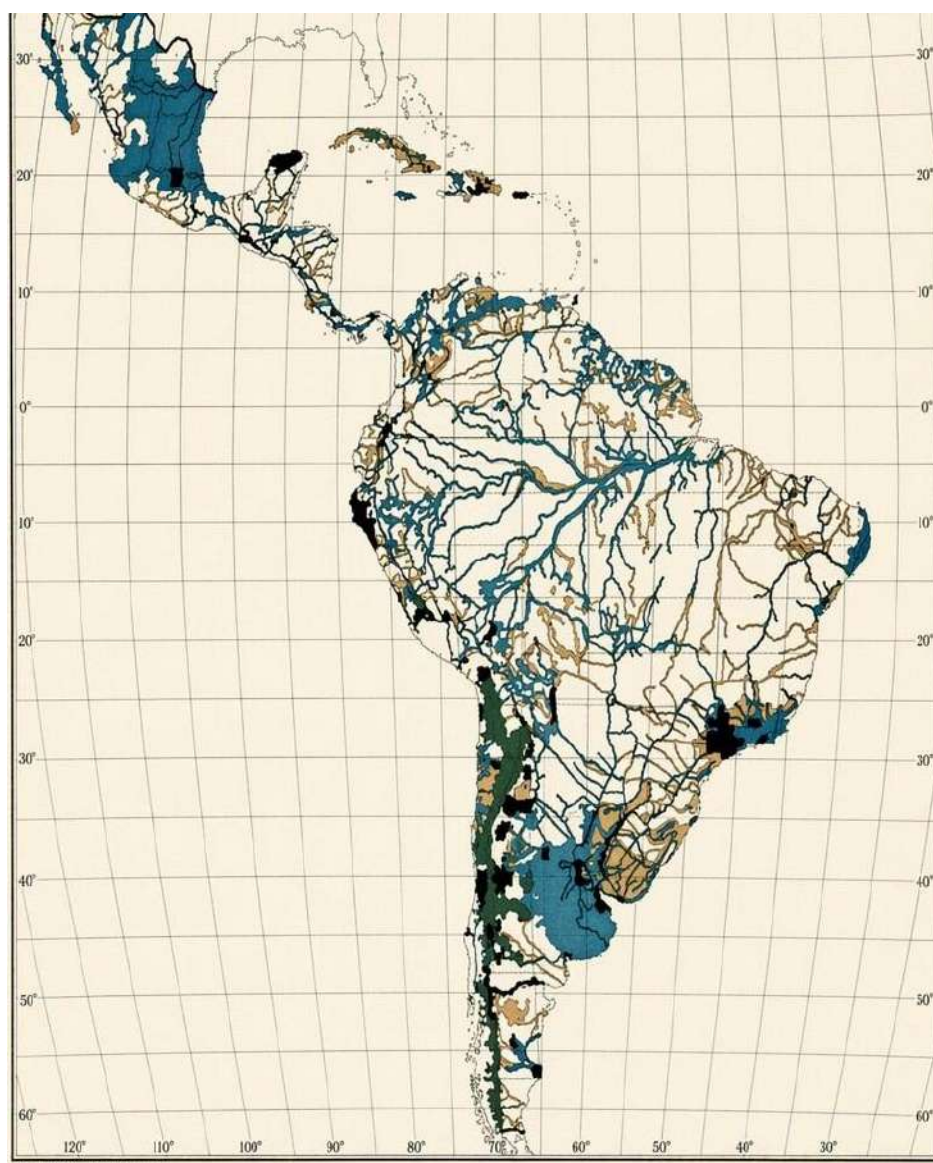


Revista Latinoamericana de Difusión Científica



Volumen 8 - Número 15
Julio – Diciembre 2026
Maracaibo – Venezuela

Cuarentena y bioseguridad: Primera barrera contra enfermedades en tilapia

DOI: <https://doi.org/10.5281/zenodo.21384888>

Amelia Paredes-Trujillo*
Ariadne Hernández-Pérez**
Abril Rodríguez-González***

RESUMEN

La tilapia es una de las especies acuícolas más importantes a nivel mundial; sin embargo, su producción enfrenta constantes desafíos sanitarios asociados a la introducción y propagación de enfermedades causadas por parásitos, bacterias y virus. Estos agentes pueden afectar la salud de los peces, disminuir el rendimiento productivo y generar importantes pérdidas económicas. Entre las medidas de bioseguridad utilizadas para reducir estos riesgos, la cuarentena representa una de las herramientas preventivas más importantes, ya que permite mantener a los organismos recién ingresados en aislamiento temporal para evaluar su estado sanitario antes de incorporarlos a los sistemas de cultivo. Durante este periodo es posible detectar enfermedades, observar signos clínicos, realizar pruebas diagnósticas y establecer medidas sanitarias oportunas para reducir el riesgo de introducción y diseminación de agentes patógenos. Asimismo, la cuarentena facilita la adaptación de los peces a las nuevas condiciones de cultivo, disminuye el estrés asociado al transporte y fortalece la prevención de brotes infecciosos dentro de las unidades de producción. A pesar de su importancia, existe información limitada sobre la implementación de protocolos de cuarentena en el cultivo de tilapia en México. Por ello, este trabajo resalta la relevancia de la cuarentena como una de las primeras barreras de bioseguridad para fortalecer la sanidad, sostenibilidad y productividad de la acuicultura de tilapia.

PALABRAS CLAVE: Acuicultura, Prevención de enfermedades, Cuarentena, Sanidad animal, Tilapia.

* Departamento de Ciencias de la Sustentabilidad, El Colegio de la Frontera Sur-ECOSUR, Tabasco. Universidad de Ciencias y Artes de Chiapas (UNICACH), Chiapas, México. ORCID: <https://orcid.org/0000-0003-2182-5987>. E-mail: amelia.paredes@unicach.mx

** Departamento de Medicina y Zootecnia de Abejas, Conejos y Organismos Acuáticos. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Nacional Autónoma de México, Circuito de la Investigación Científica s/n, 04510, Ciudad Universitaria, México. ORCID: <https://orcid.org/0000-0002-4908-4466>.

*** Universidad Nacional Autónoma de México, Instituto de Biología, Laboratorio de Helmintología, Ciudad de México, México. ORCID: <https://orcid.org/0000-0002-9940-5299>.

Quarantine and Biosecurity: The First Barrier Against Diseases in Tilapia

ABSTRACT

Tilapia is one of the most important aquaculture species worldwide; however, its production faces continuous health challenges associated with the introduction and spread of diseases caused by parasites, bacteria, and viruses. These pathogens can adversely affect fish health, reduce production performance, and result in significant economic losses. Among the biosecurity measures used to mitigate these risks, quarantine is considered one of the most important preventive tools, as it allows newly introduced fish to be temporarily isolated and their health status assessed before being incorporated into production systems. During this period, diseases can be detected, clinical signs can be monitored, diagnostic tests can be conducted, and timely sanitary measures can be implemented to minimize the risk of pathogen introduction and transmission. In addition, quarantine facilitates fish acclimation to new culture conditions, reduces transport-related stress, and strengthens the prevention of disease outbreaks within production units. Despite its importance, information regarding the implementation of quarantine protocols in tilapia farming in Mexico remains limited. Therefore, this review highlights the relevance of quarantine as one of the first biosecurity barriers for improving the health, sustainability, and productivity of tilapia aquaculture.

KEYWORDS: Aquaculture, Disease prevention, Quarantine, Animal health, Tilapia.

Introducción

La tilapia ha adquirido una gran importancia alimentaria a nivel mundial, contribuyendo significativamente al suministro de proteína de origen animal para millones de personas (FAO, 2022). Los principales países productores son China, Indonesia, Egipto y Filipinas, mientras que en América destacan Brasil y México (FAO, 2022). En México, el cultivo de tilapia se desarrolla en las 32 entidades federativas, consolidándose como una de las actividades acuícolas de mayor relevancia a nivel nacional (CONAPESCA, 2017). Su expansión ha sido favorecida por la capacidad de adaptación de esta especie a diversas condiciones ambientales y sistemas de producción, desde unidades rurales de pequeña escala hasta sistemas semi-intensivos e intensivos orientados al abastecimiento de mercados regionales y nacionales (CONAPESCA, 2017).

No obstante, el crecimiento acelerado de la actividad acuícola también ha incrementado los riesgos sanitarios, particularmente la aparición y propagación de enfermedades infecciosas, las cuales constituyen una de las principales limitantes para la producción y el comercio acuícola a nivel mundial debido a sus efectos sobre la productividad y sostenibilidad del sector. Se estima que aproximadamente el 50 % de las pérdidas productivas en acuicultura están asociadas con enfermedades infecciosas (Assefa y Abunna, 2018). Además de las pérdidas económicas directas en las unidades de producción, los brotes sanitarios pueden ocasionar disminución de ingresos, pérdida de empleos y afectar la seguridad alimentaria, especialmente en países en desarrollo (Assefa y Abunna, 2018). En el caso de la tilapia, enfermedades como la estreptococosis, la franciselosis y el Virus de la Tilapia del Lago (TiLV) han provocado importantes mortalidades y pérdidas económicas en diversos países productores, evidenciando la necesidad de fortalecer las estrategias de prevención, vigilancia y control sanitario en los sistemas de cultivo (Surachetpong et al., 2017; Zhang, 2021).

Ante este panorama, uno de los principales desafíos de la acuicultura es reducir la introducción y dispersión de patógenos. Para ello, la implementación de medidas de bioseguridad resulta fundamental, ya que comprende un conjunto de prácticas y estrategias sanitarias destinadas a disminuir los factores de riesgo asociados con la aparición y propagación de enfermedades contribuyendo simultáneamente a la protección de la salud animal, la salud pública y el ambiente (Sahu et al., 2017; FAO, 2022). En conjunto, estas estrategias permiten reducir el riesgo de brotes y minimizar su impacto sobre la producción acuícola (Muthu et al., 2020; MacKinnon et al., 2023).

Entre las distintas estrategias preventivas disponibles, la cuarentena representa una de las herramientas más efectivas para evitar la introducción y establecimiento de agentes patógenos en las unidades de cultivo. Sin embargo, la implementación de medidas de bioseguridad y protocolos de cuarentena en la acuicultura mexicana presenta un grado importante de heterogeneidad, particularmente entre sistemas de producción de diferente escala y nivel tecnológico. Mientras algunas unidades cuentan con procedimientos sanitarios establecidos, en otras las prácticas de cuarentena, vigilancia y diagnóstico son limitadas o inexistentes, lo que incrementa el riesgo de introducción y dispersión de enfermedades. A pesar de la relevancia de estas medidas, existe información limitada sobre su aplicación en el cultivo de tilapia en México. Por ello, el presente documento tiene como

A. Paredes-Trujillo et al.// Cuarentena y bioseguridad: Primera barrera contra enfermedades...32-51
objetivo analizar la importancia de la cuarentena como medida de bioseguridad en la producción de tilapia, destacando su papel en la prevención, vigilancia y control de enfermedades de importancia sanitaria.

1. Cuarentena en acuicultura

En acuicultura y la pesca, la movilización de peces constituye una práctica frecuente asociada con actividades de comercialización, reproducción, mejoramiento genético, conservación y repoblamiento. Sin embargo, el traslado de organismos sin la aplicación adecuada de medidas de bioseguridad representa una de las principales vías de ingreso y propagación de agentes patógenos en la producción acuícola (Arthur et al., 2008). Los peces movilizados pueden provenir tanto de ambientes silvestres como de unidades de cultivo y actuar como portadores asintomáticos de bacterias, virus y parásitos durante periodos de prepatencia, dificultando la detección temprana de infecciones y aumentando el riesgo de diseminación de enfermedades hacia nuevos sistemas de producción y cuerpos de agua receptores (Arthur et al., 2004).

Este riesgo se incrementa en sistemas intensivos de cultivo debido a factores como las altas densidades de siembra, el deterioro de la calidad del agua, el manejo inadecuado y la constante interacción entre organismos, condiciones que favorecen el establecimiento de agentes infecciosos (Hoai, 2020). Asimismo, las actividades de captura, manipulación, transporte y aclimatación generan estrés fisiológico en los peces, alterando sus mecanismos de respuesta inmune y aumentando su susceptibilidad a infecciones oportunistas (**Fig. 1**). Entre las principales consecuencias del estrés se encuentran la inmunosupresión, la disminución del crecimiento, las alteraciones reproductivas y el incremento de la mortalidad (Portz et al., 2006). Bajo estas condiciones, los organismos recién introducidos pueden convertirse en una fuente importante de diseminación de patógenos dentro del cultivo.

En muchos casos, los peces de nuevo ingreso no presentan signos clínicos evidentes al momento de su incorporación, aun cuando el agente infeccioso ya se encuentra presente en el hospedero. Durante este periodo de prepatencia o incubación, el patógeno comienza a establecerse y multiplicarse en el organismo sin producir manifestaciones clínicas visibles, por lo que los peces pueden actuar como portadores asintomáticos y representar un riesgo sanitario para el resto del cultivo (Arthur et al., 2008) (**Fig. 1**). La ausencia de signos clínicos

A. Paredes-Trujillo et al.// Cuarentena y bioseguridad: Primera barrera contra enfermedades...32-51
dificulta la detección temprana de enfermedades y favorece la introducción inadvertida de patógenos en las unidades de producción acuícola.

Conforme progresa la infección y el equilibrio entre hospedero, ambiente y patógeno se altera, se inicia el periodo patogénico, etapa en la que comienzan a desarrollarse alteraciones fisiológicas y manifestaciones clínicas de la enfermedad. Durante esta fase pueden presentarse signos como letargia, pérdida de apetito, lesiones cutáneas, hemorragias, daño branquial y mortalidad, dependiendo del tipo de patógeno, las condiciones ambientales y la susceptibilidad del hospedero (Mackinnon et al., 2023). Sin embargo, no todos los organismos desarrollan cuadros clínicos severos; algunos pueden recuperarse, mientras que otros permanecen como portadores crónicos o desarrollan infecciones persistentes que contribuyen a la diseminación de enfermedades dentro de las unidades de producción acuícola (**Fig. 1**). Debido a que muchos organismos infectados pueden ingresar al sistema sin presentar signos clínicos evidentes, resulta fundamental implementar medidas preventivas que permitan frenar la entrada de patógenos en las unidades acuícolas (Mackinnon et al., 2023).

Para reducir este riesgo, la cuarentena constituye una de las medidas de bioseguridad más importantes en acuicultura (Arthur et al., 2008). Este procedimiento consiste en mantener a los organismos recién ingresados en sistemas aislados e independientes bajo condiciones controladas durante un periodo determinado, con el objetivo de evaluar su estado sanitario antes de incorporarlos a la población de cultivo (FAO, 2007). De esta manera, la cuarentena actúa como una barrera preventiva dentro del sistema productivo, permitiendo la detección temprana de enfermedades mediante el monitoreo clínico continuo de los organismos y la identificación oportuna de portadores asintomáticos, reduciendo así el riesgo de introducción, establecimiento y propagación de agentes patógenos en las unidades de producción acuícola.

Una cuarentena adecuada debe incluir el aislamiento de organismos sospechosos, monitoreo clínico diario, control de calidad del agua, desinfección de equipos e instalaciones, la restricción del movimiento de personal y materiales entre áreas, muestreos diagnósticos y el manejo adecuado de las mortalidades y el mantenimiento de registros sanitarios detallados de cada lote (FAO, 2007; Arthur et al., 2008; Hadfield et al., 2011). Estas medidas permiten detectar oportunamente enfermedades, reducir el riesgo de

A. Paredes-Trujillo et al.// Cuarentena y bioseguridad: Primera barrera contra enfermedades...32-51
transmisión de patógenos y favorecer la recuperación del estrés asociado con la captura, manipulación y transporte (**Fig. 2**).

Los principios de cuarentena aplican tanto para organismos de nuevo ingreso como para peces trasladados entre diferentes áreas dentro de una misma instalación, así como para poblaciones residentes que presentan signos de enfermedad. Además de proteger a las poblaciones establecidas frente a posibles patógenos, una cuarentena adecuada favorece la adaptación gradual de los organismos recién introducidos a las condiciones de agua, alimentación y manejo de la unidad de producción. Asimismo, permite la recuperación del estrés fisiológico ocasionado por la captura, manipulación y transporte, factores que pueden comprometer temporalmente la respuesta inmune y aumentar la susceptibilidad a enfermedades (FAO, 2007).

Ante la presencia de organismos sospechosos o moribundos, es necesario implementar pruebas diagnósticas rápidas, como raspados de piel y branquias para la detección de ectoparásitos, tinciones bacterianas, cultivos microbiológicos y, cuando sea necesario, análisis histopatológicos (OIE, 2006; Moreira et al., 2021). Estas evaluaciones permiten establecer diagnósticos presuntivos oportunos y facilitan la toma de decisiones sanitarias dentro de la unidad de producción. Adicionalmente, los peces clínicamente afectados deben permanecer aislados del resto del lote para evitar la propagación de agentes infecciosos. El aislamiento temprano, junto con la aplicación de tratamientos profilácticos, medidas terapéuticas específicas o programas de vacunación cuando éstas se encuentran disponibles, contribuye significativamente a la contención de brotes y al fortalecimiento de la sanidad acuícola (Subasinghe y Bondad-Reantaso, 2008).

Dependiendo de la evolución del cuadro clínico, los organismos pueden recuperarse, permanecer como portadores crónicos o presentar mortalidad, por lo que la cuarentena no solo funciona como una medida preventiva de bioseguridad, sino también como una estrategia integral de vigilancia, control y manejo sanitario dentro de las unidades de producción acuícola. Asimismo, proporciona información fundamental para la toma de decisiones relacionadas con la liberación, tratamiento, prolongación del periodo de aislamiento o eliminación de organismos potencialmente infectados, minimizando el riesgo de transmisión de enfermedades a la población de cultivo. En conjunto, su correcta implementación contribuye significativamente a reducir el riesgo de introducción,

A. Paredes-Trujillo et al.// Cuarentena y bioseguridad: Primera barrera contra enfermedades...32-51
establecimiento y dispersión de enfermedades, favoreciendo la estabilidad sanitaria, productiva y económica.

2. Periodo aproximado de incubación y principales signos clínicos de patógenos relevantes en tilapia

El periodo de cuarentena debe ser lo suficientemente amplio para permitir la manifestación de signos clínicos asociados con enfermedades bacterianas, virales y parasitarias presentes en los organismos recién introducidos. Muchos peces pueden actuar como portadores asintomáticos durante los periodos de incubación o prepatencia, dificultando la detección temprana de infecciones.

En tilapia, diversos parásitos presentan ciclos biológicos cortos y directos que favorecen el rápido desarrollo de brotes bajo condiciones de estrés y cultivo intensivo (Paredes-Trujillo et al., 2021). Entre los principales destacan monogéneos como *Gyrodactylus* spp. y *Cichlidogyrus* spp., así como el protozooario *Ichthyophthirius multifiliis*, cuyos ciclos de vida pueden completarse en pocos días dependiendo de la temperatura del agua (Matthews, 2005; Bakke et al., 2007). Los monógenos son ectoparásitos de ciclo directo que no requieren hospederos intermediarios y atraviesan etapas de huevo, oncomiracidio y adulto, permitiendo una rápida propagación dentro de las unidades de producción.

Durante los periodos de prepatencia, estos parásitos pueden permanecer sin causar signos clínicos evidentes, permitiendo que organismos aparentemente sanos sean movilizados entre granjas o sistemas de cultivo. De esta manera, los peces pueden transportar infecciones en etapas tempranas de desarrollo o formas parasitarias adheridas a la piel y las branquias, las cuales suelen pasar desapercibidas durante las inspecciones rutinarias. Una vez introducidos en una nueva población, factores como las elevadas densidades de cultivo, las fluctuaciones en la calidad del agua y el estrés asociado al manejo favorecen la proliferación de los parásitos. Como consecuencia, pueden presentarse descamación, hiperplasia branquial, exceso de mucosidad, aletas deshinchadas, alteraciones respiratorias, comportamiento errático e incluso mortalidad, especialmente en sistemas intensivos y de recirculación (Ávila-Castillo et al., 2024) (**Tabla 1**). Dentro de este grupo, los miembros de la familia Dactylogyridae son considerados altamente patógenos y presentan una elevada capacidad reproductiva. Por ejemplo, *Cichlidogyrus* spp. puede

A. Paredes-Trujillo et al.// Cuarentena y bioseguridad: Primera barrera contra enfermedades...32-51
eclosionar entre 2 y 6 días, alcanzar la madurez sexual en 4 a 6 días y sobrevivir hasta 40 días bajo condiciones favorables (Paperna, 1996; Akoll et al., 2012). Por su parte, los monogéneos vivíparos de la familia Gyrodactylidae poseen tasas de reproducción particularmente elevadas, pudiendo duplicar sus poblaciones en menos de 24 horas mediante la liberación continua de larvas infectivas (Bakke et al., 2007) (**Tabla 1**).

Otros parásitos de importancia sanitaria incluyen *Neobenedenia melleni*, cuyos huevos pueden eclosionar entre 5 y 8 días a temperatura ambiente, así como *I. multifiliis*, un protozooario altamente infeccioso capaz de completar su ciclo biológico en aproximadamente 3 a 8 días. Este parásito puede ocasionar brotes severos caracterizados por daño branquial, alteraciones respiratorias y elevadas mortalidades, frecuentemente agravadas por infecciones secundarias bacterianas u oportunistas (Matthews, 2005; Jorgensen et al., 2022). Asimismo, variables ambientales como la temperatura, el oxígeno disuelto, el pH, la salinidad y la densidad de cultivo influyen directamente en la velocidad de reproducción, transmisión y establecimiento de estos organismos (Jorgensen et al., 2022).

Además de las infecciones parasitarias, diversos agentes bacterianos y virales pueden manifestarse pocos días después del transporte o bajo condiciones de estrés asociadas con la movilización y aclimatación de los organismos. En infecciones causadas por *Streptococcus agalactiae*, los signos clínicos pueden presentarse entre 24 y 72 h postexposición, mientras que elevadas mortalidades pueden observarse durante los primeros 10 días posteriores a la infección (Abdallah et al., 2024). Los peces afectados suelen presentar exoftalmia, nado errático y meningoencefalitis. De manera similar, *Streptococcus iniae* puede desencadenar cuadros septicémicos agudos en aproximadamente 48 h, acompañados de letargia, rigidez dorsal y alteraciones del comportamiento natatorio (Bromage et al., 1999) (**Tabla 1**).

Por otra parte, enfermedades de progresión más lenta, como la franciselosis causada por *Francisella noatunensis* subsp. *orientalis*, pueden requerir periodos más prolongados para manifestarse clínicamente. En infecciones experimentales se han reportado signos entre 24 h y 4 días postinfección, mientras que la mortalidad puede presentarse durante periodos de monitoreo más prolongados. Los peces infectados suelen presentar letargia, lesiones cutáneas, esplenomegalia, renomegalia y formación de granulomas (Ramírez-Paredes, 2015).

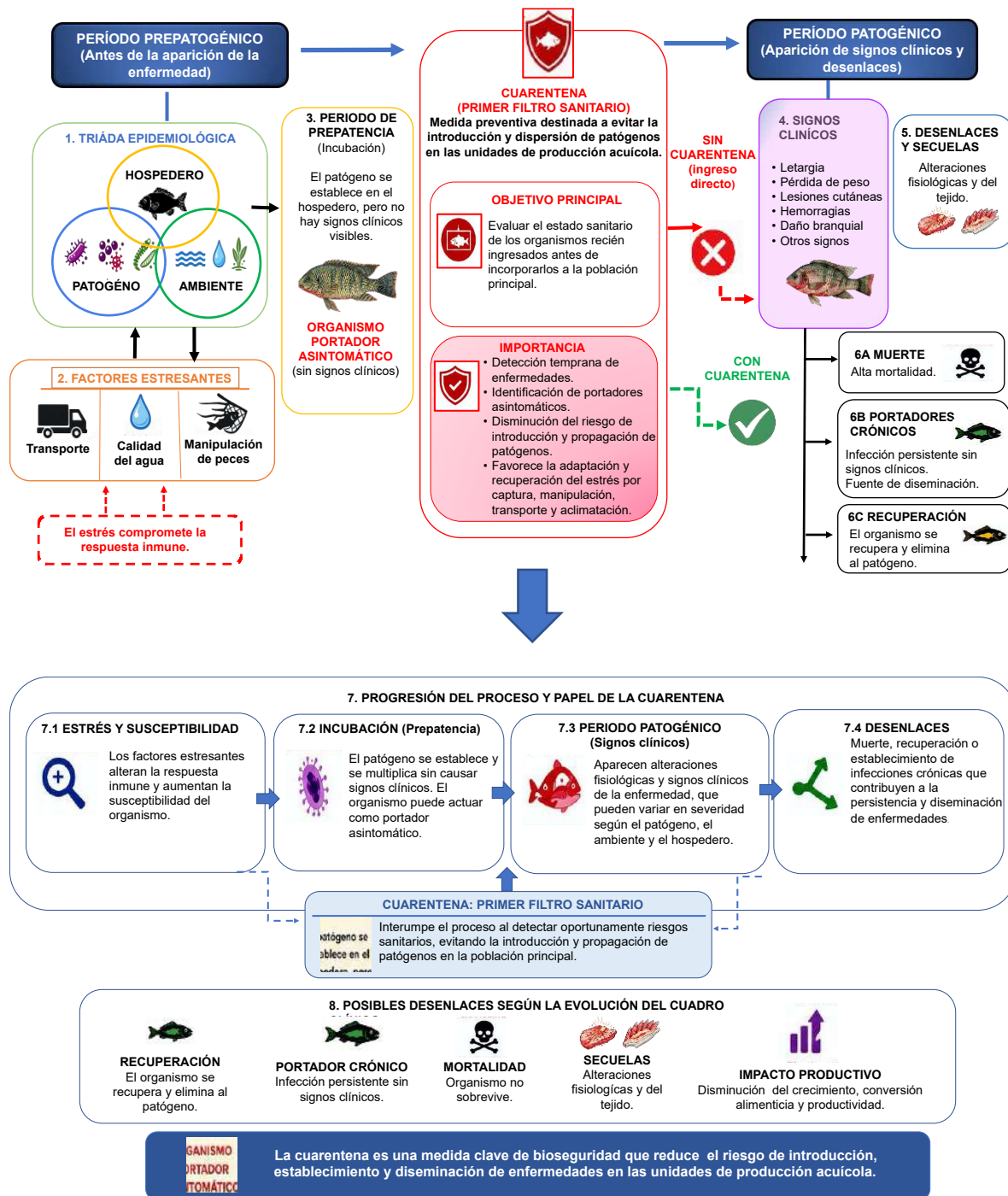


Figura 1. Papel de la cuarentena como medida de bioseguridad para prevenir la introducción y diseminación de enfermedades en el cultivo de tilapia.

Tabla 1. Período de incubación y principales signos clínicos de algunos patógenos de importancia sanitaria en tilapia durante la cuarentena

Tipo de agente	Periodo aproximado de incubación / aparición de signos clínicos	Principales signos clínicos	Referencia
PARÁSITOS			
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>	3–8 días	Puntos blancos, daño branquial y dificultad respiratoria.	Matthews, 2005
<i>Trichodina</i> spp.	18–24 h	Exceso de mucosidad, irritación e hipoxia.	Woo, 2006
<i>Dactylogyrus</i> spp.	4–5 días	Hiperplasia branquial, hipoxia y letargo.	Paperna, 1963
<i>Cichlidogyrus</i> spp.	4–6 días	Lesiones branquiales y exceso de mucosidad.	Paperna, 1993; 1996; Akoll et al., 2012
<i>Gyrodactylus</i> spp.	24–72 h para un incremento poblacional importante	Descamación, aletas deshilachadas y estrés.	Bakke et al., 2007
<i>Neobenedenia melleni</i>	5–8 días	Lesiones cutáneas, irritación y mortalidad.	Jorgensen et al., 2022
PSEUDO-HONGOS (Oomicetos)			
<i>Saprolegnia</i> spp.	2–7 días	Lesiones algodonosas, necrosis y letargo.	Van den Berg et al., 2013
BACTERIA			
<i>Aeromonas hydrophila</i>	8–23 h	Hemorragias, ascitis y pérdida del equilibrio.	Dias et al., 2016
<i>Streptococcus agalactiae</i>	24–72 h postexposición; mortalidad elevada en ~10 días	Exoftalmia, nado errático y septicemia.	Abdallah et al., 2024
<i>Streptococcus iniae</i>	~48 h	Letargia, nado errático y exoftalmia.	Bromage et al., 1999
<i>Flavobacterium columnare</i>	24–48 h	Letargo, nado superficial y anorexia.	Tripathi, 2003
<i>Francisella noatunensis</i> subsp. <i>orientalis</i>	24 h–4 días; lesiones granulomatosas evidentes a partir de 96 h	Letargia, granulomas y esplenomegalia.	Ramírez-Paredes, 2015
<i>Edwardsiella tarda</i>	~7 días postinfección experimental	Ascitis, exoftalmia y hemorragias.	Abo El-Yazeed & Ibrahim, 2009
<i>Vibrio anguillarum</i>	24–48 h	Septicemia y lesiones ulcerativas.	Baron et al., 2017
<i>Vibrio</i> spp.	24–48 h	Septicemia, úlceras y letargo.	Hounmanou et al., 2019
<i>Edwardsiella tarda</i>	36–48 h	Ascitis, hemorragias y lesiones ulcerativas.	Janda & Duman, 2024
<i>Edwardsiella ictaluri</i>	2–10 días	Branquias pálidas, manchas blancas y lesiones ulcerativas.	Bunpote et al., 2022
<i>Aeromonas hydrophila</i>	~14 días	Hemorragias, descamación y erosión de aletas.	Sherif & Kassab, 2023
<i>Aeromonas schubertii</i>	Variable	Hemorragias sistémicas y ascitis.	Liu y Li, 2012
<i>Pseudomonas fluorescens</i>	48 h	Hemorragias, necrosis y septicemia.	Abdi et al., 2024
VIRUS			
Tilapia Lake Virus (TiLV)	3–7 días	Exoftalmia, oscurecimiento corporal y distensión abdominal.	Jansen et al., 2019
Iridovirus	5–14 días	Oscurecimiento corporal, anemia y mortalidad elevada.	Dong et al., 2015

De igual forma, bacterias como *Flavobacterium columnare* y *Vibrio* spp. presentan cursos clínicos rápidos, generalmente entre 24 y 48 h postinfección. En el caso de *F. columnare*, los peces pueden presentar letargía, apatía, nado superficial, decremento de los movimientos operculares y pérdida del apetito; mientras que infecciones por *Vibrio* spp. y *Vibrio anguillarum* suelen asociarse con septicemia severa y lesiones cutáneas ulcerativas (Tripathi, 2003; Hounmanou et al., 2019) (**Tabla 1**).

En el caso de enfermedades virales, el Tilapia Lake Virus (TiLV) presenta periodos de incubación aproximados de 3–14 días, dependiendo de factores como la temperatura, la edad de los peces y la dosis infectiva. Los organismos afectados pueden presentar letargia, erosiones cutáneas, exoftalmia, ascitis, oscurecimiento corporal y elevada mortalidad (Jansen et al., 2019) (**Tabla 1**). La variabilidad en los periodos de incubación y en la aparición de signos clínicos resalta la importancia de establecer cuarentenas suficientemente prolongadas para detectar infecciones agudas, subclínicas o de desarrollo lento antes de incorporar los organismos a las unidades de producción acuícola.

3. Periodos de cuarentena establecidos

Aunque la cuarentena constituye una de las principales medidas de bioseguridad para prevenir la introducción de enfermedades en organismos acuáticos, no existe un periodo de cuarentena universalmente aplicable para todas las especies, sistemas de producción o situaciones sanitarias (Arthur et al., 2008). En la práctica, la duración de la cuarentena debe definirse mediante una evaluación del riesgo sanitario, considerando factores como el origen de los organismos, el estatus sanitario de la población de procedencia, la presencia de enfermedades emergentes, las características biológicas de la especie y los periodos de incubación o prepatencia de los agentes patógenos de interés (Boerman et al., 2006; Arthur et al., 2008).

Diversos protocolos recomiendan periodos de aislamiento de entre 14 y 30 días, considerados suficientes para detectar la mayoría de las enfermedades de presentación aguda y permitir la observación clínica de los organismos bajo condiciones controladas (Hadfield et al., 2011). Sin embargo, estos periodos pueden ampliarse cuando existan antecedentes de enfermedades de importancia sanitaria, resultados diagnósticos inconclusos o riesgos epidemiológicos particulares.



Figura 2. Principales medidas recomendadas durante la cuarentena de tilapia para reducir el riesgo de introducción y dispersión de patógenos en los sistemas de cultivo.

La importancia de establecer programas de cuarentena adecuados se evidencia en los numerosos casos de dispersión de patógenos asociados con la movilización nacional e internacional de organismos acuáticos. Un ejemplo reciente es el Virus de la Tilapia del Lago (TiLV), cuya expansión ha representado una amenaza significativa para el cultivo de tilapia a nivel mundial. De igual manera, Salgado-Maldonado y Rubio-Godoy (2014) documentaron aproximadamente 40 especies de helmintos introducidos en peces dulceacuícolas de México, de las cuales al menos cinco lograron establecerse exitosamente en el país, incluyendo los monogéneos *Cichlidogyrus sclerosus*, *Dactylogyrus extensus* y *Gyrodactylus cichlidarum*, además del digéneo *Centrocestus formosanus* y el céstodo *Schyzocotyle acheilognathi*. Estos antecedentes demuestran que la movilización de organismos sin una evaluación sanitaria rigurosa puede favorecer el establecimiento de agentes patógenos y parásitos fuera de su distribución natural, generando riesgos sanitarios persistentes para las poblaciones receptoras.

En consecuencia, la eficacia de la cuarentena no está determinada exclusivamente por la duración del aislamiento, sino por su integración dentro de un programa integral de bioseguridad que incluya análisis de riesgo, certificación sanitaria, vigilancia epidemiológica y diagnóstico oportuno de enfermedades. La combinación de estas estrategias permite reducir significativamente la probabilidad de introducción, establecimiento y dispersión de agentes infecciosos dentro de los sistemas de producción acuícola (Arthur et al., 2004).

4. Tratamientos profilácticos

Durante la cuarentena pueden aplicarse tratamientos profilácticos para reducir la carga de patógenos y prevenir el desarrollo de enfermedades, particularmente cuando los peces presentan antecedentes sanitarios desconocidos o proceden de ambientes con potencial exposición a agentes infecciosos. Entre los tratamientos más empleados destacan aquellos dirigidos al control de ectoparásitos, utilizando compuestos como formalina, cloruro de sodio, permanganato de potasio y prazicuantel (Reed et al., 2012).

Grano-Maldonado et al. (2019) evaluaron tratamientos profilácticos con sal y formalina para el control de *Trichodina* spp. en tilapia, observando una reducción significativa de la infección mediante baños de formalina a 0.250 mL L⁻¹ durante 10 min y de cloruro de sodio a 30 g L⁻¹ durante el mismo periodo. Asimismo, los baños prolongados con formalina (10–25 mg L⁻¹ durante hasta 24 h) han mostrado resultados favorables contra ectoparásitos ciliados y flagelados, incluyendo *Ichthyophthirius* spp. y algunos monogéneos (Miller y Fowler, 2012).

Por su parte, Betina et al. (2011) demostraron que los baños de sal a altas concentraciones y corta duración fueron eficaces contra infecciones por girodactílicos; exposiciones de 15 min a 25 g L⁻¹ en peces adultos y de 5 min en juveniles eliminaron el 100 % de *Gyrodactylus turnbulli* y el 72 % de *G. bullatarudis*. De manera similar, Hadiroseyani et al. (2009) reportaron que una concentración de 24 g L⁻¹ durante 10 min por seis días consecutivos fue altamente efectiva para reducir la infestación parasitaria. Aly et al. (2020) también documentaron una elevada eficacia de la formalina, el cloruro de sodio y el permanganato de potasio frente a *Trichodina* spp. y *Cichlidogyrus* spp.

La correcta identificación de los parásitos presentes y el conocimiento de sus ciclos de vida constituyen elementos fundamentales para la selección de tratamientos adecuados. En este sentido, el prazicuantel se emplea principalmente para el control de monogéneos y

A. Paredes-Trujillo et al.// Cuarentena y bioseguridad: Primera barrera contra enfermedades...32-51
cestodos, mientras que el peróxido de hidrógeno (H_2O_2) representa una alternativa para el manejo de ectoparásitos y de infecciones por pseudo-hongos (oomicetos) como *Saprolegnia* spp. El sulfato de cobre también puede utilizarse contra protozoarios externos, aunque requiere especial precaución debido a su potencial toxicidad.

De manera complementaria, el uso de productos naturales, probióticos, inmunoestimulantes y vacunas ha sido incorporado como una estrategia preventiva para fortalecer la respuesta inmune y aumentar la resistencia de los peces frente a diversos agentes patógenos, incluyendo parásitos, bacterias y virus (Imtiaz et al., 2023; Tayyab et al., 2025). No obstante, la aplicación de cualquier medida profiláctica debe sustentarse en un diagnóstico adecuado y considerar la especie cultivada, el agente etiológico involucrado y las condiciones particulares del sistema de producción.

5. Instalaciones de cuarentena

La implementación de instalaciones destinadas exclusivamente a cuarentena representa uno de los principales desafíos para el fortalecimiento de la bioseguridad en la acuicultura en México y su aplicación depende en gran medida de la infraestructura disponible en cada unidad de producción.

En México, la disponibilidad de áreas de cuarentena es variable y, en muchos casos, inexistente, particularmente en sistemas de producción de pequeña y mediana escala. Las limitaciones económicas, de espacio físico y de tecnificación dificultan la construcción y operación de instalaciones independientes para el aislamiento de organismos de nuevo ingreso. Como consecuencia, los peces suelen incorporarse directamente a los sistemas de cultivo o mantenerse en áreas temporales que no siempre cumplen con las condiciones recomendadas de bioseguridad.

No obstante, cuando se dispone de instalaciones destinadas a cuarentena, estas deben diseñarse y operar bajo condiciones que minimicen el riesgo de transmisión de agentes patógenos. Deben mantenerse físicamente separadas de las áreas de producción y contar, preferentemente, con sistemas independientes de abastecimiento y descarga de agua, equipos exclusivos y protocolos de limpieza y desinfección (Arthur et al., 2008) (**Fig. 2**). Asimismo, deben facilitar la observación continua de los organismos, la realización de muestreos sanitarios y la aplicación de tratamientos cuando sea necesario.

Ante este escenario, el fortalecimiento de la infraestructura sanitaria, la capacitación de productores y la adopción de protocolos estandarizados de cuarentena constituyen acciones prioritarias para mejorar la bioseguridad y reducir el riesgo de propagación de enfermedades en la acuicultura de tilapia en México.

Conclusión

La cuarentena constituye una de las medidas de bioseguridad más importantes para prevenir la introducción y dispersión de enfermedades en la producción de tilapia. Su implementación permite la detección temprana de patógenos, la aplicación oportuna de medidas sanitarias y la reducción del riesgo asociado a la movilización de organismos. Sin embargo, su eficacia depende de su integración con otras estrategias de bioseguridad, como la vigilancia sanitaria, el diagnóstico oportuno y la certificación sanitaria. En México, las limitaciones de infraestructura y la heterogeneidad de los sistemas de producción representan desafíos importantes para su aplicación, por lo que fortalecer la capacitación, la infraestructura sanitaria y la adopción de protocolos estandarizados resulta fundamental para mejorar la sanidad y sostenibilidad de la acuicultura de tilapia.

Referencias

- Abdallah, E. S. H., Eltholth, M., Ramadan, H., Moustafa, M., Dawood, M. A. O. (2024). *Streptococcus agalactiae* Infection in Nile Tilapia (*Oreochromis niloticus*): Pathogenesis, Immune Response and Control Strategies. *Biology*, 13(11), 914. <https://doi.org/10.3390/biology13110914>
- Abo El-Yazeed, H., Ibrahim, M. D. (2009). Studies on *Edwardsiella tarda* infection in catfish and *Tilapia nilotica*. *Benha Veterinary Medical Journal*, 19(1), 44–50. <https://doi.org/10.21608/jvmr.2009.77808>
- Abdi, A. K., Pavanassam, N., Rufael, T., Bedewi, Z., Urgesa, T. A., Kassa, N. (2024). An experimental infection of *Pseudomonas fluorescens* and its effects on hematology and histopathology of Nile tilapia, Ethiopia. *Research Square* [Preprint]. <https://doi.org/10.21203/rs.3.rs-4880553/v1>
- Akoll, P., Fioravanti, M. L., Konecny, R. y Schiemer, F. (2012). Infection dynamics of *Cichlidogyrus tilapiae* and *C. sclerosus* (Monogenea, Ancyrocephalinae) in Nile tilapia (*Oreochromis niloticus* L.) from Uganda. *Journal of Helminthology*, 86, 302–310. <https://doi.org/10.1017/S0022149X11000411>

A. Paredes-Trujillo et al.// Cuarentena y bioseguridad: Primera barrera contra enfermedades...32-51
Aly, S., Fathi, M. y Youssef, E. M. (2020). Trichodinids and monogeneans infestation among Nile tilapia hatcheries in Egypt: prevalence, therapeutic and prophylactic treatments. *Aquaculture International*. <https://doi.org/10.1007/s10499-020-00537-w>

Arthur, J. R., Bondad-Reantaso, M. G., Baldock, F. C., Rodgers, C. J. y Edgerton, B. F. (2004). Manual on risk analysis for the safe movement of aquatic animals (FWG/01/2002). [APEC/DoF/NACA/FAO, Bangkok, Thailand, 59 pp.](https://www.fao.org/3/a/aq010202.pdf)

Arthur, J. R., Baldock, C. F., Bondad-Reantaso, M. G., Perera, R., Ponia, B., & Rodgers, C. J. (2008). Pathogen risk analysis for biosecurity and the management of live aquatic animal movements (pp. 21–52). En M. G. Bondad-Reantaso, C. V. Mohan, M. Crumlish, & R. P. Subasinghe (Eds.), *Diseases in Asian Aquaculture VI*. Fish Health Section, Asian Fisheries Society, Manila, Philippines. [file:///Users/ameliaparedestrujillo/Downloads/02.pdf](https://www.researchgate.net/publication/312511111)

Assefa, A., Abunna, F. (2018). Maintenance of fish health in aquaculture: Review of epidemiological approaches for prevention and control of infectious disease of fish. *Veterinary Medicine International*, 10 p. <https://doi.org/10.1155/2018/5432497>

Ávila-Castillo, R., Del Río-Rodríguez, R., Mendoza-Carranza, M. Paredes-Trujillo, A. (2024). Cichlidogyrus in tropical aquaculture: Pathological effects and infection dynamics in Nile tilapia *Oreochromis niloticus*, a case study in Campeche, Mexico. *Journal of Applied Aquaculture*. <https://doi.org/10.1080/10454438.2024.2419843>

Baron, D., Mittal, R. K., Rathore, G., Patra, B. C. (2017). Influence of incubation time on antimicrobial susceptibility testing of pathogenic *Vibrio anguillarum* and *Vibrio vulnificus* isolated from fish. *Aquaculture*, 468, 172–175. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2016.10.010>

Bakke, T. A., Cable, J. Harris, P. D. (2007). The biology of gyrodactylid monogeneans: The “Russian-doll killers”. En Baker, J. R., Muller, R. y Rollinson, D. (Eds.), *Advances in Parasitology* (pp. 161–460). Elsevier. [https://doi.org/10.1016/S0065-308X\(06\)64003-7](https://doi.org/10.1016/S0065-308X(06)64003-7)

Bettina, S., Doetjes, R., Cable, J. (2011). The salt myth revealed: Treatment of gyrodactylid infections on ornamental guppies, *Poecilia reticulata*. *Aquaculture*, 311(1–4), 74–79. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2010.11.023>

Boerman, I., Jansen, C. H. M., Suselbeek, L. (2006). Quarantine protocols for fishes: Research on the use and extensiveness of quarantine protocols among EUAC and EAZA members. Van Hall Larenstein Institute, Leeuwarden, The Netherlands. Bachelor Thesis Report. https://www.academia.edu/1928590/Quarantine_protocols_for_fishes?utm_source=chatgpt.com

Bromage, E. S., Thomas, A., Owens, L. (1999). *Streptococcus iniae*, a bacterial infection in barramundi (Lates calcarifer). *Diseases of Aquatic Organisms*, 36(3), 177–181. <https://doi.org/10.3354/dao036177>

Bunpote, T., Sangsuriya, P., Senapin, S., Dong, H. T., Rodkhum, C., Kondo, H. (2022). Immunoproteomic identification of OmpA with potential stimulation of serum-specific antibody in Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) and its ability to protect against Edwardsiella

A. Paredes-Trujillo et al.// Cuarentena y bioseguridad: Primera barrera contra enfermedades...32-51
ictaluri infection. *Aquaculture Research*, 53(17), 6000–6011.
<https://doi.org/10.1111/are.16091>

CONAPESCA. (2017). Peces ornamentales, un negocio con amplias perspectivas de desarrollo en México. <https://www.gob.mx/conapesca/articulos/peces-ornamentales-un-negocio>

Dias, M. K. R., Sampaio, L. S., Proietti-Junior, A. A., Yoshioka, E. T. O., Rodrigues, D. P., Rodriguez, A. F. R., Ribeiro, R. A., Faria, F. S. E. D. V., Ozório, R. O. A., & Tavares-Dias, M. (2016). Lethal dose and clinical signs of *Aeromonas hydrophila* in *Arapaima gigas* (Arapaimidae), the giant fish from Amazon. *Veterinary Microbiology*, 188, 12–15.
<https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2016.04.001>

Dong, H. T., Nguyen, V. V., Le, H. D., Sangsuriya, P., Jitrakorn, S., Saksmerprome, V., Senapin, S., Rodkhum, C. (2015). Naturally concurrent infections of bacterial and viral pathogens in disease outbreaks in cultured Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) farms. *Aquaculture*, 448, 427–435. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2015.06.027>

FAO. (2022). The state of world fisheries and aquaculture 2022: Meeting the sustainable development goals. Food and Agriculture Organization of the United Nations, Rome.
<https://doi.org/10.4060/cc0461en>

FAO. (2007). Aquaculture development. 2. Health management for responsible movement of live aquatic animals. FAO Technical Guidelines for Responsible Fisheries No. 5, Suppl. 2. Food and Agriculture Organization of the United Nations, Rome, 31 p.
https://www.fao.org/4/a1108e/a1108e00.htm?utm_source=chatgpt.com

Grano-Maldonado, M. I., Rodríguez-Santiago, M. A., García-Magaña, L., Jiménez-Vasconcelos, L. y Guerra-Santos, J. J. (2019). The effectiveness of sodium chloride and formalin in trichodiniasis of farmed freshwater tilapia *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) in southeastern Mexico. *Latin American Journal of Aquatic Research*, 47(1), 164–174.
<https://doi.org/10.3856/vol47-issue1-fulltext-18>

Hadfield, C. A. y Clayton, L. A. (2011). Fish quarantine: Current practices in public zoos and aquaria. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 42(4), 641–650. <https://doi.org/10.1638/2011-0034.1>

Hadiroseyani, Y., Sudrajat, A. O., Yuhana, M. (2009). Identification and control of monogenean parasites on Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) using salt. *Jurnal Akuakultur Indonesia*, 8(1), 13–22. <https://journal.ipb.ac.id/index.php/jai/article/view/4096>

Hoai, T. D. (2020). Reproductive strategies of parasitic flatworms (Platyhelminthes, Monogenea): The impact on parasite management in aquaculture. *Aquaculture International*, 28(1), 421–447. <https://doi.org/10.1007/s10499-019-00471-6>

Hounmanou, Y. M. G., Mdegela, R. H., Dougnon, T. V., Madsen, H., Withey, J. H., Olsen, J. E. Dalsgaard, A. (2019). Tilapia (*Oreochromis niloticus*) as a putative reservoir host for survival and transmission of *Vibrio cholerae* O1 biotype El Tor in the aquatic environment. *Frontiers in Microbiology*, 10, 1215. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2019.01215>

A. Paredes-Trujillo et al.// Cuarentena y bioseguridad: Primera barrera contra enfermedades...32-51
Imtiaz, N., Anwar, Z., Waiho, K., Shi, C., Mu, C., Wang, C., Wu, Q. (2023). A review on aquaculture adaptation for fish treatment from antibiotic to vaccine prophylaxis. *Fish & Shellfish Immunology*, 143, 109187. <https://doi.org/10.1016/j.fsi.2023.109187>

Jansen, M. D., Dong, H. T., Mohan, C. V. (2019). Tilapia lake virus: A threat to the global tilapia industry? *Reviews in Aquaculture*, 11(3), 725–739. <https://doi.org/10.1111/raq.12254>

Janda, J. M., Duman, M. (2024). Expanding the spectrum of diseases and disease associations caused by *Edwardsiella tarda* and related species. *Microorganisms*, 12(5), 1031. <https://doi.org/10.3390/microorganisms12051031>

Jørgensen, L. G., Puspasari, K., Insariani. (2022). Infection by *Ichthyophthirius multifiliis*. En P. T. K. Woo y K. K. Buchmann (Eds.), *Aquaculture Pathophysiology* (pp. 493–503). <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-821339-1.00002-4>

MacKinnon, B., Debnath, P. P., Bondad-Reantaso, M. G., Fridman, S., Bin, H., Nekouei, O. (2023). Improving tilapia biosecurity through a value chain approach. *Reviews in Aquaculture*, 15, 57–91. <https://doi.org/10.1111/raq.12776>

Matthews, R. A. (2005). *Ichthyophthirius multifiliis* Fouquet and ichthyophthiriosis in freshwater teleosts. *Advances in Parasitology*, 59, 159–241. [https://doi.org/10.1016/S0065-308X\(05\)59003-1](https://doi.org/10.1016/S0065-308X(05)59003-1)

Miller, R. E., Fowler, M. E. (Eds.). (2012). *Fowler's zoo and wild animal medicine: Current therapy* (Vol. 7). St. Louis, MO: Elsevier Saunders. 688 pp. ISBN 978-1-4377-1986-4.

Moreira, M., Schrama, D., Farinha, A. P., Cerqueira, M., Raposo de Magalhães, C., Carrilho, R. y Rodrigues, P. (2021). Fish pathology research and diagnosis in aquaculture of farmed fish: A proteomics perspective. *Animals*, 11(1), 125. <https://doi.org/10.3390/ani11010125>

Muthu, M. P., George, M. R., John, R. (2020). Biosecurity strategies in aquaculture for fish health management. *Journal of Aquaculture in the Tropics*, 35(1–4), 9–26. <https://doi.org/10.32381/JAT.2020.35.1-4.2>

Liu, J. Y., Li, A. H. (2012). First case of *Aeromonas schubertii* infection in the freshwater cultured snakehead fish, *Ophiocephalus argus* (Cantor), in China. *Journal of Fish Diseases*, 35(5), 335–342. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2761.2012.01380.x>

OIE (World Organisation for Animal Health). (2006). *Manual of Diagnostic Tests for Aquatic Animals* (5th ed.). Paris, France: Office International des Épidémiologies (OIE). ISBN 978-9290446828. 469 pp.

Paperna, I. (1963). Some observations on the biology of *Dactylogyrus vastator* in Israel. *Bamidgeh (Bulletin of Fish Culture in Israel)*, 15, 8–28.

Paperna, I. (1993). Diseases caused by parasites in the aquaculture of warm water fish. *Annual Review of Fish Diseases*, 3, 155–194.

A. Paredes-Trujillo et al.// Cuarentena y bioseguridad: Primera barrera contra enfermedades...32-51
Paperna, I. (1996). Parasites, infections and diseases of fishes in Africa. *An update* (31). CIFA Technical Paper. FAO, Rome.

Paredes-Trujillo, A., Velázquez-Abunader, I., Papiol, V., del Río-Rodríguez, R. E. y Vidal-Martínez, V. M. (2021). Negative effect of ectoparasite burdens on the condition factor from farmed tilapia *Oreochromis niloticus* in the Yucatan, Mexico. *Veterinary Parasitology*, 292, 109393. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2021.109393>

Portz, D. E., Woodley, C. M. y Cech, J. J. (2006). Stress-associated impacts of short-term holding on fishes. *Reviews in Fish Biology and Fisheries*, 16, 125–170. <https://doi.org/10.1007/s11160-006-9012-z>

Ramírez-Paredes, J. G. (2015). The fish pathogen *Francisella orientalis*: Characterisation and vaccine development (PhD Thesis). Institute of Aquaculture, University of Stirling, Scotland, United Kingdom.

Reed, P., Francis-Floyd, R., Klinger, R. E. y Petty, D. (2012). Monogenean parasites of fish. University of Florida IFAS Extension, FA28/FA033, Gainesville, Florida, USA.

Sahu, B., Priyadarshini, S. y Mohanta, K. N. (2017). Biosecurity measures in aquaculture. *Fishing Chimes*, 37(2), 29–34. https://www.researchgate.net/publication/345759869_Biosecurity_Measures_in_Aquaculture?utm_source=chatgpt.com

Salgado-Maldonado, G., Rubio-Godoy, M. (2014). Helmintos parásitos de peces de agua dulce introducidos. En R. Mendoza & P. Koleff (Eds.), *Especies acuáticas invasoras en México* (pp. 269–285). Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO).

Subasinghe, R. P., Bondad-Reantaso, M. G. (2008). The FAO/NACA Asia regional technical guidelines on health management for the responsible movement of live aquatic animals: Lessons learned from their development and implementation. *Revue Scientifique et Technique (Office International des Épizooties)*, 27(1), 55–63. <https://doi.org/10.20506/rst.27.1.1791>

Sherif, A. H. y Kassab, A. S. (2023). Multidrug-resistant *Aeromonas* bacteria prevalence in Nile tilapia broodstock. *BMC Microbiology*, 23, 80. <https://doi.org/10.1186/s12866-023-02827-8>

Surachetpong, W., Janetanakit, T., Nonthabenjawan, N., Tattiyapong, P., Sirikanchana, K., Amonsin, A. (2017). Outbreaks of tilapia lake virus infection, Thailand, 2015–2016. *Emerging Infectious Diseases*, 23(6), 1031–1033. <https://doi.org/10.3201/eid2306.161278>

Tayyab, M., Islam, W., Waqas, W. y Zhang, Y. (2025). Probiotic-vaccine synergy in fish aquaculture: Exploring microbiome-immune interactions for enhanced vaccine efficacy. *Biology*, 14(6), 629. <https://doi.org/10.3390/biology14060629>

Tripathi, N. K. (2003). Pathogenesis and treatment of *Flavobacterium columnare*-induced dermatitis in koi (Doctoral dissertation, PhD Thesis). Department of Medical Microbiology

A. Paredes-Trujillo et al.// Cuarentena y bioseguridad: Primera barrera contra enfermedades...32-51 and Parasitology, College of Veterinary Medicine, The University of Georgia, Athens, Georgia, USA. 130 pp.

Van den Berg, A. H., McLaggan, D., Diéguez-Uribeondo, J., van West, P. (2013). The impact of the water moulds *Saprolegnia diclina* and *Saprolegnia parasitica* on natural ecosystems and the aquaculture industry. *Fungal Biology Reviews*, 27(2), 33–42. <https://doi.org/10.1016/j.fbr.2013.05.001>

Woo, P. T. K. (2006). Fish diseases and disorders. Volume 1: Protozoan and metazoan infections (2nd ed.). CABI Publishing.

Zhang, Z. (2021). Research advances on tilapia streptococcosis. *Pathogens*, 10(5), 558. <https://doi.org/10.3390/pathogens10050558>

Conflicto de interés

Los autores de este manuscrito declaran no tener ningún conflicto de interés.

Declaración ética

Los autores declaran que el proceso de investigación que dio lugar al presente manuscrito se desarrolló siguiendo criterios éticos, por lo que fueron empleadas en forma racional y profesional las herramientas tecnológicas asociadas a la generación del conocimiento.

Copyright

La **Revista Latinoamericana de Difusión Científica** declara que reconoce los derechos de los autores de los trabajos originales que en ella se publican; dichos trabajos son propiedad intelectual de sus autores. Los autores preservan sus derechos de autoría y comparten sin propósitos comerciales, según la licencia adoptada por la revista.

Licencia CreativeCommons

Esta obra está bajo una Licencia CreativeCommons Atribución-NoComercial-CompartirIgual 4.0 Internacional

