

**Control de plagas y enfermedades en cultivos acuapónicos:  
Perspectivas y oportunidades para una producción limpia.**



**Miguel Ángel Arias Calderón**

Trabajo de grado presentado como requisito para optar al título de:  
**Biólogo**

Director:  
Edwin Gómez Ramírez

**Universidad Militar Nueva Granada - UMNG  
Facultad de Ciencias Básicas y Aplicadas  
Programa de Biología Aplicada  
Bogotá D.C., 2022**

# **Control de plagas y enfermedades en cultivos acuapónicos: Perspectivas y oportunidades para una producción limpia**

<b>RESUMEN</b>	<b>1</b>
<b>1.0. INTRODUCCIÓN.</b>	<b>2</b>
<b>2.0. ENFERMEDADES DENTRO DE LOS CULTIVOS ACUAPÓNICOS.</b>	<b>5</b>
2.1 Enfermedades en parte vegetal.	5
2.2 Enfermedades en peces.	7
2.2.1. Enfermedades Infecciosas	8
A. Enfermedades causadas por bacterias	8
B. Enfermedades causadas por virus	10
C. Enfermedades causadas por hongos.	11
<b>3.0. CONTROL DE PLAGAS Y ENFERMEDADES DENTRO DE SISTEMAS ACUAPÓNICOS</b>	<b>12</b>
3.1 Controles físicos	12
3.1.1. Filtración.	12
Filtración por membrana.	12
Filtración Lenta	15
3.1.2. Irradiación ultravioleta (UV).	17
3.1.3. Calor	19
3.1.4. Sonicación.	20
3.2 Controles químicos.	21
3.2.1. Ozono	21
3.2.2. Peróxido de hidrógeno	23
3.3. Sustancias Biológicas.	24
3.3 Control Biológico.	24
<b>4.0 Perspectivas y Conclusiones</b>	<b>27</b>
<b>5.0. BIBLIOGRAFÍA</b>	<b>28</b>

## RESUMEN:

El crecimiento poblacional hace necesaria la búsqueda de nuevas alternativas para la producción de alimentos, y que a su vez sea sostenible para el ambiente. Los sistemas acuapónicos son una tecnología con el potencial de cumplir estas expectativas ya que produce plantas y peces en menor espacio que la agricultura convencional, además de reducir hasta un 90 % del consumo de agua comparada con una producción en suelo. Sin embargo, los sistemas acuapónicos lidian con la problemática de la pérdida de plantas y peces por infección de patógenos como *Pythium*, *Pthytophthora*, *Vibrio*, *Aeromonas hydrophila* entre muchos otros. En este artículo de revisión resumimos las principales enfermedades que afectan el sistema acuapónico y las técnicas de desinfección utilizadas centrándonos en técnicas de desinfección limpias como el control biológico o las sustancias biológicas.

**Palabras clave:** *Métodos de desinfección, Producción limpia, Sistemas acuapónicos, Control biológico*

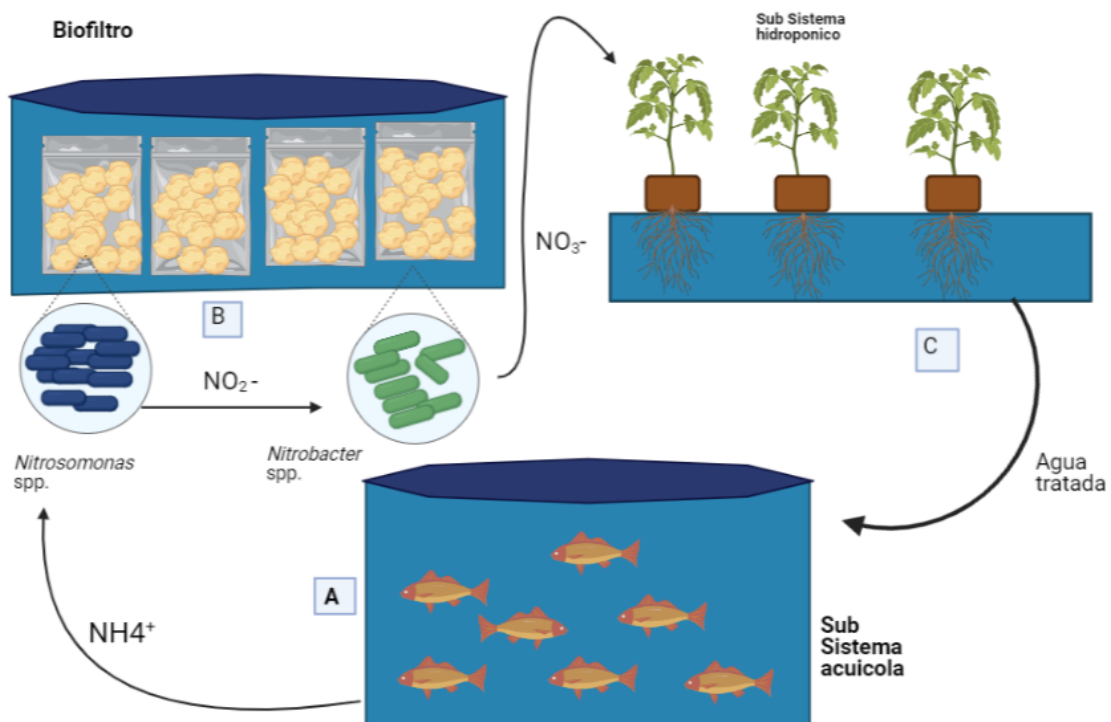
### 1.0. INTRODUCCIÓN.

El crecimiento exponencial de la población humana hace necesario la búsqueda de nuevas tecnologías de cultivo intensivo, que permitan alcanzar la seguridad alimentaria y reducir al mismo tiempo los efectos negativos ambientales. En la actualidad las prácticas de cultivo intensivo en la agricultura conllevan a diferentes problemas como la polución, la destrucción de hábitats, lo que genera el desplazamiento y la extinción de especies nativas, el uso excesivo del agua y de pesticidas para control de plagas, causando daño en organismos no blanco, seleccionando plagas agresivas y la salud humana, la acidificación del suelo debido al uso de fertilizantes inorgánicos, la erosión y la desertificación de los mismos (Arias *et al.*, 2008 ; Barbosa *et al.*, 2015, Incrocci *et al.*, 2006).

Por otra parte la acuicultura es una tecnología que permite la producción de organismos acuáticos para consumo humano (Dawood & Koshio, 2016; Timmons & Ebeling, 2013), sin embargo, al igual que la agricultura convencional, la acuicultura plantea algunos desafíos ambientales tales similares a la agricultura, agregando problemas como: (i) La propagación accidental de especies no nativas por escapes de ejemplares, que pueden desplazar fauna nativa y desencadenar un desequilibrio ecológico. (ii) Algunos químicos utilizados en la acuicultura pueden llegar a contaminar ambientes naturales. Y (iii) los desechos orgánicos que allí se producen pueden causar eutrofización (Ruiz- Chico *et al.*, 2020; Cole *et al.*, 2009; Black *et al.*, 2001). Basado en lo anterior, se han desarrollado alternativas para mejorar los

sistemas agrícolas y acuícolas reduciendo los efectos negativos, tales como: sistemas de recirculación, biofloc y sistemas acuapónicos (SA).

Los SA son una tecnología que combina la producción de plantas en sistemas hidropónicos con la producción de peces en sistemas de recirculación, creando así una relación simbiótica entre las plantas, microorganismos y peces (**figura 1**) (Quispe *et al.*, 2018; Castillo, 2008 ;Jurgilevich *et al.*, 2016). Los sistemas acuapónicos presentan varias ventajas: (i) reducen el consumo de agua entre el 90 al 99 %, en comparación con la acuicultura convencional (Bartelme *et al.*, 2019; Timmons & Ebeling, 2013), (ii) al no contener suelo en la producción vegetal se reduce la incidencia de patógenos transmitidas por el mismo, (iii) se da una producción limpia de alimentos ya que no se usa pesticidas ni herbicidas, (iv) aumenta la producción local de alimentos, (v) contiene una alta densidad de cultivo producidos en espacios reducidos, por lo que se da un alta rentabilidad en el uso del espacio y (vi) genera poca contaminación a diferencia de la acuicultura convencional (Diver & Rinehart, 2000; Sanchez *et al.*, 2011; Somerville *et al.*, 2014, Sirakov *et al.*, 2018).



**Figura 1.** Componentes del sistema acuapónico

Se evidencia un esquema general de un sistema acuapónico donde A). Los desechos generados por los peces en forma de amonio en el agua (heces y alimento no consumido) sirven como fertilizante para las plantas B). Bacterias en el biofiltro oxidan el amonio transformándolo a nitrito y luego lo cambian a nitrato C). El nitrato

queda en forma disponible para que las plantas puedan tomarlo, reduciendo la concentración en el agua, retornando a los peces con una alta calidad (Bartelme et al., 2018; Tamaru et al., 2009).

Mencionados anteriormente los beneficios de los SA, también existen debilidades reportadas por la Organización de las Naciones Unidas para la alimentación y la agricultura (FAO), entre las cuales menciona: (i) Altos costos para la iniciación del cultivo, (ii) Amplio conocimiento sobre los componentes de los SA (Bacterias, plantas y peces), lo que requiere personal calificado y formado en estas áreas, (iii) Altos costos en energía eléctrica, (iv) El inadecuado control de plagas puede ocasionar pérdidas económicas, entre otros (Somerville *et al.*, 2014 ; Love *et al.*, 2015; Ramirez *et al.*, 2008). Por consiguiente, uno de los retos por solucionar es el manejo de plagas y enfermedades en los SA, ya que por la naturaleza misma del sistema de recirculación, se pueden dispersar los patógenos en el cultivo agravando el problema (Koseki *et al.*, 2011; Lee *et al.*, 2016).

Se han implementado diferentes métodos para el control de plagas y patógenos dentro de los SA, tales como controles mecánicos, químicos y físicos (Raudales *et al.*, 2014). A pesar de ello, algunos son costosos de implementar o son inefectivos en concentraciones que no afecten a las plantas o peces (Ehret, 2001, Raudales *et al.*, 2014; Cayanan *et al.*, 2009a). Según estudios realizados por Cayanan *et al.*, (2009b) para el control de fusarium se requiere una concentración de 8 mg/L de hipoclorito de sodio, sin embargo, en un estudio posterior ellos mencionan que a concentraciones de 2 mg/L de este compuesto se observan efectos fitotóxicos. Similarmente, en peces desde concentraciones de

En consecuencia, se ha visto la necesidad de incrementar los estudios de nuevos mecanismos de control de plagas, que beneficien y promuevan una producción limpia como lo es el control biológico (CB) aplicados a SA (Rivas *et al.*, 2020). No obstante, existe poca información de su aplicabilidad en los SA, gran parte del conocimiento que se tiene proviene de los sistemas hidropónicos y acuícolas.

Teniendo en cuenta lo anterior, el objetivo de este artículo de revisión es analizar los mecanismos de desinfección reportados en la literatura para los sistemas hidropónicos y acuícolas, haciendo énfasis en la aplicabilidad hacia los sistemas acuapónicos para una producción limpia. Para la realización del artículo de revisión, se elaboró la búsqueda de información por medio de motores como Google académico y bases de datos virtuales como SCOPUS, SCIENCE DIRECT y EBSCO science. Por lo cual, para encontrar las publicaciones relevantes acerca del tema se utilizaron las palabras clave: Hydroponics

disinfection , soilless culture, waterborne microbes control, Aquaculture disease management y biological control. Al finalizar la búsqueda de los artículos, se seleccionaron aquellos que tuvieran como objeto de investigación los siguientes temas: Microorganismos dentro del cultivo hidropónico y acuícola, patógenos perjudiciales dentro del cultivo hidropónico y acuícola, estudios relacionados a los usos de las Bacterias promotoras de crecimiento (PGPB en inglés) dentro del cultivo hidropónico y técnicas de control de agentes patógenos dentro de los cultivos hidropónicos.

## **2.0. ENFERMEDADES DENTRO DE LOS CULTIVOS ACUAPONÍCOS.**

En la acuaponía, un problema común es la infección por agentes patógenos, tanto en la producción de plantas como en la de peces, las cuales causan pérdidas económicas, por lo que el intento para controlar y reducir el impacto de estas enfermedades pueden generar mayores costos ( Folorunso *et al.*, 2020).

Existen diversos artículos de investigación con relación a la acuaponía, varios acerca de la sustentabilidad, configuraciones para mejorar la producción y densidad de cultivo, entre muchos otros temas, pero pocos son los artículos que tocan el tema del manejo y control de los patógenos asociados directamente a los SA, como las investigaciones de Mori & smith, (2019), Folorunso *et al.*, (2020) y Stouvenakers *et al.*,(2019). Pese a la falta de información específica en SA, la mayoría de las enfermedades (**tabla 1 y tabla 2**) presentadas a continuación son las que afectan en mayor medida los sistemas acuícolas e hidropónicos, que a su vez han sido reportados en acuaponía.

### **2.1 Enfermedades en plantas**

La idea inicial de la creación de un cultivo sin suelo, era establecer un sistema de producción de plantas por medio de la recirculación de nutrientes que permitiera evitar la raíz a enfermedades causadas por patógenos transmitidos por el suelo. Sin embargo, las enfermedades en la raíz seguían ocurriendo causando incluso peores mortandades que las cultivadas en suelo (Koseki *et al.*,2011 ; Lee *et al.*, 2016). Estas enfermedades que afectan la parte hidropónica de los SA, son mayormente causadas por oomycetes, hongos y bacterias patógenas, los cuales pueden dispersarse rápidamente en todo el cultivo gracias a la recirculación dentro de los sistemas( ; Renault *et al.*, 2018; Stouvenakers *et al.*,2019).

Como ya se mencionó, uno de los patógenos más frecuentes en los SA son los oomycetes (*Pythium* y *Phytophthora*), esto se debe a la facilidad que tiene para moverse por el sistema puesto que sus esporas son flageladas y se denominan zoosporas ( Vallance *et al.*, 2009;

Stouvenaker *et al.*,2019 ;Owen-Going *et al.*,2011; Sutton *et al.*, 2006). El ciclo de infección de este patógeno está basado en dos fases, la primera biotrófica y la segunda necrótrofa, al comienzo del ciclo de la enfermedad, aquellas raíces infectadas por *Pythium* no se verán afectadas, sin embargo, con el paso del tiempo el color de las raíces cambiara de color a marron o amarillo, dando inicio a la segunda fase. En esta fase se observa un declive en el crecimiento de las hojas, marchitamiento y pudrimiento en las raíces ( Owen-Going *et al.*,2003; Owen-Going *et al.*,2011; Sutton *et al.*, 2006). Una vez que se da la infección con el oomycete en la planta, estos patógenos posibilitan una infección secundaria por otros patógenos como: *Fusarium.spp*, *Colletotrichum.spp*, *Rhizoctonia.spp* o *Phytophthora. spp*, que pueden acabar matando a las raíces jóvenes y ocasionando lesiones necróticas en las raíces viejas (Vallance *et al.*, 2009, Stouvenakers *et al.*,2019).

**Tabla 1. Microorganismos patógenos que afectan los cultivos acuapónicos e hidropónicos**

Género	Especie	Plantas afectadas	Blanco del patogeno	Efecto	Bibliografía citada
<i>Pythium</i>	<i>P. aphanidermatum</i>	❖ Pimiento ❖ pepino ❖ lechuga ❖ espinaca ❖ Tomate	Raíz	<ul style="list-style-type: none"> <li>● Pudricion de raiz</li> <li>● Pudrición de corona</li> </ul>	Khan <i>et al.</i> ,(2003) Punja & Raymond, (2003) Chatterton <i>et al.</i> , (2004) Owen-Going <i>et al.</i> ,(2003).
	<i>P. dissotocum</i>	❖ Espinaca ❖ Pimiento ❖ Lechuga	Raíz	<ul style="list-style-type: none"> <li>● Pudricion de raiz</li> <li>● Pudrición de corona</li> </ul>	Bates & Stanghellini, (1984)  Chatterton <i>et al.</i> ,(2004)  Owen- Going <i>et al.</i> , (2011),
	<i>P. ultimum var. ultimum</i>	❖ Pepino ❖ Tomate ❖ Geranio	Raíz	<ul style="list-style-type: none"> <li>● Pudricion de raiz</li> <li>● Pudrición de corona</li> </ul>	Punja & Raymond,(2003) Hultberg <i>et al.</i> ,(2009)
	<i>P.capsici</i>	❖ zucchini, ❖ pimiento	Raíz	<ul style="list-style-type: none"> <li>● Pudricion de raiz</li> </ul>	Nielsen <i>et al.</i> ,(2006) Gilardi <i>et al.</i> ,(2020)

				<ul style="list-style-type: none"> <li>● Pudrición de tallo inferior</li> <li>● Damping off</li> </ul>	
<i>Phytophthora</i>	<i>P. cactorum</i>	❖ Fresa	Raíz	<ul style="list-style-type: none"> <li>● Pudrición de raíz</li> <li>● Pudrición de tallo inferior</li> <li>● Damping off</li> </ul>	Martínez <i>et al.</i> ,(2010)
<i>Fusarium</i>	<i>F.oxysporum</i>	<ul style="list-style-type: none"> <li>❖ Lechuga</li> <li>❖ albahaca</li> <li>❖ pepino</li> <li>❖ zucchini</li> <li>❖ Calabaza</li> </ul>	Tallo	<ul style="list-style-type: none"> <li>● Pudrición de tallo</li> <li>● Pudrición de corona</li> <li>● Marchitez</li> </ul>	Chinta <i>et al.</i> ,(2014) Fravel & Larkin,(2002) Somerville <i>et al.</i> ,(2014)
<i>Clavibacter</i>	<i>C. michiganense</i>	❖ Tomate	Hojas y frutos	<ul style="list-style-type: none"> <li>● Cancro</li> <li>● Marchitamiento</li> </ul>	Paulitz,(1997) Renault, (2018)
<i>Ralstonia</i>	<i>R.solanacearum</i>	❖ Tomate	Tallo	<ul style="list-style-type: none"> <li>● Marchitamiento vascular</li> </ul>	Shimizu <i>et al.</i> ,(2007) Nonomura <i>et al.</i> ,(2001)
<i>Alternaria</i>	<i>A.solani</i>	❖ Tomate	Hojas y frutos	<ul style="list-style-type: none"> <li>● Tizon temprano</li> </ul>	Somerville <i>et al.</i> ,2014
<i>Botrytis</i>	<i>Cinerea</i>	<ul style="list-style-type: none"> <li>❖ Fresa</li> <li>❖ Lechuga</li> </ul>	Frutos Hojas	<ul style="list-style-type: none"> <li>● Pudrición gris</li> </ul>	Stouvenakers <i>et al.</i> , 2019

Usualmente las infecciones en la parte vegetal del SA ocurren cuando las plantas son sometidas a estrés, tales como el aumento de temperatura, el bajo oxígeno disuelto en el agua o deficiencias nutricionales. No obstante, las infecciones también involucran la



susceptibilidad genética que tenga la planta a un tipo determinado de patógeno, la especificidad de huésped del patógeno y la resistencia de la planta hacia al patógeno ( Trivedi *et al.*,2020; Somerville *et al.*,2014).

## **2.2 Enfermedades en peces.**

Tanto en los sistemas de recirculación como en los sistemas acuapónicos, las enfermedades son uno de los principales problemas que existen en la producción de peces, pueden llegar a ser inclusive más graves en los SA, ya que a diferencia de los sistemas acuícolas, pocas son las opciones para tratar las enfermedades dentro del cultivo (Rodger,2016). Lo anterior se debe a que es un sistema de co cultivo con plantas, por lo tanto no se pueden implementar vacunas o antibióticos para contrarrestar la enfermedad, teniendo en cuenta que las plantas son capaces de absorberlos y llegan a presentar reacciones adversas al químico tratante, esto podría desencadenar en la muerte de las mismas o acumularse en el tejido vegetal, evitando que sea apto para el consumo humano ( Subasinghe, 2005; Yildiz *et al.*,2019).

Es común que el desarrollo de enfermedades en peces sea el resultado de la interacción de múltiples causales, entre los puntos se encuentran: (i) el ambiente (ii) el estado nutricional del pez, (iii) la especificidad del patógeno hacia el huésped, (iv) la fortaleza del sistema inmunológico del pez y (v) el manejo de control de enfermedades que se tenga en el cultivo( Plump & Hanson,2011;Yildiz *et al.*,2019) . Por lo tanto, si uno de estos parámetros se presenta puede influir en el desarrollo de la enfermedad, por ejemplo, un mal manejo de control de enfermedades provoca la fácil diseminación del patógeno, aumentando a su vez las probabilidades de que infecte el pez y desarrollar la enfermedad ( Subasinghe, 2005; Yildiz *et al.*,2019).

Así mismo, las enfermedades de los peces pueden dividirse en dos categorías: (i) **Enfermedades infecciosas** causadas por un agente patógeno y (ii) **enfermedades no infecciosas** las cuales son causadas por factores ambientales o por enfermedades hereditarias (Yildiz *et al.*,2019; Mori & Smith, 2019).

### **2.2.1. Enfermedades Infecciosas**

Las enfermedades infecciosas son todas aquellas enfermedades causadas por agentes patógenos, entre los cuales se pueden encontrar: Las bacterias, los hongos, los parásitos y los virus (Somerville *et al.*,2014). Estos patógenos pueden entrar al cultivo por medio de diferentes vías entre las cuales se tienen descritas las siguiente: (i) peces nuevos ingresados al cultivo, (ii) partículas transportadas por viento , (iii) insectos vectores y (iv)

herramientas infectadas del trabajador del cultivo. (McLoughlin & Graham, 2007; Yildiz *et al.*,2019).

Entre las enfermedades causadas por patógenos en sistemas de recirculación se registra que las bacterias son las más frecuentes en causar enfermedades, con un 54 % de incidencia, seguidos por virus, parásitos y hongos, siendo los virus los patógenos más estudiados en sistemas de recirculación, del mismo modo el mayor número de estudios relacionados a enfermedades se han hecho en diferentes especies de salmones seguidos por los silúridos, truchas y tilapias (Bricknell,2007 Mori & Smith,2019; Love *et al.*, 2015).

#### A. Enfermedades causadas por bacterias

Los microorganismos que mayormente causan enfermedades y mortandades de peces en los SA son las bacterias. Por lo general las bacterias están clasificadas según su estilo de vida, entre los cuales podemos encontrar; (i) Patógenos obligados, (ii) patógenos facultativos, (iii) Patógenos oportunistas y (iv) bacterias no patogénicas (Bricknell,2007).

**Tabla 2.** Bacterias patógenas de peces que afectan en el sistema acuapónico

<b>Nombre del patógeno</b>	<b>Tipo de vida</b>	<b>Enfermedad que produce</b>	<b>Especies a la que afectan</b>
<i>Renibacterium salmoninarum</i>	Patogeno Obligado	Enfermedad bacteriana en el riñón	Salmónidos
<i>Flavobacterium psychrophilum</i>	Patógeno Obligado	Enfermedad del agua fría, anemia en alevines de trucha arcoiris, necrosis ulcerativa, infección sistémica	Salmónidos
<i>Flavobacterium columnare.</i>	Patógeno oportunista	Forunculosis	Siluridos salmónidos
<i>Flavobacterium branchiophilum</i>	Patógeno obligado	Enfermedad bacteriana de las branquias	Salmónidos
<i>Aeromonas hydrophila</i>	Patogeno facultativo	hemorragia sistémica	Siluridos Salmónidos

<i>Aeromonas salmonicida</i>	Patógeno obligado	furunculosis, septicemias	Salmónidos tilapia siluridos
<i>Streptococcus sp.</i>	Patogeno facultativo	Hemorragia, exophthalmia	Tilapia Siluridos Salmónidos

En la tabla 2 se describen algunas de las bacterias patógenas más comunes reportadas, las cuales producen diferentes enfermedades, usualmente una vez que un patógeno infecta al pez puede llevar a infecciones secundarias, un ejemplo de esto es la infección secundaria en tilapia por *Aeromonas hydrophila* y *Edwardsiella tarda*, reportada por Lee & Wendy, (2017), la cual puede llevar a una mayor probabilidad de mortalidad en el cultivo.

Así mismo, el tiempo de dispersión puede variar entre patógenos, por ejemplo, en un estudio realizado por Madetoja, Nyman, & Wiklund, (2000) demostraron que el patógeno *Flavobacterium psychrophilum* alcanzó un pico de infección máximo al séptimo día en un cultivo de *Oncorhynchus mykiss*, lo que provocó una mortalidad del 100%. Es usual que los patógenos sean diseminados y liberados al medio a través de secreciones de las mucosas de peces infectados, secreciones que pueden entrar a otros peces por medio de la piel, boca o branquias, facilitando así la dispersión de la enfermedad (Mori & Smith, 2019; Bricknell, 2017).

### B. Enfermedades causadas por virus

Los virus son los segundos patógenos más estudiados en los peces debido a las diferentes alteraciones que pueden causar en la salud de los mismos. Diferentes virus han sido descritos como causantes de enfermedades en cultivos acuícolas, que pueden llegar a afectar también a los cultivos acuapónicos, en la tabla 3 se encuentran algunos de los que han sido descritos, la mayoría solo afectan a especies de una misma familia, sin embargo, hay casos en los que se han descrito especies de otras familias como portadores asintomáticos, por ejemplo, en el caso del virus causante de la anemia infecciosa del salmón ha sido reportado en la especie del bacalao común (*Gadus morhua*), trucha arcoiris (*Oncorhynchus mykiss*), entre otras (Rodger, 2016; Kibenge *et al.*, 2004).

**Tabla 3.** Virus descritos que afectan en la acuaponia y en acuicultura

Nombre del virus	Enfermedad que causa	Especies que afectan
<i>Isavirus</i>	anemia infecciosa del salmón	Trucha arcoiris Salmón del atlántico Trucha común
Alfavirus de los salmónidos	enfermedad pancreática del salmón	Salmón del atlántico
	enfermedad del sueño	Trucha arcoiris
<i>Aquareovirus</i>	Hemorragia infecciosa de la carpa	Carpa común Carpa herbívora
<i>Rhabdovirus</i>	Viremia primaveral de la carpa	Carpa Común
<i>Koi Herpesvirus</i>	Viremia	Carpa común Koi Carpa fantasma

El virus de la anemia infecciosa del salmón es un virus perteneciente al género isavirus, la infección por este virus puede resultar en anemia severa teniendo como consecuencia una mortalidad alta e inclusive una infección en el cultivo por tiempo prolongado, de esta forma se ha reportado que la tasa de mortalidad puede variar de un 0.1 % en un principio a casos de 90% ( Oelckers *et al.*, 2015). Un ejemplo de la mortalidad que genera este patógeno pudo verse en un cultivo acuícola del salmón atlántico en Chile, en donde en el 2005 se producía 400,000 toneladas y al entrar este virus se redujo drásticamente llegando solo a producir 100,000 toneladas en el 2010 ( Asche *et al.*,2010; Rodger,2016).

Así mismo, otro de los virus que causa grandes pérdidas en producción de salmónidos es el alfavirus, responsable de la enfermedad pancreática en peces de agua salada como el salmón del atlántico y de la enfermedad del sueño en especies de agua dulce como la trucha arcoiris ( McLoughlin & Graham, 2007).

### C. Enfermedades causadas por hongos.

Otra de las principales causas de pérdidas en la acuicultura y en la acuaponia es dada por la infección por hongos. Este tipo de infecciones por lo general son secundarias, causadas por diversos factores, como la infección primaria de un patógeno (virus, bacterias, o parásitos), heridas, baja calidad de agua u estrés ( Alfred *et al.*, 2020). Aunque no siempre

son infecciones secundarias, se han visto casos de hongos que provocan infecciones muy agresivas y se llegan a considerar infecciones primarias (Alfred *et al.*,2020;Yanong,2003).

**Tabla 4.** Hongos patógenos de peces en sistemas acuícolas y acuapónicos.

<b>Nombre del hongo</b>	<b>Enfermedad que causa</b>
<i>Saprolegnia parasitica</i>	Saprolegniasis
<i>Ichthyophonus hoferi</i>	Enfermedad de ichthyophonus
<i>Branchiomyces sanguinis</i>	Branquiomicosis
<i>Aphanomyces invadans</i>	Síndrome epizoótico ulcerativo

Los peces de clima templado suelen ser más afectados por este tipo de infecciones ( Alfred *et al.*,2020). En la tabla 4 se encuentran algunos de los hongos que se reconocen por causar diferentes enfermedades en peces cultivados en sistemas acuícolas y acuapónicos. Entre ellas la saprolegniasis, esta es una enfermedad fúngica causada por *saprolegnia* sp, la cual afecta diferentes partes del pez como la piel, las branquias, la cavidad branquial, el tracto gastrointestinal y el peritoneo, siendo estas dos últimas las afecciones con mayores índices de mortalidad, asimismo puede llegar a afectar sus huevos (Alfred *et al.*,2020; Rodger, 2016).

### **3.0. CONTROL DE PLAGAS Y ENFERMEDADES DENTRO DE SISTEMAS ACUAPÓNICOS**

Uno de los temas con pocos avances dentro de la acuaponia es el manejo de las plagas y las enfermedades, no por que no se investigue si no por que muy pocos son los recursos disponibles para combatir este problema ( Pilinszky *et al.*,2015; Godden *et a.*,201), los que existen, requieren de una gran inversión o su funcionamiento puede verse perjudicado por algunos factores físicos, como por ejemplo: La efectividad del UV se pierde con la turbidez del agua (Yiasumi *et al.*, 2005; Raudales *et al.*,2014 ).

#### **3..3.1 Controles físicos**

Los controles físicos se basan en la desinfección del sistema por medios que no dependen de agentes quimicos o biologicos, entre los cuales se encuentran desinfeccion por temperaturas altas, por exposicion a radiacion UV o por filtración ( Bartelme *et al.*,2018, Van Os,2009; Stouvenakers *et al.*,2019). Este tipo de control se enfoca en el control de enfermedades por eliminación de la cantidad del inóculo en la solución y en la reducción del transporte del inóculo( Timmons & Ebeling, 2010; Stouvenakers *et al.*, 2020). Entre los

controles frecuentemente utilizados, se encuentran la radiación UV y el calor, ya que son los más efectivos en la eliminación de los patógenos con un porcentaje de desinfección entre el 90% y el 99 % (Stouvenakers *et al.*, 2020; Van Os, 2004)

### 3.1.1. Filtración.

La filtración es una técnica utilizada para atrapar los patógenos en barreras físicas, en esta técnica existen dos tipos de filtraciones: filtración por membrana y filtración lenta.

#### A. Filtración por membrana.

La filtración por membrana es una técnica utilizada en los cultivos sin suelo para el control de microorganismos. En esta técnica se utilizan distintos tipos de filtros los cuales difieren según el tamaño del poro, siendo clasificados como microfiltración ( 0.1 - 10  $\mu\text{m}$ ), ultrafiltración (0.0005- 0.002  $\mu\text{m}$ ) nanofiltración ( 0.1 - 0.002  $\mu\text{m}$ ), y por último por osmosis inversa siendo este el de menor tamaño de poro a 0.0005  $\mu\text{m}$  (Lekang,2013; Van der Bruggen *et al.*,2003). La mayoría de los filtros se usan en combinaciones para obtener una mayor eficacia en la remoción de los patógenos, como se sabe, el tamaño en los propágulos entre especies puede diferir, como por ejemplo, el tamaño de las zoosporas de los géneros *Phytophthora* y *Pythium* puede variar entre los 7- 10  $\mu\text{m}$  ( Hardham,2001;Raudales *et al.*,2014), los macroconidios del género *Fusarium* pueden tener una longitud de 50  $\mu\text{m}$  y 7  $\mu\text{m}$  de ancho (Raudales *et al.*,2014), y por último, las bacterias tienen un tamaño entre 0.6 y 3.5  $\mu\text{m}$  de diámetro, lo cual puede brindar información en el momento de definir qué filtros pueden utilizarse para la desinfección y reducción de los patógenos( Alsanius & Wohanka, 2019; Van Os,2010).

**Tabla 5** . Eficacia de los filtros en la remoción de patógenos en sistemas de cultivo sin suelo.

Organismo	Material del filtro	tamaño del poro	Tipo de cultivo	Propágulos removidos de la solución (%)	Referencias
<i>Pythium myriotylum</i> ( zoospora)	Membrana de polipropileno	0.5 $\mu\text{m}$ + 1.0 $\mu\text{m}$	Ají ( Capsicum annum)	88 %	Schuerger & Hammer,(2009)

<i>Pythium aphanidermatum</i> (zoospora)	Filtro de cartucho	20 µm	Pepino (Cucumis sativus )	58 %	Goldberg, (1992)
<i>Pythium aphanidermatum</i> (zoosporas)	Membrana de fibras	5 µm	In vitro	100 %	Tu & Harwood, (2005)
<i>Botrytis cinerea</i>	Fibra Polimérica + ultrafiltración	0.05 µm	Investigación sin cultivo	100 %	Machado et al.,(2013)
<i>Cylindrocladium candelabrum</i>	Fibra Polimérica + ultrafiltración	0.05 µm	Investigación sin cultivo	100 %	Machado et al.,(2013)
<i>Ralstonia solanacearum</i>	Fibra Polimérica + ultrafiltración	0.05 µm	Investigación sin cultivo	99 %	Machado et al.,(2013)
<i>Ralstonia solanacearum</i>	Polisulfona	Prefiltrado 10 µm + 0.1 µm	Investigación sin cultivo	99 %	Ohtani et al.,(2000)

Si bien la filtración se muestra como una técnica valiosa en el momento de desinfectar, se debe tener en cuenta que para una adecuada filtración es necesario definir el tamaño del

filtro a utilizar, puesto que como se mencionó con anterioridad los filtros no funcionan para todos los microorganismos patógenos. Un ejemplo de esto es el filtro utilizado en Tu & Harwood, (2005), los cuales al utilizar un filtro de fibras con un tamaño de 5  $\mu\text{m}$  pudieron remover el 100% de las zoosporas de *Pythium aphanidermatum*, sin embargo, los autores mencionan que el filtro aun permite el paso de algunas células bacterianas. Resultados contrarios obtenidos por Goldberg, (1992), el cual al utilizar un filtro de mayor tamaño de poro (20  $\mu\text{m}$ ) las zoosporas de *Pythium aphanidermatum* ( de un tamaño 5-7  $\mu\text{m}$ ) pudieron atravesar el filtro dando una remoción de bajas (58 %) dentro de la solución nutritiva lo que da como consecuencia una alta incidencia en el número de plantas afectadas.

Aunque la filtración sea una técnica útil, muchas veces puede verse afectada por taponamientos en las membranas a causa de sólidos suspendidos tales como: Material vegetal, precipitados, algas o biofilm causado por la microbiota ( Stewart-Wade,2011; Liu *et al.*,1999), por lo que es recomendable tener una variedad de filtros que puedan permitir la retención de estos objetos para así poder aumentar la vida útil de los filtros.

## B. Filtración Lenta

La filtración lenta, es un tipo de desinfección mecánica y biológica, en el que se utilizan diferentes tipos de medio para la filtración del agua. Por lo general en este tipo de filtración se utilizan tasas de flujos bajas siendo estas entre 42 L/  $\text{m}^2$ / H y 334 L/  $\text{m}^2$ / H y se emplean con diferentes medios entre los cuales se encuentran: (I). Arena, (II) vermiculita, (III) Lana de roca, (iv) Arcilla, (v) silica y (vi) arcilla porosa, entre otros. Sin embargo el más usado es el filtro con arena (Stewart-wade,2011; Martinez,2010).

Como se menciona anteriormente este filtro puede estar categorizado de varias formas (físicas, mecánicas y biológicas) entre ellas las que llama la atención es por factores biológicos, esto debido a que en el proceso de desinfección, la microbiota benéfica endógena del cultivo (MBEC)del cultivo queda atrapada en el filtro formando una capa de biofilm llamada *Schmutzdecke*, en el que ocurren procesos de competencia y antagonismo (Postma *et al.*,2008; Vallance *et al* ,2009; Stouvenakers *et al.*,2019; Martinez, 2010; Arndt & Wagner, 2003). Asimismo, se ha demostrado que este tipo de filtros tiene varias ventajas entre las más llamativa es que permite reducir costos en la operación del cultivo (dependiendo del tamaño del cultivo), no contiene compuestos químicos potencialmente riesgosos tanto para las plantas como para los peces y el ambiente, requiere de poca supervisión para el mantenimiento y no afecta la MBEC manteniendo un equilibrio microbiológico ( Zheng & dunets, 2011, Mori & Smith,2019).



Por otro lado, se ha demostrado que este tipo de desinfección ha tenido buenos resultados en la eliminación de oomycetes como *Pythium.sp* y *Phytophthora. sp*, teniendo un porcentaje de remoción hasta del 100 % (**Tabla 3**) siendo este dependiente del género del patógeno ( Zheng & dunets, 2011; Garibaldi *et al.*,2003; Martinez *et al.*, 2005; Mori & Smith,2019). Aun así, en otras especies de fitopatógenos se han obtenido resultados variados, por ejemplo: En varias especies del género *Fusarium* como *Fusarium oxysporum f.sp. cyclaminis* autores como Van Os, (2001) y Bergstrand *et al.*, (2011) obtuvieron una remoción del 100 %, resultado contrario al que obtuvo Lee & Oki, (2013) en donde no se removi6 absolutamente nada de la especie de *Fusarium oxysporum*, pero s6 una eliminaci6n completa de *Phytophthora capsici*.

Con respecto a lo anterior, muchos son los factores que pueden afectar el rendimiento de remoci6n o retenci6n de fitopatógenos del filtro. Entre ellos la tasa de flujo, en la cual entre menor sea la tasa de flujo del agua mejor el rendimiento en la eliminaci6n de los pat6genos, debido a que entre menor sea el flujo mayor es la probabilidad de que los MBEC del sistema puedan desarrollarse y colonizar el filtro. Los factores que pueden afectar a los microorganismos en el filtro son la temperatura, el pH, el tipo de medio y sus caracter6sticas f6sicas (Furtner *et al.*, 2007; Stewart - wade, 2011).

Como se puede demostrar con los resultado de algunos estudios mostrados en la tabla 3, la filtraci6n lenta o la filtraci6n con medio es una herramienta que se puede considerar efectiva para la remoci6n de algunos fitopatógenos, sin embargo, la mayor6a de estudios son bajo condiciones de hidropon6a, en donde la tasa de flujo es mucho menor comparado a lo utilizado en cultivos acuap6nicos siendo esta tasa mayor a 22,000 L/H, por lo que a6n se hacen necesarias mas investigaciones en acuaponia y en acuicultura para poder determinar qu6 tipo de caracter6sticas requiere el filtro para poder estandarizar los diferentes tipos de SA y sistemas acu6colas de gran escala ( Rakoct *et al.*,2010; Mori & smith,2019).

**Tabla 6.** eficacia de remoci6n de la filtraci6n lenta

Organismo	Material del filtro	Caracter6sticas del filtro	% de remoci6n	Bibliograf6a
<i>Fusarium oxysporum f.sp. cyclaminis</i>	Lana de roca granulada	se Flujo de agua: 300 L/ m <sup>2</sup> Profundidad: 0.4m Tama6o de part6cula: N.A Densidad : 190 Kg/ m <sup>3</sup>	100 %	Bergstrand <i>et al.</i> ,(2011)

<i>Fusarium oxysporum</i> <i>f.sp. cyclaminis</i>	Arena	Flujo de agua: 100 L/ m <sup>2</sup> Profundidad: Tamaño de partícula: <2 mm	≥99 %	Van Os,( 2001)
<i>Fusarium oxysporum</i>	Arena	Flujo de agua: N.A Profundidad : 1m Tamaño de partícula: N.A	0%	Lee & Oki, (2013)
<i>Pythium aphanidermatum</i>	Lana de roca granulada	Flujo del agua: 150 L/ m <sup>2</sup> Profundidad: 1m Tamaño de partículas: N,A Densidad: 190 Kg/ m <sup>3</sup>	≥99%	Bergstrand <i>et al.</i> ,(2011)
<i>Pythium aphanidermatum</i>	Lana mineral	Flujo de agua : 300 L/ m <sup>2</sup> Profundidad: 1 M Tamaño de partícula: N/A Densidad : N/A	100%	Furtner <i>et al.</i> ,(2007)
<i>Phytophthora cryptogea</i>	Arena	Flujo de agua : 300 L/ m <sup>2</sup> Profundidad: 1 M Tamaño de partícula: 0.3 mm	100%	Calvo - bado, (2003)
<i>Phytophthora capsici</i>	Arena	Flujo de agua:N.A Profundidad : 1m Tamaño de partícula:N.A	100%	Lee & oki, (2013)

### 3.1.2. Irradiación ultravioleta (UV).

La irradiación UV ha sido uno de los métodos más usados y eficaces para la desinfección en cultivos sin suelo. Su mecanismo de acción se basa en el daño y destrucción de moléculas de ADN y ARN, lo que genera la inhibición de procesos moleculares en las células patógenas (Newman, 2004; Liltved *et al.*,2006). Así mismo, se ha comprobado que la longitud de onda para la efectiva eliminación está entre el rango de 200 - 280 nm, con una longitud óptima de 254 nm (Alsanius & Wohonka, 2019).

Sin embargo, también se ha comprobado que las dosis de respuesta pueden variar entre especies e incluso ser resistentes a cierta cantidad de radiación entre la misma especie, por ejemplo: en especies como *Alternaria zinniae* se requieren dosis de exposición de 28 mJ/cm<sup>2</sup> para la eliminación completa de sus esporas en un sistema hidropónico (Mebalds et

al.,1996), dosis baja comparada con especies como *Pythium aphanidermatum* con la que se usa una dosis de 88 mJ/cm<sup>2</sup> la cual a pesar de ser más alta no eliminó completamente sus esporas (Tu & Zhang, 2000). De la misma manera, en la especie de virus de la necrosis pancreática (**tabla 4**) en un estudio dado por Litved *et al.*, (2006) se reporta que para su efectiva eliminación se requiere dosis de 150 mJ/cm<sup>2</sup> pero en otro estudio requirió de 246 mJ/cm<sup>2</sup>. Cabe destacar que estos experimentos fueron realizados bajo condiciones de laboratorio, por lo que el diseño experimental puede influir en los resultados finales.

**Tabla 7.** Dosis UV reportadas para la desactivación de patógenos que pueden afectar el S.A

Organismo	Dosis	Propágulos removidos (%)	Referencia
IPNV	150 (mJ/cm <sup>2</sup> )	99.9%	Yanong, (2003)
	82.0 (mJ/cm <sup>2</sup> )	99.9 %	Liltved <i>et al.</i> , (2006)
	165 - 246 (mJ/cm <sup>2</sup> )	99.9%	Liltved <i>et al.</i> , (2006)
IHNV	20 - 30,000 (μWs/cm <sup>2</sup> )	99.9%	Yanong, (2003)
ISAV	4 - 10 (MJ/cm <sup>2</sup> )	99.9%	Yanong, (2003)
	2.5 (mJ/cm <sup>2</sup> )	90 %	Liltved <i>et al.</i> , (2006)
	5.0 - 7.5 (mJ/cm <sup>2</sup> )	99.9 %	Liltved <i>et al.</i> , (2006)
Koi Herpesvirus	4 (mJ/cm <sup>2</sup> )	≥99%	Kasia & Yoshimizu, (2005)
<i>Aeromonas salmonicida</i>	3.6 (mJ/cm <sup>2</sup> )	99.9%	Yanong, (2003)
<i>Aeromonas salmonicida subsp. salmonicida</i>	2 .34 (mJ/cm <sup>2</sup> )	≥99 %	Liltved & Landfald, (1996).

<i>Vibrio anguillarum</i>	2.7 (mJ/cm <sup>2</sup> )	99.9%	Liltved, Hektoen, & Efraimsen, (1995)
	3.5 (mJ/cm <sup>2</sup> )	99.9 %	Yanong (2003).
<i>Saprolegnia</i> (hifa)	10 (mJ/cm <sup>2</sup> )	99%	Yanong (2003).
<i>Saprolegnia</i> (Zoospora)	3.96 (mJ/cm <sup>2</sup> )	99%	Yanong (2003).
<i>Fusarium oxysporum f.sp Cyclaminis</i>	40 (mJ/cm <sup>2</sup> )	99%	Sutton <i>et al.</i> , (2000)
<i>Pythium aphanidermatum</i>	15 (mJ/cm <sup>2</sup> )	≥99 %	Sutton <i>et al.</i> , (2000)
	250 (mJ/cm <sup>2</sup> )	≥95 %	Van Os <i>et al.</i> , ( 2004)

**IPVN:** Virus de la necrosis pancreática, **IHNV:** Virus de la necrosis hematopoyenica infecciosa, **ISAV:** Virus de la anemia infecciosa del salmón

El uso del UV puede ser un muy buen aliado para el control de plagas en los cultivos sin suelo, sin embargo, también tiene algunas desventajas, diferentes investigaciones han demostrado que los efectos en la desactivación de algunos patógenos de peces pueden ser temporales, por ejemplo: En patógenos como *Aeromonas salmonicida*, *Vibrio anguillarum* y *Yersinia ruckeri* se ha demostrado que han podido recuperarse luego de 48 horas de exposición a la fuente de irradiación UV, aclarando que el porcentaje de recuperación variará según la temperatura (Liltved *et al.*,2006; Liltved & Landfald, 1996). De la misma manera, la efectividad de eliminación está directamente relacionada con la calidad que tenga el agua, dado que puede influir la turbidez del agua en la penetración en del haz de luz, dado que algunos sólidos suspendidos pueden recircular en el sistema es necesario un prefiltrado, con camas de arena o con grava, para poder atrapar tanto comida no usada como algas (Newman, 2004 ; Grech *et al.* 1989). Por último, esta técnica involucra la completa eliminación de los microorganismos por lo que aquellos que son benéficos pueden también verse afectados, así que es recomendable su uso para tratar agua que entra al cultivo (Folornruso,2020).

### 3.1.3. Calor

La técnica por calor es una técnica de desinfección con altos porcentajes de inactivación, su mecanismo de acción está basado en la exposición del agua a altas temperaturas por un periodo de tiempo determinado. La técnica afecta la integridad física de los microorganismos patógenos, interrumpiendo procesos metabólicos y desnaturalizando proteínas que en última instancia provoca que los patógenos ya no sean funcionales (Van os,2009). Por lo anterior, hay estudios que han comprobado que para una efectiva desinfección se hace uso de temperaturas desde 40°C hasta 90 °C con intervalos de tiempo de 0.5 min a 5 min, sin embargo, el rango de temperatura y el tiempo de exposición puede variar entre organismos (Tabla 5) (Runia & Amsing, 2001a; Mori & Smith, 2019). No obstante, existen estudios que demuestran que no es necesario el uso de altas temperaturas (90 °C - 95 °C), si no que bastan con temperaturas más bajas (40°C-55°C) sin la necesidad de aumentar significativamente el tiempo de exposición. Según estudios realizados por Runia & Amsing, (2001), se puede alcanzar una porcentaje de desinfección del  $\geq 99\%$  con una temperatura de 48°C por 5 min para el patógeno *Radopholus similis*, de la misma manera alcanzaron el mismo porcentaje pero con una temperatura un poco mayor y por menor tiempo 50°C por 2 min.

**Tabla 8.** Rangos de temperaturas para la desactivación de patógenos

Patógeno	Temperatura ( °C)	Tiempo (Min)	Porcentaje de desactivación	Referencia
<i>Pythium aphanidermatum</i>	60°	1 min	$\geq 95\%$	Albright <i>et al.</i> , (2007)
	45 °	8 min	$\geq 99\%$	Tu & Zhang, (2000)
	55°	2 min	$\geq 99\%$	
	51°	0.75 min	$\geq 99\%$	Runia & Amsing, (2001b)
	47°	0.25 min	$\geq 99\%$	Runia & Amsing, (2001b)
<i>Pythium sp.</i>	95 °	0.5 min	$\geq 99\%$	Rey <i>et al.</i> ,(2001)
<b>IPNV</b>	60 °	300 min	$\geq 99\%$	MacKelvie & Desautels, (1975).
<b>IPNV</b>	80 °	4 min	$\geq 99\%$	Nygaard <i>et al.</i> ,(2012)

**IPNV:** Virus de la necrosis pancreática,

Pocas son las investigaciones que hablen acerca del uso directo de esta técnica en los SA, la mayoría de estudios demostrados en la **tabla 5** son provenientes de estudios realizados en acuicultura e hidroponía, por lo que aún se requiere de mayores investigaciones *in vivo* para dar una acertada conclusión de su efectividad bajo sistemas sin suelo y de los SA.

#### **3.1.4. Sonicación.**

La sonicación es una técnica de desinfección que se basa en la exposición del agua a ondas de altas frecuencias ( 20 - 40 kHz) producidas por una máquina, estas ondas inducen en los microorganismos la formación de bolsillos de baja presión dentro de las células causando el colapso de ésta, este proceso se conoce como cavitación (Albright *et al.*, 2007; Lakeh *et al.*, 2013)

Este tipo de técnica es relativamente nueva comparada con las otras técnicas de desinfección, dentro de los sistemas sin suelo, sin embargo, en los pocos estudios *in vitro* se ha demostrado que tiene una muy buena capacidad de desinfección, esto demostrado en el estudio realizado por Tu & zhang, (2000), el cual menciona una eliminación del 100 % de las zoosporas de *Pythium* spp en 1.5 min. Igualmente Tesoriero (2008), tuvo una efectividad del 100% contra los patógenos *P. aphanidermatum* y de *F. oxysporum* en una técnica combinada con UV. No obstante al igual que el primer ejemplo no proveen la información acerca de la longitud de onda usada en el UV o la frecuencia usada en la sonicación, por lo que aún quedan estudios por realizar para poder determinar su uso en *In vivo* y en sistemas de gran escala.

### **3.2 Controles químicos.**

Son pocas las alternativas que se pueden utilizar en el control químico dentro de los SA, esto debido a que existen químicos que a ciertas concentraciones pueden afectar los peces y plantas, por lo que su uso es limitado para aplicaciones continuas ( Stouvenakers *et al.*,2019). A continuación están algunos de los controles efectivos utilizados dentro de la hidroponía y acuicultura.

#### **3.2.1. Ozono**

La desinfección con ozono es uno de los métodos por control químico más utilizado dentro de la hidroponía y acuicultura, su modo de empleo es por inyección, por lo cual el ozono al entrar en contacto con el agua libera agentes oxidantes que afectan la cobertura celular del patógeno inactivandola ( Kasai,yoshimizu & Ezura, 2002 ; Gonçalves & Gagnon,2011). El ozono es una molécula muy inestable por lo que la ruta de la reacción oxidativa depende de factores como los compuestos que haya en el agua, el pH, la temperatura, la materia

orgánica en el agua y la tasa oxidativa del ozono (Lawson,1995; Rakness, 2005). A diferencia de otros compuestos químicos el ozono tiene la ventaja de que minutos después de ser aplicado se descompone en oxígeno.

Por otro lado, se ha comprobado que esta técnica tiene un alto porcentaje de desactivación de fitopatógenos como *Fusarium sp*, *Pythium sp* y *Phytophthora sp* ( Igura *et al.*, 2004; Folorunso *et al.*,2020). Sin embargo, al igual que el UV, la concentración y el tiempo puede variar entre patógenos (**Tabla 6**), por ejemplo: Para *Fusarium oxysporum* f.sp.*melonis* se requiere una concentración de 1 mg/L<sup>-1</sup> de ozono en un tiempo de exposición de 0.5 min para una desactivación del 100% en cambio para el virus del mosaico del tomate se requiere 100 mg/L<sup>-1</sup> por 30 minutos para una inactivación del 99% ( Kobayashi *et al.*, 2011; Runia, 1994). Asimismo también se han reportado altos porcentajes de eliminación en patógenos de peces como *Vibrio anguillarum*, *Aeromonas salmonicida*, *Aeromonas hydrophila*, entre otros ( Yoshimizu *et al.*, 1995).

**Tabla 9.** Eficacia del uso del ozono en cultivos hidropónicos y acuícolas.

Patógeno	Concentración (mg/L)/Tiempo de exposición (min)	Porcentaje de inactivación	Bibliografía
<i>Fusarium oxysporum</i>	1 mg/L, 10 Min	99 %	Igura <i>et al.</i> ,(2004)
<i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>melonis</i>	1 mg/L, 0.5 min	100 %	Kobayashi <i>et al.</i> , (2011)
<i>Pythium ultimum</i>	1.2 mg/L, 2 min	99 %	Beardsell & Bankier <i>et al.</i> , (1996)
<i>Phytophthora cinnamomi</i>	0.8 mg/L, 8 min	99%	Beardsell & Bankier <i>et al.</i> , (1996)
IVPN	0.5 mg/L, 1 min	>99 %	Yoshimizu <i>et al.</i> , (1995)
<i>Aeromonas salmonicida</i>	0.5 mg/L, 0.25 min	>99%	Kasai <i>et al.</i> ,(2002)
<i>Vibrio anguillarum</i>	0.5 mg/L, 0.25 min	>99.9 %	Itoh <i>et al.</i> ,(1996)

**IVPN:** virus de la necrosis pancreática infecciosa

No obstante, se ha reportado que el ozono puede contener algunos riesgos ya que en agua salada o en agua dulce no tratada puede producir subproductos oxidativos ( Compuestos reactivos al oxígeno) , tales como compuestos bromados que pueden afectar la salud de

los peces y plantas (Graham *et al.*, 2007; Igura *et al.*, 2004). Kasai *et al.*, (2002) menciona un ejemplo con el lenguado barfin (*Verasper moseri*) y el arenque del pacifico (*Clupea pallasii*) los cuales luego de exponerse a concentraciones de 0.1 mg/L por 16 horas y 0.5. mg/L por 2 horas respectivamente mueren. Similarmente, Summerfelt, (2003) menciona que el ozono en bajas concentraciones tales como 0.01mg/L pueden ser letales para los peces. En un estudio histológico realizado por Good *et al.*, (2011) en trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*) cultivada en un sistema de recirculacion acuicola tratada con agua tratada con ozono, encontró que los peces exhibian patologías en las branquias como hiperplasia epitelial y hipertrofia, junto a eso también presentaban lipidosis hepatica, sin embargo también menciona en el estudio que la calidad del agua y el rendimiento del cultivo de truchas mejoró con el tratamiento. Por otro lado en plantas, Graham *et al.*, (2009) menciona que en plantas ornamentales expuestas por 6 semanas a concentraciones 0.9 mg/L de ozono muestran efectos en el crecimiento de las hojas y raíces, junto a lesiones en hojas. Por lo anterior, autores como Rivas *et al.*, (2020) y Folorunso *et al.*, (2020) sugieren que el uso del ozono debe ser limitado y de gran cuidado debido a que no solo afecta la salud de plantas y peces si no que puede generar un gran daño en las mucosas humanas.

### 3.2.2. Peróxido de hidrógeno

El peróxido de hidrógeno al igual que el ozono es un fuerte agente oxidante que puede ser precursor de diferentes compuestos reactivos al oxígeno como radicales superóxido, perhidroxilo y Hidroxilo, los cuales causan peroxidación lipídica destruyendo la membrana celular, proteínas y el ADN de las células patógenas (Avendaño- Herrera *et al.*, 2006; Runia, 1995). Este tipo de desinfectante es considerado un producto amigable con el ambiente, debido a que sus subproductos en combinación con el agua no son contaminantes (Pedersen & Pedersen, 2012; Pardieck *et al.*, 1992). Sin embargo, a diferencia del ozono, esta técnica requiere de mayores concentraciones y de tiempo de exposición para poder lograr una efectiva eliminación de patógenos (Runia, 1995; Stewar-wade, 2011).

**Tabla 10. Eficacia del peróxido de hidrógeno en la inactivación de patógenos de plantas y peces**

Patógeno	Concentración (mg/L), Tiempo (min)	Porcentaje de inactivación	Bibliografía
<i>Tenacibaculum maritimum</i>	240 mg/L, 15 min	100%	Avendaño <i>et al.</i> , (2006)



<i>Tenacibaculum maritimum</i>	120 mg/L, 15 min	100%	Avendaño <i>et al.</i> , (2006)
<i>Pythium</i> sp	12.3 Mg/L + 8 mg/L C <sub>2</sub> H <sub>4</sub> O <sub>3</sub> , Tiempo no especificado	100%	Choppakatla,(2009)
<i>Phytophthora</i> sp.	12.3 Mg/L + 8 mg/L C <sub>2</sub> H <sub>4</sub> O <sub>3</sub> , Tiempo no especificado	100%	Choppakatla,(2009)

Sin embargo Nederhoff, (2000) reporta que en plantulas de lechugas empiezan a presentar efectos fitotóxicos en concentraciones de 8 mg/L en una solución nutritiva. En cuanto a la salud de los peces, la mayoría de reportes en diferentes especies de salmón y de peces de agua dulce indican que exposiciones a concentraciones de 50 mg/L a 500 mg/L.

### 3.3.3. Sustancias Biológicas.

Las sustancias biológicas o pesticidas orgánicos son aceites esenciales extraídos de diferentes especies de plantas entre las cuales se pueden encontrar: Citronela, soya, canela, romero, entre otros. Este tipo de sustancias son consideradas una buena alternativa a los pesticidas sintéticos ya que a diferencia de estos, no son tan tóxicos y no son persistentes en el ambiente (Folorunso *et al.*,2020; Mfarrej & Rara,2019). Junto con lo anterior, existen varios reportes acerca de cómo las sustancias biológicas tienen propiedades antimicrobianas y como son efectivas contra patógenos de plantas e insecticidas (Abramson *et al.*,2006). Sin embargo, este tipo de sustancias en sistemas acoplados puede generar problemas en la nitrificación y en la solubilidad del fósforo, por lo que es recomendable su uso como último recurso en la desinfección del agua.

**Tabla 11.** Eficacia de los pesticidas naturales en patógenos de plantas

Pesticida natural	Patógeno	Concentración (mg/L)	Referencias
Aceite de clavo	<i>Rhizoctonia</i> spp.	200 µl /L	San Aye & Matsumoto, (2011), Folorunso <i>et al.</i> ,(2020)
Ajo	<i>Phytophthora infestans</i>	55mg/L	Portz <i>et al.</i> (2008),Folorunso <i>et al.</i> ,(2020)
Lavanda	<i>Botrytis cinerea</i>	25.6 mg/L	Soylu <i>et al.</i> , (2010), Folorunso <i>et al.</i> ,(2020)

Comino	<i>Botrytis cinerea</i>	10 µl /L	Lee <i>et al.</i> ,2007
Eucalipto	<i>Botrytis cinerea</i>	10 µl /L	Lee <i>et al.</i> ,2007

### 3.3 Control Biológico.

El CB es un método por el cual se utilizan organismos antagónicos o predadores naturales para el control de plagas dentro de un cultivo. Esta metodología involucra herbivoría, parasitismo, antibiosis y depredación (Trivedi *et al.*, 2020; Saba, Awan & yousaf, 2020; Singh *et al.*, 2019). El CB puede traer varios beneficios: (i) evita el uso de pesticidas tóxicos, (ii) fácil adaptación en condiciones controladas, (iii) algunas agentes de control microbianos pueden ser también bioestimuladores, (iv) algunas especies pueden controlar más de una plaga ( Askary & Abd-Elgawad, 2021; Folorunso *et al.*, 2020; Postma, 2010). A pesar de estos beneficios y amplio conocimiento en cultivos en suelo poco se ha investigado acerca de la aplicabilidad de los microorganismos como agentes de control biológico (**ACB**) en los SA. Ya que la mayoría de estudios enfocados a el uso de microorganismos en los SA está enfocado al incremento de la nitrificación en el cultivo por medio de bacterias nitrificantes o el uso de PGPB en sus siglas en inglés (Plant Growth Promoters Bacteria) para el incremento en el rendimiento de las plantas, tales como *Azospirillum brasilense* o *Bacillus spp* ( Bartelme *et al.*,2018;da Silva-Cerozi & Fitzsimmons, 2016; Mangmang *et al.*,2014; Stouvenakers *et al.*, 2019).

Sin embargo, existen varios estudios acerca del uso ACB en cultivos hidropónicos y acuícolas, como por ejemplo, el uso de especies del *Pseudomonas sp*, *Bacillus sp* y *Trichoderma sp* entre otros (**Tabla 9**), para el control de patógenos de plantas como *Pythium sp*, *Fusarium sp*, y en patógenos de peces como *Aeromonas hydrophila*, *Vibrio sp* y *Saprolegnia sp*, demostrando el potencial de estos géneros como agentes de control para los SA (Carbajal *et al.*, 2013 ; Mohidden *et al.*, 2010; Nour & El-Ghiet,2011). Generalmente, la introducción de estos ACB en los cultivos sin suelo no tienen tanta dificultad, ya que a diferencia de los cultivos en suelo los SA tienen un ambiente más controlado y un fácil acceso a la raíz lo que permite una mejor adaptabilidad e interacción con las plantas

**Tabla 12.** Agentes de control Biológico reportados en sistemas hidropónicos y acuícolas

Agente de control	Patógenos	Concentración efectiva (UFC/ ml)	Referencias
-------------------	-----------	----------------------------------	-------------

<i>Pseudomonas</i> sp	<i>Aeromonas hydrophila</i>	10 <sup>8</sup> UFC/ g de alimento	Nour & El-Ghiet, (2011)
	<i>Pseudomonas anguilliseptica</i>	10 <sup>10</sup> UFC/ 100 g de alimento	Eissa, El-Ghiet & Shaheen, (2014)
	<i>Streptococcus faecium</i>	10 <sup>10</sup> UFC/ 100 g de alimento	Eissa, El-Ghiet & Shaheen, (2014)
	<i>Pythium aphanidermatum</i>	10 <sup>7</sup> UFC/ ml <sup>-1</sup>	Chatterton <i>et al.</i> ,(2004)
	<i>Fusarium oxysporum</i>	10 <sup>8</sup> UFC/ ml <sup>-1</sup>	Eparvier <i>et al.</i> , (1991)
	<i>Pythium aphanidermatum</i>	10 <sup>7</sup> UFC/ ml <sup>-1</sup>	Sopher & Sutton, (2011)
<i>Bacillus</i> sp	<i>Pythium aphanidermatum</i>	1 x 10 <sup>9</sup> UFC/ ml <sup>-1</sup>	Utkhede <i>et al.</i> (2009)
	<i>Phytophthora capsici</i>	10 <sup>6</sup> UFC/ ml <sup>-1</sup>	Li <i>et al.</i> (2020)
<i>Fusarium</i> sp	<i>Phytophthora capsici</i>	10 <sup>7</sup> UFC/ ml <sup>-1</sup>	Gilardi <i>et al.</i> , (2020)
	<i>Fusarium oxysporum</i>	10 <sup>6</sup> UFC/ ml <sup>-1</sup>	Eparvier <i>et al.</i> , (1991)
<i>Trichoderma</i> sp	<i>Pythium ultimum</i>	4 x 10 <sup>7</sup> UFC/ ml <sup>-1</sup>	Gravel <i>et al.</i> ,(2006)
	<i>Phytophthora capsici</i>	10 <sup>7</sup> UFC/ ml <sup>-1</sup>	Gilardi <i>et al.</i> , (2020)

Como se muestra en la tabla 9, las bacterias del género *Pseudomonas* son uno de los géneros más utilizados como organismo promotor de crecimiento y como agente de control biológico. Autores como Gül *et al.*, (2013), demostraron que el uso de *Pseudomonas chlororaphis* en un cultivo de pepino pudo reducir la aparición de la marchitez causada por *Fusarium oxysporum*. Resultados similares obtenidos por Khan *et al.*,(2003), el cual pudo observar que plantas tratadas con *Pseudomonas chlororaphis* no desarrollaron la enfermedad en comparación a aquellas no tratadas. Gravel *et al.*, (2006) comprobó que varias de las especies del género *Pseudomonas* podían controlar la pudrición de raíz

causada por *Pythium ultimum* reduciendo la severidad un 70 % en un cultivo de tomate, junto a esto el autor explica que dependiendo de la especie utilizada puede reducir más o menos la severidad causada por este patógeno. Sin embargo, aunque se ha demostrado la buena capacidad de el género *Pseudomonas* para ser un buen ACB, aún no existe un producto comercial para el uso en el control de patógenos en el SA, junto a esto algunas especies de *Pseudomonas* no producen esporas que le permitan la sobrevivir( Alsanus & Wohanka,2019).

Así mismo, otros de los microorganismos para los que se han reportado un efectivo biocontrol de patógenos son del género *Trichoderma*, género ampliamente utilizado como ingrediente activo en biofertilizantes y bioplaguicidas. Esto se debe a que tiene la capacidad de proteger las plantas, mejorar el crecimiento y contener variedades de patógenos (Lee & Lee, 2015). Su éxito además de lo mencionado anteriormente, se debe a que puede producir un gran volumen de propágulos viables para la producción de biofertilizantes para la protección de las plantas( Woo *et al.*, 2014). Varios estudios bajo condiciones de hidroponía han demostrado la efectividad de las especies de este género, un ejemplo es el estudio de Gravel *et al.*,(2006), el cual pudo aislar *Trichoderma astroviridae*, de los sustratos de un cultivo hidropónico, el cual al ponerlo a prueba en el tratamiento del control de *Pythium ultimum* pudo reducir la severidad de la enfermedad un 88% en el cultivo de tomate.

#### **4.0 Perspectivas y Conclusiones**

La salud de los peces y plantas es uno de los temas más relevantes cuando se habla de SA, por lo que un efectivo control de plagas y enfermedades es una de las claves para un buen resultado en la producción del cultivo, teniendo esto en cuenta, una de las mejores maneras de evitar la entrada de enfermedades al cultivo es por medio de medidas preventivas, como la desinfección de herramientas antes de entrar al cultivo y el uso de variedades resistentes. Sin embargo, aun con todas las medidas preventivas las enfermedades pueden ocurrir por lo que tomar las medidas presentadas anteriormente puede ofrecer una efectiva solución. No obstante, escoger entre tantas opciones para tratar el agua del cultivo puede ser difícil para un agricultor. Ya que, aunque existan diferentes revisiones que tratan y expliquen las técnicas de desinfección, pocos son los artículos que tratan de el método de empleo dentro del cultivo, por lo que aún se requieren de estudios que contemplen y expliquen a los productores de los SA cuál de todas las opciones ofrecidas es la mejor opción para tratar el problema ( Breuskers *et al.*, 2012: Raudales *et al.*,2014).

Dentro de las técnicas habladas con anterioridad, muchas de ellas demuestran un buen potencial para remover ciertos tipos de patógenos dentro del cultivo. Sin embargo, algunas de ellas aún presentan inconvenientes en la eliminación de ciertos patógenos como es el caso de la filtración lenta, el cual no funciona el 100% de las veces para eliminar especies de *Fusarium sp*, o también generan contradicciones en el sentido de que puede afectar a la MBEC. Por lo anterior, autores como Stouvenakers *et al.*, (2019) y Folorunso *et al.*, (2020) concuerdan que los primeros métodos y más confiables son los métodos preventivos y físicos, debido a que no afectan la salud de las plantas y peces. No obstante, algunos controles físicos como la sonicación aún requieren de estudios que permitan clarificar su método de uso *in vivo* e *in vitro*.

Por otro lado, los controles químicos son el último recurso que se debería utilizar dentro de los SA, ya que como se muestra, el ozono y el peróxido de hidrógeno pueden tener efectos adversos en todos los participantes del cultivo bajo las concentraciones necesarias para la efectiva desinfección del agua o incluso pudiendo alterar los factores nutricionales (Fósforo y nitrógeno disponible) del agua como lo demuestran algunas sustancias biológicas en sistemas acoplados. Por lo tanto, una de las mejores estrategias con resultados positivos y que se está explorando en los SA son los ACB, los cuales en sistemas acuícolas e hidropónicos tienen buenos resultados tanto *in vitro* como *in vivo*. Sin embargo, algunos de los mencionados en la **tabla 9** son bacterias aisladas de cultivos en suelo, por lo que a futuro aislar e identificar la MBEC puede ser una buena herramienta al momento de buscar ACB las cuales al ser originarios del cultivo tendrán un mayor éxito de colonizar los SA, además de también buscar microorganismos que a su vez funcionen como PGPM ( Plant growth promoting microorganism), beneficiando tanto a plantas como a peces.

## 5.0. BIBLIOGRAFÍA

1. Abramson, C. I., Wanderley, P. A., Wanderley, M. J., Mina, A. J., & de Souza, O. B. (2006). Effect of essential oil from citronella and alfazema on fennel aphids *Hyadaphis foeniculi* Passerini (Hemiptera: Aphididae) and its predator *Cycloneda sanguinea* L. (Coleoptera: Coccinelidae).
2. Albright, L. D., Langhans, R. W., de Villiers, D. S., Shelford, T. J., & Rutzke, C. J. (2007). Root disease treatment methods for commercial production of hydroponic spinach. Final Report for the New York State Energy Research and Development Authority.
3. Alsanius, B. W., & Wohanka, W. (2019). Root Zone Microbiology of Soilless Cropping Systems. In *Soilless Culture* (pp. 149-194). Elsevier.

4. Arias-Estévez, M., López-Periago, E., Martínez-Carballo, E., Simal-Gándara, J., Mejuto, J.-C., & García-Río, L. (2008). The mobility and degradation of pesticides in soils and the pollution of groundwater resources. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 123(4), 247–260. doi:10.1016/j.agee.2007.07.011
5. Arndt, R.E., Wagner, E.J., 2003. Filtering *Myxobolus cerebralis* Triactinomyxons from contaminated water using rapid sand filtration. *Aquac. Eng.* 29, 77–91. <https://doi.org/10.1016/j.aquaeng.2003.05.001>.
6. Asche F, Hansen H, Tveteras R, Tveteras S (2010) The salmon disease crisis in Chile. *Mar Res Eco.* 24:405–411
7. Askary, T. H., & Abd-Elgawad, M. M. (2021). Opportunities and challenges of entomopathogenic nematodes as biocontrol agents in their tripartite interactions. *Egyptian Journal of Biological Pest Control*, 31(1), 1-10.
8. Avendaño-Herrera, R., Magariños, B., Irgang, R., & Toranzo, A. E. (2006). Use of hydrogen peroxide against the fish pathogen *Tenacibaculum maritimum* and its effect on infected turbot (*Scophthalmus maximus*). *Aquaculture*, 257(1-4), 104-110.
9. Barbosa GL, Gadelha FDA, Kublik N, Proctor A, Reichelm L, Weissinger E, Wohlleb GM, Halden RU (2015) Comparison of land water and energy requirements of lettuce grown using hydroponic vs. conventional agriculture. *Int J Environ Res Pub Health* 12(6):6879–6891. <https://doi.org/10.3390/ijerph120606879>
10. Bartelme, R. P., Oyserman, B. O., Blom, J. E., Sepulveda-Villet, O. J., & Newton, R. J. (2018). Stripping away the soil: Plant growth promoting microbiology opportunities in aquaponics. *Frontiers in Microbiology*, 9(JAN), 1–7. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2018.00008>
11. Bartelme, R. P., Smith, M. C., Sepulveda-Villet, O. J., & Newton, R. J. (2019). Component Microenvironments and System Biogeography Structure Microorganism Distributions in Recirculating Aquaculture and Aquaponic Systems. *MSphere*, 4(4), 1–15. <https://doi.org/10.1128/msphere.00143-19>
12. Bates M, Stanghellini M. 1984. Root rot of hydroponically-grown spinach caused by *Pythium aphanidermatum* and *P. dissotocum*. *Plant Dis.* 68: 989-991.
13. Beardsell, D., & Bankier, M. (1996). Monitoring and treatment of recycled water for nursery and floriculture production. Horticultural Research & Development Corporation.
14. Bergstrand, K., Khalil, S., Hultberg, M., Alsanius, B.W., 2011. Cross response of slowfilters to dual pathogen inoculation in closed hydroponic growing systems. *OpenHortic. J.* 4, 1–9. <https://doi.org/10.2174/1874840601104010001>
15. Black, K. D. (2001). Sustainability of aquaculture (pp. 199-212). Boca Raton: CRC Press.
16. Breukers, A., van Asseldonk, M., Bremmer, J., & Beekman, V. (2012). Understanding growers' decisions to manage invasive pathogens at the farm level. *Phytopathology*, 102(6), 609-619.
17. Bricknell, I., 2017. Types of pathogens in fish, waterborne diseases. In: *Fish Diseases: Prevention and Control Strategies*. Elsevier, pp. 53–80. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-804564-0.00003-X>
18. Castillo, R. M. (2008). Educación y huella ecológica. *Revista Electrónica" Actualidades Investigativas en Educación"*, 8(1), 1-28.

19. Cayanan, D.F., Dixon, M., Zheng, Y., Llewellyn, J., (2009b). Response of container-grown nursery plants to chlorine used to disinfect irrigation water. *HortScience* 44 (1), 164–167
20. Cayanan, D.F., Zhang, P., Liu, W., Dixon, M., Zheng, Y., 2009a. Efficacy of chlorine in controlling five common plant pathogens. *HortScience* 44 (1), 157–163
21. Chatterton, S., Sutton, J.C., Boland, G.J., 2004. Timing *Pseudomonas chlororaphis* applications to control *Pythium aphanidermatum*, *Pythium dissotocum*, and root rot in hydroponic peppers. *Biol. Control* 30, 360–373
22. Chinta, Y.D., Kano, K., Widiastuti, A., Fukahori, M., Kawasaki, S., Eguchi, Y., Misu, H., Odani, H., Zhou, S., Narisawa, K., Fujiwara, K., Shinohara, M., Sato, T., 2014. Effect of corn steep liquor on lettuce root rot (*Fusarium oxysporum* f. sp. *lactucae*) in hydroponic cultures. *J. Sci. Food Agric.* 94 (11), 2317–2323
23. Choppakatla, V.K., (2009). Evaluation of SaniDate® 12.0 as a Bactericide, Fungicide and Algaecide for Irrigation for Irrigation Water Treatment. BioSafe Laboratory, Final Report 09-004
24. Cole, D. W., Cole, R., Gaydos, S. J., Gray, J., Hyland, G., Jacques, M. L., ... & Au, W. W. (2009). Aquaculture: Environmental, toxicological, and health issues. *International journal of hygiene and environmental health*, 212(4), 369-377.
25. Da Silva Cerozi, B., & Fitzsimmons, K. (2016). Use of *Bacillus* spp. to enhance phosphorus availability and serve as a plant growth promoter in aquaponics systems. *Scientia Horticulturae*, 211, 277-282.
26. Dawood, M. A. O., & Koshio, S. (2016). Recent advances in the role of probiotics and prebiotics in carp aquaculture: A review. *Aquaculture*, 454, 243–251. doi:10.1016/j.aquaculture.2015.1
27. Diver, S., & Rinehart, L. (2000). *Aquaponics-Integration of hydroponics with aquaculture* (pp. 1-16). Attra.
28. Ehret, D.L., Alsanius, B., Wohanka, W., Menzies, J.G., Utkhede, R. (2001). Disinfestation of recirculating nutrient solutions in greenhouse horticulture. *Agronomie* 21 (4), 323–339.
29. Eissa, N., Abou El-Gheit, N., & Shaheen, A. A. (2014). Protective effect of *Pseudomonas fluorescens* as a probiotic in controlling fish pathogens. *American Journal of BioScience*, 2(5), 175-181.
30. Eparvier, A., Lemanceau, P., & Alabouvette, C. (1991). Population dynamics of non-pathogenic *Fusarium* and fluorescent *Pseudomonas* strains in rockwool, a substratum for soilless culture. *FEMS Microbiology Letters*, 86(2), 177-184.
31. Folorunso, E. A., Roy, K., Gebauer, R., Bohatá, A., & Mraz, J. (2020). Integrated pest and disease management in aquaponics: A metadata-based review. *Reviews in Aquaculture*, 13(2), 971-995.
32. Gilardi, G., Pugliese, M., Gullino, M. L., & Garibaldi, A. (2020). Effect of biocontrol agents and potassium phosphite against *Phytophthora* crown rot, caused by *Phytophthora capsici*, on zucchini in a closed soilless system. *Scientia Horticulturae*, 265, 109207. doi:10.1016/j.scienta.2020.109207
33. Gilardi, G., Pugliese, M., Gullino, M. L., & Garibaldi, A. (2020). Effect of biocontrol agents and potassium phosphite against *Phytophthora* crown rot, caused by *Phytophthora capsici*, on zucchini in a closed soilless system. *Scientia Horticulturae*, 265, 109207.

34. Goldberg, N.P., Stanghellini, M.E., Rasmussen, S.L., 1992. Filtration as a method for controlling pythium root rot of hydroponically grown cucumbers. *Plant Dis.* 76, 777–779.
35. Gonçalves, A. A., & Gagnon, G. A. (2011). Ozone Application in Recirculating Aquaculture System: An Overview. *Ozone: Science & Engineering*, 33(5), 345–367. doi:10.1080/01919512.2011.604595
36. Good, C., Davidson, J., Welsh, C., Snekvik, K., & Summerfelt, S. (2011). The effects of ozonation on performance, health and welfare of rainbow trout *Oncorhynchus mykiss* in low-exchange water recirculation aquaculture systems. *Aquacultural engineering*, 44(3), 97-102.
37. Gül, A., Özaktan, H., Kidoğlu, F., & Tüzel, Y. (2013). Rhizobacteria promoted yield of cucumber plants grown in perlite under *Fusarium* wilt stress. *Scientia Horticulturae*, 153, 22-25.
38. Hultberg, M., Alsberg, T., Khalil, S., & Alsanius, B. (2009). *Suppression of disease in tomato infected by Pythium ultimum with a biosurfactant produced by Pseudomonas koreensis*. *BioControl*, 55(3), 435–444. doi:10.1007/s10526-009.
39. Igura N, Fujii M, Shimoda M, Hayakawa I (2004) Research Note: Inactivation efficiency of ozonated water for *Fusarium oxysporum* conidia under hydroponic greenhouse conditions. *Ozone: Science & Engineering* 26: 517–521.
40. Incrocci, L., Malorgio, F., Della Bartola, A., & Pardossi, A. (2006). The influence of drip irrigation or subirrigation on tomato grown in closed-loop substrate culture with saline water. *Scientia Horticulturae*, 107(4), 365–372. doi:10.1016/j.scienta.2005.12.001
41. ITOH, S., YOSHIMIZU, M., MUNG-JOO, O., HYUUGA, S., WATANABE, K., HAYAKAWA, Y., & EZURA, Y. (1996). Effects of ozonized seawater on bacterial population and survival of cultured flounders (*Paralichthys olivaceus* and *Verasper moseri*). *Aquaculture Science*, 44(4), 457-463.
42. Jurgilevich, A., Birge, T., Kentala-Lehtonen, J., Korhonen-Kurki, K., Pietikäinen, J., Saikku, L., & Schösler, H. (2016). Transition towards circular economy in the food system. *Sustainability*, 8(1), 69. <https://doi.org/10.3390/su8010069>.
43. Kasai, H., Yoshimizu, M., & Ezura, Y. (2002). Disinfection of water for aquaculture. *Fisheries science*, 68(sup1), 821-824.
44. Khan, A., Sutton, J.C., Grodzinski, B.(2003). Effects of *Pseudomonas chlororaphis* on *Pythium aphanidermatum* and root rot in peppers grown in small-scale hydroponic troughs. *Biocontrol. Sci. Technol.* 13, 615–630.
45. Kibenge, F. S., Munir, K., Kibenge, M. J., Joseph, T., & Moneke, E. (2004). Infectious salmon anemia virus: causative agent, pathogenesis and immunity. *Animal Health Research Reviews*, 5(1), 65-78.
46. Kobayashi, F., Ikeura, H., Ohsato, S., Goto, T., & Tamaki, M. (2011). Disinfection using ozone microbubbles to inactivate *Fusarium oxysporum* f. sp. *melonis* and *Pectobacterium carotovorum* subsp. *carotovorum*. *Crop protection*, 30(11), 1514-1518.
47. KOSEKI, S., MIZUNO, Y., & YAMAMOTO, K. (2011). Comparison of Two Possible Routes of Pathogen Contamination of Spinach Leaves in a Hydroponic Cultivation System. *Journal of Food Protection*, 74(9), 1536–1542. doi:10.4315/0362-028x.jfp-11-031.



48. Lakeh, A. A. B., Kloas, W., Jung, R., Ariav, R. A., & Knopf, K. (2013). Low frequency ultrasound and UV-C for elimination of pathogens in recirculating aquaculture systems. *Ultrasonics sonochemistry*, 20(5), 1211-1216.
49. Lee, E., Oki, L.R., 2013. Slow sand filters effectively reduce *Phytophthora* after a pathogen switch from *Fusarium* and a simulated pump failure. *Water Res.* 47,5121–5129. <https://doi.org/10.1016/j.watres.2013.05.054>.
50. Lee, S. O., Choi, G. J., Jang, K. S., Lim, H. K., Cho, K. Y., & Kim, J. C. (2007). Antifungal activity of five plant essential oils as fumigant against postharvest and soilborne plant pathogenic fungi. *The Plant Pathology Journal*, 23(2), 97-102.
51. Lee, S., An, R., Grewal, P., Yu, Z., Borherova, Z., & Lee, J. (2016). High-performing window farm hydroponic system: Transcriptomes of fresh produce and microbial communities in response to beneficial bacterial treatment. *Molecular Plant-Microbe Interactions*, 29(12), 965-976
52. .Lee, S., & Lee, J. (2015). Beneficial bacteria and fungi in hydroponic systems:types and characteristics of hydroponic food production methods. *Sci. Hortic.* 195, 206–215. doi: 10.1016/j.scienta.2015.09.011
53. Lekang, O. I. (2013). Chapter 8: Membrane Filtration. *Aquaculture Engineering*, 99-113.
54. Liltved, H., & Landfald, B., (1996). Influence of liquid holding recovery and photoreactivation on survival of ultraviolet-irradiated fish pathogenic bacteria. *Water Res.* 30, 1109–1114.
55. Liltved, H., Vogelsang, C., Modahl, I., & Dannevig, B. H. (2006). High resistance of fish pathogenic viruses to UV irradiation and ozonated seawater. *Aquacultural Engineering*, 34(2), 72–82. doi:10.1016/j.aquaeng.2005.05.002
56. Love, D. C., Uhl, M. S., & Genello, L. (2015). Energy and water use of a small-scale raft aquaponics system in Baltimore, Maryland, United States. *Aquacultural Engineering*, 68, 19–27. <https://doi.org/10.1016/j.aquaeng.2015.07.003>.
57. Love, D.C., Fry, J.P., Li, X., Hill, E.S., Genello, L., Semmens, K., Thompson, R.E., (2015). Commercial aquaponics production and profitability: findings from an international survey. *Aquaculture* 435, 67–74. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2014.09.023>.
58. MacKelvie, R.M., Desautels, D., 1975. Fish viruses—Survival and inactivation of infectious pancreatic necrosis virus. *J. Fish. Res. Board Can.* 32, 1267–1273. <https://doi.org/10.1139/f75-147>
59. Martínez, F., Castillo, S., Carmona, E., & Avilés, M. (2010). Dissemination of *Phytophthora cactorum*, cause of crown rot in strawberry, in open and closed soilless growing systems and the potential for control using slow sand filtration. *Scientia Horticulturae*, 125(4), 756–760
60. Martínez, F., Castillo, S., Carmona, E., & Avilés, M. (2010). Dissemination of *Phytophthora cactorum*, cause of crown rot in strawberry, in open and closed soilless growing systems and the potential for control using slow sand filtration. *Scientia horticulturae*, 125(4), 756-760.
61. McLoughlin, M.F., Graham,D. A. (2007). Alphavirus infections in salmonids - a review. *J Fish Dis* 30:511–531. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2761.2007.00848.x>
62. Mfarrej, M. F. B., & Rara, F. M. (2019). Competitive, sustainable natural pesticides. *Acta Ecologica Sinica*, 39(2), 145-151.

63. Mohideen, M. M. A., Mohanb, T. S., Mashroora, K. F., Lakshmic, K. K., & Hussain, M. Z. (2010). *Pseudomonas fluorescens* is an effective probiotic against fish-pathogenic *Vibrio* sp. *Int J Biol Technol*, 1(2), 118-123.
64. Mori, J., & Smith, R. (2019). Transmission of waterborne fish and plant pathogens in aquaponics and their control with physical disinfection and filtration: A systematized review. *Aquaculture*, 504, 380-395.
65. Nielsen, C. J., Ferrin, D. M., & Stanghellini, M. E. (2006). Efficacy of biosurfactants in the management of *Phytophthora capsici* on pepper in recirculating hydroponic systems. *Canadian Journal of Plant Pathology*, 28(3), 450–460
66. Nour, E., & El-Ghiet, E. N. A. (2011). Efficacy of *pseudomonas fluorescens* as biological control agent against *aeromonas hydrophila* infection in *oreo chromis niloticus*. *World J Fish Marine Sci*, 3(6), 564-569.
67. Nygaard, H., Modahl, I., Myrmel, M., 2012. Thermal inactivation of infectious pancreatic necrosis virus in a peptone-salt medium mimicking the water-soluble phase of hydrolyzed fish by-products. *Appl. Environ. Microbiol.* 78, 2446–2448. [https://doi.org/ 10.1128/AEM.07358-11](https://doi.org/10.1128/AEM.07358-11)
68. Oelckers, K., Vike, S., Duesund, H., González, J., Nylund, A., & Yany, G. (2015). *Caligus rogercresseyi*: posible vector en la transmisión horizontal del virus de la anemia infecciosa del salmón (ISAv). *Latin american journal of aquatic research*, 43(2), 380-387
69. Owen-Going TN, Sutton JC, Grodzinski B.(2003). Relationships of *Pythium* isolates and pepper plants in single-plant hydroponic units. *Canadian Journal of Plant Pathology* 25:155-167
70. Owen-Going, T. N., Beninger, C. W., Hall, J. C., & Sutton, J. C. (2011). Infection by *Pythium aphanidermatum* increases production of phenolics in hydroponically grown peppers and predisposes healthy plants to root rot. *European Journal of Plant Pathology*, 132(3), 341–352. doi:10.1007/s10658-011-9880-5. .
71. Pardieck, D.L., Bouwer, E.J., Stone, A.T.,(1992). Hydrogen peroxide use to increase oxidant capacity for in situ bioremediation of contaminated soils and aquifers: a review. *J. Contam. Hydrol.* 9, 221–242.
72. Pedersen, L.-F. & , Pedersen, P.B., (2012). Hydrogen peroxide application to a commercial recirculating aquaculture system. *Aquac. Eng.* 46, 40–46. Pedersen, L.-F., Pedersen, P.B., 2012. Hydrogen peroxide application to a commercial recirculating aquaculture system. *Aquac. Eng.* 46, 40–46.
73. Pettitt TR, Wakeham AJ, Wainwright MF, White JG.(2002). Comparison of serological, culture, and bait methods for detection of *Pythium* and *Phytophthora* zoospores in water. *Plant Pathol* 51(6):720–727
74. Portz, D., Koch, E., & Slusarenko, A. J. (2008). Effects of garlic (*Allium sativum*) juice containing allicin on *Phytophthora infestans* and downy mildew of cucumber caused by *Pseudoperonospora cubensis*. In *The Downy Mildews-Genetics, Molecular Biology and Control* (pp. 197-206). Springer, Dordrecht.
75. Postma, J. (2010). The status of biological control of plant diseases in soilless cultivation in *Recent developments in management of plant diseases* (pp. 133-146). Springer, Dordrecht.

76. Plumb, J. A., Hanson, L. A. (Larry A., & Plumb, J. A. (2011). *Health maintenance and principal : microbial diseases of cultured fishes*. 492.
77. Punja, Z.K., Raymond, Y.(2003). Biological control of damping-off and root rot caused by *Pythium aphanidermatum* on greenhouse cucumbers. *Can. J. Plant Pathol.* 25, 411–417
78. Quispe, E. W. A., Tapia, M. L., Pezoa, A. B., Laguna, O. T., Gonzales, J. W., & Contreras, V. H. E. (2018). Evaluación de la concentración de nitratos, calidad microbiológica y funcional en lechuga (*Lactuca sativa* L.) cultivadas en los sistemas acuapónico e hidropónico. In *Anales Científicos* (Vol. 79, No. 1, pp. 101-110). Universidad Nacional Agraria La Molina.
79. Ramirez, D., Sabogal, D., Jiménez, P., & Giraldo, H. H. (2008). La acuaponía: una alternativa orientada al desarrollo sostenible. *Revista Facultad de Ciencias Básicas*, 4(1-2), 32-51.
80. Raudales, R.E., Parke, J.L., Guy, C.L., Fisher, P.R.(2014). Control of waterborne microbes in irrigation: a review. *Agric. Water Manag.* 143, 9–28.
81. Renault, D., Déniel, F., Vallance, J., Bruez, E., Godon, J. J., & Rey, P. (2018). Bacterial shifts in nutrient solutions flowing through biofilters used in tomato soilless culture. *Microbial ecology*, 76(1), 169-181.
82. Rey, P., Deniel, F., Vasseur, V., Benhamou, N., 2001. Evolution of *Pythium* spp. Populations in soilless cultures and their control by active disinfecting method. *Acta Hortic.* 554, 341–348.
83. Rivas-García, T., González-Estrada, R. R., Chiquito-Contreras, R. G., Reyes-Pérez, J. J., González-Salas, U., Hernández-Montiel, L. G., & Murillo-Amador, B. (2020). Biocontrol of Phytopathogens under Aquaponics Systems. *Water*, 12(7), 2061.
84. Rodger, H. D. (2016). Fish Disease Causing Economic Impact in Global Aquaculture. *Fish Vaccines*, 1–34. doi:10.1007/978-3-0348-0980-1\_1
85. Ruiz-Chico, J., Peña-Sánchez, A. R., Biedma-Ferrer, J. M., & Jiménez-García, M. (2020). Social Acceptance of Aquaculture in Andalusian Atlantic Coast (Spain): An Emerging Economy Sector. *Foods*, 9(7), 910.
86. Runia, W. T. (1993). Disinfection of recirculation water from closed cultivation systems with ozone. In *International Symposium on New Cultivation Systems in Greenhouse* 361 (pp. 388-396).
87. Runia, W. T. (1995). A review of possibilities for disinfection of recirculation water from soilless cultures. *Acta Hortic* 382:221–229
88. Runia, W.T. & Amsing, J.J. (2001a). DISINFECTION OF RECIRCULATION WATER FROM CLOSED CULTIVATION SYSTEMS BY HEAT TREATMENT. *Acta Hortic.* 548, 215-222 DOI: 10.17660/ActaHortic.2001.548.23 <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2001.548.23>
89. Runia, W.Th., Amsing, J.J., (2001b). Lethal temperatures of soilborne pathogens in recirculation water from closed cultivation systems. *Acta Hortic.* 554, 333–339
90. Saba, M., Awan, D. S., & Yousaf, S. (2020). Spider as a biological agent in pest control-A Review. *Journal of Wildlife and Ecology.* 4(1):27-34
91. San Aye, S., & Matsumoto, M. (2011). Effect of some plant extracts on *Rhizoctonia* spp. and *Sclerotium hydrophilum*. *Journal of Medicinal Plants Research*, 5(16), 3751-3757.

92. Sánchez, L. M. R., Trujillo, M. M. P., Jiménez, P., Giraldo, H. H., & Ramírez, E. G. (2011). Evaluación preliminar de sistemas acuapónicos e hidropónicos en cama flotante para el cultivo de orégano (*Origanum vulgare*: Lamiaceae). *Revista Facultad de Ciencias Básicas*, 7(2), 242-259.
93. Sirakov, I., Lutz, M., Graber, A., Mathis, A., Staykov, Y., Smits, T. H. M., & Junge, R. (2016). Potential for combined biocontrol activity against fungal fish and plant pathogens by bacterial isolates from a model aquaponic system. *Water (Switzerland)*, 8(11). <https://doi.org/10.3390/w8110518>
94. Sirakov, I., Lutz, M., Graber, A., Mathis, A., Staykov, Y., Smits, T. H. M., & Junge, R. (2016). Potential for combined biocontrol activity against fungal fish and plant pathogens by bacterial isolates from a model aquaponic system. *Water (Switzerland)*, 8(11). <https://doi.org/10.3390/w8110518>
95. Somerville, C., Cohen, M., Pantanella, E., Stankus, A., Lovatelli, A., 2014. Small-scale aquaponic food production: integrated fish and plant farming. In: FAO, U. (Ed.), *FAO Fisheries and Aquaculture Technical Paper.* , pp. 1–262, Rome, Italy
96. Sopher, C. R., & Sutton, J. C. (2011). Quantitative relationships of *Pseudomonas chlororaphis* 63-28 to *Pythium* root rot and growth in hydroponic peppers. *Tropical plant pathology*, 36, 214-224.
97. Soyly, E. M., Kurt, Ş., & Soyly, S. (2010). In vitro and in vivo antifungal activities of the essential oils of various plants against tomato grey mould disease agent *Botrytis cinerea*. *International Journal of Food Microbiology*, 143(3), 183-189.
98. Stanghellini, M. E., & Miller, R. M. (1997). BIOSURFACTANTS: Their Identity and Potential Efficacy in the Biological Control of Zoosporic Plant Pathogens. *Plant Disease*, 81(1), 4–12. doi:10.1094/pdis.1997.81.1.4
99. Stanghellini, M.E., Stowell, L.J., Bates, M.L., (1984). Control of root rot of spinach caused by *Pythium aphanidermatum* in a recirculating hydroponic system by ultraviolet irradiation. *Plant Dis.* 68 (12), 1075–1076.
100. Stewart-Wade, S. M. (2011). Plant pathogens in recycled irrigation water in commercial plant nurseries and greenhouses: their detection and management. *Irrigation Science*, 29(4), 267–297. doi:10.1007/s00271-011-0285-1
101. Stouvenakers, G., Dapprich, P., Massart, S., & Jijakli, M. H. (2019). Plant pathogens and control strategies in aquaponics. *Aquaponics food production systems*, 353.
102. Tamaru, C. S., Hawaii, C., Consultant, A., Klinger-bowen, R., Okimoto, D., & Castro, L. F. (2009). *On-Farm Food Safety: Aquaponics*. March 2014.
103. Timmons, M. B. & Ebeling, J. M. (2010). *Recirculating aquaculture*, 2nd edn. NRAC Publication, Ithaca
104. Timmons, M.B. & Ebeling, J.M. (2013). *Recirculating aquaculture*, 3rd ed. Ithaca. Publishing Company, LLC, Ithaca, NY
105. Tu, C., & Hardwood, B., (2005). Disinfestation of recirculating nutrient solution by filtration as a means to control *Pythium* root rot of tomatoes. *Acta Hort.* 695, 303–308.
106. Tu, J.C. & Zhang, W.Z. (2000). Comparison of heat, sonication and ultraviolet irradiation in eliminating *Pythium aphanidermatum* zoospores in recirculating nutrient solution. *Acta Hort.* 532, 137–142.

107. Vallance, J., Le Floch, G., Deniel, F., Barbier, G., Levesque, C. A., & Rey, P. (2009). Influence of *Pythium oligandrum* Biocontrol on Fungal and Oomycete Population Dynamics in the Rhizosphere. *Applied and Environmental Microbiology*, 75(14), 4790–4800. doi:10.1128/aem.02643-08
108. Van Os, E. A., Bruins, M., Postma, J., & Willemsen-de Klein, M. J. E. I. M. (2004). INVESTIGATIONS ON CROP DEVELOPMENTS AND MICROBIAL SUPPRESSIVENESS OF *PYTHIUM APHANIDERMATUM* AFTER DIFFERENT DISINFECTION TREATMENTS OF THE CIRCULATING NUTRIENT SOLUTION. *Acta Horticulturae*, (644), 563–570. doi:10.17660/actahortic.2004.644
109. Van der Bruggen, B., Vandecasteele, C., Van Gestel, T., Doyen, W., & Leysen, R. (2003). A review of pressure-driven membrane processes in wastewater treatment and drinking water production. *Environmental progress*, 22(1), 46-56.
110. Van Os, E. A., Bruins, M., Wohanka, W., & Seidel, R. (2001). SLOW FILTRATION: A TECHNIQUE TO MINIMISE THE RISKS OF SPREADING ROOT-INFECTING PATHOGENS IN CLOSED HYDROPONIC SYSTEMS. *Acta Horticulturae*, (559), 495–502. doi:10.17660/actahortic.2001.559
111. Van Os, E.A.(2010). Disease management in soilless culture systems. *Acta Hortic.* 883, 385–394.
112. Yanong, R. P. E. (2003). Fish health management considerations in recirculating aquaculture systems—part 2: pathogens. University of Florida IFAS Extension Circular, 121, 1–9.
113. Yiasoumi, W., Evans, L., & Rogers, L. (2005). Farm water quality and treatment, Agfact AC. 2. NSW Department of Primary Industries, State of New South Wales.
114. Yildiz, H. Y., Radosavljevic, V., Parisi, G., & Cvetkovikj, A. (2019). Insight into risks in aquatic animal health in aquaponics. *Aquaponics Food Production Systems*, 435.
115. Yoshimizu, M., Hyuga, S., Ito, S. & Ezura, Y . (1995). Disinfectant effect of oxidant produced by ozonization of sea water on fish pathogenic viruses, bacteria, and ciliata. *Diseases in Asian Aquaculture II.*, 203-209.
116. Zheng, Y., & Dunets, S. (2012). Slow sand filtration. Greenhouse and nursery water treatment information system. Univ. of Guelph, Ontario, Canada, 1-9.