larvae. Adv Plants Agric Res 7: 342-349. doi: 10.15406/apar.2017.07.00264
 111. **Ramaiah N. 2006.** A review on fungal diseases of algae, marine fishes, shrimps and corals. Indian J Mar Sci 35: 380-387.

112. **Ramasamy P, Rajan PR, Jayakumar R, Rani S, Brenner GP. 1996.** *Lagenidium callinectes* (Couch, 1942) infection and its control in cultured larval Indian tiger prawn, *Penaeus monodon* Fabricus. J Fish Dis 19: 75-82. doi: 10.1111/j.1365-2761.1996.tb00122.x
113. **Rand TG, Bunkley-Williams L, Williams EH. 2000.** A hyphomycete fungus, *Paecilomyces lilacinus*, associated with wasting disease in two species of tilapia from Puerto Rico. J Aquat Anim Health 12: 149-56. doi: 10.1577/1548-8667(2000)06-012<0149:AHFPLA>2.0.CO;2
114. **Reverter M, Tapissier-Bontemps N, Sasal P, Saulnier D. 2017.** Use of medicinal plants in aquaculture. In: Austin B, Newaj-Fyzul A (eds). Diagnosis and control of diseases of fish and shellfish. India: John Wiley & Sons. p 223-261.
115. **Reynolds JD. 1988.** Crayfish extinctions and crayfish plague in central Ireland. Biol Conserv 45: 279-285. doi: 10.1016/0006-3207(88)90059-6
116. **Roberts RJ. 2001.** The mycology of teleosts. In: Roberts RJ (ed). Fish pathology. 3rd ed. London: Harcourt Publishers. p 332-346.
117. **Romansic JM, Diez KA, Higashi EM, Johnson JE, Blaustein AR. 2009.** Effects of the pathogenic water mold *Saprolegnia ferax* on survival of amphibian larvae. Dis Aquat Organ 83: 187-193. doi: 10.3354/dao02007.
118. **Rowley JJJ, Gleason FH, Andreou D, Marshall WL, Lilje O, Gozlan R. 2013.** Impacts of mesomycetozoean parasites on amphibian and freshwater fish populations. Fungal Biol Rev 27: 100-111. doi: 10.1016/j.fbr.2013.09.002
119. **Yanong RP. 2003.** Fungal diseases of fish. Vet Clin North Am Exot Anim Pract 6: 377-400. doi: 10.1016/s1094-9194(03)-00005-7
120. **Ruthig GR, Provost-Javier KN. 2012.** Multihost saprobes are facultative pathogens of bullfrog *Lithobates cates-beianus* eggs. Dis Aquat Organ 101: 13-21. doi: 10.3354/dao02512
121. **Sarter S, Nguyen HNK, Hung LT, Lazard J, Montet D. 2007.** Antibiotic resistance in Gram-negative bacteria isolated from farmed catfish. Food Control 18: 1391-1396. doi: 10.1016/j.foodcont.2006.10.003
122. **Sati SC. 1991.** Aquatic fungi parasitic on temperate fishes of Kumaun Himalaya, India. Mycoses 34: 437-441. doi: 10.1111/j.1439-0507.1991.tb00810.x.
123. **Schreck C, Fitzpatrick M, Marking LL, Rach JJ, Jeffrey SM. 1991.** Research to identify effective antifungal agents. Annual report. Portland, Oregon, USA: Bonneville Power Administration. 21 p.
124. **Schreier TM, Rach JJ, Howe GE. 1996.** Efficacy of formalin, hydrogen peroxide, and sodium chloride on fungal infected rainbow trout eggs. Aquaculture 140: 323-331. doi: 10.1016/0044-8486(95)01182-X
125. **Šegviæ Klariæ M, Kosalec I, Masteliæ J, Pieckova E, Pepeljnak S. 2007.** Antifungal activity of thyme (*Thymus vulgaris* L) essential oil and thymol against moulds from damp dwellings. Lett Appl Microbiol 44: 36-42. doi: 10.1111/j.1472-765X.2006.02032.x
126. **Seyfried EE, Newton RJ, Kennedy FRIV, Pedersen JA, McMahon KD. 2010.** Occurrence of tetracycline resistance genes in aquaculture facilities with varying use of oxytetracycline. Microb Ecol 59: 799-807. doi: 10.1007/s00248-009-9624-7
127. **Sharif-Rohani M, Ebrahimzadeh Mousavi H, Khosravi A, Mokhayer B, Bahonar A, Mirzargar S, Mehrabi Y. 2006.** Evaluation of *Geranium herbarum* essence

- application in control of fungal contamination in Rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) eggs. *J Fac Vet Med* 61: 269-272.
128. **Sherif AH, Abdel-Hakim SA. 2016.** Treatment trails of Saprolegniosis in *Oreochromis niloticus*. *Alex J Vet Sci* 49: 99-104. doi: 10.5455/ajvs.226020
129. **Silveira-Coffigny R. 2006.** Los productos fito-farmacéuticos en la acuicultura - The phyto-farmaceuticals products in aquaculture. *REDVET* 7(8). [Inter-net]. Disponible en: <https://www.redalyc.org/pdf/636/63612750012.pdf>
130. **Singh R, Kumar A, Pandey NN, Gupta M, Kumar P, Haldar RS, Ali S, Kumar S, Pande A. 2013.** In vitro evaluation of antifungal activity of aqueous extract of lemon grass (*Cymbopogon citrates*) against pathogenic fungi *Saprolegnia parasitica* isolated from endangered cold water fish *Tor putitora*. *J Ecophy-siol Occup Health* 13: 63-66.
131. **Sosa ER, Landsberg JH, Kiryu Y, Stephenson CM, Cody TT, Dukeman AK, Wolfe HP, et al. 2007.** Pathogenicity studies with the fungi *Aphanomyces invadans*, *Achlya bisexualis*, and *Phialemonium dimorphosporum*: induction of skin ulcers in striped mullet. *J Aquat Anim Health* 19: 41-48. doi: 10.1577/H06-013.1
132. **Stoskopf MK. 1993.** Fish medicine. Philadelphia, USA: Saunders. 882 p.
133. **Straus DL, Meinelt T, Farmer BD, Beck BH. 2012a.** Acute toxicity and histopathology of channel catfish fry exposed to peracetic acid. *Aquaculture* 342-343: 134-138. doi: 10.1016/j.aquaculture.2012.02.024
134. **Straus DL, Meinelt T, Farmer BD, Mitchell AJ. 2012b.** Peracetic acid is effective for controlling fungus on channel catfish eggs. *J Fish Dis* 35: 505-511. doi: 10.1111/j.1365-2761.-2012.-01383.x
135. **Tampieri M, Galuppi R, Carelle MS, Macchioni F, Cioni PL, Morelli I. 2003.** Effect of selected essential oils and pure compounds on *Saprolegnia parasitica*. *Pharm Biol* 41: 584-591. doi: 10.1080/13880 20039 0501839
136. **Udomkusonsri P, Trongvanichnam K, Limpoka M, Klangkaew N, Kusuc-harit N. 2007.** In vitro efficacy of the antifungal activity of some Thai medicinal plants on the pathogenic fungus, *Saprolegnia parasitica* H2, from Fish. *Witthayasan Kasetsat* 41: 56-61.
137. **Urban MC, Lewis LA, Fuèiková K, Cordone A. 2015.** Population of origin and environment interact to determine oomycete infections in spotted salamander populations. *Oikos* 124: 274-284. doi: 10.1111/oik.01598
138. **Valladão GMR, Gallani SU, Píłarski F. 2015.** Phytotherapy as an alternative for treating fish disease. *J Vet Pharmacol Ther* 38: 417-428. doi: 10.1111/jvp.12202
139. **Van den Berg AH, McLaggan D, Diéguez-Urbeondo J, Van West P. 2013.** The impact of the water moulds *Saprolegnia diclina* and *Saprolegnia parasitica* on natural ecosystems and the aquaculture industry. *Fungal Biol Rev* 27: 33-42. doi: 10.1016/j.fbr.2013.05.001
140. **Yao JY, Lin LY, Yuan XM, Ying WL, Xu Y, Pan XY, Hao GJ, et al. 2017.** Antifungal activity of rhein and aloemodin from *Rheum palmatum* on fish pathogenic *Saprolegnia* sp. *J World Aquacult Soc* 48: 137-144. doi: 10.1111/jwas.12325
141. **Zamhariand DNJA, Yong A. 2017.** In-vitro screening of antioxidant, antibacterial and antifungal properties of herbs for aquaculture. *Int J Fish Aquat Stud* 5: 259-264.
142. **Zeng B, Wang W, Zhou J, Zhang B, Wang J, Liu H, Mu Z. 2019.** The study on the prevention and treatment effects of 5 kinds of Chinese herbal medicine on the *Schizothorax oconnori* fertilized eggs' *Saprolegnia*. *Gansu Nong Ye Da Xue Xue Bao* 54: 47-54.