



Tropical Aquaculture

Vol.:1 No.: 2 July · December 2023





DIRECTORIO

L.D. GUILLERMO NARVÁEZ OSORIO

Rector

DR. WILFRIDO MIGUEL CONTRERAS SÁNCHEZ

Secretario de Investigación, Posgrado y Vinculación

DR. LUIS MANUEL HERNÁNDEZ GOVEA

Secretario de Servicios Académicos

DR. MIGUEL ARMANDO VÉLEZ TÉLLEZ

Secretario de Finanzas

LIC. ALEJANDRINO BASTAR CORDERO

Encargado del Despacho de la Secretaría de Servicios Administrativos

Wilfrido M. Contreras-Sánchez
Editor-in-Chief

María J. Contreras-García, MSc.
Associate Editor

Lenin Arias Rodríguez, PhD.
Executive Editor

Misael Hernández Martínez
Journal manager

Section Editors

**Tilapia aquaculture, polyculture, and aquaponics*
Kevin. M. Fitzsimmons, PhD

**Fish Larviculture and Nutrition*
Maria Célia Portella, PhD

**Social Impacts of Aquaculture*
Hillary Egna, PhD

**Stress*
Carl B. Schreck, PhD

**Physiology*
Reynaldo Patiño, PhD
Quenton Fontenot, PhD
Allyse Ferrara, PhD

**Histology and Physiology*
Marycarmen Uribe Aranzábal PhD
Arlette A. Hernández Franyutti, MSc
Aaron Alejandro Torres Martínez, PhD

**Reproduction*
Carmen G. Paniagua Chávez, PhD

**Live food culture*
Leonardo Cruz Rosado, PhD

**Nutrition*
Ulises Hernández-Vidal, PhD

**Water Quality*
Martin S. Fitzpatrick, PhD

**Marine Fish Aquaculture*
Rodrigo Martínez Moreno PhD
Leonardo Ibarra Castro, PhD
Luis S. Álvarez-Lajonchère, PhD

**Production Systems*
Alejandro Mcdonal-Vera, MSc
Alfonso Castillo-Domínguez, PhD

**Marine Aquaculture*
Antonio Garza de Yta, PhD

**Aquatic health in aquaculture*
Marco Linné Unzueta Bustamante, PhD

**Biofloc Culture*
Adriana da Silva, PhD
Carolina Melgar-Valdes, PhD

**African Aquaculture*
Charles Ngugi, PhD
Julius Manyala, PhD
Nelly Isyagi, PhD

**Shrimp culture and nutrition*
Martha Gabriela Gaxiola Cortés, PhD

**Translations*
S. Arriaga-Weiss, PhD

Tropical aquaculture, Año 1, No. 2, julio-diciembre 2023, es una publicación semestral editada por la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco, Av. Universidad s/n, Zona de la Cultura, Col. Magisterial, Villahermosa, Centro, Tabasco, CP. 86040, Tel (993) 358 15 00, <https://revistas.ujat.mx/index.php/ta>, tropicalaquaculture@ujat.mx. Editor responsable: Wilfrido M. Contreras Sánchez. Reservas de Derechos de Uso Exclusivo No. 04-2024-062114245900-102, ISSN: En trámite, ambos otorgados por el Instituto Nacional del Derecho de Autor. Responsable de la última actualización de este Número, Wilfrido M. Contreras Sánchez, Av. Universidad s/n, Zona de la Cultura, Col. Magisterial, Villahermosa, Centro, Tabasco, México. C.P. 86040, fecha de última modificación, 31 de diciembre de 2023.

CONTENIDO

Editorial

- [History and Perspectives of Mariculture in Mexico](#)1
Rodrigo Martínez-Moreno
- [Feeding the Future: The role of aquaculture in the tropics](#)5
Wilfrido Miguel Contreras-Sánchez

Scientific article

- [Cultivo de *Oreochromis niloticus* y *Tradescantia zebrina* en Sistema Acuapónico, una Evaluación de Coliformes Fecales](#)9
José Emmanuel Gómez-Mora, José Ramón Laines-Canepa, Rudy Solís-Silván,
José Roberto Hernández-Barajas, Gabriel Nuñez-Nogueira, José Aurelio Sosa-
Olivier

CONTENT


Editorial

- [History and Perspectives of Mariculture in Mexico](#)1
Rodrigo Martínez-Moreno
- [Feeding the Future: The role of aquaculture in the tropics](#)5
Wilfrido Miguel Contreras-Sánchez

Scientific article

- [Cultivo de *Oreochromis niloticus* y *Tradescantia zebrina* en Sistema Acuapónico, una Evaluación de Coliformes Fecales](#)9
José Emmanuel Gómez-Mora, José Ramón Laines-Canepa, Rudy Solís-Silván,
José Roberto Hernández-Barajas, Gabriel Nuñez-Nogueira, José Aurelio Sosa-
Olivier


History and Perspectives of Mariculture in Mexico

Rodrigo Martínez Moreno¹ 

¹ Instituto Nacional de Pesca y Acuicultura, Centro Regional de Investigación en Pesca y Acuicultura en Manzanillo

Corresponding author. Rodrigo Martínez Moreno. Instituto Nacional de Pesca y Acuicultura, Centro Regional de Investigación en Pesca y Acuicultura en Manzanillo, rodrigo.martinez@inapesca.gob.mx.

Cite: Martínez-Moreno R (2023) History and Perspectives of Mariculture in Mexico. *Tropical Aquaculture* 1 (2): e5727. DOI 10.19136/ta.a1n2.5727

License creative commons: This work is licensed under a Creative Commons Attribution-NonCommercial-ShareAlike 4.0 International License 

Editorial Received: 13 September 2023

Editorial Accepted: 14 September 2023

Aquaculture directly and indirectly impacts at least 15 of the 17 United Nations Sustainable Development Goals (Troell M *et al.* 2023). According to FAO (2022), globally, mariculture produces 35.1 million tons of seaweed (both for food and non-food use), 8.3 million tons of farmed marine fish, 17.7 million tons of mollusks and 11.2 million tons of crustaceans, among other products. In Latin America, 2.6 million metric tons are produced, with Chile contributing 1.3 million metric tons due to its extensive maritime area of 2.6 million square kilometers. On the other hand, Mexico has 61.7% of its territory composed of maritime waters, with 3.1 million square kilometers of ocean, demonstrating a significant potential for mariculture in the country (Figure 1).



Figura 1.- Territorial extension of Mexico showing the territorial distribution in the Pacific and Atlantic oceans. (Image taken from Vázquez et al., 2022).

The practice of mariculture in Mexico dates back to 1915 with the pioneering cultivation of pearls worldwide. In the 1970s, advances in shrimp and oyster farming were observed, and in the 1980s, the development of techniques and biotechnologies for the cultivation of abalone (*Haliotis* spp.), mussels (*Mytilus* spp.), clams (*Argopecten* spp.) and hatchet mussel (*Atrina* spp.) were boosted. Later, the 1990s marked the beginning of marine fish farming with snappers (*Lutjanus* spp.) and totoaba (*Cynoscion macdonaldi*) (Valdez 2018).

Throughout history, advances in Mexico have been remarkable, with mariculture practiced at different scales, depending on the oceanographic conditions of each region of the country. Productive activities were observed in the social sector, with medium-scale producers and companies using state-of-the-art technology, mainly in the northwestern states of Mexico (Table 1). The diversification of marine fish farming is noteworthy, including species such as bluefin tuna (*Thunnus orientalis*), striped bass (*Morone saxatilis*), jack mackerel (*Seriola* spp), totoaba (*C. macdonaldi*) and red snapper (*Lutjanus peru*). It is important to highlight that the CONAHCYT research centers, as well as the private sector, have contributed substantially to the technification of the farming of species such as snook (*Centropomus viridis*) and spotted rose snapper (*Lutjanus guttatus*) (CIAD, AC-Mazatlán, Maricultura del Pacífico, Mar y Cultura de C. V.), sole (*Paralichthys californicus*) (CICESE), red drum (*Sciaenops ocellatus*) (CINVESTAV, IMPESMAR), red snapper (*Ocyurus chrysurus*) (UNAM-SISAL) and others (INAPESCA, 2022a).

In the mollusk group, cultivation has been led mainly by the Japanese oyster (*Crassostrea gigas*), followed by other species such as the pleasure

oyster, (*Crassostrea corteziensis*), eastern oyster (*C. virginica*), the mussel (*Mytilus galloprovincialis*), the Catarina clam (*Argopecten ventricosus*), the abalone (*Haliotis rufescens*), the chiluda and generous clams (*Panopea generosa* and *P. globosa*), lion's hand clam (*Nodipecten subnodosus*), pearl oyster (*Pteria sterna*), and scallop (*Atrina maura*) (Maeda-Martínez 2008). In terms of crustaceans, shrimp (*Litopenaeus vannamei*) is the main crustacean crop in terms of production in Mexico. Lobster (*Panulirus interruptus*) and soft crabs (*Callinectes arcuatus* in the Pacific and *Callinectes sapidus* in the Gulf of Mexico) have made incipient progress, as have protected species such as the blue crab (*Cardisoma guanabumi*) and ornamental crab (*Lysmata* sp). In other crops, such as sea cucumber (*Isostichopus fuscus* and *I. badiionotus*), significant growth has been observed with investments in cultivation by the private sector (Acuacultura Dos Mil, S.A. de C.V. and Grupo Agua Marina A.C.) since the beginning of 2009. In the particular case of macroalgae cultivation, this began in the early 1920s, including green algae (*Ulva clathrata*) promoted by private initiative (Aqua Consult International) in coastal lagoons, brown algae (*Macrocystis pyrifera* and *Ecklonia arborea*) cultivated in the sea (Algas Marinas S. A. de C.V), green algae (*Ulva lactuca*) in a commercial pilot culture in earthen ponds (IIO-UABC), and experimental cultures of red algae (*Kappaphycus alvarezii*, *Pyropia perforata*, *Chondrus crispus*) carried out by IIO-UABC and CINVESTAV-IPN (INAPESCA 2022b). Together, developing cultures are focusing on the conservation and sustainable use of species such as seahorses (*H. erectus* and *H. ingens*), jellyfish (*Aurelia aurita*, *Cassiopeia* sp. and *Stomolophus meleagris*) and corals (*Pocillopora* sp. in the Pacific and *Acropora* sp. in the Caribbean).

Table 1.- Main resources produced by mariculture in Mexico.

Resource	Metric Tonnes
Shrimp	214,456
oyster	15,602
tuna	4,556
red snapper	107
snook	101
abalone	52
*CONAPESCA, 2021.	

Despite advances in research, it has been observed that there has not been a significant impact on the productive growth of mariculture in Mexico (Chong-Carrillo et al., 2023). In 2016, consolidated companies in marine fish farming in the northwest and southeast of the country disappeared completely, resulting in a shortage of hatchery production laboratories and offshore grow-out ranches. This event created an environment of uncertainty for investment and decreased domestic inputs, such as feed, equipment, and infrastructure, necessary for mariculture. Public policy plays a fundamental role in providing stability to investments and consolidating the development of a high-risk primary activity such as mariculture. Currently, the bureaucratic process to invest in

mariculture in Mexico involves a series of procedures in various government entities, which can take 1.5 to 2.5 years to initiate a project in this sector (Martínez-Moreno 2022). On the other hand, the federal government has presented the National Fisheries and Aquaculture Program 2020-2024, which includes a Strategic Aquaculture Program to increase production by 20% in shrimp, freshwater fish, and bivalve mollusks. However, the methodology, indicators, and institutions responsible for this program have not yet been clearly defined. Furthermore, mariculture has not been specifically addressed or adequately differentiated from inland aquaculture (SADER 2020).

In summary, considering the fundamental importance of mariculture in Mexico's aquaculture production, it is imperative to develop a comprehensive strategy that addresses the main challenges, such as seed supply, national food production, the creation of national genetic lines, and the implementation of public policies that promote sustainable growth in production. In addition, it is essential to strengthen the capacities of the personnel involved and foster collaboration between academia and the private sector to meet short- and medium-term production needs.

Literature cited

Chong-Carrillo O, Peña Almaraz OA, Aréchiga-Palomera MA, Vega-Villasante F (2023). Aquaculture research with funding from CONAHCYT in three public research centers in Mexico. *AgroProductividad*, <https://doi.org/10.32854/agrop.v16i7.2656>

CONAPESCA (2021) Anuario estadístico de pesca y acuicultura, 290p.

FAO (2020) El estado mundial de la pesca y la acuicultura 2020. La sostenibilidad en acción. Roma. <https://doi.org/10.4060/ca9229es>.

FAO. (2022). El estado mundial de la pesca y la acuicultura 2022. Hacia la transformación azul. Roma, FAO. <https://doi.org/10.4060/cc0461es>.

INAPESCA (2022a). Foro Nacional del Cultivo de Peces Marinos. Realizado en la WAS 2021.

INAPESCA. (2022b). Foro Nacional del Cultivo de Algas. Realizado en la WAS 2021.

Maeda-Martínez AN (2008) Estado actual del cultivo de bivalvos en México. En A. Lovatelli, A. Farías e I. Uriarte (eds). Estado actual del cultivo y manejo de moluscos bivalvos y su proyección futura: factores que afectan su sustentabilidad en América Latina. Taller Técnico Regional de la FAO. 20–24 de agosto de 2007, Puerto Montt, Chile. FAO Actas de Pesca y Acuicultura, No. 12. Roma, FAO. pp. 91–100.

Martínez-Moreno R (2023). ¿Cómo iniciar un negocio de maricultura en México? Panorama Acuícola Magazine. <https://panoramaacuicola.com/2022/06/06/como-iniciar-un-negocio-de-maricultura-en-mexico/>. Fecha de consulta 31 de agosto de 2023.

SADER (2020) Programa Nacional de Pesca y Acuicultura 2020-2024, 73p.

Troell M, Costa-Pierce B, Stead S, Cottrell R S, Brugere C, Farmery AK, Barg U (2023) Perspectives on aquaculture's contribution to the sustainable development goals for improved human and planetary health. *Journal of the World Aquaculture Society* 54(2): 251-342.

Valdez MMC, Díaz GP (2018) Estudio del potencial pesquero y acuícola de Baja California Sur, 350p.

Vázquez-Vera L, Chávez-Carreño P (2022) Diagnóstico de la acuicultura en México. Fondo Mexicano para la Conservación de la Naturaleza, A.C. México, 348p.


Feeding the Future: The Role of Aquaculture in the Tropics

Wilfrido Miguel Contreras Sánchez¹ 

¹Laboratorio de Acuicultura Tropical, División Académica de Ciencias Biológicas, Universidad Juárez Autónoma de Tabasco, Carretera Villahermosa-Cárdenas Km 0.5, Entronque a Bosques de Saloya, Villahermosa C.P. 86039, México

Corresponding author. Wilfrido Miguel Contreras-Sánchez. Laboratorio de Acuicultura Tropical, División Académica de Ciencias Biológicas, Universidad Juárez Autónoma de Tabasco, Carretera Villahermosa-Cárdenas Km 0.5, Entronque a Bosques de Saloya, Villahermosa C.P. 86039, México. contrerw@hotmail.com

Cite: Contreras-Sánchez WM (2023) Feeding the Future: The Role of Aquaculture in the Tropics. *Tropical Aquaculture* 1 (2): e5728. DOI 10.19136/ta.a1n2.5728

License creative commons: This work is licensed under a Creative Commons Attribution-NonCommercial-ShareAlike 4.0 International License 

Editorial Received: 18 September 2023

Editorial Accepted: 19 September 2023

In recent years, the aquaculture and fisheries sectors have witnessed significant global trends that reshaped how we approach seafood production. According to the Food and Agriculture Organization (2022), capture fisheries contributed 90 million tonnes (51%), and aquaculture 88 million tonnes (49%). Of the total production, 63% (112 million tonnes) was harvested in marine waters and 37% (66 million tonnes) in inland waters. These trends reflect the dynamic interaction between environmental, socio-economic, and technological factors. However, the increasing demand for seafood and declining wild fish stocks have driven a notable shift towards aquaculture to meet global protein needs, implying the pivotal role that aquaculture is playing in enhancing food security and reducing pressure on natural ecosystems.

Traditional aquaculture species, such as carp and tilapia, are complemented by a broader range of species, including marine fish, mollusks, and seaweed. This species diversification contributes to dietary variety and mitigates risks associated with disease outbreaks and market fluctuations (Troell *et al.* 2014). The increasing research on new species incorporation in aquacultural practices plays a significant role in this trend. Scientists worldwide search for new methods, systems,

and ingredients for low-cost diets; the development of precision aquaculture (integration of data analytics, sensor networks, and automation) has enabled producers to optimize feed usage, monitor water quality, and enhance fish health (Soto *et al.* 2020). These developments improve resource efficiency and reduce environmental impacts.

Aquaculture production varies significantly by region, influenced by climate, geography, and market preferences. Asian countries, particularly China, have traditionally dominated global aquaculture production, driven by their favorable environmental conditions, large domestic markets, and expertise. However, other regions, including Europe, North America, and Latin America, have also witnessed growth in aquaculture production. In this regard, aquaculture in tropical areas is playing an important role in the new global aquaculture trends. Producers in warm areas of Asia (China, Thailand, Indonesia, Vietnam, Bangladesh, India, and the Philippines); Africa (Egypt, Nigeria, Uganda, Zambia, South Africa, and Kenya); Latin America (Colombia, Brazil, Ecuador, and Mexico); and the Caribbean (Jamaica, Trinidad and Tobago, and Cuba) are currently engaged in commonly farmed species, including tilapia, catfish, carp, shrimp, prawns, oysters, mussels, and various types of seaweeds. New species are being incorporated, particularly in Asia, and research is targeting emerging native species with high potential, including freshwater and marine organisms. This practice involves diverse systems such as ponds, tanks, cages, or raceways. The advantageous warm water temperatures in tropical regions provide favorable conditions for year-round aquaculture production, allowing for multiple

harvests per year and reducing the dependence on seasonal cycles.

The practice of tropical aquaculture has gained a reputation due to its potential for economic development, meeting the increasing global demand for seafood. It offers income generation and employment opportunities, particularly in coastal and rural communities. Furthermore, aquaculture in the tropics contributes to diversifying the available seafood options, reducing pressure on wild fish stocks, and providing a consistent source of protein for local populations. The production of fry for restocking overharvested wild populations is becoming an important strategy to keep fisheries going, supporting an important sector of the population at work. However, it is important to note that tropical aquaculture also faces specific challenges, such as disease outbreaks, increasing environmental impacts, and the need for sustainable management practices (Leung & Bates, 2013). Proper water quality management, disease prevention measures, responsible feed sourcing, and the implementation of appropriate aquaculture systems are crucial to ensure the sustainability and long-term viability of tropical aquaculture operations.

Advances in technology and practices applied to aquaculture have been fundamental in improving production. These improvements include enhanced feed formulations, disease management strategies, water quality monitoring systems, genetic selection, and integrated multi-trophic aquaculture practices. However, most of these improvements have been implemented in temperate zones; more efforts are needed to include them in the tropics, where the practices are still extensive or semi-intensive.

Sustainability has become a key focus in the aquaculture industry, and efforts are being made to minimize the environmental impact of aquaculture through responsible farm management, reduced reliance on wild fish for feed, efficient resource utilization, and adoption of certification and labeling schemes that promote sustainable practices. It is important to observe that aquaculture production can vary significantly from year to year, particularly influenced by factors such as strong climate events, disease outbreaks, market dynamics, and regulatory changes (Troell *et al.* 2017). Implementing the most effective practical methods of reducing environmental impacts from aquaculture, making them compatible with resource management goals, will be determinants for sustainable aquacultural practices (Boyd *et al.*, 2008). Aquaculture in the tropics can have significant environmental implications. Excessive use of antibiotics and chemicals, improper waste management, and the release of non-native species can harm local ecosystems. To minimize these negative impacts, it is essential to implement sustainable practices, such as efficient water management, disease prevention, and proper waste treatment. Due to higher water temperatures and the increased pathogen presence in the tropics, disease outbreaks can have devastating consequences on farms, leading to significant economic losses. Adequate biosecurity measures, including regular health monitoring, vaccination, and quarantine protocols, are crucial to prevent and control disease outbreaks. Therefore, ensuring the sustainability of tropical aquaculture is vital for the industry's long-term viability. Certification

schemes, such as the Aquaculture Stewardship Council (ASC) and Best Aquaculture Practices (BAP), provide guidelines for responsible farming practices and help consumers make informed decisions. Encouraging observance of these standards promotes environmentally friendly production methods and social responsibility (Bush *et al.* 2013). However, such certifications are complex and expensive, requiring strong administrative capabilities.

There is no doubt that tropical aquaculture is playing a significant role in global aquaculture production and has a strong potential for growth, offering various benefits such as species diversification, increased production, economic development, and enhanced food security. However, expanding aquaculture in the tropics faces huge challenges. Avoiding environmental impacts, disease outbreaks, antibiotic use, and genetic interactions between wild and captive populations are important sustainability concerns. Industry stakeholders, policymakers, farmers, and researchers must collaborate in developing and implementing sustainable practices to maximize the positive impacts of tropical aquaculture while minimizing its negative effects. By doing so, tropical aquaculture can draw a bright future, impacting global food security and economic development while preserving the health and integrity of aquatic ecosystems. We, the researchers, have a significant role in making aquaculture a sustainable and responsible industry; our efforts must enlighten the path for future generations of aquaculturists.

Literature cited

Boyd C, Lim C, de Queiroz Queiroz J, Salie K, Lorens W, McNevin A (2008). Best management practices for responsible aquaculture (Vol. 47). USAID.

Bush SR, Belton B, Hall D, Vandergeest P, Murray FJ, Ponte SR, Oosterveer P, Islam MS, Mol APJ, Hatanaka M, Kruijssen F, Ha TT, Little DC, and Kusumawati R (2013). Certify Sustainable Aquaculture? *Science*, 341(6150), 1067–1068. doi:10.1126/science.1237314.

FAO (2020). *The State of World Fisheries and Aquaculture 2020*. Food and Agriculture Organization of the United Nations.







Leung TL, and Bates AE (2013). More rapid and severe disease outbreaks for aquaculture at the tropics: implications for food security. *Journal of Applied Ecology*, 215-222.

Soto D, Ross LG, and Telfer T (2020). The role of aquaculture in sustainable food systems. *Food Security*, 12(3), 601-615.

Troell M, Naylor RL, Metian M, Beveridge M, Tyedmers PH, Folke C, Arrow KJ, Barrett S, Crépin A, Ehrlich PR, Gren Å, Kautsky N, Levin SA, Nyborg K, Österblom H, Polasky S, Scheffer M, Walker BH, Xepapadeas T, and de Zeeuw A (2014). Does aquaculture add resilience to the global food system? *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 111(37), 13257-13263.

Troell M, Jonell M, and Scholtens J (2017). Climate change and aquaculture: considering adaptation potential. *Reviews in Aquaculture*, 9(3), 166-186.

Cultivo de *Oreochromis niloticus* y *Tradescantia zebrina* en Sistema Acuapónico, una Evaluación de Coliformes Fecales


José Emmanuel Gómez-Mora¹  | José Ramón Laines-Canepa^{*1}  | Rudy Solís-Silván²  | José Roberto Hernández-Barajas¹  | Gabriel Nuñez-Nogueira¹  | José Aurelio Sosa-Olivier¹ 

¹División Académica de Ciencias Biológicas de la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco, Carretera Villahermosa-Cárdenas km 0.5, 86150 Tabasco, México.

²Instituto Tecnológico Superior de Comalcalco, Carretera vecinal, Paraiso - Comalcalco km 2, RA Occidente 3ra sección, 86650 Comalcalco, Tabasco, México.

Autor de correspondencia. José Ramón Laines Canepa. División Académica de Ciencias Biológicas, Universidad Juárez Autónoma de Tabasco, Km. 0.5 Villahermosa-Cárdenas, Entronque a Bosques de Saloya, PC 86039, Tabasco, México. Email: josemma0406@gmail.com; jose.laines@ujat.mx *

Citar: Gomez-Mora JE, Laines-Canepa JR, Solís - Silván R, Hernández-Barajas JR, Nuñez-nogueira G, Sosa-Olivier JA (2024) Cultivo de *Oreochromis niloticus* y *Tradescantia zebrina* en Sistema Acuapónico, una Evaluación de Coliformes Fecales. Tropical Aquaculture 1 (2): e5724. DOI 10.19136/ta.a1n2.5724

License creative commons: This work is licensed under a Creative Commons Attribution-NonCommercial-ShareAlike 4.0 International License 

Artículo recibido: 12 de julio de 2023

Artículo revisado: 24 de enero de 2024

Artículo aceptado: 15 de marzo de 2024

Resumen

La acuaponía ofrece una forma de producir alimentos frescos de manera sostenible, si no se maneja adecuadamente puede haber riesgos de contaminación con coliformes fecales. Este estudio evaluó la presencia de coliformes fecales en sistemas acuapónicos a pequeña escala utilizando *Oreochromis niloticus* (tilapia) y *Tradescantia zebrina* (matalí) como organismos modelo. Se compararon tres sistemas acuapónicos equipados con biofiltros con tres sistemas de acuicultura de recirculación cerrada sin biofiltros, que sirvieron como grupos de control. Cada sistema acuapónico de 200 L estaba dividido en dos áreas: una zona de acuicultura para la tilapia y una zona hidropónica para el matalí. En la zona hidropónica, se utilizó tezontle como medio para el biofiltro que remedia el agua contaminada con desechos de peces. Se midieron parámetros como el amoníaco, nitrito, nitrato, pH, oxígeno disuelto, temperatura, y la presencia de coliformes fecales fue determinada según la norma 042 (SCFI,2015) Los análisis estadísticos se llevaron a cabo mediante la prueba Kruskal-Wallis. Los resultados indicaron que los biofiltros redujeron la presencia de coliformes fecales en un 98% en la zona de acuicultura y en un 90% en el agua de salida de la zona hidropónica. Los niveles de coliformes en los sistemas acuapónicos se mantuvieron por debajo del límite de detección (<3 NMP/100 mL), mientras que en los sistemas de acuicultura de control se registró una mayor presencia de estos microorganismos.

Palabras clave: biofiltro, desnitrificación, microorganismos patógenos, nitrificación, Técnica NMP/100 mL

Introducción

Los microorganismos patógenos, como virus, bacterias y parásitos, representan una amenaza para la salud humana cuando son ingeridos a través de alimentos o agua contaminada. Si logran sobrevivir y multiplicarse en el cuerpo, pueden causar diversas enfermedades (Contreras 2002). La acuaponía, que combina la acuicultura con la hidroponía, ofrece un sistema eficiente para la producción de alimentos frescos. Este sistema recicla agua entre peces, bacterias y plantas, reduciendo tanto el uso de agua como la contaminación ambiental (Tyson *et al.* 2011). Sin embargo, la acuaponía también enfrenta desafíos relacionados con la contaminación microbiológica, incluidos los coliformes como *Escherichia coli* (Moriarty *et al.* 2018). Los virus entéricos patógenos como el norovirus murino (VMN), el virus de la hepatitis A (HAV) y el adenovirus humano tipo 41 (Ad41) también han sido aislados de cebollas contaminadas cultivadas mediante hidroponía (Hirneisen y Kniel 2013). Cada año, 77 millones de personas en América se enferman y más de 9,000 mueren a causa de la ingesta de alimentos contaminados, afectando en gran medida a los niños menores de cinco años (SIVE 2020). Países de bajos y medianos ingresos invierten alrededor de 15,000 millones de dólares en el tratamiento de enfermedades relacionadas con la contaminación de alimentos, lo que lleva a pérdidas de productividad que ascienden a 95,200 millones de dólares (Banco Mundial 2018). En un estudio de sistemas acuapónicos de pequeña escala se identificó también el microorganismo patógeno *E. coli* productora de toxinas Shiga (STEC) en las heces de los peces y en la superficie de las raíces de la lechuga, albahaca y tomate, aumentando la posibilidad de contraer enfermedades gastrointestinales por consumir alimentos contaminados. (Wang *et al.* 2020). La acuicultura es un método tradicional que tiene como problema mayor el incremento de la materia orgánica, conformada por excreciones

de peces, alimento no consumido y otros insumos orgánicos, todo ello, se ha identificado que favorece la presencia de coliformes y otros microorganismos. Los coliformes fecales, los cuáles son indicadores de contaminación bacteriológica del agua derramada en los ríos, plantean una amenaza para los ecosistemas naturales debido al aumento de los desechos de las prácticas acuícolas (Muñoz y Paco 2021). En Perú, la contaminación principal de los ríos es originada por el vertido de aguas negras ya que éstas transportan coliformes fecales, disminuyendo la calidad del agua y que repercute en las especies que habitan estos ecosistemas (Arroyo 2019). En los últimos cinco años, seis de los diecinueve brotes de STEC estuvieron vinculados con la lechuga o las verduras de hoja verde (FDA 2020; CDC 2020). La STEC puede ocasionar graves enfermedades como el síndrome urémico hemolítico y la colitis hemorrágica (Navarro *et al.* 2017). Existen pocos estudios que evalúen la presencia de coliformes fecales en el agua de los sistemas acuapónicos, y muestren alternativas de remediación del agua donde se disminuya la carga de los coliformes fecales. Los objetivos de esta investigación fueron: 1) instalar tres sistemas acuapónicos de pequeña escala con biofiltros y tres sistemas de acuicultura de recirculación cerrada sin filtros; 2) evaluar diversos parámetros fisicoquímicos, así como la presencia de coliformes fecales en ambos sistemas; y 3) proponer métodos de remediación para reducir la carga bacteriana en el agua. Los resultados de este estudio serán de gran utilidad para productores acuícolas, agricultores de hortalizas y familias interesadas en la producción de alimentos seguros y nutritivos.

Materiales y métodos

Materia prima

Se realizó la instalación de dos tipos de sistemas cuya descripción se encuentra a partir del

siguiente párrafo. En cada sistema acuapónico se utilizó 100 L de agua purificada de la marca Yaján ja', un organismo adulto macho de tilapia *Oreochromis niloticus* adquirido en la granja acuícola "La utopía" ubicada Villahermosa, Tabasco y ocho esquejes de matalí *Tradescantia zehbrina* adquirido en un establecimiento de plantas en Nacajuca, Tabasco, ambos de México. En los sistemas de acuicultura se utilizaron condiciones similares. No se consideró necesario solicitar aprobación para el uso de la especie *O. niloticus* ya que el foco principal de estudio fue la calidad del agua y la experimentación no se realizó con fines comercializables.

Diseño experimental

En el presente trabajo se empleó un Diseño Completamente Aleatorizado de un factor. El factor consistió en el tipo de sistema de pequeña escala (Tanque acuapónico TPAQ y Tanque de acuicultura TPAC). Las variables de respuesta medidas afectadas por los factores fueron amoníaco, nitritos, nitratos, pH, oxígeno disuelto, temperatura y coliformes fecales. El experimento se realizó por triplicado.

Instalación de los sistemas acuapónicos (TPAQ)

Los tres sistemas acuapónicos se integraron por 1) una sección acuícola, construida con un contenedor cilíndrico de capacidad de 100 L para el cultivo de la tilapia, 2) una sección hidropónica, acoplada a la sección acuícola que consta de un biofiltro fabricado con un contenedor cilíndrico con tapa de 20 cm de altura, relleno con 27 kg de roca volcánica (tezontle). A la sección acuícola se le realizó una abertura a una altura de 45 cm en forma de óvalo para poder añadir agua, alimentar al pez y realizar cualquier tipo de mantenimiento. En

esta sección se colocó una bomba sumergible con flujo de 300 L/h y la aireación se realizó con una bomba externa de 75 L/h. Para la recirculación del agua, la zona de acuicultura y la zona hidropónica se interconectan por mangueras de 1.3 cm de diámetro (\emptyset) con un tubo de pvc de 1.87 cm \emptyset y 40 cm de longitud. La recirculación del agua del sistema inicia en la sección acuícola, después llega a la zona hidropónica, y por medio de un sifón campana, el agua es devuelta a la sección acuícola. Los sistemas acuapónicos fueron llenados con 100 L de agua purificada. Una tilapia fue introducida en cada uno de ellos. Cada organismo fue alimentado tres veces al día, con una diferencia de cuatro horas. El alimento utilizado fue growfish® 3.5 mm, que tiene 30% de proteína. Una vez constatada la presencia de nitratos en el agua, los ocho esquejes de matalí fueron sembrados en la sección hidropónica. Los nitratos indican el establecimiento de colonias de bacterias que realizan la conversión del amoníaco a nitratos (Dorick *et al.* 2021).

Instalación de los sistemas de acuicultura (TPAC)

Los tres sistemas de acuicultura se integraron por un contenedor cilíndrico de capacidad de 100 L, utilizado como la sección acuícola de este tipo de sistemas. El contenedor contó con un sistema de recirculación cerrada, integrado por una bomba sumergible, con un flujo de 300 L/h. La bomba estuvo conectada, a una manguera de 20 cm de largo y 1.3 cm \emptyset , mientras que dos mangueras en forma de cruz para completar el retorno del agua fueron colocadas en el extremo contrario de la manguera. Las mangueras fueron perforadas para rociar el agua al ser recirculada por la manguera buscando un aporte mayor de oxígeno mediante la aireación se realizó con una bomba externa de capacidad de 75 L/h.

Evaluación de parámetros fisicoquímicos y Coliformes fecales del agua

Una muestra del tipo compuesta fue tomada de la sección acuícola de las unidades experimentales de ambos tipos de sistemas. La muestra estuvo compuesta por 50 mL de agua tomada a una profundidad de 20 cm y otros 50 mL de agua tomada del fondo de las secciones acuícolas. Además, se tomó una muestra simple en cada sistema acuapónico y de acuicultura. La muestra de los sistemas acuapónicos se obtuvo en la salida del tubo del sifón campana. La muestra del sistema de acuicultura fue tomada en la salida del tubo de recirculación del agua. Para tomar las muestras en las salidas de los tubos de retorno para cada tipo de sistema, fue necesario calentar la salida del tubo de retorno con un encendedor convencional por un periodo de 50 s. Cada recipiente se llenó con 10 mg de fosfato sódico sólido antes del muestreo. Todas las muestras fueron conservadas a una temperatura de 4 °C según lo indica la norma mexicana 042 (SCFI, 2015).

Análisis de muestras de agua de amoníaco, nitritos, nitratos y parámetros fisicoquímicos

Las mediciones del amoníaco (NH_3), nitritos (NO_2^-) y nitratos (NO_3^-) se empleó el método de tira de color del kit de análisis de agua API freshwater master test kit® (Mars, fish care, chalfon, USA). utilizado comúnmente por la industria de la acuicultura (Stretchko, 2012; Yu *et al.* 2019). El pH, fue medido usando el instrumento UNI pH TESTA® (Trans instruments, Petro Centre, Singapore); El Oxígeno Disuelto (OD) y temperatura se realizaron con el oxímetro de la marca Ysi 550 A® (YSI Incorporated, Yellow Springs, Ohio, USA).

Análisis de Coliformes fecales

La cuantificación de coliformes fecales (termotolerantes) fue realizada conforme a la norma mexicana 042 (SCFI, 2015), consistiendo en dos etapas: una prueba presuntiva y una confirmativa.

Prueba presuntiva

La etapa previa a la selección de muestras donde se especula la presencia de coliformes fecales consistió en preparar una solución amortiguadora de fosfatos. Los 36 tubos de centrifuga fueron llenados con 10 mL de la solución diluyente, sincrónicamente, el medio de cultivo caldo lactosa fue preparado y se llenaron 108 tubos de ensayo hasta cubrir la campana de Durham; Se utilizaron puntas para micropipetas de capacidad de 1000 μL . Todo fue esterilizado a una temperatura de 120°C durante 15 min a una presión de 103 kPa. Las muestras se diluyeron a 1×10^1 mL, 1×10^0 mL y 1×10^{-1} mL y se analizaron en una campana de extracción, cada dilución se agitó en un vortex durante 1 min para distribuir uniformemente los microorganismos. Posteriormente, se sembró una alícuota de 1000 μL de cada dilución (por triplicado) en los tubos de ensayo con caldo lactosa y campana Durham los cuales se incubaron de 24 a 48 h (± 3 h) a 35 ± 0.5 °C. Transcurrida la incubación, se seleccionaron los tubos de ensayo que presentaron turbidez y gas.

Prueba confirmativa

Con el objetivo de confirmar la presencia de coliformes fecales se realizó una resiembra de cada tubo positivo proveniente de la prueba presuntiva con un asa bacteriológica. La resiembra se realizó por triplicado en tubos de ensayo con el medio de cultivo EC. La

presencia de organismos coliformes fecales fue confirmada realizando la incubación de los tubos sembrados a una temperatura de 44.5 ± 0.2 °C por 24 ± 2 h y observar la presencia de gas.

Expresión de resultados

Los tubos de ensayo que tuvieron reacciones positivas en las pruebas confirmativas fueron contabilizados e identificados en las tablas estadísticas del NMP que se encuentran anexas en la norma, los resultados correspondientes a las tablas estadísticas fueron registrados.

Análisis estadístico

El análisis estadístico de datos de los parámetros fisicoquímicos consistió en un ANDEVA. Los datos de los coliformes fecales no cumplieron con los postulados de normalidad y homocedasticidad, por consiguiente, fueron analizados con la prueba no paramétrica de Kruskal-Wallis. El análisis estadístico se realizó con el software Statgraphics Centurión™ v18 con un nivel de significancia de $\alpha = 0.05$. Se usó el software Sigmaplot™ v12 para realizar la representación gráfica de los resultados.

Resultados

Parámetros fisicoquímicos y coliformes fecales del agua de los sistemas acuapónicos de pequeña escala TPAQ y de acuicultura de pequeña escala TPAC.

En la Figura 1, se presentan las gráficas del comportamiento de cada uno de los parámetros fisicoquímicos de control (amoníaco, nitritos, nitratos, pH, oxígeno disuelto y temperatura) de los sistemas

acuapónicos y los sistemas de acuicultura (TPAC), antes de iniciar el periodo de muestreo (semana cero) y durante el periodo de muestreo (semana uno a cuatro). El ANDEVA indicó diferencias estadísticas significativas en el amoníaco con un nivel de significancia de $\alpha = 0.05$, en donde la concentración promedio en los sistemas acuapónicos desde la semana uno hasta la semana cuatro presenta valores en un rango de 0.3 a 0.4 ppm. La concentración promedio en los sistemas de acuicultura durante el mismo periodo fue de 0.6 a 1.1 ppm. La medición mensual para los sistemas acuapónicos fue de 0.3 ± 0.2 ppm, mientras que para los sistemas de acuicultura fue de 1.0 ± 0.7 ppm, el promedio mensual de la concentración de nitritos para los sistemas acuapónicos fue de 0.06 ± 0.1 ppm, mientras que en los sistemas de acuicultura fue de 0.4 ± 0.3 ppm. En relación con la medición promedio de los nitratos en los sistemas acuapónicos permaneció en 40 ± 0 ppm, en cada semana del periodo de muestreo. En los sistemas de acuicultura, el valor máximo registrado fue de 33.33 ± 9.40 ppm, mientras que la menor fue de 20 ± 0 ppm, El ANDEVA mostró diferencias estadísticas significativas en este parámetro con un nivel de significancia de $\alpha = 0.05$.

Con relación al pH, la medición más baja en los sistemas acuapónicos se presentó en la semana 1 con 5.5 ± 0.0 y para los sistemas de acuicultura con 6 ± 0.9 . en la misma semana. En la Figura 1 se pueden observar los promedios del pH por semana y mensual, el ANDEVA determinó que existen diferencias significativas entre ambos tipos de sistemas con un nivel de significancia de $\alpha = 0.05$. En las semanas tres y cuatro los sistemas de acuicultura presentaron la mayor concentración de oxígeno disuelto con $8.6 \pm$

0.8 mg/L, y en los sistemas acuapónicos con 8.3 ± 0.1 mg/L. Finalmente, en la semana tres, se registró la mayor diferencia de temperatura entre los sistemas acuapónicos y de acuicultura con 26.4 ± 0.2 °C, y 25.5 ± 0.4 °C, respectivamente.

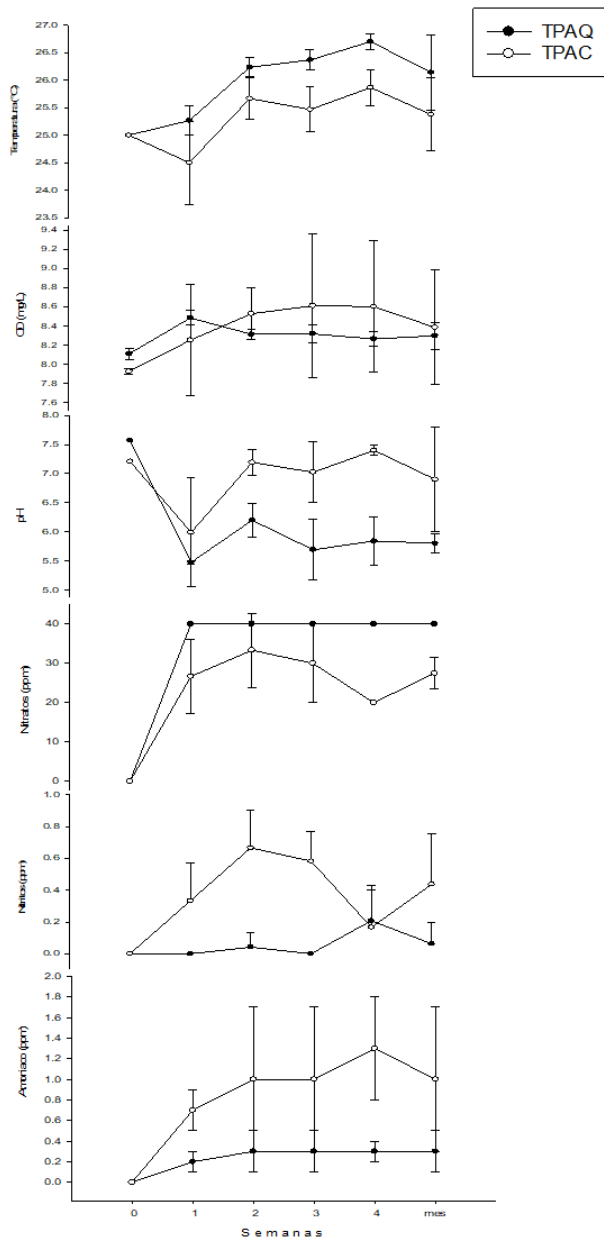


Figura 1. Monitoreo de parámetros fisicoquímicos de control en los sistemas acuapónicos y de acuicultura por semana (n=12) y mes, (n=60).

En cuanto a los coliformes fecales, la mayor concentración en los sistemas acuapónicos durante todo el período de medición fue de 43 NMP/100 mL, mientras que la mayor concentración de coliformes fecales en los sistemas de acuicultura fue de 2400 NMP/100 mL. Los análisis semanales de los datos no presentaron diferencias estadísticas significativas ($p > 0.05$). En la Figura 2a y Figura 2b, se presentan las gráficas. para la prueba Kruskal-Wallis de los sistemas acuapónicos TPAQ y de los sistemas de acuicultura respectivamente. En las gráficas se muestra el comportamiento de cada mediana \pm rango intercuartil de los coliformes fecales, antes de iniciar el periodo de muestreo (semana cero) y durante el periodo de muestreo (semana uno a cuatro).

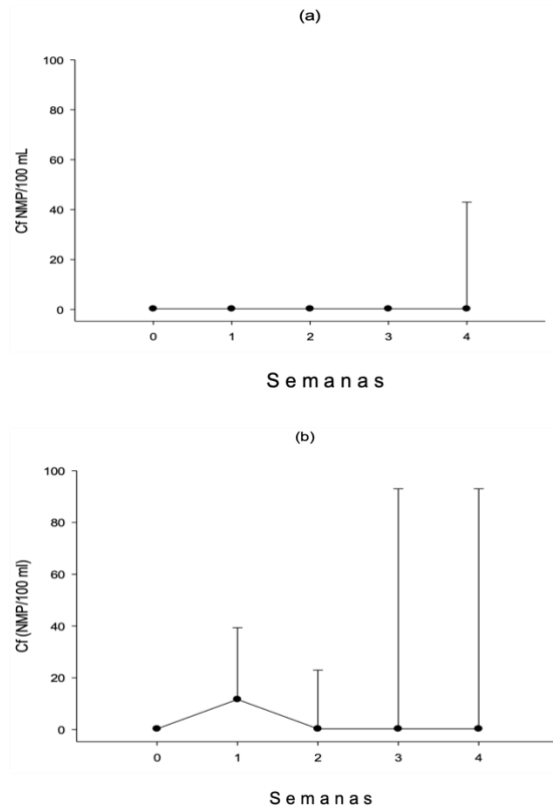


Figura 2. Comportamiento semanal de la concentración de coliformes fecales en los sistemas acuapónicos (a), y sistemas de acuicultura (b), n=6.

Discusión

Los sistemas acuapónicos y de acuicultura no tuvieron presencia de amoníaco, previo al periodo de muestreo (semana cero). La concentración promedio de amoníaco en los sistemas acuapónicos desde la semana uno hasta la semana cuatro presenta valores menores en comparación con los sistemas de acuicultura; durante la mayor diferencia de concentración mensual de amoníaco entre ambos sistemas, observada en 0.7 ppm. La razón de la nula presencia de amoníaco en la medición previa al periodo de muestreo fue debido al uso de agua potable de una marca comercial. El valor máximo permisible de amoníaco en el agua para consumo humano en el proyecto de norma oficial mexicana 127 (SSA, 2017) es de 0.50 ppm. Las bacterias nitrificantes usan al tezontle del biofiltro como superficie para adherirse y poder realizar el proceso de nitrificación (Claros 2012; Timmons *et al.* 2002). El proceso de nitrificación, llevado a cabo en cada biofiltro, tiene un efecto de oxidación de amoníaco, disminuyéndolo a concentraciones menores de 0.5 ppm. La cantidad de bacterias nitrificantes presentes en los sistemas acuapónicos TPAQ consumen el amoníaco disponible en el agua como fuente de energía, esto promueve la disminución del amoníaco en los sistemas acuapónicos (Fig.1). Por el contrario, los sistemas de acuicultura tienen menor superficie disponible para que las bacterias se adhieran y realicen el proceso de nitrificación con la misma proporción que en los sistemas acuapónicos, en los sistemas de acuicultura el proceso de nitrificación no fue suficiente y el amoníaco fue en aumento (Fig. 1). Para poder mitigar la concentración de amoníaco en el

agua fue necesario realizar recambios del 20% de agua para evitar daños a la salud o la muerte de la tilapia (Scaglioni y Delmar, 2021). En los sistemas acuapónicos hay una eficiencia de biofiltración del amoníaco de 70%. Por su parte, La mayor acumulación y variabilidad de nitritos se presentó en los sistemas TPAC, siendo la semana dos en la que se registró la mayor concentración durante todo el periodo de muestreo (0.7 ± 0.2 ppm). El promedio mensual para los sistemas TPAQ fue de 0.06 ± 0.1 ppm, mientras que en los sistemas de acuicultura fue de 0.4 ± 0.3 ppm. En el ciclo del nitrógeno también se realiza la eliminación o disminución de nitritos en el agua, los nitritos son un producto intermedio en el ciclo del nitrógeno, la ausencia o baja concentración de los nitritos en los sistemas acuapónicos puede ser derivado del proceso de oxidación de los nitritos en el ciclo de nitrificación. Los sistemas de acuicultura presentaron mayor concentración de nitritos y esto puede ser suscitado porque el ciclo del nitrógeno no se efectuó suficientemente, sin embargo, la concentración de estos compuestos nitrogenados disminuía al realizarse los recambios de agua (Ravelo y Totena 2021). La biofiltración de los nitritos en los sistemas acuapónicos tuvo una eficiencia de 15%, estos resultados sugieren que en los sistemas acuapónicos hay menos posibilidades de producirse un ambiente tóxico, ya que los nitritos son convertidos dentro del sistema acuapónico. Los nitritos evitan el transporte de oxígeno dentro del torrente sanguíneo de los peces (López y Vélez 2021). Los niveles de nitrito que pueden provocar estrés en los peces son >0.75 ppm en el agua, mientras que valores mayores de 5 ppm pueden ser tóxicos para los peces y para el ser humano (Barrera y Verónica 2012). Los nitratos son los compuestos

resultantes de la oxidación de los nitritos. Al observar el comportamiento de la concentración de nitratos en los sistemas acuapónicos, se puede inferir que se llevó a cabo correctamente el proceso de nitrificación. La estabilidad en la concentración de nitratos de cada semana en los sistemas acuapónicos puede ser dada porque el pez produjo desechos constantemente, más la presencia de oxígeno en el agua, la presencia de las bacterias nitrificantes y que la *T. zebra* asimilaba los nitratos del agua; la cantidad de *T. zebra* durante el periodo de muestreo no fue suficiente para eliminar por completo los nitratos en el agua (Ravelo y Totena 2021). El comportamiento observado en los sistemas de acuicultura pudo haber sido propiciado por los recambios de agua y el proceso de nitrificación que se realizó en menor grado en comparación con los sistemas acuapónicos. Los niveles de nitrato recomendados para los peces son de 0 a 40 ppm, mientras que valores >80 ppm pueden ser tóxico (Cabrera 2012).

Previamente al periodo de muestreo, el promedio de pH en los sistemas acuapónicos fue ligeramente mayor que los sistemas de acuicultura, 7.6 ± 0 y 7.2 ± 0 respectivamente, habiendo una diferencia de 0.6 entre ambos tipos de sistemas. En cada semana del periodo de muestreo, el agua de los sistemas acuapónicos tendió a ser ácida, mientras que en los sistemas de acuicultura el agua tendió a ser alcalina. En la semana cuatro, se registró la mayor diferencia de pH, con un valor de 1.6 entre los promedios de los sistemas acuapónicos y de acuicultura. La nitrificación bacteriana en el ciclo del nitrógeno produce ácido nítrico (Lobillo *et al.* 2014), esto puede explicar la diferencia del valor de pH promedio de ambos sistemas. Los sistemas acuapónicos tienen mayor superficie para que se lleve a cabo

con mayor recurrencia la nitrificación en comparación con los sistemas de acuicultura. A pesar de que el pH del agua de los sistemas acuapónicos tiende a bajar, se encuentra dentro del rango adecuado para que la *T. zebra* realice la absorción adecuada de los macronutrientes del agua (pH entre 5-6) (Ramírez *et al.* 2011). El rango favorable de pH para los peces, plantas y bacterias en los sistemas acuapónicos debe mantenerse en un nivel de 6.8 -7.0 (Bernstein 2011).

En la semana cero, la concentración de oxígeno disuelto (OD) en los sistemas acuapónicos fue ligeramente mayor a la de los sistemas de acuicultura (8.1 ± 0.1 mg/L y 7.9 ± 0.0 mg/L, respectivamente). Otra característica del comportamiento del OD en los sistemas de acuicultura es que presentan mayor variación en comparación con los sistemas acuapónicos a las semanas posteriores. El comportamiento de crecimiento exponencial en los sistemas de acuicultura de recirculación cerrada puede ser debido a que en la parte superior no tienen una barrera que limite el acceso del oxígeno atmosférico al contenedor del agua, por el contrario, en los sistemas acuapónicos, el biofiltro acoplado en la parte superior del tanque restringe el acceso del OD atmosférico al tanque; la ley de Henry establece que la abundancia de un soluto volátil disuelto en un líquido es proporcional a su abundancia en la fase gaseosa. Asimismo, otra característica de los valores de OD en los sistemas de acuicultura es que presentan mayor variación, esto puede ser provocado por la ausencia de un filtro para la materia orgánica suspendida en el agua de los sistemas de acuicultura de recirculación cerrada. La materia orgánica presente en los sistemas acuáticos en forma de sedimentos es degradada. La degradación de la materia orgánica consume una gran cantidad de

oxígeno y podría conducir a la hipoxia si el suministro físico de oxígeno se restringe al mismo tiempo (Fennel y Testa 2019). Existen más factores que pueden influir sobre la menor concentración de OD en los sistemas acuapónicos, en comparación con los sistemas de acuicultura, como serían: 1) El aumento de la temperatura en los sistemas acuapónicos (véase gráfico de temperatura, Fig. 1). Algunos autores sostienen que la temperatura acelera en general las reacciones químicas en los organismos, trayendo consigo el incremento de consumo de oxígeno en los seres vivos (Brauner y Val 2006). 2) El proceso de nitrificación en el biofiltro, donde la concentración de OD debe mantenerse a niveles entre 4 – 8 mg/L. La nitrificación como un proceso de oxidación es llevada a cabo por bacterias, donde el oxígeno es usado como reactivo. Tener el rango de OD sugerido beneficia a la producción de especies vegetales en los sistemas acuapónicos, los sistemas acuapónicos proveen mayor superficie para que las bacterias formen colonias y realicen con mayor proporción la nitrificación (Somerville *et al.* 2014). Los valores de concentración de OD de los sistemas de acuicultura y acuapónicos, son mayores a 6 mg/L, reportados por algunos autores (Wang *et al.* 2020). Los valores de temperatura se encuentran dentro del rango recomendado para la producción de tilapias (24 a 29 °C), la temperatura en el agua incrementa la necesidad de alimentación de los peces (Trasviña *et al.* 2007). La *T. zebra* requirió ser expuesto a radiación solar, porque como especie vegetal necesitaba realizar la fotosíntesis (Fernández 2014), debido a ello, los sistemas acuapónicos se colocaron en un área con exposición directa a los rayos solares, la energía solar necesitada por la *T. zebra* calentaba el tezontle y por medio de la

conducción el agua incremento la temperatura, así mismo, el calor emanado de la pared de la ventana, pudo haber contribuido en la diferencia de temperatura entre ambos sistemas.

La concentración de coliformes fecales (Cf) en los sistemas acuapónicos se encontró en su mayoría por debajo del límite de detección de la prueba (3 NMP/100 mL) y la mayor concentración registrada en el periodo de medición en los sistemas acuapónicos fue de 43 NMP/100. En la figura 2 se muestra el comportamiento de cada mediana \pm rango intercuartil de los coliformes fecales, antes de iniciar el periodo de muestreo (semana cero) y durante el periodo de muestreo (semana uno a cuatro). En la Figura 3, se muestra la gráfica de cajas y bigotes (desde la semana cero hasta la semana cuatro) de la concentración de coliformes fecales entre los sistemas acuapónicos (TPAQ), y los sistemas de acuicultura (TPAC). En los sistemas de acuicultura se encontraron menos repeticiones de mediciones por debajo del límite de detección de la prueba, en comparación con los sistemas acuapónicos, y la mayor concentración encontrada fue de 2400 NMP/100 mL. El análisis de Kruskal-Wallis mensual indicó que existe una diferencia estadística significativa en la presencia de Cf entre los sistemas acuapónicos y de acuicultura, con un grado de confianza de 95% (Fig. 3). Los valores de concentración de Cf en los sistemas acuapónicos tienden a ser muy cercanos a cero y esto puede ser explicado por los siguientes factores. Además de ser aprovechado como bebida, la *T. zebra* posee compuestos fenólicos que liberan como mecanismo de defensa contra microorganismos, depredadores, insectos y herbívoros. Estos compuestos son activos contra bacterias,

hongos, virus y protozoarios (Espinoza *et al.* . 2017). El pH es un factor importante para el crecimiento microbiano, el rango adecuado es de 5 a 9, los valores promedio de pH en los sistemas acuapónicos fueron cercanos a 5, el pH de los sistemas acuapónicos posiblemente limitó el crecimiento de los Cf en el agua (Apella *et al.* 2005). La disminución de concentración de los Cf en los sistemas de acuicultura pudo haberse producido por los recambios de agua que se realizaron semanalmente. Las bacterias CF tienen como hábitat principal el tracto gastrointestinal de los seres vivos, aunque pueden sobrevivir en el agua residual y cuerpos acuáticos receptores (Gordon *et al.* 2002; Anderson *et al.* 2005). En los sistemas de acuicultura hay mayor probabilidad de que los coliformes fecales se hospeden en el pez, por lo tanto, consumir alimentos con una alta carga de coliformes fecales podría coadyuvar con el aumento de enfermedades gastrointestinales en esos consumidores.

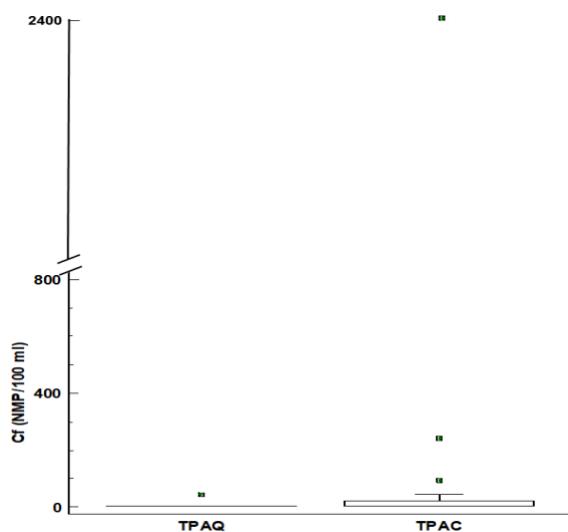


Figura 3. Gráfico de cajas y bigotes de la concentración mensual de Cf en los sistemas acuapónicos y sistemas de acuicultura, n=60, (□) indican casos extremos (+) indica promedio.

Conclusiones

El filtro de tezontle con el matalí funciona como biofiltro. El matalí produce taninos que tienen la capacidad de eliminar coliformes fecales y otros microorganismos perjudiciales. Se puede considerar realizar la experimentación con otra especie vegetal que permita diferenciar con mayor claridad el nivel de participación en la reducción bacteriana. El matalí mostró buen crecimiento, adaptabilidad al sistema y reproducción. El tezontle funciona como sustrato y proporciona superficie para la producción y crecimiento de bacterias nitrificantes y desnitrificantes, lo cual causó una reducción en los niveles de amoníaco, nitritos, y un incremento de los niveles de nitratos. El espacio a pequeña escala utilizado mostró ser adecuado y funcional para las unidades experimentales. Dicha escala sólo permitió una tilapia por unidad. Considerando los resultados obtenidos, se pueden tomar en consideración algunos ajustes que podrían mejorar aún más los parámetros de calidad del agua monitoreados, como podría ser disminuir la velocidad del flujo en la entrada de la zona hidropónica para que el agua permanezca más tiempo en el filtro y se puedan realizar más eficientemente los ciclos biogeoquímicos que mejoren los resultados de niveles bacteriológicos. La concentración de los coliformes fecales en los sistemas acuapónicos de pequeña escala estuvo por debajo del límite de detección (<3 NMP/100 mL), por lo que se concluye que dicho modelo es funcional en la reducción de bacterias contaminantes de la calidad del agua para desarrollos acuícolas.

Literatura citada

- Anderson KL, Whitlock JE, Harwood VJ (2005). Persistence and Differential Survival of Fecal Indicator Bacteria in Subtropical Waters and Sediments. *Applied and Environmental Microbiology*, 71(6): 3041–3048. <https://doi.org/10.1128/AEM.71.6.3041-3048.2005>.
- Apella MC, Araujo PZ (2005). Microbiología del agua. Conceptos básicos. Tecnologías solares para la desinfección y descontaminación del agua. *Aguas residuales. Info.* 33-50p. <https://www.aguasresiduales.info/revista/articulos/tecnologias-solares-para-la-desinfeccion-de-agua-residual-urbana-y-reutilizacion-en-agricultura>
- Arroyo-Aguilar EY (2019). Determinación de la Calidad Bacteriológica de las aguas de Río Chili, durante los meses de marzo – mayo Arequipa 2019. Universidad Nacional de San Agustín de Arequipa. <http://repositorio.unsa.edu.pe/handle/UNSA/9651>.
- García-Barrera AV (2012). La calidad del agua del Río Sucio en la Zona del Valle de San Andrés. Escuela especializada en ingeniería (ITCA-FEPADE). <http://hdl.handle.net/10972/496>.
- Bernstein S (2011). A step-by-step guide to raising vegetables and fish together. *Aquaponic gardening* 22: 237-244. <https://search.worldcat.org/es/title/Aquaponic-gardening--a-step-by-step-guide-to-raising-vegetables-and-fish-together/oclc/756484316>
- Rubio-Cabrera SG (2012). Análisis técnico de producción de tilapia *Oreochromis niloticus* y lechuga acrópolis *Lactuca sativa* en acuaponia. Instituto Politécnico Nacional. <http://www.cienciasinaloa.ipn.mx/jspui/handle/123456789/251>.
- Centers for Disease Control and Prevention, 2020. List of Selected Multistate Foodborne Outbreak Investigations. Disponible en: [<https://www.cdc.gov/foodsafety/outbreaks/lists/outbreaks-list.html>].
- Claros-Bedoya, JA (2012). Estudio del proceso de nitrificación y desnitrificación vía nitrito para el tratamiento biológico de corrientes de agua residual con alta carga de nitrógeno amoniacal. <https://DOI:10.4995/Thesis/10251/17653>.
- Contreras, PS (2002). ¿Bacterias, virus o protozoarios? *Ciencia* 53: 82-88. https://www.amc.edu.mx/revistaciencia/images/revista/53_2/invitados_a_comer.pdf.
- Dorick, J, Hayden M, Smith M, Blanchard C, Monu E, Wells D, & Huang TS (2021). Evaluation of *Escherichia coli* and coliforms in aquaponic water for produce irrigation. *Food Microbiology* 99. <https://doi.org/10.1016/j.fm.2021.103801>.
- Espinoza-Moreno, J, Centurión-Hidalgo D, Mayo-Mosqueda A, Velázquez-Martínez J (2017). Plantas aromáticas y medicinales tropicales con potencial actividad antimicrobiana. Universidad Juárez Autónoma de Tabasco. https://archivos.ujat.mx/2017/div_daca/publicaciones/PLANTAS-AROMATICAS-Y-MEDICINALES-TROPICALES.pdf
- FDA, 2020. 2020 leafy greens STEC action plan. Disponible en: [<https://www.fda.gov/food/foodborne-pathogens/2020-leafy-greens-stec-action-plan>].
- Fennel, K, Testa, JM (2019). Biogeochemical Controls on Coastal Hypoxia. *Annual Review of Marine Science* 11: 105–130. <https://doi.org/10.1146/annurev-marine-010318-095138>.
- Gordon DM, Bauer S, Johnson JR (2002). The genetic structure of *Escherichia coli* populations in primary and secondary habitats. *Microbiology* 148: 1513–1522. <https://doi.org/10.1099/00221287-148-5-1513>

Hirneisen, KA, Kniel, KE (2013). Inactivation of internalized and surface contaminated enteric viruses in green onions. *International Journal of Food Microbiology*, 166: 201-206. <https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2013.07.013>.

Lobillo-Eguíbar JR, Fernández-Cabanás VM, Carmona-Chiara E, Candón-Liñán F (2014). Manejo básico y resultados preliminares de crecimiento y supervivencia de tencas (*Tinca tinca* L.) y lechugas (*Lactuca sativa* L.) en un prototipo acuapónico. *información técnica económica Agraria* 110: <https://doi.org/10.12706/itea.2014.009>

Arbeláez-López D, Roldán-Vélez CD (2021). Prototipo de sistema acuapónico automatizado con un funcionamiento mínimo viable. Universidad de Antioquia Ingeniería, Bioingeniería. https://bibliotecadigital.udea.edu.co/bitstream/10495/18469/10/RoldanDavid_ArbelaezDavid_2021_PrototipoDeSistemaAcuap%c3%b3nicoAutomatizado.pdf.

Moriarty MJ, Semmens K, Bissonnette GK, Jaczynski J (2018). Inactivation with UV-radiation and internalization assessment of coliforms and *Escherichia coli* in aquaponically grown lettuce. *LWT* 89: 624–630. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2017.11.038>.

Muñoz-Oré MJ, Paco-Alarcón C (2021). Evaluación de los parámetros indicadores de eutrofización en las aguas del río Chillón de los años 2012 – 2015. Universidad Privada del Norte. <https://hdl.handle.net/11537/29770>.

Ramírez-Sánchez LM, Pérez-Trujillo MM, Jiménez, P, Hurtado-Giraldo H, Gómez-Ramírez E (2016). Evaluación Preliminar de Sistemas Acuapónicos e Hidropónicos en Cama Flotante para el Cultivo de Orégano (*Origanum vulgare*: Lamiaceae). *Revista Facultad De Ciencias Básicas*, 7: 242-259. <https://doi.org/10.18359/rfcb.2057>.

Ravelo-Isaquita AM, Totena-Rodríguez VA (2021). Evaluación de la remoción de materia orgánica en cultivo de bocachico (*Prochilodus magdalenae*) a escala de laboratorio mediante la aplicación de biofloc producido a partir de subproductos de caña de azúcar. https://ciencia.lasalle.edu.co/cgi/viewcontent.cgi?article=2946&context=ing_ambiental_sanitaria.

Rípodas-Navarro A, Fernández-Moreira D, Macho-Martínez M (2017). Investigación de *Escherichia coli* productora de toxina Shiga (STEC) en carne y derivados cárnicos. *Sanidad Militar*, 73: 147-152. <https://dx.doi.org/10.4321/s1887-85712017000300002>.

Scaglione MC, Delmar-Cerutti R (2021). E-Extensión universitaria, una herramienta para difundir el modelo acuapónico para contribuir a la innovación en la producción de alimentos orgánicos, con baja huella de carbono y agua. *Universidad En Diálogo* 11: 11–30. <https://doi.org/10.15359/udre.11-2.1>.

Secretaría de Comercio y Fomento Industrial (2015). NMX-AA-042-SCFI-2015 Norma Mexicana 042. Análisis de agua - Enumeración de organismos coliformes totales, organismos coliformes fecales (termotolerantes) y *Escherichia coli* – método del número más probable en tubos múltiples. Disponible en: [\[https://dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=5433394&fecha=18/04/2016#gsc.tab=0\]](https://dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=5433394&fecha=18/04/2016#gsc.tab=0)

Secretaría de Salud (2017). PROY-NOM-127-SSA1-2017 Proyecto de Norma Oficial Mexicana. Agua para uso y consumo humano. Límites permisibles de la calidad del agua. Disponibles en: [\[https://www.sinec.gob.mx/SINEC/Vista/Normalizacion/DetalleNorma.xhtml?pidn=bEZNNy9oYWFZbW1Qd2E2MGFlczBuQT09\]](https://www.sinec.gob.mx/SINEC/Vista/Normalizacion/DetalleNorma.xhtml?pidn=bEZNNy9oYWFZbW1Qd2E2MGFlczBuQT09)

- Sistema de vigilancia (SIVE- ALERTA). Enfermedades transmitidas por agua y alimentos Ecuador, SE 28, (2020) Dirección Nacional Vigilancia Epidemiológica. Disponible en: [https://www.salud.gob.ec/wp-content/uploads/2020/07/Vectoriales-SE28.pdf]
- Somerville C, Cohen M, Pantanella E, Stankus A, Lovatelli A. (2015). Food and Agriculture Organization of the United Nations. Small-scale aquaponic food production: Integrated fish and plant farming. <https://www.fao.org/3/i4021e/i4021e.pdf>
- Stretchko K. (2012). Water Quality Assessment of the Lewis Ginter Botanical Garden Irrigation Pond. <http://hdl.handle.net/10919/51521>.
- Ebeling JM, Timmons MB (2002). Recirculating aquaculture systems (2. ed). Cayuga Aqua Ventures. <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1002/9781118250105.ch11>
- Trasviña-Moreno A, Cervantes-Trujano E, Pérez-Sánchez E, Timmons M (2007). Sistema de recirculación modular para uso familiar/multifamiliar. Instituto Tecnológico de Boca de Río. Pp. 5-26.
- Tyson RV, Treadwell DD, Simonne EH (2011). Opportunities and challenges to sustainability in aquaponic systems. *HortTechnology* 21 (1), 6–13. <https://doi.org/10.21273/horttech.21.1.6>.
- Val AL, Randall DJ (Eds.). (2005). The physiology of tropical fishes. *Fish physiology*. <https://shop.elsevier.com/books/fish-physiology-the-physiology-of-tropical-fishes/val/978-0-12-350445-6>
- Wang YJ, Deering AJ, Kim HJ (2020). The Occurrence of Shiga Toxin-Producing *E. coli* in Aquaponic and Hydroponic Systems. *Horticulturae*, 6: 1. <https://doi.org/10.3390/horticulturae6010001>.
- World Bank Group. Food-borne Illnesses Cost US\$ 110 Billion Per Year in Low- and Middle-Income Countries. World Bank. Disponible en: [https://www.worldbank.org/en/news/press-release/2018/10/23/food-borne-illnesses-cost-us-110-billion-per-year-in-low-and-middle-income-countries] Revisado: 13 septiembre 2022.
- Yu LJ, Rengasamy K, Lim KY, Tan LS, Tarawneh M, Zulkoffli ZB, Se Yong EN (2019). Comparison of activated carbon and zeolites' filtering efficiency in freshwater. *Journal of Environmental Chemical Engineering*, 7. <https://doi.org/10.1016/j.jece.2019.103223>.