



El Colegio de la Frontera Sur

Evaluación de la tecnología EM en granjas acuícolas
comerciales en Tabasco, México

TESIS

presentada como requisito parcial para optar al grado de
Doctorado en Ciencias en Ecología y Desarrollo Sustentable

por

Carolina Esther Melgar Valdes

2012



El Colegio de la Frontera Sur

Villahermosa, Tabasco, 10 de diciembre de 2012.

Las personas abajo firmantes, integrantes del jurado examinador de:

Carolina Esther Melgar Valdes

hacemos constar que hemos revisado y aprobado la tesis titulada:

“Evaluación de la tecnología EM en granjas acuícolas comerciales en Tabasco, México”

para obtener el grado de **Doctora en Ciencias en Ecología y Desarrollo Sustentable.**

	Nombre	Firma
Director de Tesis	Dr. Everardo Barba Macías	_____
Asesor	Dr. Cristian Tovilla Hernández	_____
Asesor	Dr. Carlos Alfonso Álvarez González	_____
Asesor	Dr. Alberto de Jesús Sánchez Martínez	_____
Sinodal adicional	Dr. Rafael Martínez García	_____
Sinodal adicional	Dr. Alejandro Espinoza Tenorio	_____
Sinodal suplente	Dr. Alfonso Castillo Domínguez	_____

*Si para recobrar lo recobrado
debí perder primero lo perdido,
si para conseguir lo conseguido
tuve que soportar lo soportado,
si para estar ahora enamorado
fue menester haber estado herido,
tengo por bien sufrido lo sufrido,
tengo por bien llorado lo llorado.*

*Porque después de todo he comprobado
que no se goza bien de lo gozado
sino después de haberlo padecido.*

*Porque después de todo he comprendido
que lo que el árbol tiene de florido
vive de lo que tiene sepultado.*

Francisco Luis Bernárdez

Dedicatoria

A mi madre, por sus constantes ánimos y palabras de aliento cuando todo lo veía desfallecido.

A mi hermana y a su familia, por brindarme todo su cariño, amor y horas de diversión.

A mi esposo y amigo, Dr. Alfonso, por la paciencia y la tolerancia que siempre compartiste conmigo durante este proceso doctoral y por ser un grillo en mi cabeza, eres parte fundamental en este logro profesional. Seguimos en la “mancuerna científica” y “estamos ambos”.

A mis hijos, César Enrique y Dominique por su enorme cariño y amor que vierten en mí día a día y por su inconsciente apoyo en los momentos donde estuve ausente.

A mi hija adoptiva, Angela, por cuidar de mis hijos, por apoyarme en esta hermosa pero difícil tarea de ser mamá.

A gogui, aunque eres una mascota y seguramente no podrás leer mis palabras, es muy grato contar con una compañía en mis horas de desvelo y soledad.

Este trabajo está dedicado a todas las personas que creyeron en mí, que me dieron la oportunidad de cumplir este objetivo profesional y también a las que no lo hicieron, porque sin duda alguna, como dicen por ahí “lo que no mata, te fortalece”.

Los Amo!!!

Agradecimientos

A MI TUTOR, Dr. Everardo Barba Macías, por permitirme trabajar en su grupo de investigación, por su confianza y en especial, por su paciencia durante el desarrollo de este trabajo, pero sobre todo por su valiosa comprensión, “los futuros investigadores no sólo tenemos intelecto si no también sentimientos”.

A MI COMITÉ TUTELAR, Dr. Cristian Tovilla Hernández (ECOSUR-TAP) y a los Drs. Alberto J. Martínez y Alfonso Álvarez González (UAJT-DACBiol), por sus atinados comentarios y sugerencias para la mejora de los artículos y de este documento.

A MIS SINODALES, Dr. Rafael Martínez García (DacBiol-UJAT), Dr. Alfonso Castillo Domínguez (DamR-UJAT) y Dr. Alejandro Espinoza Tenorio (ECOSUR-Villahermosa), por sus comentarios emitidos a este documento.

AL PERSONAL DE ECOSUR-VILLAHERMOSA, Lorena Reyes, Oscar Santos, Rodimiro Ramos, Aarón Jarquín, Don Netalí, Amador, Yolanda Renaud por el apoyo otorgado durante mi estancia ecosureña y muy especialmente, a Yadira Ramos asistente de posgrado por su amable y completa asistencia a todas mis dudas y peticiones.

A EI COLEGIO DE LA FRONTERA SUR, unidad Villahermosa, por brindarme la oportunidad de realizar mis estudios doctorales en un Centro de Investigación prestigiado y de alto rendimiento y además, encontrar buenos amigos.

AL CONSEJO NACIONAL DE CIENCIA Y TECNOLOGÍA (CONACyT), por la beca otorgada con número 168979 para llevar a cabo mis estudios doctorales durante el periodo 1 de enero de 2008 al 31 de diciembre de 2011.

A LA FUNDACIÓN PRODUCE TABASCO A. C., por financiar el proyecto 27-2007-0415 “Evaluación del efecto de Microorganismos Eficientes (EM) para mejorar la calidad

del agua y productividad en Granjas Comerciales de Camarón (*Litopenaeus vannamei*) y Tilapia (*Oreochromis niloticus*)”, del cual se derivó mi proyecto de investigación doctoral.

AL COMITÉ ESTATAL DE SANIDAD ACUÍCOLA DEL ESTADO DE TABASCO (CESAT), Eduardo Alfredo Mendoza Quintero Mármol (Presidente), Herminio Luna Torres (Gerente), Rafael Meseguer Elizondo (Técnico responsable del proyecto tilapia) y Arturo Dorantes López (Técnico responsable del proyecto camarón) por su valioso apoyo y colaboración para la realización de este proyecto de investigación.

AL PERSONAL DEL CONSEJO DE CIENCIA Y TECNOLOGÍA DEL ESTADO DE TABASCO (CCYTET), por permitirme formar parte de su Sistema Estatal de Investigadores durante seis años consecutivos y por su apertura en los diferentes apoyos que he solicitado.

A LOS DUEÑOS Y TÉCNICOS DE LAS GRANJAS ACUÍCOLAS, por su apoyo y facilidades para la realización de este proyecto doctoral y por su paciencia, “a veces la ciencia no es tan rápida como uno quisiera”.

A MIS COMPAÑEROS DE ECOSUR, Sheila, Ángel, Judith, Martha, Ana, Marcelina, Wendy, Samuel, Noel, que de alguna manera participaron en este trabajo.

A MIS AMIGOS, por estar siempre pendientes y disponibles en este arduo proceso.

Siempre hay alguien que se olvida y no es por falta de interés, es la emoción...GRACIAS!!!

Contenido

Resumen	1
Capítulo I. Introducción	3
1.1. Acuicultura: problemática en la calidad del agua y avances científicos	3
1.2. Importancia del estudio	5
1.3. Objetivos	6
1.3.1. Objetivo general	6
1.3.2. Objetivo específico	6
1.4. Hipótesis general	7
1.5. Estructura de la tesis	7
1.6. Bibliografía	7
Capítulo II. Modelación de la dinámica de estanques de cultivo de camarón	11
Capítulo III. Efecto de microorganismos con potencial probiótico en la calidad del agua y el crecimiento de camarón <i>Litopenaeus vannamei</i> (Decapoda: Penaeidae) en cultivo intensivo	23
Capítulo IV. Modelación de la dinámica de estanques de cultivo de tilapia	51
Capítulo V. Efecto de microorganismos eficientes en la calidad del agua y el crecimiento de la tilapia <i>Oreochromis niloticus</i> en cultivo semi-intensivo	66
Capítulo VI. Conclusiones y recomendaciones	87

Resumen

A nivel mundial la acuicultura es una actividad importante en la producción de alimentos para consumo humano, su rápido crecimiento ha tenido una trascendencia económica en el sector social y productivo. Sin embargo, la intensificación de los sistemas de producción ha generado problemas relacionados con la aparición de constantes enfermedades y el deterioro de la calidad del agua. En la búsqueda de alternativas para mitigar estos efectos en el cultivo camarón y tilapia, el objetivo de la presente tesis doctoral fue realizar un modelo gráfico sobre la dinámica ecológica en los sistemas acuícolas (Capítulo II y IV) y el efecto de microorganismos con potencial probiótico en la calidad del agua y en el crecimiento del camarón blanco (*L. vannamei*) (Capítulo III) y tilapia (*O. niloticus*) (Capítulo V). En el modelo se identificaron cuatro componentes ecológicos que regulan la funcionalidad en los estanques: las fuentes de energía (energía solar, aporte pluvial y alimento artificial), variables de estado (agua, suelo y camarón), las funciones de interacción (procesos y reacciones que intervienen en los parámetros fisicoquímicos del agua y sedimento), las vías de flujo (transferencia de energía) y finalmente, el ciclo de retroalimentación (procesos de mineralización y reciclamiento de nutrientes). Se determinó que los subcomponentes agua y sedimento dentro del componente variables de estado como determinante para mantener adecuadas condiciones durante el ciclo de cultivo. Se propusieron implementar dos operaciones simultáneas en el cultivo de camarón y tilapia, las cuales consisten en adoptar de manera rigurosa las buenas prácticas de manejo y utilizar probióticos para mejorar la calidad del agua y aumentar la supervivencia. En el caso de la evaluación de los microorganismos comerciales con potencial probiótico (EM®) en los cultivos de *L. vannamei* y *O. niloticus* se realizaron tres tratamientos: i) estanques sin EM (C), ii) estanques con dosis de 4l/ha (EM1) y iii) estanques con dosis de 10l/ha (EM2). Los resultados en el cultivo de *L. vannamei* demostraron menor tiempo de cosecha en los tratamientos EM1 (90d) y EM2 (105d), regulación en los valores del pH (EM1, 8.03 ± 0.33 ; EM2, 7.77 ± 0.22) y reducción en las concentraciones de nitrato (EM1, 0.64 ± 0.25 mg/l; EM2, 0.39 ± 0.26 mg/l). Asimismo, el tratamiento EM2 presentó la mayor remoción de materia orgánica ($1.77 \pm 0.45\%$). El tratamiento EM1 mejoró la TCE ($2.69 \pm 0.35\%/d$) y FCA (1.46 ± 0.20). Los tratamientos EM1 y EM2 presentaron mayor

supervivencia con $61\pm 8.76\%$ y $60\pm 10.5\%$, respectivamente. Similares resultados se encontraron en el mejoramiento de la calidad del agua en el cultivo de *O. niloticus*, en donde los parámetros fisicoquímicos se mantuvieron dentro los recomendados para esta especie con el tratamiento EM2. De igual manera, los tratamientos EM1 y EM2 incrementaron el porcentaje de supervivencia con 73% y 79% comparada con el control. La evaluación de la Tecnología EM en granjas comerciales del estado de Tabasco demostró que al ser aplicado en el agua durante el ciclo de cultivo de dos especies importantes comercialmente, se obtiene un efecto benéfico en el mejoramiento de la calidad del agua, del sedimento y de la supervivencia.

Capítulo I.

Introducción

1.1. Acuicultura: problemática en la calidad del agua y avances científicos

A nivel mundial la acuicultura es una actividad importante en la producción de alimentos para consumo humano, su rápido crecimiento ha tenido una trascendencia económica en el sector productivo y social (De la Lanza-Espino y Arredondo, 1990; Barón-Sevilla *et al.*, 2004). En los últimos diez años, su contribución pasó de 40.4 a 55.1 millones de toneladas, lo cual representó el 38% de la producción mundial total incluyendo (Insull y Nash, 1991; FAO, 2010).

Sin embargo, la aparición constante de enfermedades y el difícil mantenimiento de la calidad del agua han causado pérdidas económicas considerables para los productores (Martínez, 1999; Cao *et al.*, 2007). Por lo que diversas investigaciones se han enfocado a considerar alternativas de solución en el mejoramiento de la calidad del agua, y que a su vez disminuyan la posibilidad de presencia de organismos patógenos e infecciosos, beneficiando así la supervivencia y la producción (Martínez, 1998; Zetina *et al.*, 2006; Magallón-Barajas *et al.*, 2007).

Recientemente, se han obtenido avances tecnológicos y productos acuícolas a través de la biotecnología para mantener y/o mejorar las condiciones fisicoquímicas del agua en los sistemas de cultivo, los cuales se han basado en la implementación de tecnologías limpias, que es el empleo de microorganismos con potencial probiótico capaces de interactuar en un ambiente acuático creando barreras biológicas en el huésped para promover un adecuado crecimiento y mejorar la supervivencia de los organismos cultivados (Verschuere *et al.*, 2000; Jiménez y Balcázar, 2003; Ortega y Encalada, 2003; Torres-Beristain, 2005).

La aplicación de tecnologías limpias en la acuicultura ha traído la ventaja de evitar de manera recurrente el uso de antibióticos y quimioterapéuticos, los cuales tienen efectos negativos en la salud del animal y del propio consumidor (Balcázar *et al.*,

2006). Además, estudios previos han demostrado que con el uso de microorganismos en los cultivos se han obtenido resultados favorables en los parámetros de crecimiento y supervivencia, así como en el mejoramiento de la calidad del agua (Gómez-Gil *et al.*, 2000; Riquelme *et al.*, 2000; Huys *et al.*, 2001). Estos microorganismos probióticos (Verschuere *et al.*, 2000), deben de ser preferentemente del ambiente natural del organismo cultivado, presentar inocuidad, poseer rápida colonización en el huésped, tener un efecto antagónico y encontrarse disponibles en el mercado a un precio adecuado (Moriarty, 1999, 2001; Mazurkiewicz *et al.*, 2005; Rodríguez-Méndez *et al.*, 2006).

Los mecanismos de acción que se han reportado para los microorganismos probióticos consisten en la producción de compuestos con efecto bactericida o bacteriostático (bacteriocinas, lisozimas, antibióticos, sideróforos, proteasas, peróxido de hidrógeno, ácidos orgánicos, entre otros) (Irianto y Austin, 2002), así como compuestos con efecto benéfico en el huésped (enzimas digestivas, vitaminas y ácidos grasos esenciales) (Newman, 2000). De igual manera, se ha evidenciado el mejoramiento de la respuesta inmune en el organismos con la influencia de los hematocritos, regulación de los niveles de colesterol total, triglicéridos, lipopolisacáridos y peptidoglicanos (Makridis *et al.*, 2000).

Bajo este contexto, desde hace dos décadas existe en el mercado internacional un producto comercial denominado Tecnología EM® (Microorganismos eficientes: *Efficient Microorganisms*, por sus siglas en inglés); inicialmente, el producto fue implementado en la agricultura y ganadería, posteriormente, en el área de tratamiento de aguas residuales y finalmente, en la acuicultura (Higa, 1994). De acuerdo a los fabricantes el empleo del producto en la acuicultura ofrece los siguientes efectos:

1. Mejorar significativamente la calidad del agua como la turbidez, oxígeno disuelto y pH.
2. Reducir eficazmente los costos de producción.

3. Realizar naturalmente el tratamiento del agua y reducir eficazmente la concentración de bacterias coliformes.
4. Reducir eficientemente la producción de gases nocivos como amoníaco, hidrógeno sulfhídrico y el metano.
5. Reducir significativamente el lodo sedimentado.
6. Reducir la presencia de microorganismos patógenos en agua, suelo y mejorar el sistema inmunológico, reduciendo la incidencia de enfermedades como la mancha blanca.
7. Reducir la necesidad del uso de productos químicos, como antibióticos y cal.
8. Ayudar a disminuir los índices de mortalidad.
9. Incrementar la conversión alimenticia y disminuir el tiempo de producción (cosecha), por efecto del mejoramiento de la flora intestinal.
10. Permitir una producción más saludable, limpia y sin impactos al medio ambiente.

Experiencias con el uso de la tecnología EM® en la camaronicultura han demostrado que su implementación en países productores como Perú, Costa Rica, Colombia, Ecuador y Honduras mejoraron la calidad del agua y redujeron los tiempos de cultivo (Tejada *et al.*, 2002; Ortega y Encalada, 2003). Mientras que en la piscicultura no se han presentado evidencias de los efectos de este producto comercial. Sin embargo, la mayoría de la información publicada sobre los beneficios de la tecnología EM® en la acuicultura no se han basado en sustentos objetivos y sistematizados que permitan generar conocimientos repetibles y verificables.

1.2. Importancia del estudio

En México, la acuicultura ha tenido un avance significativo durante las últimas dos décadas; donde en el noroeste ocupa un lugar importante en la producción de camarón y el centro-sur en el cultivo de peces (INP, 2007). En el estado de Tabasco esta actividad ha alcanzado un nivel relevante entre los principales quehaceres económicos durante los últimos cinco años, obteniendo altos volúmenes en sus niveles de producción (CESAT, 2008).

Las especies de mayor importancia comercial en el estado son la tilapia (*Oreochromis niloticus*) con 56,888 ton, el camarón blanco del Pacífico (*Litopenaeus vannamei*) con aproximadamente 198 ton y el ostión americano (*Crassostrea virginica*) con 1,052 ton (CESAT, 2008). Entre estos, la tilapia es la especie más cultivada debido a sus características genéticas, grado de adaptación a condiciones adversas, así como su alto nivel de aceptación en el consumo local, regional y nacional. Sin embargo, la reducción en la producción acuícola tabasqueña se ha visto afectada por una deficiente calidad del agua y por la presencia de diversas enfermedades bacterianas (CESAT, 2008). Por lo tanto, una alternativa para disminuir y mitigar las afectaciones en los cultivos de organismos acuáticos es el uso de microorganismos con potencial probiótico.

1.3. Objetivos

1.3.1. Objetivo general

- Evaluar el efecto de una mezcla de microorganismos eficientes EM ® con potencial probiótico sobre el mejoramiento de la calidad del agua y el crecimiento del camarón (*Litopenaeus vannamei*) y la tilapia (*Oreochromis niloticus*) en granjas comerciales.

1.3.2. Objetivos específicos

- Evaluar la efectividad de la tecnología EM en cultivos de camarón y tilapia utilizando dos dosis de aplicación.
- Determinar los parámetros fisicoquímicos en agua (pH, temperatura, oxígeno disuelto, salinidad, nitrato y nitrógeno amoniacal total, transparencia y profundidad) y en sedimento (pH, materia orgánica, nitrógeno total y fósforo extraíble) de los estanques de cultivo de camarón y tilapia.
- Determinar los parámetros de crecimiento de las dos especies al final del ciclo de cultivo.
- Determinar las asociaciones existentes entre los parámetros fisicoquímicos y el crecimiento de los organismos con las diferentes dosis de aplicación.

1.4. Hipótesis general

El uso de la Tecnología EM[®] en el agua de los estanques de las granjas acuícolas de Tabasco mejorará las variables fisicoquímicas en el agua y el sedimento, observándose incrementos en los parámetros de crecimiento y supervivencia de camarón (*Litopenaeus vannamei*) y tilapia (*Oreochromis niloticus*).

1.5. Estructura de la tesis

Se realizó una revisión bibliográfica sobre la dinámica en sistemas acuícolas con la finalidad de desarrollar un modelo conceptual gráfico comprensible del funcionamiento de los estanques para el cultivo de camarón (capítulo II) y tilapia (capítulo IV), desde un enfoque ecológico y técnico. La dinámica en los estanques depende de factores bióticos, abióticos y de la intervención humana para mantener durante todo el ciclo de cultivo las condiciones adecuadas principalmente en la calidad del agua, por lo cual se recomendó implementar rigurosamente las buenas prácticas de manejo y el uso de microorganismos con potencial probiótico como alternativa para el mantenimiento y/o mejoramiento de las variables fisicoquímicas y de los parámetros de crecimiento de los organismos cultivados. En los capítulos III y V se describe el efecto de la aplicación de la tecnología EM[®] en el agua de los cultivos de camarón y tilapia en la calidad del agua y en el crecimiento. Se evaluaron dos dosis de aplicación, la primera, recomendada por los fabricantes y la segunda, una dosis propuesta basada en los resultados de otras investigaciones con el uso de probióticos. Finalmente, en el capítulo V se hace mención de los aspectos más importantes encontrados en la presente investigación y se concluye que la utilización de los probióticos mejoran la calidad del agua y la supervivencia de las especies estudiadas.

1.6. Bibliografía

- Balcázar, J.L., I. de Blas, I. Ruiz-Zarzuela, D. Cunningham, D. Vendrell y J.L. Múzquiz. 2006. The rol of probiotics in aquaculture. *Veterinary Microbiology*, 114: 173-186.
- Barón-Sevilla, B., L. F. Bückle-Ramírez. y M. Hernández-Rodríguez. 2004. Intensive culture of *Litopenaeus vannamei* BOONE 1931, in a recirculating seawater system. *Ciencias Marinas*, 30: 179-188.

- Cao, L., W. Wang., Y. Yang., C. Yang., Z. Yuan., S. Xiong. y J. Diana. 2007. Environmental Impact of Aquaculture and Countermeasures to Aquaculture Pollution in China. *Environmental Science Pollution Research*, 14: 452–462.
- CESAT, Comisión Estatal de Sanidad Acuícola de Tabasco. 2008. Datos no publicados.
- De la Lanza-Espino, G. y J. L. Arredondo. 1990. La acuicultura en México: de los conceptos a la producción. Instituto de Biología. Universidad Nacional Autónoma de México. 315 pp.
- FAO, Food and Agriculture Organization. 2008. El estado mundial de la pesca y la acuicultura 2008. Departamento de Pesca y Acuicultura de la FAO. Roma, Italia. 196 pp.
- Gómez-Gil, B., A. Roque. y J. F. Turnbull. 2000. The use and selection of probiotic bacteria for use in the culture of larval aquatic organisms. *Aquaculture*, 191: 259–270.
- Higa, T. y J. Parr. 1994. Beneficial and effective microorganisms for a sustainable agriculture and environment. International Nature Farming Research Center. Atami, Japan. 16 pp.
- Huys, L., P. Dhert., R. Robles., F. Ollevier., P. Sorgeloos. y J. Swings. 2001. Search for beneficial bacterial strains for turbot (*Scophthalmus maximus* L.) larviculture. *Aquaculture*, 193: 25–37.
- INP, Instituto Nacional de Pesca. 2007. Anuario nacional de pesca. Disponible en: <http://www.conapesca.sagarpa.gob.mx/wb/>
- Insull, D. y C.E. Nash. 1991. La formulación de proyectos de acuicultura. FAO Documento Técnico de Pesca. Roma, Italia. 161 pp.
- Irianto, A. y B. Austin. 2002. Probiotics in aquaculture. *Journal of Fish Diseases*, 25: 633-642.
- Jiménez, G. M. y J. L. Balcázar. 2003. Uso de filtros biológicos en larvicultura del *Litopenaeus vannamei*: Principios generales. *Revista Aquatic*, 18: 11-14.
- Magallón-Barajas, F. J., H. Villarreal-Colmenares., F. Arcos-Ortega., S. Avilés-Quevedo., R. Civera-Cerecedo., P. Cruz-Hernández., A. González-Becerril., V. Gracia-López., A. Hernández-Llamas., J. Hernández-López., A. M. Ibarra-Humphries., C. Lechuga-Deveze., J. M. Mazón-Suáztegui., A. F. Muhlia-Melo., J.

- Naranjo-Páramo., R. Pérez-Enríquez., G. Porchas-Cornejo, Portillo-Clark. y J. C. Pérez-Urbiola. 2007. Orientaciones estratégicas para el desarrollo sustentable de la acuicultura en México. Publicaciones especiales del Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S. C. Cámara de Diputados. LX Legislatura. 256 p.
- Makridis, P., A. Jon Fjellheim., J. Skjermo. y O. Vadstein. 2000. Colonization of the gut in first feeding turbot by bacterial strains added to the water or bioencapsulation in rotifers. *Aquaculture International*, 8: 267–280.
- Martínez, L. R. 1998. Ecología de los sistemas acuáticos. AGT Editor, S.A. México, D.F. 221 pp.
- Martínez, L.R. 1999. Cultivo de camarones peneidos: principios y prácticas. AGT Editor, S.A. México, D.F. 281 pp.
- Mazurkiewicz, J., A. Przybyt. y W. Mroczyk. 2005. Supplementing the feed of common carp (*Cyprinus Carpio L.*) juveniles with the biosaf probiotic. *Archives of Polish Fisheries*, 13: 171-180.
- Moriarty, D. J. W. 1999. Disease control in shrimp aquaculture with probiotic bacteria. In: Bell, C.R.B., M. Brylinsk, and P. Johnson-Green (eds.) *Microbial bioassays: New frontiers*. Proceedings of the Eighth International Symposium on Microbial Ecology. Atlantic Canada Society for Microbial Ecology, Halifax, Canada
- Moriarty, D. 2001. Hazards of antibiotic use in aquaculture. *Global Aquaculture Advocate* 4: 15-16.
- Newman, S. 2000. Prevención de enfermedades del camarón de cultivo. *Panorama Acuícola*, 5: 22-23.
- Ortega, P. D. V y J. I. Encalada V. 2003. Estudio de factibilidad de camarón (*Penaeus vannamei*) sostenible en Balao, Ecuador. Tesis de Licenciatura, Universidad EARTH. Las Mercedes de Guácimo, Costa Rica. 133 p.
- Riquelme, C., R. Araya. y R. Escibano. 2000. Selective incorporation of bacteria by *Argopecten purpuratus* larvae: implications for the use of probiotics in culturing systems of the Chilean scallop. *Aquaculture*, 181: 25–36.
- Rodríguez-Méndez, N., S. Gaitán. y N. Chaparro. 2006. Evaluación del crecimiento de juveniles del Bagre *Ariopsis bonillai* utilizando alimento con probióticos en condiciones de laboratorio. *Revista Aquatic*, 24:3-12.

- Tejada, J., P. Tabora., S. Okumoto., M. Shintani., I. Vaquedano., C. Roque, R. Zamora. y L. Machado. 2002. Organic shrimp production: Opportunities with EM (Effective Microorganims) applications. Lepanto, Costa Rica. Universidad EARTH. Costa Rica. 6 p.
- Torres-Beristain, B. 2005. Organic matter decomposition in simulated aquaculture ponds. Tesis de Doctorado. Universidad de Wageningen. Wageningen, The Netherlands. 137 p.
- Verschuere, L., G. Rombaut., P. Sorgeloos. y W. Verstraete. 2000. Probiotic bacteria as biological control agents in aquaculture. *Microbiology and Molecular Biology Reviews*, 64: 655.
- Zetina, C. P., J. L. Reta Mendiola., C. Olguín Palacios., R. Acosta Barradas. y G. Espinosa Sánchez. 2006. El cultivo de tilapia (*Oreochromis* spp) en la rentabilidad de seis agroecosistemas en el estado de Veracruz. *Técnica Pecuaria en México*, 44: 169-179.

Capítulo II.

Modelación de la dinámica de estanques en cultivo de camarón

Melgar V, C^{1*}., Barba M, E¹., Sánchez M, A² y Tovilla H, C³.

^{1*}El Colegio de la Frontera Sur, Unidad Villahermosa. Departamento de Aprovechamiento y Manejo de Recursos Acuáticos. Carretera Villahermosa-Reforma Km 15.5, Ranchería Guineo 2ª sección C. P. 86280. Villahermosa, Tabasco, México. Teléfono: (01) 993 3136110 Extensión 3402. Fax (01) 993 3136110 Extensión 3200. cemv81@gmail.com

²Universidad Juárez Autónoma de Tabasco. División Académica de Ciencias Biológicas. Carretera Villahermosa-Cárdenas Km 0.5 S/N. C.P. 86150. Villahermosa, Tabasco, México.

³El Colegio de la Frontera Sur, Unidad Tapachula. Depto. de Aprovechamiento y Manejo de Recursos Acuáticos. Carretera Antigua Aeropuerto Km 2.5, C.P. 30700. Tapachula, Chiapas, México.

¹*Versión aceptada para su publicación como capítulo del libro. Melgar V, C^{1*}., Barba M, E¹., Sánchez M, A² y Tovilla H, C³. 2012. **Modelación de la dinámica de estanques en cultivo de camarón**, en el libro "Avances y Perspectivas de la Investigación Multidisciplinaria". Tomo I. Colección José N. Roviroso. Biodiversidad, Desarrollo Sustentable y Trópico húmedo. Versión Impresa.*

Resumen

Debido a la importancia de la camaronicultura en términos de alimentación e ingresos económicos, se desarrolló un modelo conceptual gráfico con el propósito de representar la dinámica en los estanques de cultivo integrando las condiciones ecológicas y el manejo técnico de la granja. Se identificaron cuatro componentes que regulan el funcionamiento en los estanques: 1) fuentes de energía (solar, pluvial y alimento artificial), 2) variables de estado (agua, suelo y camarón), 3) funciones de interacción (procesos y reacciones fisicoquímicos en el agua y sedimento), y 4) ciclo de retroalimentación (procesos de mineralización y reciclamiento de nutrientes). El manejo de la granja implica directamente en mantener un ambiente en condiciones adecuadas para asegurar la producción y rentabilidad del cultivo. Las variables de estado fueron el componente de mayor importancia, debido a que explicaron la dinámica en un estanque de cultivo durante el tiempo de cosecha. Sin embargo, se enfatizó más en la importancia del manejo en el subcomponente agua debido a que es el medio principal en donde los camarones crecen, desarrollan y del cual depende su supervivencia. A partir del modelo gráfico, se recomienda realizar dos operaciones simultáneas en el cultivo: la primera es implementar rigurosamente las buenas prácticas de manejo considerando las condiciones locales de las granjas productoras de camarón y la segunda usar microorganismos con potencial probiótico para aumentar la supervivencia, reducir el tiempo de cultivo, pero sobretodo, obtener una producción rentable y amigable con el medio ambiente.

Palabras clave: modelo, dinámica, camarón, técnicas de manejo, probióticos.

Introducción

En 2010, el cultivo de camarón blanco *Litopenaeus vannamei* represento el 71,8% de la producción mundial con aproximadamente 3 millones de toneladas (FAO, 2012). Sin embargo, la intensificación de los sistemas de cultivo ha tenido como consecuencia el inadecuado manejo del cultivo y de la calidad del agua, situación que ha afectado la eficiencia productiva de las granjas camaroneras (Wang & Leiman, 2000; Cuéllar-Anjel *et al.*, 2010).

El estanque de tierra o rústico es la unidad de producción acuícola (UPA) más utilizada para el cultivo de camarón, esta se caracteriza por presentar pocos niveles tróficos debido a la siembra de una sola especie; sin embargo, existen fuertes interacciones bióticas y abióticas durante todo el ciclo de cultivo determinando el crecimiento y la supervivencia en estos organismos (Martínez, 2006; Martínez-Porchas *et al.*, 2009). Por consiguiente, se ha considerado importante la comprensión teórica de los fenómenos implicados en un sistema acuático expresados mediante modelos conceptuales. Sin embargo, en el mayor de los casos, el grado de complejidad de estos esquemas ha dificultado el entendimiento del mismo y su futura aplicación (Jamu & Piedrahita, 2002; Odum & Barrett, 2006; Cai *et al.*, 2009).

En este contexto, se realizó una revisión bibliográfica de los modelos conceptuales sobre la dinámica ecológica en un sistema acuícola, con la finalidad de desarrollar un modelo conceptual gráfico comprensible del funcionamiento de los estanques para el cultivo de camarón.

Metodología

Definición del ecosistema acuícola y construcción del modelo gráfico. Los estanques rústicos son excavaciones de tierra que forman un depósito artificial de geometría variable. El agua es suministrada por gravedad o por bombeo, el tiempo de residencia hidráulica varía entre días y semanas, y se encuentra en función del crecimiento de la especie cultivada (Cuéllar-Anjel *et al.*, 2010). El funcionamiento del ecosistema acuícola se determinó mediante la elaboración de un modelo conceptual gráfico (Figura 1), en el cual se consideraron las relaciones existentes de cuatro componentes ecológicos de organización jerárquica (Mancera *et al.*, 2003; Odum & Barrett, 2006): a) fuentes de energía del sistema, b) variables de estado, c) funciones de interacción y d) ciclo de retroalimentación. Asimismo, se incluyeron tres factores que influyen en la dinámica de estos componentes y en el manejo idóneo para estos ambientes acuáticos (Xu *et al.*, 2004): a) fisicoquímicos, b) biológicos y c) intervención humana.

Resultados y Discusiones

Descripción del modelo gráfico. Cada uno de los componentes ecológicos y los factores asociados a su dinámica, pueden cumplir con una o varias funciones determinantes en el ciclo de cultivo, las cuales se describen a continuación.

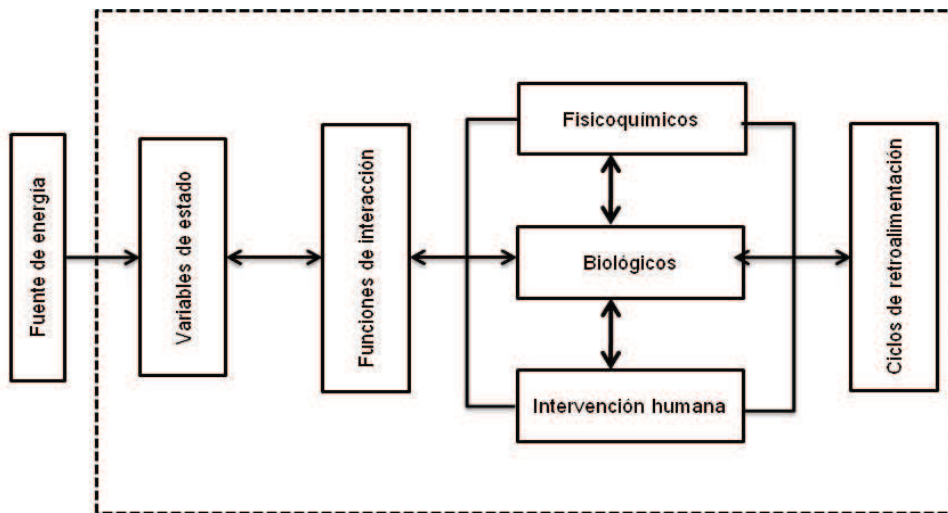


Figura 1. Modelo conceptual de la dinámica acuícola en los estanques de cultivo de camarón (línea discontinua significa el estanque).

Fuente de energía. Las entradas de energía en el sistema son subsidiadas principalmente, por la energía solar y el alimento balanceado, que en conjunto propician el movimiento y la transferencia de energía. La energía calorífica incide directamente en los niveles de productividad primaria (cianobacterias, clorofíceas, dinoflagelados y diatomeas) en los sistemas acuícolas (Martínez, 2006). Mientras que, el alimento balanceado contiene proporciones variables de proteínas, carbohidratos, fibra, calcio, fósforo, vitaminas y aminoácidos (Alonso-Rodríguez *et al.*, 2004), que varían de acuerdo a la etapa de crecimiento del camarón. La precipitación aporta menor energía con iones calcio, sodio, cloro y sulfito que son utilizados en otros procesos de generación de compuestos (Monserate, 2003).

Variables de estado. La energía suministrada por vía natural o artificial influye directamente sobre el funcionamiento general del sistema. En los estanques de cultivo se distinguen tres subcomponentes: 1) agua, 2) suelo y 3) organismo cultivado (camarón).

Subcomponente agua. El agua es el medio en donde los organismos acuáticos, se desarrollan y crecen, por lo que, la buena calidad del agua es indispensable para su supervivencia (Boyd, 2000). Sin embargo, los estanques rústicos son sistemas que se les ha considerado ambientes eutróficos o ricos en materia orgánica, con lo cual se hace necesario la actividad operacional diaria para mantener las condiciones adecuadas en los parámetros fisicoquímicos que favorezcan la salud de los camarones (Martínez, 2006).

Subcomponente sedimento. El sedimento es una trampa de nutrientes y provee sustrato y alimento a la microbiota en los sistemas someros (Golterman, 2004). En los estanques de cultivo, los sedimentos concentran altos niveles de nutrientes provenientes del alimento no consumido, residuos de excretas, animales muertos y el detrito. La acumulación constante de estos materiales orgánicos contribuye en la formación de una fase sedimentaria que representa un problema para la calidad del agua (Torres-Beristain *et al.*, 2006).

Subcomponente organismo cultivado. Los camarones representan el subcomponente organismo cultivado; estos participan de manera activa en el ecosistema acuícola, son susceptibles de las operaciones técnicas que se realizan diariamente y en función de estas, responden en sus procesos bioquímicos, lo cual finalmente, incide de manera importante su crecimiento, supervivencia y por lo tanto, en la producción (Cuéllar-Anjel *et al.*, 2010).

Funciones de interacción. Este componente es el resultado de las relaciones que guardan las fuentes de energía y las variables de estado, determinadas por las vías de flujo (transferencia de energía), las cuales a su vez, inciden en la modificación de los factores fisicoquímicos, biológicos y en el manejo técnico de los estanques.

Factores fisicoquímicos. En el Cuadro 1 se especifican una serie de procesos y reacciones químicas y biológicas, las cuales influyen en los cambios de los parámetros fisicoquímicos del agua (Boyd, 1995). Las condiciones y parámetros recomendados

para el cultivo de camarón se presentan en el Cuadro 2. No obstante, en la práctica se ha encontrado que los técnicos en las granjas camarón determinan con mayor frecuencia cuatro parámetros fisicoquímicos en el agua (temperatura, oxígeno disuelto, salinidad y pH), debido a que han sido las mejores referencias de los procesos dinámicos que ocurren en el estanque. Sin embargo, se deben de realizar periódicamente análisis de metales pesados, plaguicidas y microorganismos en el agua, debido a que los camarones son para consumo humano (Cuéllar-Anjel *et al.*, 2010).

Cuadro 1. Procesos y reacciones que intervienen en la calidad del agua (Boyd, 1995).

Fenómeno	Respuesta
<i>Reacciones</i>	
Disolución	$\text{CaCO}_3 + \text{CO}_2 + \text{H}_2\text{O} = \text{Ca}^{2+} + 2\text{HCO}_3^-$
Precipitación	$\text{Al}^{3+} + \text{H}_2\text{PO}_4^- + 2\text{H}_2\text{O} = \text{Al}(\text{OH})_3 + \text{H}_2\text{PO}_4^- + 2\text{H}^+$
Hidrólisis	$\text{Al}^{3+} + 3\text{H}_2\text{O} = \text{Al}(\text{OH})_3 + 3\text{H}^+$
Neutralización	$\text{HCO}_3^- + \text{H}^+ = \text{H}_2\text{O} + \text{CO}_2$
Oxidación	$\text{NH}_4^+ + 2\text{O}_2 = \text{NO}_3^- + 2\text{H}^+ + \text{H}_2\text{O}$
Reducción	$\text{SO}_4^{2-} + 4\text{H}_2 = \text{S}^{2-} + 4\text{H}_2\text{O}$
Formación de complejos	$\text{Cu}^{2+} + \text{CO}_3^{2-} = \text{CuCO}_3^0$
Adsorción	Adsorción de fósforo en los coloides del suelo
Intercambio catiónico	$\text{K}(\text{suelo}) = \text{K}^+(\text{agua})$
Hidratación	$\text{Al}_2\text{O}_3 + 3\text{H}_2\text{O} = \text{Al}_2\text{O}_3 \cdot 3\text{H}_2\text{O}$
<i>Procesos</i>	
Sedimentación	Partículas del suelo que por escorrentía o gravedad se depositan en el fondo del estanque
Descomposición	Degradación de la materia orgánica del suelo por acción de microorganismos: $\text{CH}_2\text{O} + \text{O}_2 \rightarrow \text{CO}_2 + \text{H}_2\text{O}$
Fotosíntesis	Algas bénticas producen materia orgánica y libera oxígeno: $6\text{CO}_2 + 6\text{H}_2\text{O} \rightarrow \text{C}_6\text{H}_{12}\text{O}_6 + 6\text{O}_2$
Difusión	El oxígeno se difunde en la parte inferior del suelo proveniente del agua superficial
Filtración	Agua con sustancias disueltas que se filtra dentro del suelo del estanque
Erosión	Corrientes de agua dentro del estanque que erosionan el suelo
Suspensión	Materia particulada erosionada desde el fondo del estanque, la cual es suspendida en el agua del estanque

Por otro lado, no existen variables de referencia en acuicultura para determinar la calidad del sedimento; no obstante, Krebs (2003) propuso el potencial de óxido-reducción (redox) como indicador. Los valores positivos se han relacionado con un ambiente aeróbico, el cual es adecuado para el desarrollo de los camarones, mientras que los valores negativos han indicado condiciones de reducción relacionándose un ambiente anaerobio.

Factores biológicos. Un estanque acuícola presenta bajos niveles representados por los microorganismos, el fitoplancton y zooplancton, así como por los organismos cultivados (Martínez, 2006; Sinistro, 2009). Los microorganismos representan un papel importante en la disponibilidad de los nutrientes y en el flujo del carbono detrítico debido

a la transformación que estos realizan sobre la materia orgánica tanto particulada (MOP) como disuelta (MOD) (Figura 2) (Álvarez, 2005).

Cuadro 2. Intervalos recomendados en los parámetros de calidad del agua para el cultivo de camarón (Van & Scarpa, 1999).

Parámetros	Intervalos recomendados
Temperatura (°C)	28 - 32
Oxígeno disuelto (mg/l)	5.0 - 9.0
Dióxido de carbono (mg/l)	≤ 20
pH	7.0 - 8.3
Salinidad (‰)	0.5 - 35
Cloruros (mg/l)	≥ 300
Sodio (mg/l)	≥ 200
Dureza total (CaCO ₃) (mg/l)	≥ 150
Dureza calcio (CaCO ₃) (mg/l)	≥ 100
Dureza magnesio (CaCO ₃) (mg/l)	≥ 50
Alcalinidad total (CaCO ₃) (mg/l)	≥ 100
Amonio no ionizado (NH ₃) (mg/l)	≤ 0.03
Nitrito (NO ₂ ⁻) (mg/l)	≤ 1
Nitrato (NO ₃ ⁼) (mg/l)	≤ 60
Fierro total (mg/l)	≤ 1.0
Sulfuro de hidrógeno (H ₂ S) (μg/l)	≤ 2
Cloro (μg/l)	≤ 10
Cadmio (μg/l)	≤ 10
Cromo (μg/l)	≤ 100
Cobre (μg/l)	≤ 25
Plomo (μg/l)	≤ 100
Mercurio (μg/l)	≤ 0.1
Zinc (μg/l)	≤ 100

En este sentido, la descomposición microbiana puede convertir una fracción de la MOD a MOP y así, liberar y regenerar diferentes tipos de nutrientes (mineralización) y dióxido de carbono en el medio. Subsecuentemente, el fitoplancton transforma la radiación solar en energía química, además de realizar la fijación de los productos liberados en el ambiente por la descomposición microbiana, los cuales a través de su proceso fotosintético aportan oxígeno disuelto en el agua y con la formación de nuevos individuos son alimento potencial para el zooplancton. La acumulación de la materia orgánica es constante durante todo el ciclo de cultivo, sin embargo, se intensifica hacia el final del ciclo debido al crecimiento de los organismos cultivados. El material generado como alimento no consumido, autólisis de células dañadas y de organismos muertos, excreción o secreción de los animales, pérdidas de las células dañadas que ocurren durante la alimentación de los animales, entre otros, se sedimenta en el fondo

del estanque, donde las bacterias comienzan el ciclo nuevamente con la descomposición (Martínez, 2006).

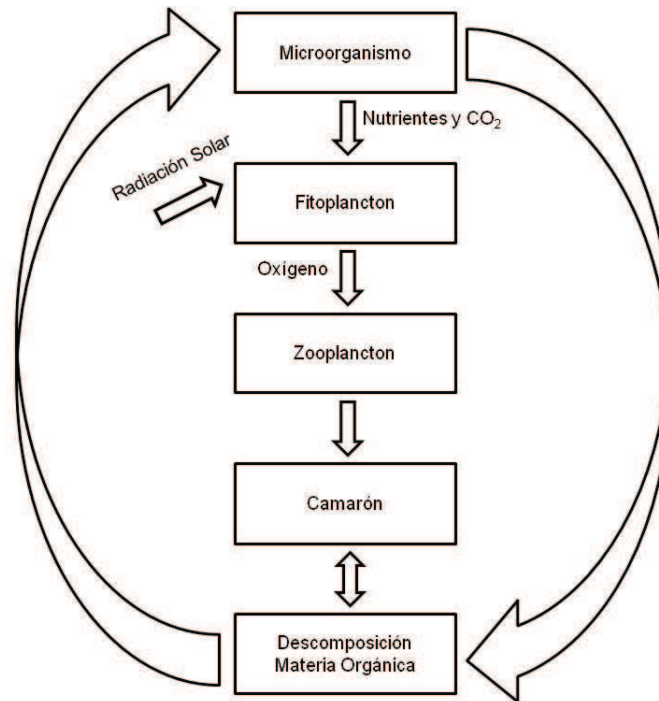


Figura 2. Interacciones biológicas en un estanque de cultivo de camarón (Ingram et al., 1997).

Factores de intervención humana. Las principales operaciones que intervienen directamente en la dinámica ecológica del estanque son el secado-encalado, densidad de siembra, alimentación, fertilización y recambio de agua (Cuéllar-Anjel *et al.*, 2010).

En la preparación de los estanques de tierra son secados hasta que el suelo desarrolle cuarteaduras de aproximadamente 5 a 10 cm de profundidad. Posteriormente, se aplica hidróxido de calcio (cal) en polvo para neutralizar la acidez del suelo causada por la acumulación, y descomposición de la materia orgánica, por lo tanto, inhibir la actividad microbiana (Sonnenholzner & Boyd, 2000). El estanque es llenado a un 30% de su capacidad dejando estabilizar el sistema durante una semana. La densidad de siembra depende del sistema de cultivo (extensivo, semi-intensivo e intensivo) (Cuéllar-Anjel *et al.*, 2010), pero también depende de la calidad del agua, experiencia del personal y capacidad técnica general de la granja. En relación a la

nutrición del camarón se basa en alimentos artificiales provistos por el granjero y, por una importante variedad de organismos (algas, pequeños invertebrados bentónicos) y detritos orgánicos, que son parte de la productividad natural y del ambiente estuarino (Cuéllar-Anjel *et al.*, 2010). Los alimentos comerciales tienen cuatro etapas: 1) postlarva-40% de proteína, 2) iniciación-35% de proteína, 3) engorda-30% de proteína y 4) finalizador-25% de proteína. Por otra parte, la fertilización, tiene como objetivo fundamental, proveer los nutrientes necesarios para el desarrollo de una comunidad fitoplanctónica sana y vigorosa con especies deseables como diatomeas. La fertilización puede hacerse mediante fertilizantes orgánicos o inorgánicos. Finalmente, el recambio de agua tiene como la finalidad de reducir la carga orgánica, compuestos nitrogenados, producción natural en exceso, así como reponer el agua perdida por evaporación (Cuéllar-Anjel *et al.*, 2010). La frecuencia de recambio de agua depende de las características fisicoquímicas del agua y del tipo de cultivo. Aunque no existe un porcentaje de recambio óptimo, lo ideal es lograr el menor número de recambio.

Ciclos de retroalimentación. Los ciclos de retroalimentación son características o propiedades importantes en la dinámica del estanque debido a que representan mecanismos internos de control (Odum & Barrett, 2006). Dichos mecanismos se encuentran vinculados con las interacciones que convergen en la transferencia del flujo de energía (unidireccional) y nutrientes (ciclos biogeoquímicos), los cuales influyen en el crecimiento de los camarones. Por lo tanto, las condiciones adecuadas del cultivo promueven una retroalimentación positiva, sin embargo, si alguna de estas características alteran la estabilidad del ecosistema debido a la modificación de los procesos y reacciones (Cuadro 1) que afectan principalmente a la calidad del agua, se pierde la capacidad de resiliencia del mismo existiendo una retroalimentación negativa.

A partir del modelo gráfico propuesto se determinó que las variables de estado fueron el componente de mayor importancia. Sin embargo, se enfatizó más en la importancia del manejo en el subcomponente agua y sedimento por su estrecha relación en el crecimiento de los camarones. Se recomiendan realizar dos operaciones simultáneas en el cultivo: la implementación rigurosa de las buenas prácticas de manejo

en las granjas productoras de camarón y la aplicación de microorganismos probióticos, cuyo objetivo sean mantener las condiciones ambientales adecuadas en el cultivo, aumentar la supervivencia y finalmente, obtener una producción rentable.

Literatura citada

- Alonso-Rodríguez R, Páez-Osuna F, Garate-Lizárraga I (2004). El fitoplancton en la camaronicultura y larvicultura: Importancia de un buen manejo. Instituto de Ciencias del Mar y Limnología. México. 47-51 pp.
- Álvarez S (2005). La descomposición de materia orgánica en humedales: la importancia del componente microbiano. *Ecosistemas*. 14: 17-29.
- Boyd CE (2000). *Water quality: an introduction*. Kluwer Academic Publishers. USA. 5-129 pp.
- Boyd CE (1995). *Bottom Soils, Sediment, and Pond Aquaculture*. Chapman & Hall. USA. 5-67 pp.
- Cai H, Zhao S, Tang Z, Ren Y (2009). Study of Conceptual Model on Marine Aquaculture Ecosystem Health Assessment. [Consultado: 23 de Noviembre de 2011] URL: www.isopec.org/publications/proceedings/ISOPE/.../2009-TPC-194.pdf.
- Cuéllar-Anjel J, Morales CL, De Gracia A, García Suárez O (2010). Manual de buenas prácticas de manejo para el cultivo del camarón blanco *Penaeus vannamei*. OIRSA-OSPESCA. Colombia. 15-128 pp.
- FAO (Food and Agriculture Organization of the United Nations) (2012). El estado mundial de la pesca y la acuicultura 2012. Italia. 18-24 pp.
- Golterman HL (2004) *The Chemistry of Phosphate and Nitrogen Compounds in Sediments*. Kluwer Academic Publishers. The Netherlands. 2-49 pp.
- Ingram BA, Hawking JH, Shiel RJ (1997). *Aquatic Life in Freshwater Ponds; A guide to the identification and ecology of life in aquaculture ponds and farm dams in South-Eastern Australia*. Australia. 105 pp.
- Jamu DM, Piedrahita RH (2002). An organic matter and nitrogen dynamics model for the ecological analysis of integrated aquaculture/agriculture systems: II. Model evaluation and application. *Environmental Modelling & Software*. 17: 583-592.

- Krebs L (2003). Respiración del suelo como herramienta para evaluar calidad de fondos en acuicultura. I. Desarrollo de un protocolo estándar para medir dióxido de carbono. Escuela Superior Politécnica del Litoral. Ecuador. 15-23 pp.
- Mancera J, Peña E, Giraldo R, Santos A (2006). Introducción a la modelación ecológica. Principios y aplicaciones. Cargraphics S.A. Colombia. 11-17 pp.
- Martínez LR (2006). Ecología de los sistemas acuáticos. México, D.F. (México): AGT Editor, S.A. 2-135 pp.
- Martínez-Porchas M, Martínez LR, Ramos-Enríquez R (2009). Dinámica del crecimiento de peces y crustáceos. Revista Electrónica de Veterinaria. [Consultado: 15 de Abril de 2010] URL: <http://www.veterinaria.org/revistas/redvet/n101009/100915.pdf>
- Monserrate ME (2003). Efecto de diferentes regímenes de fertilización sobre la relación fitoplancton-bacterioplancton en mesocosmos. Escuela Superior Politécnica del Litoral. Ecuador. 14-54 pp.
- Odum EP, Barrett GW (2006). Fundamentos de Ecología. 5ª Ed. Thompson International. México. 4-10 pp.
- Sinistro R (2009). Top-down and bottom-up regulation of planktonic communities in a warm temperate wetland. *Journal of Plankton Research* 2009; 32: 209-220.
- Sonnenholzner S, Boyd CE (2000). Managing the accumulation of organic matter deposited on the bottom of shrimp ponds-do chemical and biological probiotics really work. *Journal of the World Aquaculture Society*. 31: 24-28.
- Torres-Beristain B, Verdegem M, Kerepeczki E, Verreth J (2006). Decomposition of high protein aquaculture feed under variable oxic conditions. *Water Research*. 40: 1341-50.
- Van P, Scarpa J. Water Quality Requirements and Management (1999). In: Van P, Davis-Hodgkins R, Laramore K, Main L, Mountain J, Scarpa J, editors. *Farming Marine Shrimp in Recirculating Freshwater System*. Harbor Branch Oceanographic Institute. USA. 138-142 pp.
- Wang JK, Leiman J (2000). Optimizing multistage shrimp production systems. *Aquacultural Engineering*. 22: 243-254.

Xu FL, Lam KCZhao ZY, Chen Y, Tao S (2004). Marine coastal ecosystem health assessment: a case study of the Tolo Harbour, Hong Kong, China. *Ecological Modelling*. 173: 355-370.

Capítulo III.

Efecto de microorganismos con potencial probiótico en la calidad del agua y el crecimiento de camarón *Litopenaeus vannamei* (Decapoda: Penaeidae) en cultivo intensivo

Carolina Esther Melgar Valdes^{1*}, Everardo Barba Macías¹, Carlos Alfonso Álvarez-González², Cristian Tovilla Hernández³ & Alberto J. Sánchez⁴

¹El Colegio de la Frontera Sur, Unidad Villahermosa, Depto. de Aprovechamiento y Manejo de Recursos Acuáticos. Carretera Villahermosa-Reforma km. 15.5, Ranchería Guineo 2^a sección C.P. 86280 Villahermosa, Tabasco, México; cemv81@gmail.com, ebarba@ecosur.mx

²Laboratorio de Acuicultura Tropical, DACBIOL-UJAT, Carretera Villahermosa-Cárdenas km. 0.5 s/n, C.P. 86039, Villahermosa, Tabasco, México; alfonso.alvarez@dacbiol.ujat.mx

³El Colegio de la Frontera Sur, Unidad Tapachula. Carretera Antiguo Aeropuerto km. 2.5, C.P. 30700, Tapachula, Chiapas, México; ctovilla@ecosur.mx

⁴Laboratorio de Hidrobiología, DACBIOL-UJAT, Carretera Villahermosa-Cárdenas km. 0.5 s/n, C.P. 86039, Villahermosa, Tabasco, México; alberthoj.sanchez@gmail.com

*Correspondencia

²Versión aceptada del artículo para su publicación: Melgar, C., E. Barba Macías., C. A. Álvarez-González A. Sánchez y C. Tovilla. 2012. **Efecto de microorganismos con potencial probiótico en la calidad del agua y el crecimiento de camarón *Litopenaeus vannamei* (Decapoda: Penaeidae) en cultivo intensivo**, en la Revista *Biología Tropical/ International Journal of Tropical Biology and Conservation de la Universidad de Costa Rica*. Indizada en ISI web of Science. (En proceso de edición).

Abstract: Effect of microorganisms with probiotic potential in water quality and growth of the shrimp *Litopenaeus vannamei* (Decapoda: Penaeidae) in intensive culture. The use of probiotics has gained acceptance in aquaculture, particularly in maintaining water quality and enhancing the growth of organisms. This study analyzed the effect of the commercial (EM®, Japan) natural product composed by (*Rhodopseudomonas palustris*, *Lactobacillus plantarum*, *Lactobacillus casei* and *Saccharomyces cerevisiae*) added to the water, in order to determine its effect in water quality, sediment and growth of *L. vannamei* under an intensive culture. The evaluation included three treatments with a weekly addition of EM: i) tanks without probiotics (C), ii) tanks with a dose of 4L/ha (EM1) and iii) tanks with a dose of 10L/ha (EM2). The treatment C was carried out three times, while treatments EM1 and EM2 were carried out four times. A total of 4 350 shrimps were measured for total length and weight, to calculate total and porcentual weight gain, daily weight gain, specific growth rate (TCE), and food conversion factor (FCA); besides, the survival rate was estimated. The use of probiotics allowed a shorter harvest time in treatments EM1 (90d) and EM2 (105d) with relation to the treatment C (120d). Treatments EM1 and EM2 were within the recommended intervals for culture, with respect to treatment C. The use of probiotic bacteria significantly regulated pH (EM1, 8.03 ± 0.33 ; EM2, 7.77 ± 0.22 ; C, 9.08 ± 0.35) and reduced nitrate concentration (EM1, 0.64 ± 0.25 mg/L; EM2, 0.39 ± 0.26 mg/L; C, 0.71 mg/L). Water pH mostly explained the variance with respect to the treatments. Treatment EM2 presented the greatest removal of organic matter ($1.77 \pm 0.45\%$), whereas the contents of extractable phosphorus increased significantly in treatment EM1 with 21.6 ± 7.99 mg/kg and in treatment EM2 with 21.6 ± 8.45 mg/kg with control relation (14.3 ± 5.47). The shrimp growth was influenced by dissolved oxygen, salinity and pH in the sediment, establishing that salinity was the most important variable in the weight with a negative association. Treatment EM1 recorded an improved TCE ($2.69 \pm 0.35\%/d$) and FCA (1.46 ± 0.20) with relation to the control treatment (TCE, $1.88 \pm 0.25\%/d$; FCA, 2.13 ± 0.48). Survival was significantly greater in treatments containing probiotics with $61 \pm 8.76\%$ and $60 \pm 10.5\%$ for EM1 and EM2, respectively. This study indicated the positive effect obtained with the use of this commercial probiotic, to

improve culture conditions and growth parameters in an intensive culture of *L. vannamei*.

Key words: aquaculture, growth, *Litopenaeus vannamei*, probiotic, water quality

La camaronicultura se ha caracterizado por tener un acelerado crecimiento y una rápida expansión económica, circunstancia que ha incidido en la intensificación de los sistemas de producción (Ajitha *et al.* 2004). Sin embargo, durante los últimos 20 años los productores de camarón han sufrido enormes pérdidas económicas, debido al incremento de enfermedades que afectan su producción y exportación (Zokaei *et al.* 2009, Panwichian *et al.* 2010); además, porque han encontrado su mayor dificultad en el manejo de la calidad del agua, causada por la acumulación de materia orgánica y metabolitos tóxicos para los camarones, como los compuestos nitrogenados (Ladino-Orjuela & Rodríguez-Pulido 2009, Zhou *et al.* 2009).

No obstante, el uso de agentes químicos (antibióticos, terapéuticos) se presentó como la mejor opción para prevenir y controlar los problemas relacionados con enfermedades en el cultivo de camarón (Qi *et al.* 2009). Sin embargo, los efectos adversos ocasionados por la resistencia de las bacterias patógenas y sus repercusiones en la salud humana, originaron la búsqueda de nuevas tecnologías que permitieran disminuir: i) la pérdida potencial de los productores, ii) el riesgo en el consumo, y iii) su impacto en el ambiente (Zokaei *et al.* 2009).

Diversos autores han propuesto la implementación de tecnologías limpias a través del uso de probióticos en la acuicultura, los cuales han sido definidos como “microorganismos con efectos benéficos sobre el hospedero por la modificación del ambiente huésped-hospedero o la modificación de su comunidad microbiana, por la mejora en la asimilación de alimento o de su valor nutricional, por mejoramiento de la respuesta del hospedero ante enfermedades o por la mejora en la calidad de su medio ambiente” (Vershuere *et al.* 2000). Estos consorcios microbianos también han sido denominados como microorganismos eficientes.

Diferentes investigaciones han demostrado que los microorganismos benéficos pueden: 1) incrementar el valor nutricional (Venkat *et al.* 2004, Balcázar *et al.* 2007, Banerjee *et al.* 2010), 2) aumentar la supervivencia y disminuir enfermedades mediante la inhibición del crecimiento de bacterias patógenas (Sansawat & Thirabunyanon 2009, Ismail & Soliman 2010), 3) mantener y mejorar la calidad del agua con la reducción de concentraciones de amonio, nitrito y nitrato en el agua (Shariff *et al.* 2001, Jana & Jana 2003, Gutierrez-Wing & Malone 2006, Chae-Woo *et al.* 2009) y 4) disminuir la carga elevada de materia orgánica (Douilett 1998, Dalmin *et al.* 2001). En contraste, existen estudios que han reportado efectos nulos o negativos con el uso de probióticos, como infecciones cutáneas o aumento en la mortalidad (McIntosh *et al.* 2000, Wang *et al.* 2000, Günther & Jiménez-Montealegre 2004), con lo cual se ha evidenciado que el uso de los probióticos no siempre son benéficos, debido a que dependen de diversos factores como son: las especies de cultivo, los sistemas de producción, la escala de cultivo (laboratorio y granjas), la densidad de siembra, utilización de microorganismos provenientes de otros ambientes y la dosis de los microorganismos (Verschuere *et al.* 2000, Panwichian *et al.* 2010).

Por otro lado, la eficacia de los probióticos comerciales para el cultivo de camarón ha sido severamente cuestionada y criticada (Villamil & Martínez-Silva 2009); sin embargo, estos productos han sido utilizados con mayor frecuencia por los productores debido a que pueden encontrarse con mayor disponibilidad en el mercado, a diferencia de los microorganismos aislados y evaluados por comunidades científicas, los cuales actualmente son poco usados.

El camarón blanco *Litopenaeus vannamei* (Boone 1931) es una especie de gran importancia debido a su gran posibilidad de manejo en diferentes sistemas de cultivo, capacidad de adaptación a intervalos razonables a variaciones ambientales, alta tasa de supervivencia y rápido crecimiento, pero principalmente, por el establecimiento de un buen precio en el mercado internacional (Barón-Sevilla *et al.* 2004, Valdez *et al.* 2008).

El objetivo de este trabajo fue analizar el efecto de una mezcla comercial de microorganismos con potencial probiótico en la calidad del agua y sedimento, así como

en el crecimiento de postlarvas de *L. vannamei* en un sistema cultivo intensivo en Tabasco, México.

MATERIALES Y MÉTODOS

Obtención y cultivo de microorganismos: Se utilizó un probiótico comercial (Tecnología EMTM, Japón), el cual se encuentra distribuido en la mayor parte del mundo. El producto contiene tres tipos de microorganismos eficientes (EM) en estado de latencia: bacterias fotosintéticas (*Rhodospseudomonas palustris* con 2×10^3 UFC/mL), bacterias lácticas (*Lactobacillus plantarum* y *Lactobacillus casei* con 5×10^4 UFC/mL, respectivamente) y levaduras (*Saccharomyces cerevisiae* con 4×10^3 UFC/mL). Los microorganismos fueron inoculados en un sustrato a base de melaza comercial y agua para su activación, manteniéndose en fermentación durante siete días a una temperatura entre 36.5 y 37°C según la metodología sugerida por los fabricantes (Anónimo 2008).

Granja productora de camarón: El estudio se realizó en una granja comercial de cultivo intensivo ubicada en la zona costera del municipio de Cárdenas (18°20'54" N-93°32'40" W), Tabasco, México. El trabajo en campo inició en el mes de marzo y terminó en junio del 2008. El experimento se llevó a cabo en estanques individuales de tierra (sustrato arcilloso) de 3ha, considerándose un ciclo de cultivo de 120 días. Las postlarvas (PL) se obtuvieron de un laboratorio certificado provenientes de un mismo lote de reproductores con pesos (0.002g) y tallas homogéneas (12mm). El proceso de siembra fue simultáneo con una densidad de 45PL/m². El manejo del sistema de cultivo se siguió conforme al programa operacional de los técnicos de la granja.

Evaluación del probiótico en el cultivo de camarón: El diseño experimental consistió en el suministro de diferentes dosis del probiótico comercial adicionado en el agua durante el ciclo de cultivo. La mezcla microbiana se agregó semanalmente y después de cada recambio de agua (drenando primero la cantidad apropiada de agua entre 5-10% y luego rellenándolo mediante bombeo) en los estanques, esta fue de la siguiente manera: tratamiento 1 (C), estanques sin dosificación del producto (control),

tratamiento 2 (EM1), estanques adicionados con una dosis de 4L/ha, y tratamiento 3 (EM2), estanques adicionados con dosis de 10L/ha. El tratamiento C se replicó tres veces, mientras que los tratamientos EM1 y EM2 se replicaron cuatro veces. La alimentación se realizó desde la etapa de siembra hasta la talla de comercialización (120d) en base al programa de alimentación para camarón blanco (API-Camarón, Malta Clayton, EEUU). La tasa de alimentación fue ajustada semanalmente por los técnicos de la granja de acuerdo con las estimaciones del incremento en peso corporal (proteína: postlarva (3-4g)= 40%, postlarva (4-8g)= 35%, juvenil (8-15g)= 30%), tasa de supervivencia y la cantidad de alimento remanente en los comedores dos horas después de cada alimentación, obteniéndose cuatro dosis diarias de alimentación en la etapa de postlarva y tres dosis diarias en la etapa de juvenil.

Medición de los parámetros ambientales: La calidad del agua fue monitoreada cada dos semanas durante el día, entre las 7:00 y 9:00am. Se determinaron los parámetros de pH, temperatura, oxígeno disuelto y salinidad con un equipo Hanna HI 95928 (EEUU) a una profundidad de 50cm. Las concentraciones de nitrógeno amoniacal total (NAT) y nitrato ($\text{NO}_3\text{-N}$) fueron estimadas con un medidor de amonio, Hanna HI 9828 (EEUU). La transparencia y la profundidad del agua se midieron *in situ* con el disco de Secchi. Al mismo tiempo, el sedimento se recolectó a 15cm de profundidad con un nucleador de PVC (Kristensen *et al.* 1995). Posteriormente, las muestras fueron trasladadas al laboratorio donde se determinaron las variables de pH, materia orgánica, nitrógeno total y fósforo extraíble de acuerdo a los métodos provistos por la NOM-021-SEMARNAT-2000.

Medición de los parámetros de crecimiento: Cada 14 días durante el ciclo de cultivo se capturaron aleatoriamente 50 camarones, a los cuales se les midió el peso (g) con una balanza electrónica (Ohaus \pm 0.001g), y la longitud total (mm) con un calibrador electrónico (Truper CALDI-6MP \pm 0.01mm). La muestra total de camarones pesados y medidos fue 4 350 [organismos medidos x número de réplicas por tratamiento x (días de cultivo/ frecuencia de medición)]. Los parámetros de crecimiento fueron calculados conforme a lo reportado por Zokaei *et al.* (2009), quienes incluyeron: ganancia en peso

(g/camarón)= Peso final (g) - peso inicial (g), ganancia en peso (%)= $\frac{\text{Peso final (g)} - \text{peso inicial (g)}}{\text{peso inicial (g)}} \times 100$, peso diario ganado (g/d)= $\frac{\text{Peso final (g)} - \text{peso inicial (g)}}{\text{días de cultivo}}$, tasa de crecimiento específica (TCE, %/d)= $\frac{\ln \text{Peso final} - \ln \text{peso inicial}}{\text{días de cultivo}} \times 100$, factor de conversión alimenticia (FCA)= $\frac{\text{Alimento seco entregado}}{\text{peso húmedo ganado}}$. El porcentaje de supervivencia se determinó al final del experimento como la relación entre el número final y el número inicial de los camarones en cultivo. Esta tasa se expresa como el porcentaje de supervivencia, según la siguiente fórmula (Saad *et al.* 2009): $\text{Supervivencia (\%)} = \left(\frac{\text{Número final de camarones}}{\text{Número inicial de camarones}} \right) \times 100$.

A los parámetros ambientales, de crecimiento y supervivencia de los camarones se les aplicó un análisis de varianza (ANDEVA) de una vía. Los valores de $p < 0.05$ fueron considerados significativamente diferentes. Cuando mostraron diferencias significativas entre las medias de los tratamientos, se utilizó un análisis *a posteriori* y la prueba de Tukey (HSD) para identificar la naturaleza de estas diferencias ($p < 0.05$) (Daniel 2008). Se realizó un Análisis Múltiple Discriminante (AMD) para determinar las variables que contribuyeron en el comportamiento de los parámetros ambientales en relación a los tratamientos (Zar 2010). Asimismo, se aplicó un Análisis de Correspondencia Canónica (ACC) para determinar las asociaciones entre los parámetros de crecimiento (peso y talla) y los parámetros ambientales resultantes del AMD (Ter Braak & Verdonshot 1995). Todos los análisis estadísticos se realizaron con el paquete STATISTICA versión 7.0 para Windows (StatSoft 2004).

RESULTADOS

Parámetros ambientales en el cultivo de camarón: En el Cuadro 1 se presentan los parámetros fisicoquímicos obtenidos en el agua y sedimento de los estanques durante el cultivo de camarón. La temperatura, salinidad y pH fueron significativamente diferentes (Tukey, $p < 0.05$) en los tratamientos C, EM1 y EM2 ($F = 57.16$, $p < 0.05$). Sin embargo, el tratamiento C presentó el mayor valor promedio en temperatura ($32.4 \pm 2.65^\circ\text{C}$) y pH (9.08 ± 0.35). La menor concentración de oxígeno disuelto se observó en el tratamiento C ($4.38 \pm 2.05\text{mg/L}$), el cual mostró diferencias

significativas (Tukey, $p < 0.05$) respecto a los tratamientos EM1 y EM2. Con relación a las concentraciones de $\text{NO}_3\text{-N}$ y NAT, el tratamiento EM2 fue significativamente diferente (Tukey, $p < 0.05$) ($0.39 \pm 0.26 \text{mg/L}$; $0.30 \pm 0.15 \text{mg/L}$) en comparación con los tratamientos EM1 ($0.64 \pm 0.25 \text{mg/L}$; $0.36 \pm 0.22 \text{mg/L}$) y el tratamiento C, el cual registró los valores máximos de $\text{NO}_3\text{-N}$ y NAT ($0.71 \pm 0.22 \text{mg/l}$; $0.36 \pm 0.18 \text{mg/L}$). En los tratamientos EM1 y EM2 no se observaron diferencias significativas (Tukey, $p > 0.05$) en la transparencia y la profundidad. Caso contrario, para el tratamiento C donde fue significativamente diferente (Tukey, $p < 0.05$) en estas variables ($8.79 \pm 8.11 \text{cm}$; $56.4 \pm 19.7 \text{cm}$) y en el cual se presentaron los valores mínimos.

En relación a los parámetros fisicoquímicos en sedimento (Cuadro 1), los tratamientos C, EM1 y EM2 fueron significativamente diferentes (Tukey, $p < 0.05$) en materia orgánica y pH. Los mayores valores estuvieron en los tratamientos C ($2.64 \pm 0.84\%$) para materia orgánica y EM2 para el pH (7.99 ± 0.36). Los contenidos de fósforo extraíble no registraron diferencias significativas (Tukey, $p > 0.05$) entre los tratamientos EM1 y EM2. Sin embargo, ambos tratamientos mostraron los mayores valores significativamente ($p < 0.05$) ($21.6 \pm 7.99 \text{mg/kg}$; $21.6 \pm 8.45 \text{mg/kg}$) en relación al tratamiento C ($14.3 \pm 5.47 \text{mg/kg}$). En el tratamiento EM1 se observó el mínimo valor de nitrógeno total ($0.12 \pm 0.03\%$), el cual no fue significativamente diferente ($p > 0.05$) con el tratamiento C, en comparación con el tratamiento EM2, donde se mostraron diferencias significativas (Tukey, $p < 0.05$) ($21.6 \pm 8.45\%$).

En relación al análisis múltiple discriminante aplicado a los parámetros ambientales en agua y sedimento, se observó que sólo seis parámetros fueron significativos en el modelo ($\lambda = 0.067$; $F_{22,484} = 63.244$; $p < 0.05$; $R^2 = 0.915$): pH en agua ($\lambda = 0.174$; $p < 0.05$), salinidad ($\lambda = 0.096$; $p < 0.05$), oxígeno disuelto ($\lambda = 0.084$; $p < 0.05$), pH en sedimento ($\lambda = 0.072$; $p < 0.05$), fósforo extraíble ($\lambda = 0.071$; $p < 0.05$) y nitrógeno total en sedimento ($\lambda = 0.071$; $p < 0.05$). La distribución de las observaciones correspondientes en función del espacio discriminante entre la primera y segunda función se presenta en la Fig. 1. El mayor grado de traslape se presentó en los tratamientos EM1 y EM2, mientras que el menor grado de traslape lo presentaron el

tratamiento C y EM1, con lo cual, se indicó que el 93% de las variables canónicas se encontraron correctamente clasificadas. De acuerdo a los valores de los coeficientes estandarizados para las variables canónicas en la primer función discriminante, el efecto discriminante entre los tres tratamientos en el cultivo de camarón mostró que la variable pH en agua posee una carga canónica de 82% ($\lambda_p = 0.382$; $F_R = 194$; $p < 0.05$; $T = 79\%$; $R^2 = 20\%$), seguida por fósforo extraíble con 19% ($\lambda_p = 0.944$; $F_R = 7.11$; $p < 0.05$; $T = 89\%$; $R^2 = 10\%$), cuyo efecto es inversamente proporcional. El resto de las variables no presentaron una carga canónica significativa.

Parámetros de crecimiento y supervivencia en el cultivo de camarón: Las variaciones obtenidas en el peso y longitud de los camarones en el período de evaluación en la granja se muestran en la Fig. 2. En base al ciclo de cultivo, se observó que el tratamiento EM1 presentó el menor tiempo de cosecha con 90d, seguido del tratamiento EM2 con 105d y finalmente, el tratamiento C con 120d. En relación al peso y longitud total entre los tratamientos existieron diferencias significativas ($F = 29.7$; $p < 0.05$). El peso y longitud total al final del cultivo (talla de cosecha) de los camarones mostraron que el tratamiento EM1 fue de $11.7 \pm 8.00\text{g}$ y $114 \pm 12.6\text{mm}$, mientras que en el tratamiento EM2 fue de $8.06 \pm 1.72\text{g}$ y $96.3 \pm 8.17\text{mm}$, y en el tratamiento C fue de $8.02 \pm 1.24\text{g}$ y $97.4 \pm 6.60\text{mm}$, respectivamente. El tratamiento EM1 registró los mayores valores en el peso y longitud total al final del cultivo, observándose diferencias significativas (Tukey, $p < 0.05$) entre los camarones tratados con EM2 y C. Sin embargo, se identificó que el tratamiento EM2 fue ligeramente mayor en el peso final respecto al tratamiento C.

Los parámetros de crecimiento en el cultivo de *L. vannamei* resultaron significativamente diferentes ($F = 4.99E^{+06}$; $p < 0.05$) entre los tres tratamientos (Cuadro 2). El tratamiento EM1 presentó el mayor valor de ganancia diaria en peso ($0.0003 \pm 0.0001\text{g/d}$), TCE con 2.69 ± 0.35 y FCA con 1.46 ± 0.20 . Los tratamientos C y EM2 no presentaron diferencias significativas entre sí (Tukey, $p > 0.05$), pero si fueron significativamente diferentes de EM1 en estos parámetros.

La supervivencia al final del ciclo de cultivo de *L. vannamei* para los tres tratamientos presentaron diferencias significativas ($F= 467.3$; $p< 0.05$). El tratamiento C obtuvo la menor supervivencia con $45\pm 2.00\%$, mientras las mayores supervivencias se observaron con los tratamientos EM1 y EM2 con $61\pm 8.76\%$ y $60\pm 10.5\%$, respectivamente. La supervivencia de los camarones sin probióticos fue significativamente diferente (Tukey, $p< 0.05$) de los tratamientos EM1 y EM2, mientras que estos últimos no mostraron diferencias significativas entre sí (Tukey, $p> 0.05$).

Relaciones entre los parámetros de crecimiento y los parámetros ambientales: En el ACC se observó que la relación entre el peso y talla de los camarones y los parámetros ambientales en función de los tratamientos, pudo ser explicada por tres funciones canónicas (Cuadro 3). La primera función extraída explicó la máxima cantidad de varianza con 66.3% , la cual indicó que los tratamientos estuvieron asociados con el pH en agua, nitrógeno total y fósforo extraíble. Sin embargo, el pH en agua fue el parámetro que determinó la variabilidad en esta función con una correlación negativa, lo cual coincide con el AMD. La segunda función contribuyó con 47.5% , observándose que las longitudes de los camarones se relacionaron con el pH en sedimento. Finalmente, la tercera función presentó la menor aportación de la varianza con 35.4% , encontrándose que el oxígeno disuelto y la salinidad fueron determinantes en el peso de los camarones. No obstante, la salinidad fue el parámetro que representó la mayor variabilidad con una asociación negativa.

DISCUSIÓN

Efecto de los probióticos en los parámetros ambientales en el cultivo de camarón: Los probióticos en la acuicultura se han usado para evitar la aplicación de altas concentraciones de antibióticos y de diversos compuestos químicos, que pueden afectar la salud del consumidor, además de mejorar la calidad del agua y la supervivencia de los organismos cultivados (Balcázar *et al.* 2006, Villamil & Martínez-Silva 2009). Aunque la evaluación de los probióticos en la acuicultura se ha abordado en condiciones *in vitro* e *in vivo* desde diferentes líneas de investigación (nutrición, salud y calidad ambiental) (Günther & Jiménez-Montealegre 2004, Chae-Woo 2009,

Campa-Córdova 2011), la eficacia de estos productos comerciales disponibles en el mercado, continúa siendo poco conocida y controversial, debido a las condiciones no estandarizadas que se presentan en la producción a gran escala (Farzanfar 2006, Kesarcodi-Watson *et al.* 2008).

En el presente estudio, se observó que los parámetros de la calidad del agua se encontraron dentro de los intervalos recomendados para el cultivo intensivo de camarón *L. vannamei* con la inclusión de dos dosis del probiótico comercial (EM1 y EM2), a diferencia de los valores obtenidos en el tratamiento control (C), los cuales estuvieron fuera de los límites óptimos (Zhou *et al.* 2009). Es de esta forma que, las diferencias significativas observadas en la temperatura y la salinidad entre los tratamientos, muy probablemente estuvieron influenciadas por las condiciones ambientales presentadas durante el ciclo de producción (Ramírez-Rodríguez *et al.* 2006, Flores-Coto *et al.* 2009), y no necesariamente por el resultado de la actividad microbiana inducida por acción del producto.

En contraste, las diferencias observadas en los valores del pH mostraron que esta variable influyó en el comportamiento de los parámetros ambientales en función de los tratamientos determinándose una correlación negativa, es decir, que con el uso de la mezcla de *R. palustris*, *L. plantarum*, *L. casei* y *S. cerevisiae* en el cultivo de *L. vannamei* disminuyeron los valores del pH. Estudios previos han reportado que los probióticos pueden producir diferentes compuestos orgánicos extracelulares como: quinonas, biotinas (bacterias fotosintéticas) (Farfanfar 2006, Qi *et al.* 2009), ácido láctico, peróxido de hidrógeno, acetaldehído, diacetilo, bacteriocinas (bacterias lácticas) (Rengpipat *et al.* 2008), vitaminas, glicerol, etanol, dióxido de carbono (Levaduras) (Folch-Mallol 2004), los cuales disminuyen el pH en el medio acuoso debido a sus características hidrofílicas (presencia de grupos hidroxilos) (Villamil & Martínez-Silva 2009) como sucedió en la presente investigación. Lo anterior, concuerda con los trabajos realizados por Chae-Woo *et al.* (2009) y Banerjee *et al.* (2010), quienes reportaron que los valores del pH fueron regulados con el uso de bacterias lácticas y

microalgas perifíticas para mejorar la calidad del agua en cultivos de camarones peneidos.

Por otra parte, algunos autores han mencionado la importancia del manejo del pH en los sistemas de cultivo, tanto en el agua como en los sedimentos, debido a la relación directa que tienen con la formación de compuestos tóxicos como: amonio, nitritos y nitratos (Boyd & Tucker 1998, Cuéllar-Anjel 2010), los cuales pueden causar estrés, enfermedades y mortalidad en los camarones (Sansawat & Thirabunyanon 2009, Ismail & Soliman 2010). Aunque diversos estudios han mencionado que los probióticos no tienen efectos sobre la remoción de compuestos nitrogenados (Ajitha *et al.* 2004, Günther & Jiménez-Montealegre 2004), los resultados presentados evidenciaron que los tratamientos EM1 y EM2 redujeron las concentraciones de NO₃-N, reconociéndose este último, como el mejor tratamiento, posiblemente causado por la dosis de aplicación, lo cual coincide con el valor del pH en estos mismos tratamientos.

Asimismo, las mayores concentraciones de oxígeno disuelto e incremento de la transparencia se registraron en los estanques adicionados con el producto comercial (tratamientos EM1 y EM2), lo cual sugiere que el crecimiento del fitoplancton puede controlarse con la adición de probióticos debido a la competencia por nutrientes y concuerda con los resultados reportados por Çetinkaya-Dönmez *et al.* (1999) y Kyum *et al.* (2004). Dichos autores mencionaron que existen algunas especies de bacterias fotosintéticas, (*R. palustris*) con la capacidad de fijar nitrógeno a partir de NO₃-N, y disminuir el florecimiento de las algas y por lo tanto, mantienen el equilibrio en la concentración de oxígeno disuelto. Igualmente, el NO₃-N es un compuesto importante en el ciclo del nitrógeno y su reducción también puede deberse al proceso de desnitrificación que realizan bacterias autóctonas (Irianto & Austin 2002).

Por otra parte, en el presente trabajo se demostró que al adicionar el producto comercial en los estanques de cultivo se redujo la concentración de NAT, lo cual concuerda con lo reportado por Banerjee *et al.* (2010), quienes al suministrar *Bacillus pumilus* y microalgas perifíticas en el agua en un cultivo controlado de *P. monodon*

disminuyeron significativamente la concentración de NAT. Sin embargo, en nuestro caso únicamente, la reducción significativa en la concentración de este compuesto se vio reflejada en el tratamiento EM2 en comparación de los tratamientos C y EM1. Dicho comportamiento pudo estar asociado a que el tratamiento EM2 contuvo la mayor dosis de probiótico, lo cual indicó que su uso para este efecto fue correcto, aunque todos los tratamientos presentaron concentraciones dentro de los límites adecuados (0.1-1.0mg/L) para el cultivo de *L. vannamei* (Zhou *et al.* 2009). En contraste, McIntosh *et al.* (2000) probaron diferentes dosis de un probiótico comercial (*Bacillus* spp.) encontrándose efectos negativos (infección cutánea y menor tasa de supervivencia) en un cultivo intensivo de *L. vannamei* al incrementar la dosis de aplicación. En este sentido, diversos autores han mencionado que los probióticos pueden variar sus mecanismos de acción en respuesta a un ambiente controlado o en gran escala, así como en función de la dosis y concentración del consorcio microbiano (Balcazár 2006, Kesarcordi-Watson 2008, Villamil & Martínez-Silva 2009). No obstante, Paéz-Osuna & Frías-Espericueta (2001) mencionaron que la concentración de NAT puede depender de la interacción entre las variables: temperatura, alcalinidad, salinidad y pH.

Con respecto a los cambios significativos observados en los niveles del agua en los tratamientos EM1 y EM2 en comparación con el tratamiento C, se descartó que la profundidad haya sido un factor para determinar el efecto del probiótico, basándose en el análisis múltiple discriminante, el cual determinó que esta variable no fue significativa en el modelo, es decir, no posee una carga canónica considerable de la cual dependa el efecto del producto comercial. Sin embargo, la profundidad en los estanques de cultivo se encuentra dependiente del manejo técnico de la granja (Cuéllar-Anjel *et al.* 2010).

Los sistemas de cultivo intensivos se caracterizan por generar altos porcentajes de materia orgánica, los cuales se acumulan en el fondo del estanque como sedimento. En condiciones aerobias o anaerobias de descomposición, el material orgánico sedimentado se reincorpora a la columna de agua a través de minerales, compuestos químicos y gases (Torres-Beristarín 2005), que en exceso pueden ser tóxicos y causar

la muerte para los organismos cultivados. Hasta el momento, son pocos trabajos que sugieren la aplicación de probióticos en la acuicultura con la finalidad de disminuir las cargas orgánicas en el sedimento (Avnimelech & Ritvo 2003). En el presente estudio, se demostró que los tratamientos EM1 y EM2 redujeron significativamente los porcentajes de materia orgánica, mientras que los contenidos de fósforo extraíble se incrementaron. El aumento también se esperaba en los porcentajes de nitrógeno total en ambos tratamientos, sin embargo, el tratamiento EM2 presentó el mayor valor respecto al tratamiento C y EM1. Kumar *et al.* (2008) mencionaron que las bacterias probióticas juegan un papel importante en la degradación de la materia orgánica, lo que reduce significativamente su porcentaje en el sedimento y la formación de lodos, debido a que metabolizan rápidamente estos compuestos orgánicos convirtiéndolos en dióxido de carbono, minerales y biomasa celular. Aunque no existen intervalos recomendados para la calidad del sedimento en la acuicultura, Cuéllar-Anjel *et al.* (2010) establecieron que los porcentajes de materia orgánica se deben mantener bajos durante todo el ciclo de cultivo con la finalidad de evitar un ambiente anóxico en el fondo del estanque.

Efecto de los probióticos en los parámetros de crecimiento en el cultivo de camarón:

El uso de probióticos en la acuicultura se ha asociado con un eficiente proceso de absorción y asimilación del alimento ingerido por parte de los organismos cultivados, debido a que estos microorganismos tienen la capacidad de colonizar el tracto gastrointestinal, en donde secretan nutrientes y enzimas digestivas que mejoran los procesos metabólicos y las respuestas inmunológicas de los hospederos (Günther & Jiménez-Montealegre 2004, Balcázar *et al.* 2006).

La mayoría de las evidencias científicas indican que el mejor método de aplicación de los probióticos es a través del alimento con la finalidad de que las bacterias ingresen, colonicen y se multipliquen en el tracto digestivo (Irianto & Austin 2002, Kumar *et al.* 2008). No obstante, en el presente estudio se demostró que con la adición de la mezcla de microorganismos eficientes en el agua del cultivo se contribuyó en la disminución de los días de cosecha (EM1 y EM2), en el incremento del peso y

longitud final (EM1), en el aumento de la supervivencia (EM1 y EM2) y en el mejoramiento de la TCE y FCA (EM1). Alavandi *et al.* (2004) y Banerjee *et al.* (2010) encontraron que al adicionar bacterias lácticas en un cultivo de *P. monodon* mejoró el proceso de asimilación del alimento ingerido e incrementó la supervivencia de los camarones. Caso similar con lo reportado por Ismail & Soliman (2010) quienes en un cultivo de *Macrobrachium rosenbergii* adicionaron al agua cepas de *L. acidophilus*, *Streptococcus cremoris* y *L. bulgaricus* obteniéndose una alta supervivencia. Sin embargo, McIntosh *et al.* (2000) aplicaron diferentes dosis de un consorcio comercial de microorganismos en un cultivo de *L. vannamei* observándose un efecto negativo en el proceso digestivo con el aumento de la dosis, pero sí mejoró la supervivencia.

Kesarcodi-Watson *et al.* (2008) mencionaron que los probióticos pueden mejorar el sistema inmunológico obteniéndose un efecto positivo en la supervivencia de los organismos cultivados en respuesta a un ambiente adverso. El tratamiento EM2 presentó parámetros fisicoquímicos dentro de los intervalos recomendados para el cultivo de *L. vannamei* (Díaz *et al.* 2001), sin embargo, la temperatura y la salinidad no estuvieron en las condiciones óptimas para el crecimiento de esta especie (30°C y 26ups, respectivamente), lo que desde el punto de vista fisiológico la cantidad de energía adquirida por los camarones no se reflejó en el incremento en peso y longitud (Rosas *et al.* 1999), pero sí se obtuvo un mayor porcentaje de supervivencia. Es necesario considerar que los cambios hidro-meteorológicos son parte de las dificultades en el manejo operacional de los estanques, debido que la mayoría de las granjas de camarón se encuentran dentro de la línea costera (Cuéllar-Anjel *et al.* 2010).

Por otra parte, el ACC relacionó a la salinidad y el oxígeno con el peso, así como el pH del sedimento con la longitud de los camarones. Valdez *et al.* (2008) mencionaron la importancia de la salinidad y el consumo de oxígeno en las respuestas fisiológicas de peneidos, lo que se observa en un adecuado desarrollo y crecimiento. Sin embargo, estas variables se encuentran mayormente en función de los cambios ambientales y operacionales de la granja. Torres-Beristain (2005) argumentó que el crecimiento de los camarones es dependiente de la dinámica fisicoquímica en la interfase agua-sedimento

debido a que estos organismos habitan en el fondo del estanque. Además, Zhang *et al.* (2006) sugirieron que los cambios del pH interfieren en la muda de *L. vannamei*, mientras más alto se encuentre el valor, mayor es el tiempo que tarda en desprenderse el exoesqueleto. En este sentido, los valores del pH en el sedimento que se registraron en el tratamiento EM1 fueron moderadamente alcalinos, lo cual favorece el proceso de ecdisis.

Los resultados de este estudio demuestran una posible acción benéfica de los microorganismos eficientes incluidos en la mezcla comercial en las condiciones que se realizó esta investigación. Sin embargo, se debe de considerar que el efecto de su aplicación fue parcial debido a que sólo se pudieron constatar la regulación del pH, disminución de la conversión alimenticia y reducción del tiempo de cosecha, que son algunos de los beneficios que los fabricantes ofrecen. Por otro lado, no se puede excluir los posibles efectos nocivos por la inclusión de bacterias exógenas y su relación entre las bacterias autóctonas no patógenas. Por lo tanto, se requieren estudios adicionales para determinar: 1) la dosis óptima de aplicación, 2) la dosis de emergencia en caso de cambios ambientales, 3) la colonización de los microorganismos eficientes en el tracto digestivo de los camarones, 4) si existe un efecto antagónico y 5) si hay un aumento de la respuesta inmune.

AGRADECIMIENTOS

A Jesús Mercado, Aarón Jarquín y Juan Juárez por su apoyo técnico, a la Fundación Produce Tabasco A. C. por el financiamiento otorgado para la realización de esta investigación a través del proyecto 27-2007-0415. A las personas responsables de la granja productora de camarón Aquatecnologías El Palmar por el apoyo brindado durante el desarrollo de este trabajo en campo.

RESUMEN

Los probióticos han ganado aceptación en la acuicultura para mantener la calidad del agua y aumentar el crecimiento de los organismos. En este estudio se analizó el efecto de una mezcla comercial de microorganismos eficientes (EM)

(*Rhodopseudomonas palustris*, *Lactobacillus plantarum*, *Lactobacillus casei* y *Saccharomyces cerevisiae*) sobre la calidad del agua, sedimento y el crecimiento en un cultivo intensivo de camarón *L. vannamei*. La evaluación consistió en tres tratamientos: i) estanques sin EM (C), ii) estanques con dosis de 4L/ha (EM1) y iii) estanques con dosis de 10L/ha (EM2). Los resultados demostraron menor tiempo de cosecha en los tratamientos EM1 (90d) y EM2 (105d). Los tratamientos EM1 y EM2 mantuvieron significativamente regulados los valores del pH (EM1, 8.03 ± 0.33 ; EM2, 7.77 ± 0.22) y redujeron las concentraciones de nitrato (EM1, 0.64 ± 0.25 mg/L; EM2, 0.39 ± 0.26 mg/L). El tratamiento EM2 presentó la mayor remoción de materia orgánica ($1.77 \pm 0.45\%$). El tratamiento EM1 mejoró la TCE ($2.69 \pm 0.35\%/d$) y FCA (1.46 ± 0.20). Los tratamientos EM1 y EM2 presentaron mayor supervivencia con $61 \pm 8.76\%$ y $60 \pm 10.5\%$, respectivamente. Este estudio demostró el efecto benéfico del uso de la mezcla comercial en los parámetros ambientales y de crecimiento en un cultivo intensivo de *L. vannamei*.

Palabras clave: acuicultura, calidad del agua, crecimiento, *Litopenaeus vannamei*, probióticos

REFERENCIAS

- Ajitha, S., M. Sridhar, N. Sridhar, I. Singh & V. Varghese. 2004. Probiotic Effects of Lactic Acid Bacteria Against *Vibrio Alginolyticus* in *Penaeus (Fenneropenaeus) indicus* (H. Milne Edwards). Asian Fish. Sci. 17: 71-80.
- Alavandi, S.V., K.K. Vijayan, T.C. Santiago, M. Poornima, K.P. Jithendran, S.A. Ali & J.J.S. Rajan. 2004. Evaluation of *Pseudomonas* sp. PM11 and *Vibrio fluviales* PM17 on immune indices of tiger shrimp, *Penaeus monodon*. Fish Shellfish Immunol. 17: 115-120.
- Anónimo. 2008. EMRO, Effective Microorganisms Research Organization. 2008. (Consultado: 22 febrero 2008, http://www.em-la.com/activacion_del_emy1@.php?idioma=1).
- Avnimelech, Y. & G. Ritvo. 2003. Shrimp and fish pond soils: processes and management. Aquaculture 220: 549-567.

- Balcázar, J.L., I. de Blas, I. Ruiz-Zarzuela, D. Cunningham, D. Vendrell & J.L. Múzquiz. 2006. The role of probiotics in aquaculture. *Vet. Microbiol.* 114: 173-186.
- Balcázar, J.L., T. Rojas-Luna & D.P. Cunningham. 2007. Effect of the addition of four potential probiotic strains on the survival of pacific white shrimp (*Litopenaeus vannamei*) following immersion challenge with *Vibrio parahaemolyticus*. *J. Invertebr. Pathol.* 96: 147-50.
- Banerjee, S., H. Khatoon, M. Shariff & F.M. Yusoff. 2010. Enhancement of *Penaeus monodon* shrimp postlarvae growth and survival without water exchange using marine *Bacillus pumilus* and periphytic microalgae. *Fish. Sci.* 76: 481-487.
- Barón-Sevilla, B., L.F. Bückle-Ramírez & M. Hernández-Rodríguez. 2004. Intensive culture of *Litopenaeus vannamei* BOONE 1931, in a recirculating seawater system. *Ciencias Marinas* 30: 179-188.
- Boyd, C.E. & C.S. Tucker. 1998. Pond aquaculture water quality management. Kluwer Academic, Boston, Massachusetts, EEUU.
- Campa-Córdova, A. I., A. Luna-González, J.M. Mazón-Suastegui, G. Aguirre-Guzmán, F. Ascencio & H.A. González-Ocampo. 2011. Efecto de bacterias probióticas en el cultivo larvario del ostión de placer *Crassostrea corteziensis* (Bivalvia: Ostreidae). *Rev. Biol. Trop.* 59: 183-191.
- Çetinkaya-Dönmez, G., A. Öztürk & L. Çakmakci. 1999. Properties of the *Rhodopseudomonas palustris* Strains Isolated From an Alkaline Lake in Turkey. *Turk. J. Biol.* 23: 457-463.
- Chae-Woo, M., C. Yun-Seok & O. Kye-Heon. 2009. Removal of pathogenic bacteria and nitrogens by *Lactobacillus* spp. JK-8 and JK-11. *Aquaculture* 287: 266-270.
- Cuéllar-Anjel, J., C. Lara, V. Morales, A. De Gracia & O. García Suárez. 2010. Manual de buenas prácticas de manejo para el cultivo del camarón blanco *Penaeus vannamei*. OIRSA-OSPESCA. Panamá, Panamá, Panamá.
- Dalmin, G., K. Kathiresan & A. Purushothaman. 2001. Effect of probiotics on bacterial population and health status of shrimp in culture pond ecosystem. *Indian J. Exp. Biol.* 39: 939-942.
- Daniel, W. 2008. Bioestadística: Base para el análisis de las ciencias de la salud. Wiley, México, Distrito Federal, México.

Díaz, F., C. Farfán., E. Sierra & A.D. Re. 2001. Effects of temperature and salinity fluctuation on the ammonium excretion and osmoregulation of juveniles of *Penaeus vannamei*, Boone. Mar. Freshwat. Behav. Physiol. 34: 93-104.

Douillet, P.A. 1998. Bacterial probiotic for water quality and disease control. World Aquaculture Society, Las Vegas, Nevada, EEUU.

Farzanfar, A. 2006. The use of probiotics in shrimp aquaculture. Immunol. Medical Microbiol. 48: 149-158.

Flores-Coto, C., M.L. Espinosa, F. Zavala & L. Sanvicente. 2009. Ictioplancton del sur del Golfo de México. Un compendio. Hidrobiológica 19: 49-76.

Folch-Mallol, J.L., A. Garay-Arroyo, F. Lledías & A. Covarrubias Robles. 2004. La respuesta a estrés en la levadura *Saccharomyces cerevisiae*. Rev. Latinoam. Microbiol. Parasitol. 46: 24-46.

Günther, J. & R. Jiménez-Montealegre. 2004. Efecto del probiótico *Bacillus subtilis* sobre el crecimiento y alimentación de tilapia (*Oreochromis niloticus*) y langostino (*Macrobrachium rosenbergii*) en laboratorio. Rev. Biol. Trop. 52: 937-943.

Gutierrez-Wing, M.T. & R. Malone. 2006. Biological filters in aquaculture: Trends and research directions for freshwater and marine applications. Aquac. Eng. 34: 163-171.

Irianto, A. & B. Austin. 2002. Probiotics in aquaculture. J. Fish. Dis. 25: 633-642.

Ismail, M.M. & W.S. Soliman. 2010. Studies on Probiotic Effects of Lactic Acid Bacteria Against *Vibrio vulnificus* in freshwater Prawn *Macrobrachium rosenbergii*. Am. J. Sci. 6: 781-787.

Jana, B.B. & S. Jana. 2003. The potential and sustainability of aquaculture in India. J. Appl. Aquacult. 13: 283-316.

Kesarcodi-Watson, A., H. Kaspar, M.J. Lategan & L. Gibson. 2008. Probiotics in aquaculture: The need, principles and mechanisms of action and screening processes. Aquaculture 274: 1-14.

Kristensen, E., S.I. Ahmed & A.H. Deval. 1995. Aerobic and anaerobic decomposition of organic matter in marine sediment: which is fastest?. Limnol. Oceanogr. 40: 430-437.

Kumar, M., N.S. Swarnakumar, K. Sivakumar, T. Thangaradjou, L. Kannan. 2008. Probiotics in aquaculture: importance and future perspectives. Indian J. Microbiol. 48: 299-308.

- Kyum, M., K. Choi, C. Yin, K. Lee, I. Wan-Taek, J. Lim & S. Lee. 2004. Odorous swine wastewater treatment by purple non sulfur bacteria, *Rhodopseudomonas palustris*, isolated from eutrophicated ponds. *Biotechnol. lett.* 26: 819-822.
- Ladino-Orjuela, G. & J.A. Rodríguez-Pulido. 2009. Efecto de *Lactobacillus casei*, *Saccharomyces cerevisiae*, *Rhodopseudomona palustris* (microorganismos eficientes em) y melaza en la ganancia en peso de tilapias (*Oreochromis* sp.) en condiciones de laboratorio. *Orinoquia* 13: 31-36.
- McIntosh, R.P., T.M. Samocha, E.R. Jones, A.L. Lawrence, D.A. McKee, S. Horowitz & A. Horowitz. 2000. The effect of a commercial bacterial supplement on the high-density culturing of *Litopenaeus vannamei* with a low-protein diet in an outdoor tank system and no water exchange. *Aquac. Eng.* 21: 215-227.
- Norma Oficial Mexicana (NOM-021-RECNAT-2000). Establece las especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de suelo. *Diario Oficial de la Federación*. 31 diciembre 2002. México, Distrito Federal, México.
- Paéz-Osuna, F. & M.G. Frías-Espericueta. 2001. Toxicidad de los compuestos del nitrógeno en camarones, p. 253-276. *In* F. Paéz-Osuna (Ed). *Camaronicultura y Medio Ambiente*. El Colegio de Sonora, Mazatlán, Sinaloa, México.
- Panwichian, S., D. Kantachote, B. Wittayaweerarak & M. Mallvarapuj. 2010. Isolation of purple nonsulfur bacteria for the removal of heavy metals and sodium from contaminated shrimp ponds. *Electron. J. Biotechnol.* (Consultado: 5 Abril 2011, DOI: 10.2225/vol13-issue4-fulltext-8).
- Qi, Z., X.H. Zhang, N. Boon & P. Bossier. 2009. Probiotic in aquaculture of China- Current state, problems and prospect. *Aquaculture* 290: 15-21.
- Ramírez-Rodríguez, M., F. Arreguín-Sánchez & D. Lluch-Belda. 2006. Efecto de la temperatura superficial y la salinidad en el reclutamiento del camarón rosado *Farfantepenaeus duorarum* (Decapoda: Penaeidae), en la Sonda de Campeche, Golfo de México. *Rev. Biol. Trop.* 54: 1241-1245.
- Rengpipat, S., T. Rueangruklikhit & S. Piyatiratitivorakul. 2008. Evaluations of lactic acid bacteria as probiotics for juvenile seabass *Lates calcarifer*. *Aquac. Res.* 39: 134-143.

- Rosas, C., L. Ocampo, G. Gaxiola, A. Sánchez & L.A. Soto. 1999. Effect of salinity on survival, growth and oxygen consumption of postlarvae (PL10-PL21) of *Penaeus setiferus*. J. Crustc. Biol. 19: 67-75.
- Saad, A.S., M.M. Habashy & K.M. Sharshar. 2009. Growth Response of the Freshwater Prawn, *Macrobrachium rosenbergii* (De Man), to Diets Having Different Levels of Biogen®. World Appl. Sci. J. 6: 550-556.
- Sansawat, A. & M.Thirabunyanon. 2009. Anti-*Aeromonas hydrophila* activity and characterization of novel probiotic strains of *Bacillus subtilis* isolated from the gastrointestinal tract of giant freshwater prawns. J. Sci. Technol. 3: 77-87.
- Shariff, M.F., M. Yusoff, T.N. Devaraja & P.S. Srinivasa Rao. 2001. The effectiveness of a commercial microbial product in poorly prepared tiger shrimp, *Penaeus monodon* (Fabricius), ponds. Aquac. Res. 32: 181-187.
- StatSoft. 2004. STATISTICA. Data analysis software system. Version 7. Tulsa, Oklahoma, EEUU.
- Ter Braak, C.J.F & F.M. Verdonshot. 1995. Canonical correspondence analysis and related multivariate methods in Aquatic Ecology. Aquat. Sci. 57: 255-286.
- Torres-Beristain B. 2005. Organic matter decomposition in simulated aquaculture ponds. Tesis de Doctorado, Universidad de Wageningen, Wageningen, Países bajos.
- Valdez G., F. Díaz, A.D. Re & E. Sierra. 2008. Efecto de la salinidad sobre la fisiología energética del camarón blanco *Litopenaeus vannamei* (Boone). Hidrobiológica 18: 105-115.
- Venkat, H.K., N.P. Shau & K.J. Jain. 2004. Effect on feeding *Lactobacillus*-based probiotics on the gut microflora, growth and survival of postlarvae of *Macrobrachium rosenbergii* (de Man). Aquac. Res. 35: 501-507.
- Verschuere, L., G. Rombaut, P. Sorgeloos & W. Verstraete. 2000. Probiotic bacteria as biological control agents in aquaculture. Microbiol. Mol. Biol. Rev. 64: 655-671.
- Villamil D., L. & M.A. Martínez-Silva. 2009. Probióticos como herramienta biotecnológica en el cultivo de camarón: Reseña Bol. Invemar. 38: 165-187.
- Wang, Y.G., K.L. Lee, M. Najjah, M. Shariff & M.D. Hassan. 2000. A new bacterial white spot syndrome (BWSS) in cultured tiger shrimp *Penaeus monodon* and its comparison with white spot syndrome (WSS) caused by virus. Dis. Aquat. Org. 41: 9-18.

- Zar, J.H. 2010. Biostatistical Analysis. Prentice-Hall. Río Saddle, Nueva Jersey, EEUU.
- Zhang, P., X. Zhang., J. Li & G. Huang. 2006. The effect of body weight, temperature, salinity, pH, light intensity and feeding condition on lethal DO levels of whiteleg shrimp, *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931). *Aquaculture* 256: 579-587.
- Zhou, X., Y. Wang & W. Li. 2009. Effect of probiotic on larvae shrimp (*Penaeus vannamei*) based on water quality, survival rate and digestive enzyme activities. *Aquaculture* 287: 349-353.
- Zokaei, F.H., C. Roos, H. Mohd, S. Azni & S. Shakibazadeh. 2009. Effect of *Bacillus subtilis* on the growth and survival rate of shrimp (*Litopenaeus vannamei*). *Afr. J. Biotechnol.* 8: 3369-3376.

CUADRO 1

Parámetros ambientales de los estanques control y tratamiento durante el cultivo de camarón.

TABLE 1

Environmental parameters in treatment and control ponds during shrimp culture.

Parámetros Agua	C	Tratamiento	
		EM1	EM2
Oxígeno disuelto (mg/L)	4.38±2.05 ^a	5.29±1.37 ^b	5.05±1.18 ^b
Temperatura (°C)	32.4±2.65 ^a	30.5±1.57 ^b	28.9±2.67 ^c
Salinidad (ups)	19.8±4.00 ^a	25.8±3.87 ^b	14.4±7.14 ^c
pH	9.08±0.35 ^a	8.03±0.33 ^b	7.73±0.22 ^c
NO ₃ -N (mg/L)	0.71±0.22 ^a	0.64±0.25 ^a	0.39±0.26 ^b
NAT (mg/L)	0.36±0.18 ^a	0.36±0.22 ^a	0.30±0.15 ^b
Transparencia (cm)	8.79±8.11 ^a	16.3±9.65 ^b	14.7±5.77 ^b
Profundidad (cm)	56.4±19.7 ^a	74.2±17.2 ^b	75.4±16.4 ^b
Sedimento			
pH	7.75±0.33 ^a	7.47±0.41 ^b	7.99±0.36 ^c
Fósforo extraíble (mg/kg)	14.3±5.47 ^a	21.6±7.99 ^b	21.6±8.45 ^b
Nitrógeno total (%)	0.16±0.04 ^a	0.12±0.03 ^a	0.36±0.42 ^b
Materia orgánica (%)	2.64±0.84 ^a	2.01±0.75 ^b	1.77±0.45 ^c
N	3	4	4

Promedios en la misma fila con superíndices diferentes presentan diferencia significativa (p< 0.05).

Promedio±desviación estándar.

C: Control. EM1: Probiótico dosis 4L/ha. EM2: Probiótico dosis 10L/ha.

CUADRO 2
Efecto del probiótico en los parámetros de crecimiento de *L. vannamei*

TABLE 2
Probiotic effects on growth parameters of *L. vannamei*.

Parámetros	Tratamiento		
	C	EM1	EM2
Ganancia en peso (g)	7.68±0.61 ^a	11.7±3.21 ^a	8.05±0.82 ^a
Ganancia en peso (%)	511 989±40 851 ^a	593 031±173 062 ^a	407 322±33 707 ^a
Ganancia diaria en peso (g/d)	0.0001±0.0001 ^b	0.0003±0.0001 ^a	0.0002±0.00002 ^b
TCE (%/d)	1.88±0.25 ^b	2.69±0.35 ^a	1.98±0.10 ^b
FCA	2.13±0.48 ^a	1.46±0.20 ^b	1.72±0.28 ^a
N	3	4	4

Promedios en la misma fila con superíndices diferentes presentan diferencia significativa ($p < 0.05$).

Promedio±desviación estándar

TCE= Tasa de crecimiento específica. FCA= Factor de conversión alimenticia.

C: Control. EM1: Probiótico dosis 4L/ha. EM2: Probiótico dosis 10L/ha.

CUADRO 3

Análisis de correspondencia canónica entre los parámetros de crecimiento (peso y longitud total) y los parámetros ambientales en función de los tratamientos.

TABLE 3

Canonic correspondence analysis between growth parameters (total length and weight) and the environmental parameters.

	Eigenvalores	Inercia (%)	Factor de Reductancia	R canónico (peso, longitud; ambientales)
Primera función canónica	0.97	66.3	0.64	0.99
Segunda función canónica	0.56	47.5	0.26	0.75
Tercera función canónica	0.30	35.4	0.11	0.55

Leyenda de figuras

Fig. 1. Análisis discriminante de los parámetros ambientales que explican la variabilidad de los tratamientos (área de traslape: 95% intervalo de confianza). C: Control. EM1: Probiótico dosis 4L/ha. EM2: Probiótico dosis 10L/ha.

Fig. 1. Discriminant analysis of environmental parameters which explain the treatments variability (overlap area: confidence interval 95%). C: Control. EM1: Doses probiotic 4L/ha. EM2: Doses probiotic 10L/ha.

Fig. 2. Crecimiento en longitud y peso total de *L. vannamei* durante el período de cultivo en los diferentes tratamientos. C: Control. EM1: Probiótico dosis 4L/ha. EM2: Probiótico dosis 10L/ha. Los datos son expresados como promedio±desviación estándar. *Significativamente diferente respecto al control. ** Significativamente diferente respecto al tratamiento EM2.

Fig. 2. Growth in total length and weight of *L. vannamei* during culture period in different treatments. C: Control. EM1: Doses probiotic 4L/ha. EM2: Doses probiotic 10L/ha. Data are expressed as mean±standard deviation. *Significantly different than control ($p < 0.05$). **Significantly different than EM2 treatment.

Fig. 1.

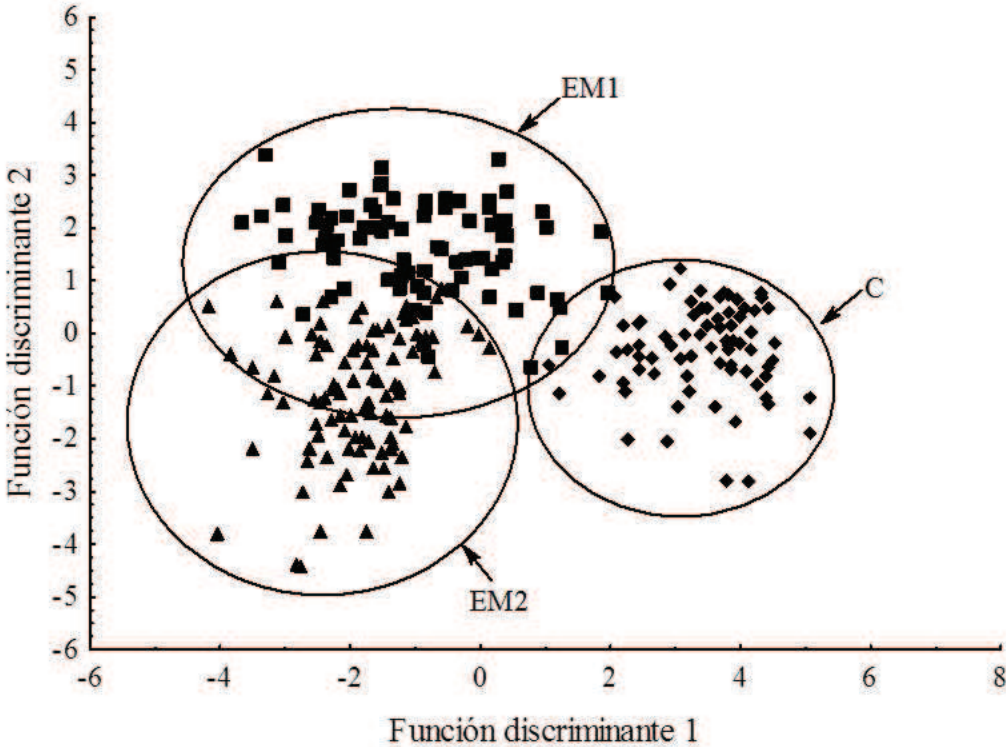
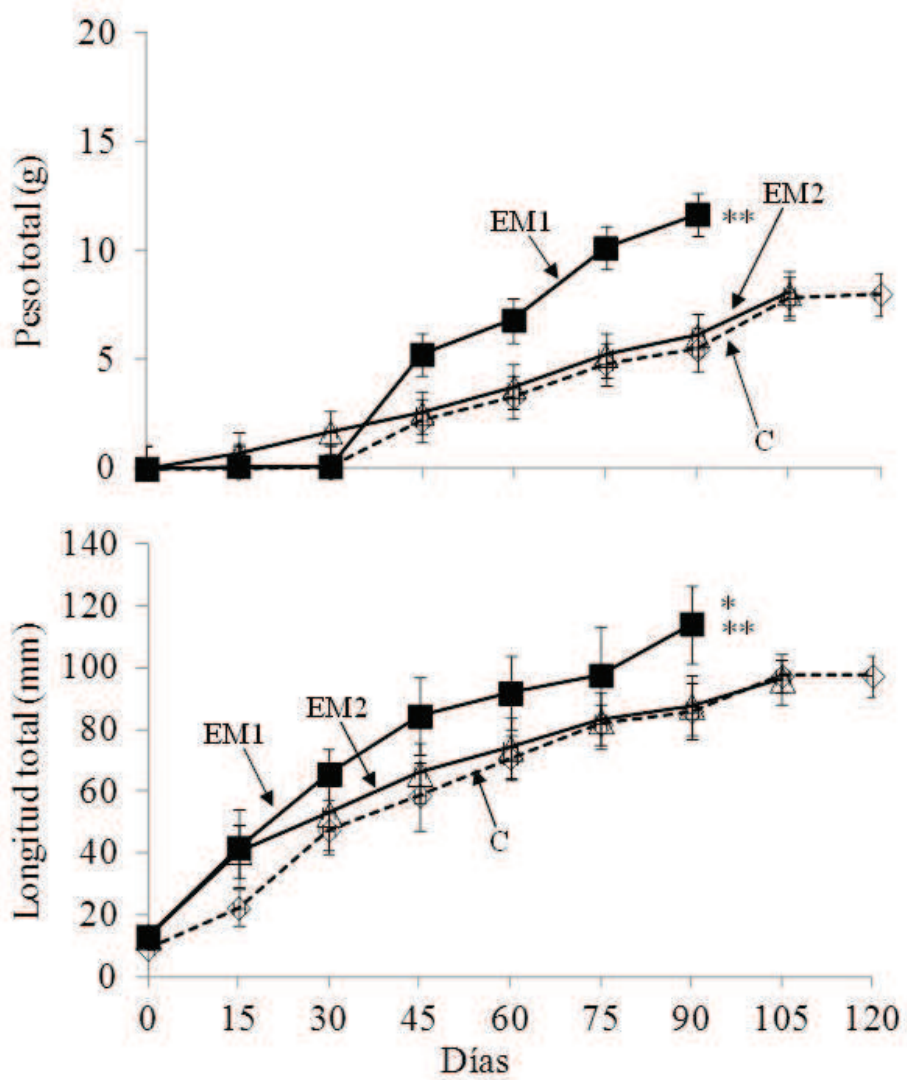


Fig. 2.



Capítulo IV.

Modelación de la dinámica de estanques de cultivo de tilapia

Carolina E Melgar Valdes^{1*}, Everardo Barba Macías¹, Alberto J Sánchez², Cristian
Tovilla Hernández³

^{1*}El Colegio de la Frontera Sur, Unidad Villahermosa. Departamento de Aprovechamiento y Manejo de Recursos Acuáticos. ECOSUR. Tabasco, México.

²Universidad Juárez Autónoma de Tabasco. División Académica de Ciencias Biológicas. UJAT-DacBiol. Tabasco, México.

³El Colegio de la Frontera Sur, Unidad Tapachula. Departamento de Aprovechamiento y Manejo de Recursos Acuáticos. ECOSUR. Tapachula, Chiapas.

Resumen

Debido a la importancia de la producción piscícola, específicamente de la especie tilapia en términos de alimentación e ingresos económicos, se desarrolló un modelo conceptual gráfico con el propósito de representar la dinámica en los estanques de cultivo integrando las condiciones ecológicas y el manejo técnico de la granja. Se identificaron cuatro componentes que regulan el funcionamiento en los estanques: 1) fuentes de energía (solar, pluvial y alimento artificial), 2) variables de estado (agua, suelo y peces), 3) funciones de interacción (procesos y reacciones fisicoquímicos en el agua y sedimento), y 4) ciclo de retroalimentación (procesos de mineralización y reciclamiento de nutrientes). El manejo de la granja implica directamente en mantener un ambiente con las condiciones adecuadas para asegurar el ciclo de cultivo, la producción y rentabilidad. Las variables de estado fueron el componente de mayor importancia, debido a que explicaron la dinámica en un estanque de cultivo durante el tiempo de cosecha. Sin embargo, se enfatizó más en la importancia del manejo en el subcomponente agua debido a que es el medio principal en donde la tilapia crece, se desarrolla y del cual depende su supervivencia. A partir del modelo gráfico, se recomienda realizar dos operaciones simultáneas en el cultivo: la primera es implementar rigurosamente las buenas prácticas de manejo considerando las condiciones locales de las granjas y la segunda usar microorganismos con potencial probiótico para aumentar la supervivencia, reducir el tiempo de cultivo, pero sobretodo, obtener una producción rentable y con las condiciones amigable con el medio ambiente.

Palabras clave: Modelo, Dinámica, Tilapia, Técnicas de manejo, Probióticos.

Introducción

La piscicultura es una actividad que ha ido adquiriendo importancia en la producción de proteína de origen animal de buena calidad (FAO, 2008). Las tilapias son organismos originarios de aguas tropicales de África y han sido introducidas hacia otros países tropicales y subtropicales en todo el mundo. el cultivo comercial de tilapia en Latinoamérica ha crecido enormemente en los

últimos 25 años (FAO 2004). En México se han construido estanquerías con la finalidad de intensificar los sistemas de producción debido a que es una actividad capaz de proporcionar, además de alimento, recursos económicos y empleo (Apún-Molina 2007). Sin embargo, las altas densidades de siembra han ocasionado serios problemas con la calidad del agua, así como la presencia de enfermedades infecciosas (Arredondo y Lozano 2003) reduciendo los volúmenes de producción. Algunos autores han mencionado que con las operaciones técnicas que se realizan en los estanques se ayuda a mejorar este tipo de problemática (Ingle de la Mora *et al.* 2003). En términos ecológicos, existen fuertes interacciones bióticas y abióticas durante todo el ciclo de cultivo, las cuales determinan el crecimiento y la supervivencia de los peces (Martínez-Porchas *et al.* 2009) y que aún no han sido entendidas en su totalidad por los productores y técnicos tendiendo a limitar su capacidad de respuesta frente a diversos escenarios (Martínez 2006).

Por consiguiente, se ha considerado importante la comprensión teórica de los fenómenos implicados en un sistema acuático expresados mediante modelos conceptuales. No obstante, en el mayor de los casos, el grado de complejidad de estos esquemas ha dificultado el entendimiento del mismo y su futura aplicación (Jamu y Piedrahita 2002, Odum y Barrett 2006). En este contexto, se desarrolló un modelo conceptual gráfico para entender la dinámica de los estanques de cultivo de tilapia desde un punto de vista ecológico y de manejo.

Definición del ecosistema acuícola. Los estanques rústicos son excavaciones de tierra que forman un depósito artificial de geometría variable, los cuales se adaptan a las condiciones locales del terreno. El agua es suministrada por gravedad o por bombeo, encontrándose condicionada a las características de la ubicación de la granja, el tiempo de residencia hidráulica varía entre días y semanas, y se encuentra en función del crecimiento de la especie cultivada. La composición del suelo normalmente es de tipo arcilloso, con la finalidad de reducir

la conductividad hidráulica, así como disminuir el exceso de filtración (CNPH 2012).

Construcción del modelo conceptual gráfico. El funcionamiento del ecosistema acuícola se determinó mediante la elaboración de un modelo conceptual gráfico (Figura 1), en el cual se consideraron las relaciones existentes de cuatro componentes ecológicos de organización jerárquica (Mancera *et al.* 2003, Odum y Barrett 2006): 1) fuentes de energía del sistema, 2) variables de estado, 3) funciones de interacción y 4) ciclo de retroalimentación. Asimismo, se incluyeron tres factores que influyen en la dinámica de estos componentes y en el manejo idóneo para estos ambientes acuáticos (Xu *et al.* 2004): 1) fisicoquímicos, 2) biológicos y 3) de intervención humana.

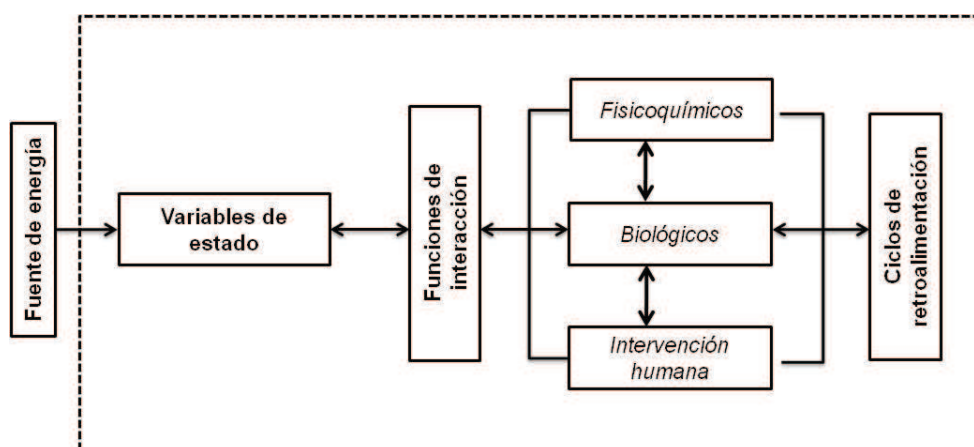


Figura 1. Modelo conceptual de la dinámica acuícola en los estanques de cultivo tilapia (línea discontinua significa el estanque).

Descripción del modelo gráfico. Cada uno de los componentes ecológicos y los factores asociados a su dinámica, pueden cumplir con una o varias funciones determinantes en el ciclo de cultivo, las cuales se describen a continuación.

Fuente de energía. Las entradas de energía en el sistema son subsidiadas principalmente, por la energía solar y el alimento balanceado, que en conjunto propician el movimiento y la transferencia de energía. La energía calorífica incide directamente sobre la productividad primaria (cianobacterias, clorofíceas, dinoflagelados y diatomeas) en los sistemas acuícolas (Martínez-Córdova 2004). Mientras que, el alimento balanceado contiene proporciones variables de proteínas, carbohidratos, fibra, calcio, fósforo, vitaminas y aminoácidos (Alonso-Rodríguez *et al*, 2004), que varían de acuerdo a la etapa de crecimiento de la tilapia durante el ciclo de cultivo. Otro suministro de energía al sistema aunque en menor proporción, es la precipitación que a través de iones calcio, sodio, cloro y sulfito son utilizados en otros procesos de generación de compuestos (Monserate 2010).

Variables de estado. La energía suministrada por vía natural o artificial influye directamente sobre el funcionamiento general del propio sistema. En los estanques de cultivo se distinguen tres subcomponentes: 1) agua, 2) suelo y 3) organismo cultivado (peces).

Subcomponente agua. El agua es el medio en donde los organismos acuáticos, se desarrollan y crecen, la calidad de este recurso es indispensable para la supervivencia (Boyd 2000). Sin embargo, los estanques rústicos son sistemas que se les ha considerado como ambientes eutróficos o ricos en materia orgánica, lo cual se hace necesario la actividad operacional diaria para mantener las condiciones adecuadas de los parámetros fisicoquímicos que favorezcan la salud de las tilapias (Martínez 2006).

Subcomponente sedimento. El sedimento es una trampa de nutrientes y provee sustrato y alimento a la microbiota en los sistemas con poca profundidad (Golterman 2004). En los estanques de cultivo, los sedimentos concentran altos niveles de nutrientes provenientes del alimento no consumido, residuos de

excretas, restos de animales muertos y el detrito (Torres-Beristain *et al.* 2006). La acumulación constante de estos materiales orgánicos contribuye en la formación de una fase sedimentaria que representa un problema para la calidad del agua de estos ambientes (Arredondo y Ponce 1998).

Subcomponente organismo cultivado. Las tilapias representan el subcomponente organismo cultivado; estos participan de manera activa en el ecosistema acuícola, son susceptibles de las operaciones técnicas que se realizan diariamente y en función de estas, responden en sus procesos bioquímicos, lo cual finalmente, incide de manera importante en el crecimiento, supervivencia y por lo tanto, en la producción (Ingle de la Mora *et al.* 2003). Aunque existen estudios que han mencionado que estos peces son robustos, de baja demanda respiratoria y gran resistencia a temperaturas altas (Northcott 1992).

Funciones de interacción. Este componente es el resultado de las relaciones que guardan las fuentes de energía y las variables de estado, determinadas por las vías de flujo (transferencia de energía), las cuales a su vez, inciden en la modificación de los factores fisicoquímicos, biológicos y en el manejo técnico de los estanques. A continuación se describen la implicación de cada uno de estos factores en el cultivo de tilapia.

Factores fisicoquímicos. En el Cuadro 1 se especifican una serie de procesos y reacciones químicas y biológicas, las cuales influyen en los cambios de los parámetros fisicoquímicos del agua (Boyd 1995). Las condiciones y parámetros de cultivo de tilapia se presentan en el Cuadro 2. Aunque en la práctica se ha encontrado que en las granjas de tilapia, los técnicos determinan sólo pero con mayor frecuencia tres parámetros fisicoquímicos en el agua (temperatura, oxígeno disuelto y pH), debido a que han sido: las mejores referencias de los procesos dinámicos que ocurren en el estanque. Sin embargo, se debe de realizar periódicamente análisis de metales pesados, plaguicidas y

microorganismos en el agua, debido a que los peces son para el consumo humano. Muchos parámetros del agua pueden estar en desequilibrio y ocasionar problemas en los organismos acuáticos, aunque algunos son fáciles de identificar rápidamente como: boqueo, barbeo, inapetencia, podredumbre de las aletas y hongos en la piel (Cantor 2007).

Por otro lado, no existen variables de referencia en acuicultura para determinar la calidad del sedimento; no obstante, Krebs (2003) propuso el potencial de óxido-reducción (redox) como indicador. Los valores positivos se han relacionado con un ambiente aeróbico, el cual es adecuado para el desarrollo de la tilapia, mientras que los valores negativos han indicado condiciones de reducción relacionándose con un ambiente anaerobio.

Cuadro 1. Procesos y reacciones que intervienen en la calidad del agua (Boyd 1995).

Fenómeno	Respuesta
<i>Reacciones</i>	
Disolución	$\text{CaCO}_3 + \text{CO}_2 + \text{H}_2\text{O} = \text{Ca}^{2+} + 2\text{HCO}_3^-$
Precipitación	$\text{Al}^{3+} + \text{H}_2\text{PO}_4^- + 2\text{H}_2\text{O} = \text{Al}(\text{OH})_3 + \text{H}_2\text{PO}_4^- + 2\text{H}^+$
Hidrólisis	$\text{Al}^{3+} + 3\text{H}_2\text{O} = \text{Al}(\text{OH})_3 + 3\text{H}^+$
Neutralización	$\text{HCO}_3^- + \text{H}^+ = \text{H}_2\text{O} + \text{CO}_2$
Oxidación	$\text{NH}_4^+ + 2\text{O}_2 = \text{NO}_3^- + 2\text{H}^+ + \text{H}_2\text{O}$
Reducción	$\text{SO}_4^{2-} + 4\text{H}_2 = \text{S}^{2-} + 4\text{H}_2\text{O}$
Formación de complejos	$\text{Cu}^{2+} + \text{CO}_3^{2-} = \text{CuCO}_3^0$
Adsorción	Adsorción de fósforo en los coloides del suelo
Intercambio catiónico	$\text{K}(\text{suelo}) = \text{K}^+(\text{agua})$
Hidratación	$\text{Al}_2\text{O}_3 + 3\text{H}_2\text{O} = \text{Al}_2\text{O}_3 \cdot 3\text{H}_2\text{O}$
<i>Procesos</i>	
Sedimentación	Partículas del suelo que por escorrentía o gravedad se depositan en el fondo del estanque
Descomposición	Degradación de la materia orgánica del suelo por acción de microorganismos: $\text{CH}_2\text{O} + \text{O}_2 \rightarrow \text{CO}_2 + \text{H}_2\text{O}$
Fotosíntesis	Algas bénticas producen materia orgánica y libera oxígeno: $6\text{CO}_2 + 6\text{H}_2\text{O} \rightarrow \text{C}_6\text{H}_{12}\text{O}_6 + 6\text{O}_2$
Difusión	El oxígeno se difunde en la parte inferior del suelo proveniente del agua superficial
Filtración	Agua con sustancias disueltas que se filtra dentro del suelo del estanque
Erosión	Corrientes de agua dentro del estanque que erosionan el suelo
Suspensión	Materia particulada erosionada desde el fondo del estanque, la cual es suspendida en el agua del estanque

Factores biológicos. Un estanque acuícola presenta pocos niveles representados por los microorganismos, el fitoplancton y zooplancton, así como por los organismos cultivados (Martínez 2006, Sinistro 2009). Los microorganismos representan un papel importante en la disponibilidad de los nutrientes y en el flujo

del carbono detrítico debido a la transformación que estos realizan sobre la materia orgánica tanto particulada (MOP) como disuelta (MOD). Sin embargo, la MOD es la fracción principalmente utilizada por los microorganismos debido a su pequeño tamaño y de esta forma constituyen la base de la cadena alimenticia (Figura 2) (Álvarez 2005). En este sentido, la descomposición microbiana puede convertir una fracción de la MOD a MOP y así, liberar y regenerar diferentes tipos de nutrientes (mineralización) y dióxido de carbono en el medio. Subsecuentemente, el fitoplancton transforma la radiación solar en energía química, además de realizar la fijación de los productos liberados en el ambiente por la descomposición microbiana, los cuales a través de su proceso fotosintético aportan oxígeno disuelto al agua y con la formación de nuevos individuos son alimento potencial para el zooplancton. La acumulación de la materia orgánica es constante durante todo el ciclo de cultivo, sin embargo, se acumula hacia el final del ciclo debido al crecimiento de los organismos cultivados. El material generado como alimento no consumido, autólisis de células dañadas y de organismos muertos, excreción o secreción de los animales, pérdidas de las células dañadas que ocurren durante la alimentación de los animales, entre otros, se precipitan al fondo del estanque, donde las bacterias comienzan el ciclo nuevamente con la descomposición (Martínez 2006).

Factores de intervención humana. Existen protocolos generales de manejo en las granjas de tilapia que indican el procedimiento que se debe seguir durante todo el ciclo de cultivo. Las principales operaciones que intervienen directamente en la dinámica ecológica del estanque son el vaciado, secado-encalado, densidad de siembra, alimentación y recambio de agua (Martínez 2006, Cantor 2007). En la preparación de los estanques de tierra son vaciados y secados hasta que el suelo desarrolle cuarteaduras de aproximadamente 5 a 10 cm de profundidad. Posteriormente, se aplica hidróxido de calcio (cal) en polvo para neutralizar la acidez del suelo causada por la acumulación, y descomposición de la materia orgánica, para inhibir la actividad microbiana patógena (Sonnenholzner y Boyd

2000). Normalmente, el estanque es llenado hasta la mitad con agua, dejando estabilizar el sistema durante una semana. La densidad de siembra es inherente del tipo del sistema de cultivo, es decir, extensivo, semi-intensivo e intensivo (Cantor 2007, CNPH 2012), pero también depende de la calidad del agua,

Cuadro 2. Intervalos recomendados en los parámetros de calidad del agua para el cultivo de tilapia (Cantor 2007).

Parámetros	Intervalos recomendados
Temperatura (°C)	24 a 28
Oxígeno disuelto (mg/l)	5 a 10
Dióxido de carbono (mg/l)	0 a 2.0
pH	6.5 a 9
Alcalinidad total (CaCO ₃) (mg/l)	10 a 500
Amonio total (mg/l)	< 2
Amonio no ionizado (NH ₃) (mg/l)	0 a 0.05
Nitrito (NO ₂ ⁻) (mg/l)	0 a 0.1
Sulfuro de hidrógeno (H ₂ S) (mg/l)	0 a 0.003
Fósforo soluble (mg/l)	0 a 10
Gas metano (CH ₄) (mg/l)	0 a 0.15
Turbidez (Disco Secchi) (cm)	30 a 40
Sólidos disueltos (mg/l)	0 a 30
Fierro total (mg/l)	0 a 0.015
Cloro (mg/l)	0 a 0.003
Cadmio en aguas duras (mg/l)	0 a 0.003
Cobre en aguas duras (mg/l)	0 a 0.03
Calcio (mg/l)	5 a 160
Cromo (mg/l)	0 a 0.03
Plomo (mg/l)	0 a 0.03
Magnesio (Mg) (mg/l)	0 a 36
Manganeso (Mn) (mg/l)	0 a 0.01
Mercurio (Hg) (mg/l)	0 a 0.0002
Zinc (Zn) (mg/l)	0 a 0.05

experiencia del personal y capacidad técnica general de la granja.

Finalmente, el recambio de agua de los estanques tiene como objetivo reducir la carga orgánica, compuestos nitrogenados, producción natural de los estanques de cultivo, así como para reponer el agua perdida por evaporación (Cantor 2007). En un sistema semi-intensivo varía entre el 30-40% de recambio de agua al día, mientras que el intensivo requiere hasta un 700% diario, es por esta razón, que en densidades muy elevadas se intensifica la aireación.

Ciclos de retroalimentación. Los ciclos de retroalimentación son características o propiedades importantes en la dinámica del estanque debido a que representan mecanismos internos de control (Odum y Barrett 2006). Dichos mecanismos se encuentran vinculados con las interacciones que convergen en la transferencia del flujo de energía (unidireccional) y nutrientes (ciclos biogeoquímicos), los cuales influyen en el crecimiento de las tilapias. Por lo tanto, las condiciones adecuadas del cultivo promueven una retroalimentación positiva, sin embargo, si alguna de estas características alteran la estabilidad del sistema debido a la modificación de los procesos y reacciones (Cuadro 1) que afectan principalmente a la calidad del agua, se pierde la capacidad de resiliencia del mismo existiendo una retroalimentación negativa.

Conclusiones y consideraciones finales

La dinámica de los sistemas acuícolas son ambientes difíciles de proyectar en modelos simples que intentan simular un ecosistema en un mundo real. De acuerdo a la integración de los principios de organización jerárquica aplicados a un sistema de cultivo de tilapia se proponen dos operaciones simultáneas como medidas de control para las interacciones relacionadas con el subcomponente agua y sus efectos en el crecimiento del organismo. En la primera operación se propone el establecimiento riguroso de las buenas prácticas de manejo (BMP), que son procedimientos basados en la experiencia de la actividad acuícola para asegurar que las operaciones realizadas en la granja productora sean benéfica para el productor, la sociedad y el ambiente. Estos procesos se relacionan con los

parámetros fisicoquímicos, condiciones sanitarias y de inocuidad alimentaria (CNPH 2012). En la segunda operación se sugiere el uso de probióticos, es decir, el uso de diferentes tipos de microorganismos ya sea en forma individual o en consorcio, con los cuales se ha demostrado que a través de sus diferentes mecanismos de acción regulan el pH del medio, remueven compuestos nitrogenados, mejoran la tasa de conversión alimenticia y aumentan la supervivencia (Jana y Jana 2003, Kesarcodi-Watson 2008). La implementación de estas medidas contribuirá en la regulación de la dinámica del propio estanque, en mayor asimilación del alimento ingerido y en una actividad acuícola sustentable.

Bibliografía

- Alonso-Rodríguez R, Páez-Osuna F, Garate-Lizárraga I. 2004. El fitoplancton en la camaronicultura y larvicultura: Importancia de un buen manejo. Mazatlán, México: Instituto de Ciencias del Mar y Limnología.
- Álvarez S. 2005. La descomposición de materia orgánica en humedales: la importancia del componente microbiano. *Ecosistemas* 14: 17-29.
- Apún-Molina JP. 2007. Efecto de bacterias con potencial probiótico en el crecimiento y supervivencia de la tilapia *Oreochromis niloticus* (Linneaus 1758), cultivada en el laboratorio". Tesis de Maestría. Instituto Politécnico Nacional. Guasave, Sinaloa.
- Arredondo JL, Lozano SD. 2003. La acuicultura en México. Universidad Autónoma Metropolitana. México, D.F.
- Arredondo JL, Ponce JT. 1998. Calidad del Agua en Acuicultura. Conceptos y aplicaciones. México: AGT editor S.A.
- Boyd CE. 2000. Water quality: an introduction. Boston, USA: Kluwer Academic Publishers.
- Cantor F. 2007. Manual de producción de tilapia. Secretaría de Desarrollo Rural del Estado de Puebla. Puebla, Puebla.
- CNPH, Centro Nacional de Producción Más Limpia de Honduras. 2012. Guía de Buenas Prácticas Ambientales para el cultivo de tilapia [Accesado Mayo 1

- de 2012]. URL Disponible en:
<http://www.mirahonduras.org/cafta/gbpa/GBPA%20Tilapia.pdf>.
- FAO. Food and Agriculture Organization of the United Nations. 2008. El estado mundial de la pesca y la acuicultura 2008. Italia. 2008.
- FAO. Food and Agriculture Organization of the United Nations. 2004. Estado de la Pesca Mundial y la Acuicultura 2004. Roma, Italia.
- Golterman HL. 2004. The Chemistry of Phosphate and Nitrogen Compounds in Sediments. Dordrecht, The Netherlands: Kluwer Academic Publishers.
- Ingle de la Mora G, Villareal-Delgado EL, Arredondo-Figueroa JL, Ponce-Palafox JT, Barriga-Sosa IA. 2003. Evaluación de algunos parámetros de calidad del agua en un sistema cerrado de recirculación para la acuicultura, sometido a diferentes cargas de biomasa de peces. *Hidrobiológica*: 13: 247-253.
- Ingram BA. 1997. Hawking JH, Shiel RJ. *Aquatic Life in Freshwater Ponds; A guide to the identification and ecology of life in aquaculture ponds and farm dams in South-Eastern Australia*. Albury, Australia: Co-operative Research Centre for Freshwater Ecology.
- Jamu DM, Piedrahita RH. 2002. An organic matter and nitrogen dynamics model for the ecological analysis of integrated aquaculture/agriculture systems: II. Model evaluation and application. *Environ Model Softw* 17: 583-592.
- Jana BB, Jana S. 2003. The potential and sustainability of aquaculture in India. *J Appl Aquac* 13: 283-316.
- Kesarcodi-Watson A, Kaspar H, Lategan MJ, Gibson L. 2008. Probiotics in aquaculture: The need, principles and mechanisms of action and screening processes. *Aquaculture* 274: 1-14.
- Krebs L. Respiración del suelo como herramienta para evaluar calidad de fondos en acuicultura. I. Desarrollo de un protocolo estándar para medir dióxido de carbono [Tesis de Maestría]. Guayaquil, Ecuador: Escuela Superior Politécnica del Litoral; 2003.

- Mancera J, Peña E, Giraldo R, Santos A. 2003. Introducción a la modelación ecológica. Principios y aplicaciones. San Andrés, Colombia: Cargraphics S.A.
- Martínez LR. 2006. Ecología de los sistemas acuáticos. México: AGT Editor S.A.
- Martínez-Córdova LR, Campaña-Torres A, Martínez-Porchas M. 2004. Manejo de la Productividad Natural en el Cultivo del Camarón. En: Cruz Suárez LE, Ricque MD, Nieto MG, Villarreal D, Scholz U, González M editores. Avances en Nutrición Acuícola VII. Memorias del VII Simposium Internacional de Nutrición Acuícola. Sonora. 671-694.
- Martínez-Porchas M, Martínez LR, Ramos-Enríquez R. 2009. Dinámica del crecimiento de peces y crustáceos. Rev Electrón Vet 2009; 10: 1-16. Disponible: <http://www.veterinaria.org/revistas/redvet/n101009/100915.pdf>. Consultado 15 abril, 2010.
- Monserate ME. 2010. Efecto de diferentes regímenes de fertilización sobre la relación fitoplancton-bacterioplancton en mesocosmos. Tesis de Maestría. Escuela Superior Politécnica del Litoral. Guayaquil, Ecuador.
- Northcott MM, Beveridge CM, Ross LG. 1992. A laboratory investigation of the filtration and ingestion rates of the tilapia, *Oreochromis niloticus*, feeding on two species of blue green algae. Environment Biol Fish 31: 75-85.
- Odum EP, Barrett GW. 2006. Fundamentos de Ecología. 5ª Ed. México: Thompson International.
- Sinistro R. 2009. Top-down and bottom-up regulation of planktonic communities in a warm temperate wetland. J Plankton Res 32: 209-220.
- Sonnenholzner S, Boyd CE. 2000. Managing the accumulation of organic matter deposited on the bottom of shrimp ponds-do chemical and biological probiotics really work. J World Aqua Soc 31: 24-28.
- Torres-Beristain B, Verdegem M, Kerepeczki E, Verreth J. 2006. Decomposition of high protein aquaculture feed under variable oxic conditions. Water Res 40: 1341-50.

Xu FL, Lam KC, Zhao ZY, Chen Y, Tao S. 2004. Marine coastal ecosystem health assessment: a case study of the Tolo Harbour, Hong Kong, China. *Ecol Model* 173: 355-370.

Capítulo V.

Efecto de microorganismos eficientes en el crecimiento de la tilapia *Oreochromis niloticus* en cultivo semi-intensivo

Effect of efficient microorganisms in growth of tilapia *Oreochromis niloticus* in semi-intensive culture

Carolina Melgar V,^{1*} M.Sc, Everardo Barba M,¹ Ph.D, Carlos Álvarez G,² Ph. D, Alberto J. Sánchez,³ Ph.D, Cristian Tovilla H,⁴ Ph.D.

^{*1}El Colegio de la Frontera Sur, Unidad Villahermosa, Depto. de Aprovechamiento y Manejo de Recursos Acuáticos. Carretera Villahermosa-Reforma km. 15.5, Ranchería Guineo 2ª sección C.P. 86280 Villahermosa, Tabasco, México.

*Correspondencia: cemv81@gmail.com

²Universidad Juárez Autónoma de Tabasco, División Académica de Ciencias Biológicas, Laboratorio de Acuicultura Tropical, Carretera Villahermosa-Cárdenas km. 0.5 S/N, C.P. 86039, Villahermosa, Tabasco, México.

³Universidad Juárez Autónoma de Tabasco, División Académica de Ciencias Biológicas, Laboratorio de Hidrobiología, Carretera Villahermosa-Cárdenas km. 0.5 S/N, C.P. 86039, Villahermosa, Tabasco, México.

⁴El Colegio de la Frontera Sur, Unidad Tapachula, Depto. de Aprovechamiento y Manejo de Recursos Acuáticos. Carretera Antiguo Aeropuerto km. 2.5, C.P. 30700, Tapachula, Chiapas, México.

³Versión adaptada del artículo sometido para su publicación: Melgar, C., E. Barba Macías., C. A. Álvarez-González A. Sánchez y C. Tovilla. 2012. **Efecto de microorganismos eficientes en la calidad del agua y el crecimiento de la tilapia *Oreochromis niloticus* en cultivo semi-intensivo**, en la Revista MVZ Córdoba de la Universidad de Córdoba. Indizada en ISI web of Science. (En revisión).

Resumen

Objetivo. Analizar el efecto de una mezcla comercial de microorganismos con potencial probiótico en el crecimiento de la tilapia *Oreochromis niloticus* en un sistema semi-intensivo en Tabasco, México. **Materiales y métodos.** Se utilizó una mezcla de microorganismos eficientes (EM[®], *Rhodopseudomonas palustris*, *Lactobacillus plantarum*, *Lactobacillus casei* y *Saccharomyces cerevisiae*), los cuales fueron inoculados en un sustrato de melaza comercial y agua para su activación durante siete días a una temperatura entre 36.5 y 37 °C. El experimento se llevó a cabo en estanques en cultivo semi-intensivo. Las dosis se adicionaron semanalmente y después de cada recambio de agua, de la siguiente manera: tratamiento 1 estanques sin dosificación de EM[®] (C, control), tratamiento 2 (EM1, dosis recomendada), estanques adicionados con una dosis de 4l/ha y tratamiento 3 (EM2, dosis máxima), estanques adicionados con dosis de 10l/ha. Cada tratamiento se realizó por triplicado. Se determinaron los parámetros de crecimiento en las tilapias y las variables ambientales en el agua y sedimento. A los datos obtenidos se les aplicó un análisis de varianza y múltiple discriminante. **Resultados.** Se encontró que con el EM2 mejoró la calidad del agua del cultivo y redujo significativamente ($p < 0.05$) el porcentaje de la materia orgánica en el sedimento. Los tratamientos EM1 y EM2 incrementaron significativamente ($p < 0.05$) el porcentaje de supervivencia con 73% y 79% comparada con control. **Conclusiones.** Los tratamientos con EM[®] mantuvieron significativamente la calidad del agua e incrementaron la supervivencia de la tilapia *O. niloticus*, pero no causaron un efecto significativo en el crecimiento al final del ciclo de cultivo.

Palabras clave: *Oreochromis niloticus*, calidad del agua, microorganismos eficientes, crecimiento, probiótico.

Abstract

Objective. To analyze the effect of a commercial mixture of probiotic microorganisms with potential water quality and growth of *Oreochromis niloticus* fingerlings in a semi-intensive system in Tabasco, Mexico. **Materials and**

methods. We used a commercial probiotic, which contains three types of efficient microorganisms (EM) dormant (*Rhodopseudomonas palustris*, *Lactobacillus plantarum*, *Lactobacillus casei* and *Saccharomyces cerevisiae*). The microorganisms were inoculated in a substrate based on commercial molasses and water for activation, maintaining fermentation during seven days at a temperature between 36.5 and 37°C. The experiment was carried out in ponds in semi-intensive system. The product was added weekly and after replacement of water as follows: Treatment 1 (C), no dosing of the probiotic Estaques commercial (control), Treatment 2 (EM1), ponds added with a dose and treatment 4l/ha 3 (EM2), ponds 10l/ha added with dose. Each treatment was performed in triplicate. Growth parameters were determined in tilapia and environmental water and sediment. The data obtained were applied an analysis of variance and multiple discriminant. **Results.** It was found that with the improved EM2 crop water quality and significantly ($p < 0.05$) the percentage of organic matter in the sludge. EM1 and EM2 treatments increased significantly ($p < 0.05$) the survival rate with 73% and 79% compared to control. **Conclusions.** The results demonstrate that water quality in growing *O. niloticus* and increases survival

Key words: *Oreochromis niloticus*, water quality, efficient microorganisms, growth, probiotic.

INTRODUCCIÓN

La acuicultura se ha convertido en una importante actividad económica en muchos países. Sin embargo, la intensificación de los sistemas de producción ha propiciado que los organismos acuáticos sean expuestos en condiciones de estrés, debido a las densidades de ocupación más elevadas y a los altos insumos de alimentos y fertilizantes, lo cual ha ocasionado serios problemas relacionados con la aparición de enfermedades y el deterioro de su ambiente, dando como resultado enormes pérdidas económicas (1,2).

Durante mucho tiempo, se han aplicado antibióticos y quimioterapéuticos para prevenir y curar diferentes tipos de enfermedades en cultivos de peces (3). No obstante, el abuso de estos agentes antimicrobianos de amplio espectro ha dado lugar a diferentes problemas como: la resistencia de los agentes patógenos, alteraciones hormonales en los peces y efectos negativos (intoxicación, cáncer) en la salud del consumidor (2,4).

La implementación de tecnologías limpias, como es el uso de los probióticos en la acuicultura ha sido reconocida como una terapia alternativa para el manejo y control de la salud en los peces (5). Los probióticos se han definido como “microorganismos vivos los cuales tienen un efecto benéfico sobre el huésped al modificar la comunidad microbiana del ambiente o asociada al huésped, haciendo mejor el uso del alimento o mejorando su valor nutricional, así mismo estimulando la respuesta a las enfermedades o mejorando la calidad de su ambiente (6).

La adición de probióticos en el cultivo de peces ha producido beneficios como: el incremento de los valores nutricionales (1,4), mejoramiento de la respuesta inmune (2,5,7), aumento de la supervivencia (9,10), inhibición de bacterias patógenas (11,12) y el mejoramiento de la calidad del agua (13,14,15). Sin embargo, la mayoría de las investigaciones con probióticos en peces han sido realizadas en condiciones de laboratorio, por lo cual, la eficacia de su uso en escalas industriales ha sido severamente cuestionada (16,17).

Una de las especies dulceacuícolas con mayor éxito en la piscicultura es la tilapia *Oreochromis niloticus*, debido a su capacidad de adaptación a diferentes ambientes de producción y a su alto nivel de aceptación en el mercado nacional e internacional (18), sin embargo, la presencia de enfermedades y la deficiente calidad del agua han ocasionado para los productores de esta especie pérdidas económicas considerables. En este contexto, el presente trabajo analizó el efecto de una mezcla comercial de microorganismos eficientes (EM[®]) con potencial

probiótico en la calidad del agua y sedimento, así como en el crecimiento y la supervivencia de la tilapia *O. niloticus* en un sistema semi-intensivo ubicado en el trópico húmedo.

MATERIALES Y MÉTODOS

Obtención y cultivo de microorganismos. Se utilizó un probiótico comercial (Tecnología EMTM, Japón), el cual se encuentra distribuido en la mayor parte del mundo. El producto contiene tres tipos de microorganismos eficientes (EM) en estado de latencia: bacterias fotosintéticas (*Rhodopseudomonas palustris* con 2×10^3 UFC/ml), bacterias lácticas (*Lactobacillus plantarum* y *Lactobacillus casei* con 5×10^4 UFC/ml, respectivamente) y levaduras (*Saccharomyces cerevisiae* con 4×10^3 UFC/ml). Los microorganismos fueron inoculados en un sustrato a base de melaza comercial y agua para su activación, manteniéndose en fermentación durante siete días a una temperatura entre 36.5 y 37 °C según la metodología sugerida por los fabricantes (19).

Granja productora de tilapia. El estudio se realizó en una granja comercial de cultivo semi-intensivo ubicada en el municipio de Centro, Tabasco, México (92°49'40" W, 17°57'34" N). La condición climatológica que predomina en la zona es de tipo cálido húmedo con abundantes lluvias en verano (mayo-agosto) y un período de estiaje (febrero-abril). El trabajo en campo inició en el mes de febrero y concluyó en agosto del 2008. El experimento se realizó en estanques de tierra de 0.25 ha, considerándose un ciclo de cultivo de 180 días. Los alevines se obtuvieron de un laboratorio certificado provenientes de un mismo lote de reproductores y con tallas homogéneas. El proceso de siembra fue simultáneo con una densidad de 8 alevines/m². El manejo del sistema de cultivo se siguió conforme al programa operacional de los técnicos de la granja.

Evaluación del probiótico en el cultivo de tilapia. El diseño experimental consistió en el suministro de diferentes dosis de la mezcla comercial con potencial probiótico adicionada en el agua durante el ciclo de cultivo. El producto se

adicionó semanalmente y después del recambio de agua, de la siguiente manera: tratamiento 1 (C), estanques sin dosificación del producto (control), tratamiento 2 (EM1), estanques adicionados con una dosis de 4l/ha y tratamiento 3 (EM2), estanques adicionados con dosis de 10l/ha. Cada tratamiento se realizó por triplicado. La alimentación de los alevines se realizó desde la etapa de siembra hasta la talla de comercialización (180 días) en base al programa de alimentación para tilapia gris (El Pedregal Silver Cup, México). La tasa de alimentación fue ajustada semanalmente por los técnicos de las granjas de acuerdo a las estimaciones del incremento en peso corporal y tasa de supervivencia.

Medición de los parámetros ambientales. La calidad del agua fue monitoreada cada dos semanas durante el día, entre las 7:00 y 9:00 am. Los parámetros medidos fueron pH, temperatura, oxígeno disuelto y salinidad con un equipo Hanna HI 95928 (EE.UU) a una profundidad de 50 cm. Las concentraciones de nitrógeno amoniacal total (NAT) y nitrato ($\text{NO}_3\text{-N}$) fueron estimadas con un medidor de amonio, Hanna HI 9828 (EE.UU). La transparencia y la profundidad del agua se midieron *in situ* con el disco de Secchi. Al mismo tiempo, el sedimento se recolectó a 15 cm de profundidad con un nucleador de PVC (14). Posteriormente, las muestras fueron trasladadas al laboratorio donde se determinaron las variables de pH, materia orgánica, nitrógeno total y fósforo extraíble (20).

Medición de los parámetros de crecimiento. Cada 30 días durante el ciclo de cultivo se capturaron aleatoriamente 50 alevines, a los cuales se les midió el peso (g) con una balanza electrónica (± 5 g) y la longitud total (cm) con un ictiómetro (± 1 mm). Después de obtener los datos biométricos, los peces fueron devueltos al estanque. La muestra total de peces pesados y medidos fue de 3,150 [organismos medidos x número de replicas por tratamiento x (días de cultivo/ frecuencia de medición)]. Al finalizar el tiempo de cultivo se estimó: la ganancia en peso (g/tilapia), ganancia en peso (%), peso diario ganado (g/día), tasa de crecimiento específica (TCE, %/día) y la supervivencia (%) (21).

A los parámetros de calidad del agua, de crecimiento y supervivencia de las tilapias se les aplicó un análisis de varianza (ANDEVA) de una vía. Los valores de $p < 0.05$ fueron considerados significativamente diferentes. Cuando mostraron diferencias significativas entre las medias de los tratamientos, se utilizó un análisis *a posteriori* y la prueba de Tukey (HSD) para identificar la naturaleza de estas diferencias ($p < 0.05$) (22). Para determinar si los tratamientos tienen relación con los parámetros ambientales se aplicó un Análisis Múltiple Discriminante (AMD) (23). Todos los análisis estadísticos se realizaron con el paquete STATISTICA versión 7.0 para Windows (25).

RESULTADOS

Parámetros ambientales en el cultivo de tilapia. En la columna de agua se estimaron diferencias significativas ($F = 33.38$, $p < 0.05$) entre los tratamientos y seis de los siete parámetros ambientales (Tabla 1). La menor concentración de oxígeno disuelto se determinó en el tratamiento C (4.63 ± 2.84 mg/l); sin embargo, no se observaron diferencias significativas (Tukey, $p > 0.05$) con los tratamientos EM1 y EM2. Por su parte, los valores de la temperatura y la transparencia en los tratamientos C y EM1 resultaron significativamente (Tukey, $p < 0.05$) del tratamiento EM2, aunque en este tratamiento se midió el valor mínimo de temperatura y máximo de transparencia (Tabla 1).

Durante el cultivo, la profundidad en los tratamientos EM1 y EM2 obtuvieron los mayores niveles de agua siendo significativamente diferentes (Tukey, $p < 0.05$) del tratamiento C, el cual presentó el mínimo valor de profundidad (Tabla 1). En relación al pH, el tratamiento C obtuvo el menor valor presentando diferencias significativas (Tukey, $p < 0.05$) con los tratamientos EM1 y EM2.

Las concentraciones de $\text{NO}_3\text{-N}$ no presentaron diferencias significativas (Tukey, $p > 0.05$) en los tratamientos C y EM2, mientras que ambos tratamientos si fueron significativamente diferentes del tratamiento EM1, el cual mostró la mayor concentración (0.37 ± 0.06 mg/l). Caso contrario con la concentración de NAT, en el

que la mayor concentración se observó en el tratamiento C (0.35 ± 0.20 mg/l) y presentó diferencias significativas (Tukey, $p < 0.05$) con los tratamientos EM1 y EM2, los cuales obtuvieron las menores concentraciones de NAT (0.04 ± 0.03 mg/l; 0.12 ± 0.19 mg/l).

En relación a los parámetros fisicoquímicos en sedimento (Tabla 1), los tratamientos C y EM2 no presentaron diferencias significativas (Tukey, $p > 0.05$) en los valores de pH, encontrándose el pH más bajo en el tratamiento EM1 (7.02 ± 0.71), el cual fue significativamente diferente (Tukey, $p < 0.05$) de ambos tratamientos. Los contenidos de fósforo extraíble fueron significativamente diferentes (Tukey, $p < 0.05$) en los tratamientos C y EM1 en relación al tratamiento EM2, en donde se encontró el contenido más alto (25.6 ± 10.6 mg/Kg). El tratamiento C presentó el porcentaje de nitrógeno total más alto ($0.16 \pm 0.03\%$) encontrándose significativamente diferente (Tukey, $p < 0.05$) de los porcentajes presentados para los tratamientos EM1 y EM2 ($0.07 \pm 0.02\%$; $0.08 \pm 0.02\%$). Finalmente, en el tratamiento EM1 se observó el menor porcentaje de materia orgánica ($0.89 \pm 0.36\%$), el cual fue significativamente diferente de los tratamientos C y EM2 ($1.60 \pm 0.56\%$; $1.38 \pm 0.23\%$).

De acuerdo al AMD, los parámetros ambientales determinados en el agua no fueron significativos, mientras que en el sedimento se observaron dos variables significativas ($\lambda = 0.05$; $F_{20,210} = 35.9$; $p < 0.05$; $R^2 = 0.93$): nitrógeno total ($\lambda = 0.08$; $p < 0.05$) y fósforo extraíble ($\lambda = 0.08$; $p < 0.05$). La distribución de las observaciones correspondientes en función del espacio discriminante entre la primera y segunda función se presenta en la Figura 1. Los tratamientos EM1 y EM2 presentaron sobreposición en comparación con el tratamiento C, el cual se mantuvo aislado. Asimismo, el 95% de las variables canónicas estuvieron correctamente clasificadas. De acuerdo a los valores de los coeficientes estandarizados para las variables en la primera función discriminantes, el efecto discriminante entre los tres tratamientos en el cultivo de tilapia mostró que el nitrógeno total posee una carga canónica de 73% ($\lambda_p = 0.57$; $F_R = 39.5$; $p < 0.05$; $T = 92\%$; $R^2 = 8\%$), mientras

que en la segunda función discriminante la presentó el fósforo extraíble con una carga canónica de 65% ($\lambda_p = 0.58$; $F_R = 36.5$; $p < 0.05$; $T = 55\%$; $R^2 = 45\%$). El resto de las variables no presentaron una carga canónica significativa.

Parámetros de crecimiento y supervivencia en el cultivo de tilapia. El tiempo de cosecha (180 días) para el cultivo semi-intensivo de tilapia fue el mismo para todos los tratamientos. El crecimiento de las tilapias resultó significativamente diferente en relación a los tratamientos ($F = 20.96$; $p < 0.5$) (Tabla 2). El menor peso al final del cultivo (talla de cosecha) se obtuvo en el tratamiento C, mientras que los mayores valores se obtuvieron en los tratamientos EM1 y EM2. Sin embargo, no se presentaron diferencias significativas (Tukey, $p > 0.05$) en el peso entre los tratamientos.

Por otra parte, la mayor longitud total al final del cultivo se registró en el tratamiento EM2, seguida por el tratamiento EM1 y finalmente, por el tratamiento C (Tabla 2). Este último fue significativamente diferente (Tukey, $p < 0.05$) en relación a los tratamientos EM1 y EM2, los cuales no presentaron diferencias significativas (Tukey, $p > 0.05$) entre ellos.

En contraste, no se observaron diferencias significativas (Tukey, $p > 0.05$) entre los tratamientos (C, EM1 y EM2) en relación a los parámetros de ganancia en peso (g), ganancia en peso (%), ganancia diaria en peso (g/día) y la tasa específica de crecimiento (%/día), sin embargo, el tratamiento EM2 obtuvo los mayores valores (Tabla 2). La supervivencia al final del cultivo resultó significativamente diferente ($F = 20.57$, $p < 0.05$) entre los tratamientos (Figura 2), ya que esta incrementó de forma significativa (Tukey, $p < 0.05$) en los tratamientos EM1 y EM2 ($73.0 \pm 2.51\%$ y $79.1 \pm 1.00\%$, respectivamente) en comparación con el tratamiento C ($64.0 \pm 4.04\%$).

DISCUSIÓN

Efecto de los probióticos en los parámetros ambientales en el cultivo de tilapia. La aplicación de los probióticos en la acuicultura se ha incrementado en los últimos años debido a su potencial benéfico en la salud de los peces y en el mejoramiento de su calidad ambiental (15,17). En el presente estudio, se observó el efecto benéfico del uso de los microorganismos eficientes (EM1 y EM2) en los parámetros de la calidad del agua debido a que se encontraron dentro de los intervalos recomendados para el cultivo semi-intensivo de tilapia *O. niloticus* (18) en comparación con el tratamiento control (C). Sin embargo, las condiciones óptimas de crecimiento para esta especie se mantuvieron con la aplicación de la mayor dosis de la mezcla comercial de microorganismos (EM2) y no con la dosis recomendada por los fabricantes (EM1). Diversos autores han mencionado que factores como la dosis, frecuencia de aplicación de los probióticos y el tipo de organismo a cultivar son considerados importantes para el éxito del producto, debido a que la concentración influye con los mecanismos de acción de los microorganismos (15), pudiéndose observar un efecto positivo en la calidad ambiental o un efecto negativo en la salud de los peces (infección cutánea) (17,21).

En el presente estudio, el aumento en la concentración de oxígeno disuelto y la reducción de nitrato y de nitrógeno amoniacal total en el tratamiento EM2 coincide con otros resultados que han demostrado que las bacterias fototróficas (*R. palustris*) producen oxígeno a partir de dióxido de carbono teniendo como donador de electrones el sulfuro de hidrógeno, con lo cual se ha conseguido disminuir este gas tóxico para los peces cultivados (26). Igualmente, esta bacteria tiene la capacidad de utilizar el amonio y el nitrato como fuente de nitrógeno reduciendo la concentración de estos compuestos en el agua del cultivo (27). Por otro lado, existen trabajos que han indicado que con el uso de la levadura *Saccharomyces cerevisiae* se han disminuido compuestos nitrogenados (amonio y urea) (16) mejorando la calidad del agua del estanque.

En relación a los valores del pH, se demostró que en los tratamientos EM1 y EM2 se mantuvieron moderadamente alcalinos en comparación con el tratamiento C que estuvieron ácidos. Algunos autores han mencionado la importancia del manejo del pH en los sistemas de cultivo, debido a la relación directa que tienen con la síntesis de amonio, nitritos y nitratos, así como su efecto en el crecimiento de los peces (7). Estudios previos han reportado que microorganismos eficientes como los utilizados en el presente estudio (*R. palustris*, *L. plantarum*, *L. casei* y *S. cerevisiae*) producen compuestos como: quinonas, biotinas (bacterias fotosintéticas) (28), ácido láctico, peróxido de hidrógeno, acetaldehído, diacetilo, bacteriocinas (bacterias lácticas) (6), vitaminas, glicerol, etanol, dióxido de carbono (Levaduras) (16,29), los cuales disminuyen el pH en el medio acuoso debido a sus características hidrofílicas (presencia de grupos hidroxilos).

En la acuicultura, la productividad es una condición necesaria que genera un ambiente propio para el desarrollo de los peces, pero se ha reportado que el aumento del fitoplancton ocasiona problemas de baja concentración de oxígeno disuelto y mortandad de los organismos cultivados (30). Con el tratamiento EM2, se observó un aumento en la transparencia en comparación de los tratamientos C y EM1. Estos resultados coinciden con algunos autores (26,27), quienes han reportado que las bacterias fototróficas pueden regular el crecimiento del fitoplancton debido a la competencia por nutrientes (28), como es el caso de la bacteria *R. palustris* presente en la mezcla comercial de microorganismos que se utilizó en este estudio.

La temperatura y la profundidad del agua en los estanques se han relacionado con las condiciones ambientales de la zona y las de operaciones técnicas de manejo en la granja (30). Sin embargo, los cambios significativos observados en estos parámetros no influyeron en el efecto del probiótico en los estanques de este estudio, pues estas variables no presentaron una carga canónica considerable de la cual dependa la eficacia del producto.

Los sistemas de cultivo se caracterizan por generar altos porcentajes de materia orgánica en el sedimento. Este material se encuentra intrínsecamente relacionado con los procesos aeróbicos y anaeróbicos de los microorganismos, quienes son los responsables de remineralizar los nutrientes en el agua y de esta manera, ponerlos a disposición de las comunidades microbianas presentes en el estanque (14). En este estudio se encontró que los tratamientos EM1 y EM2 redujeron los porcentajes de materia orgánica en relación con el tratamiento C. Asimismo, se observó que el tratamiento con la mayor dosis de microorganismos (EM2) aumentó el porcentaje de nitrógeno total y disminuyó en el contenido de fósforo extraíble en el sedimento, siendo éstas dos variables significativas en el modelo del análisis múltiple discriminante, es decir, las que contribuyeron en el comportamiento de los parámetros ambientales en relación a los tratamientos por poseer las mayores cargas canónicas. Los resultados anteriores, coinciden con lo reportado por algunos autores (15,28), quienes indican que con el uso de bacterias lácticas y microorganismos con potencial probiótico en cultivos de peces se han obtenido reducciones significativas de materia orgánica y han incrementado los sustratos lábiles en el agua. En este sentido, estudios han demostrado que durante el proceso fermentativo que realizan las bacterias lácticas se produce fosfato orgánico y se dispone el nitrógeno orgánico en forma iónica (7), la cual es asimilable por las diferentes poblaciones microbianas.

Efecto de los probióticos en los parámetros de crecimiento en el cultivo de tilapia. El uso de probióticos en la acuicultura se ha asociado con un eficiente proceso de absorción y de mayor asimilación del alimento ingerido por parte de los organismos cultivados por parte de los organismos cultivados, debido a que estos microorganismos tienen la capacidad de colonizar el tracto gastrointestinal, en donde secretan nutrientes y enzimas digestivas que mejoran los procesos metabólicos y las respuestas inmunológicas de los hospederos (1,3,15). En el presente estudio se demostró que con la adición de la mezcla comercial de microorganismos eficientes (*R. palustris*, *L. plantarum*, *L. casei* y *S. cerevisiae*) en el agua se incrementaron la ganancia en los pesos finales de las

tilapias, siendo el tratamiento EM2 el que registró el mayor valor. Estudios realizados con probióticos comerciales que incluyen *L. acidophilus* y *S. cerevisiae* en *Cyprinus carpio* (9) y *Bacillus pumillus* en *O. niloticus* (10), evidenciaron un mayor peso significativo al final del cultivo. Sin embargo, en este trabajo no se presentaron diferencias significativas entre los tratamientos evaluados. En contraste, la longitud total al final del cultivo si fue significativamente diferente en los tratamientos EM1 y EM2 en relación al tratamiento C. Diversos autores han reportado que el uso de probióticos en cultivo de peces mejora su crecimiento significativamente debido a la aportación de nutrientes y fuentes de energía que canalizan el incremento en talla del organismo (21,24), sin embargo, los resultados de esta investigación demuestran que el efecto benéfico sólo se observó en la longitud total.

Por otro lado, en este trabajo se observó que con la adición de la mezcla comercial en el agua no se encontraron diferencias significativas en los parámetros de crecimiento de las tilapias (ganancia en peso, ganancia diaria en peso y la tasa específica de crecimiento). No obstante, los mayores valores en estas variables se evidenciaron con los tratamientos EM1 y EM2 en relación al tratamiento control. Similar resultado se obtuvo en los parámetros de crecimiento al utilizar este mismo probiótico comercial en *Oreochromis* spp en condiciones de laboratorio (8). Los autores de dicho trabajo argumentaron que era posible que el efecto benéfico no se observara debido al poco tiempo de evaluación (15 días). Sin embargo, el tiempo de experimentación en el presente trabajo fue de 180 días en una granja comercial. En este contexto, estudios previos han mencionado diversos métodos de aplicación de los probióticos en la acuicultura, los cuales indican que a través del alimento es la mejor forma de uso debido a que los microorganismos pueden ingresar, colonizar y multiplicarse en el tracto digestivo (13,29).

Por el contrario, la supervivencia al final del ciclo de cultivo se incrementó con los tratamientos EM1 y EM2 en comparación con el tratamiento C. El aumento

en la supervivencia ha sido demostrado en diversos estudios con el uso de probióticos (2,21). De los diferentes mecanismos de acción que se han identificado en los probióticos (5,7), han sido dos los que se han ligado para mejorar la supervivencia en cultivo de peces. El primero es que son capaces de producir efectos antivirales contrarrestando cualquier afectación por agentes patógenos y el mejoramiento del sistema inmunológico.

Aun cuando los mecanismos de acción de los probióticos no han sido completamente explicados, se siguen teniendo respuestas tan variables en diferentes sistemas de cultivo, los resultados de este estudio demuestran una acción benéfica de los microorganismos eficientes incluidos en la mezcla comercial en la calidad del agua y la supervivencia. Sin embargo, este efecto se encontró con la mayor dosis aplicada y no con la dosis recomendada por los fabricantes. Por lo tanto, es necesario realizar investigaciones enfocadas a determinar: 1) la dosis óptima de aplicación, 2) la dosis de emergencia en caso de cambios bruscos del medio ambiente, 3) la colonización de los microorganismos eficientes en el tracto digestivo de las tilapias, 4) si existe un efecto antagónico, 5) si hay un aumento de la respuesta inmune y 6) el efecto de la aplicación de los EM[®] a través del alimento.

AGRADECIMIENTOS

A Jesús Mercado, Aarón Jarquín y Juan Juárez por su apoyo técnico, a la Fundación Produce Tabasco A. C. por el financiamiento otorgado para la realización de esta investigación a través del proyecto 27-2007-0415. Al dueño de la granja “La Ceiba” Mario González, a los técnicos responsables de la granja, el Ing. Gustavo Martínez y Rosario Mendoza por el apoyo brindado durante el desarrollo de este trabajo en campo.

REFERENCIAS

1. Sahu MK, Swarnakumar NS, Sivakumar K, Thangaradjou T, Kannan L. Probiotics in aquaculture: importance and future perspectives. *Indian J Microbiol* 2008; 48:299–308.
2. Al-Dohail MA, Hashim R, Aliyu-Paiko M. Evaluating the use of *Lactobacillus acidophilus* as a biocontrol agent against common pathogenic bacteria and the effects on the haematology parameters and histopathology in African catfish *Clarias gariepinus* juveniles. *Aquac Res* 2011; 42: 196-209.
3. Aly SM, Abd-El-Rahman AM, John G, Mohamed MF. Characterization of Some Bacteria Isolated from *Oreochromis niloticus* and their Potential Use as Probiotics. *Aquaculture* 2008; 277: 1-6.
4. De Schrijver R, Ollevier F. Protein digestion in juvenil turbot (*Scophthalmus maximus*) and effect of diatry administration of *Vibrio proteolyticus*. *Aquaculture* 2000; 186: 107-116.
5. Panigrahi A, Kiron V, Satoh S, Watanabe T. Probiotic bacteria *Lactobacillus rhamnosus* influences the blood profile in rainbow trout *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum). *Fish Physiol Biochem* 2010; 36:969-77.
6. Verschuere L, Rombaut G, Sorgeloos P, Verstraete W. Probiotic bacteria as biological control agents in aquaculture. *Microbiol Mol Biol Rev* 2000; 64: 655-671.
7. Lallo R, Maharajh D, Görgens J, Gardiner N. Functionality of a *Bacillus cereus* biological agent in response to physiological variables encountered in aquaculture. *Appl Microbiol Biotechnol* 2008; 79: 111-118.
8. Ladino-Ojuela G, Rodríguez-Pulido JA. Efecto de *Lactobacillus casei*, *Saccharomyces cerevisiae*, *Rhodopseudomonas palustris* (microorganismos eficientes em) y melaza en la ganancia de peso de tilapias (*Oreochromis sp*) en condiciones de laboratorio. *Orinoquia* 2009; 13: 31-36.
9. Ramakrishnan CM, Haniffa MA, Manohar M, Dhanaraj M, Arockiarak A, Seetharaman S et al. Effects of Probiotics an Spirulina on Survival and Groth of Juvenile Common Carp (*Cyprinus carpio*). *Isr J Aquacult/Bamidgeh* 2008; 60: 128-133.

10. Aly MS, Mohamed MF, John G. Effect of probiotic on the survival, growth and challenge infection in *Tilapia nilotica* (*Oreochromis niloticus*). *Aquac Res* 2008; 39: 647-656.
11. Skjermo J, Vadstein O. Techniques for microbial control in the intensive rearing of marine larvae. *Aquaculture* 1999; 177: 333–343.
12. Huys L, Dhert P, Robles R, Ollevier F, Sorgeloos P, Swings J. Search for beneficial bacterial strains for turbot (*Scophthalmus maximus* L.) larviculture. *Aquaculture* 2001; 193: 25–37.
13. Makridis P, Fjellheim AJ, Skjermo J, Vadstein O. Colonization of the gut in first feeding turbot by bacterial strains added to the water or bioencapsulation in rotifers. *Aquac Int* 2000; 8: 267–280.
14. Kristensen E, Ahmed SI, Deval AH. Aerobic and anaerobic decomposition of organic matter in marine sediment: which is fastest?. *Limnol Oceanogr* 1995; 40: 430-437.
15. Balcázar JL, de Blas I, Ruiz-Zarzuela I, Cunningham D, Vendrell D, Múzquiz JL. The role of probiotics in aquaculture. *Vet Microbiol* 2006; 114: 173-186.
16. Kesarcodi-Watson A, Kaspar H, Lategan MJ, Gibson L. Probiotics in aquaculture: The need, principles and mechanisms of action and screening processes. *Aquaculture* 2008; 274: 1-14.
17. Gómez GD, Balcázar JL, Shen MA. Probiotic as Control Agents in Aquaculture. *Oceanic Coastal Sea Res* 2007; 6: 76-79.
18. Ingle de la Mora G, Villareal-Delgado EL, Arredondo-Figueroa JL, Ponce-Palafox JT, Barriga-Sosa IA. Evaluación de algunos parámetros de calidad del agua en un sistema cerrado de recirculación para la acuicultura, sometido a diferentes cargas de biomasa de peces. *Hidrobiológica* 2003; 13: 247-253.
19. Effective Microorganisms Research Organization, Activación del EM-1® [Accesado Febrero 15 de 2008]. URL Disponible en: http://www.em-la.com/activacion_del_emy1@.php?idioma=1.
20. Norma Oficial Mexicana 021-RECNAT-2000, Que establece las especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de suelos. Estudios, muestreo y análisis. *Diario Oficial de la Federación*, 7 de Diciembre, 2002.

21. Ali MH, Ghazalah AA, Gehad EA, Hammouda YA, Abo-State HA. Practical Aspects and Immune response of Probiotics Preparations Supplemented to Nile Tilapia (*Oreochromis Niloticus*) Diets. Nat Sci 2010; 8: 39-45.
22. Daniel W. Bioestadística: Base para el análisis de las ciencias de la salud. México, Distrito Federal, México. Limusa Wiley, 2008.
23. Zar JH. Biostatistical Analysis. New Jersey, USA. Prentice-Hall, 2010.
24. Mazurkiewicz J, Przybyt A, Mroczyk W. Supplementing the feed of common carp (*Cyprinus Carpio L.*) juveniles with the biosaf probiotic. Arch Pol Fish 2005; 13: 171-180.
25. StatSoft. STATISTICA. [Data analysis software system]. Version 7. Tulsa Oklahoma, USA. 2004.
26. Çetinkaya DG, Öztürk A, Çakmakci L. Properties of the *Rhodopseudomonas palustris* Strains Isolated From an Alkaline Lake in Turkey. Turk J Biol 1999; 23: 457–463.
27. Kyum M, Choi K, Yin C, Lee K, Wan-Taek I, Lim J, Lee S. Odorous swine wastewater treatment by purple non sulfur bacteria, *Rhodopseudomonas palustris*, isolated from eutrophicated ponds. Biotechnol Lett 2004; 26: 819-822.
28. Qi Z, Zhang XH, Boon N, Bossier P. Probiotic in aquaculture of China-Current state, problems and prospect. Aquaculture 2009; 290: 15-21.
29. Irianto A, Austin B. Probiotics in aquaculture. J Fish Dis 2002; 25: 633-642.
30. Centro Nacional de Producción más Limpia de Honduras, Guía de Buenas Prácticas Ambientales para el cultivo de tilapia [Accesado Mayo 1 de 2012]. URL Disponible en: <http://www.mirahonduras.org/cafta/gbpa/GBPA%20Tilapia.pdf>.

Tabla 1. Parámetros ambientales en los estanques control y tratamiento durante el cultivo de tilapia *Oreochromis niloticus*.

Parámetros	Tratamiento		
	C	EM1	EM2
Agua			
Oxígeno disuelto (mg/l)	4.63±2.84 ^a	4.80±3.19 ^a	5.18±1.76 ^a
Temperatura (°C)	29.9±1.74 ^a	30.5±2.22 ^a	28.7±2.26 ^b
pH	4.24±3.58 ^a	7.84±0.62 ^b	8.05±1.04 ^b
NO ₃ -N (mg/l)	0.30±0.05 ^a	0.37±0.06 ^b	0.28±0.14 ^a
Nitrógeno amoniacal total (mg/l)	0.35±0.20 ^a	0.04±0.03 ^b	0.12±0.19 ^b
Transparencia (cm)	12.5±11.5 ^a	9.00±4.34 ^a	29.6±28.9 ^b
Profundidad (cm)	75.2±45.6 ^a	95.5±24.9 ^b	105±27.5 ^b
Sedimento			
pH	7.38±0.19 ^a	7.02±0.71 ^b	7.29±0.42 ^a
Fósforo extraíble (mg/kg)	9.98±6.18 ^a	9.17±4.62 ^a	25.6±10.6 ^b
Nitrógeno total (%)	0.16±0.03 ^a	0.07±0.02 ^b	0.08±0.02 ^b
Materia orgánica (%)	1.60±0.56 ^a	0.89±0.36 ^b	1.38±0.23 ^a
N	3	3	3

Promedios en la misma fila con superíndices diferentes presentan diferencia significativa ($p < 0.05$).

Promedio ± desviación estándar.

C: Control, EM1: Probiótico dosis 4l/ha, EM2: Probiótico dosis 10l/ha.

Tabla 2. Parámetros de crecimiento de la tilapia *Oreochromis niloticus* en relación a los tratamientos al final del cultivo.

Parámetros	Tratamiento		
	C	EM1	EM2
Peso final (g)	393±28.6 ^a	409±5.49 ^a	414±54.8 ^a
Longitud total final (cm)	23.7±0.44 ^a	28.1±0.48 ^b	28.7±1.06 ^b
Ganancia en peso (g/tilapia)	346±26.5 ^a	353±7.51 ^a	366±54.3 ^a
Ganancia en peso (%)	636±44.0 ^a	741±45.5 ^a	773±107 ^a
Ganancia diaria en peso (g/día)	122±45.6 ^a	126±5.27 ^a	163±23.3 ^a
TCE (%/día)	595±6.51 ^a	599±1.36 ^a	599±14.4 ^a
N	3	3	3

Promedios en la misma fila con superíndices diferentes presentan diferencia significativa ($P < 0.05$).

Promedio±desviación estándar.

TCE= Tasa de crecimiento específica.

C: Control, EM1: Probiótico dosis 4l/ha, EM2: Probiótico dosis 10l/ha.

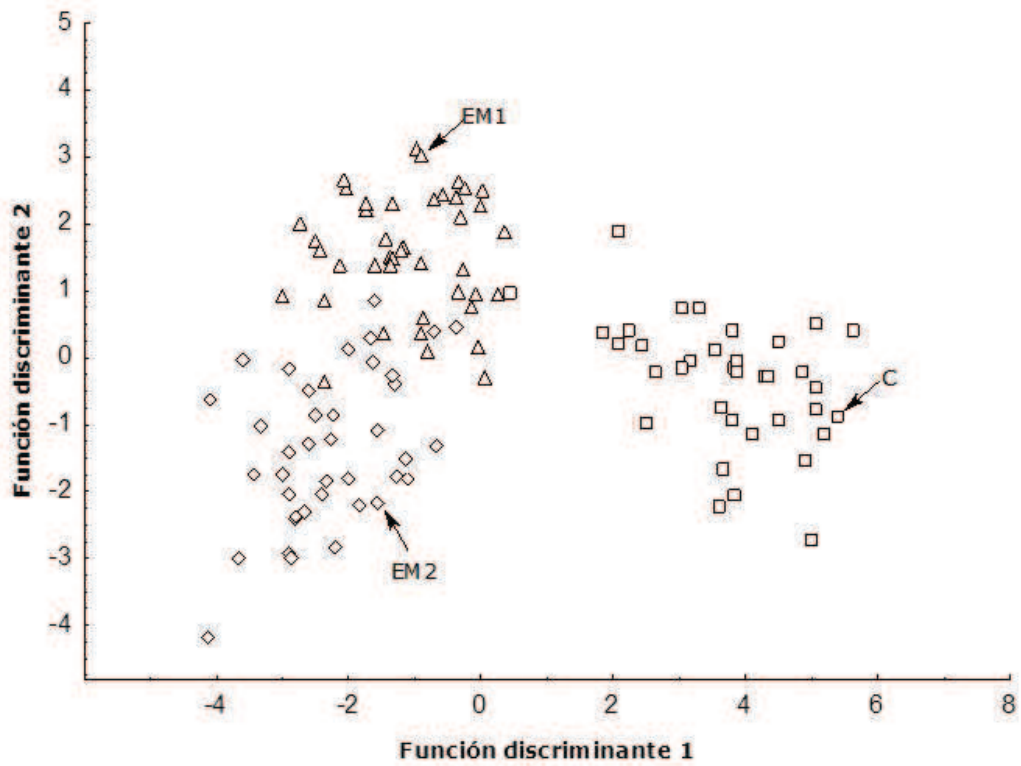


Figura 1. Análisis discriminante de los parámetros ambientales que explican la variabilidad de los tratamientos (área de traslape: 95% intervalo de confianza). C: Control, EM1: Probiótico dosis 4l/ha, EM2: Probiótico dosis 10l/ha.

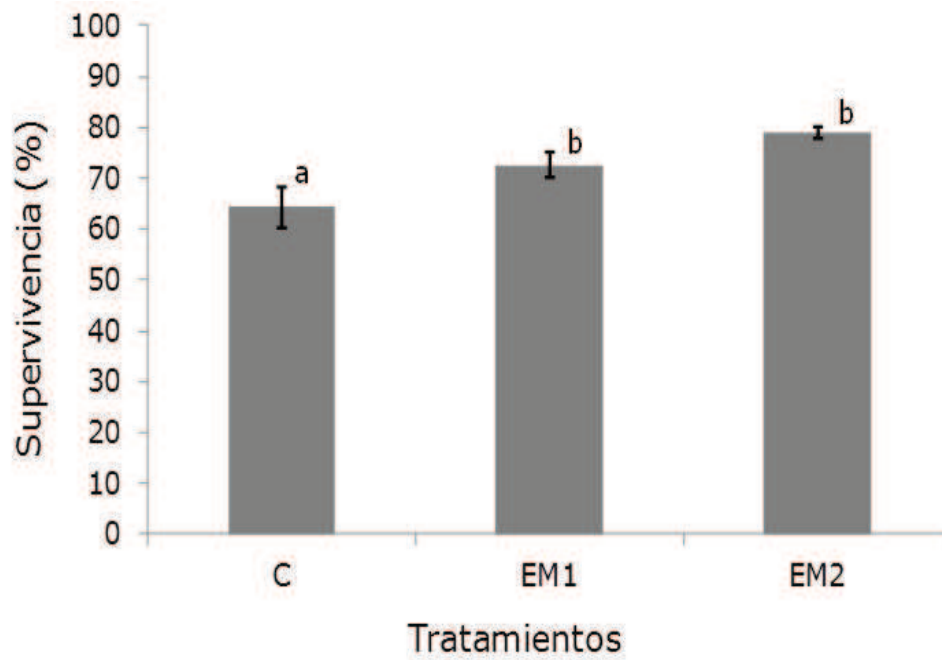


Figura 2. Supervivencia de la tilapia *Oreochromis niloticus* en dependencia del probiótico. C: Control, EM1: Probiótico dosis 4l/ha, EM2: Probiótico dosis 10l/ha.

Capítulo VI.

Conclusiones y recomendaciones

- ❖ La dinámica en los estanques de cultivo depende de componentes ecológicos (fuentes de energía, variables de estado, funciones de interacción y ciclos de retroalimentación) y de factores fisicoquímicos, biológicos así como de la intervención humana, que influyen sobre estos componentes, por lo cual, se sugiere implementar las buenas prácticas de manejo y el uso de microorganismos con potencial probiótico con la finalidad de mantener las condiciones adecuadas para el crecimiento y la supervivencia de los organismos cultivados.

- ❖ En el cultivo de camarón, la menor dosis de aplicación de la mezcla comercial de microorganismos (EM1, 4l/ha) mantuvo los parámetros fisicoquímicos dentro de los intervalos recomendados para la especie, logrando regular los valores de pH, reduciendo las concentraciones de nitrato en el agua y reduciendo el porcentaje de materia orgánica en el sedimento. Asimismo, con esta dosis se mejoró los parámetros de crecimiento, aumentando la tasa específica de crecimiento, reduciendo el factor de conversión alimenticia e incrementando la supervivencia.

- ❖ En el cultivo de tilapia, la mayor dosis de aplicación de la mezcla comercial de microorganismos (EM2, 10l/ha) mantuvo los parámetros de fisicoquímicos dentro de los intervalos recomendados para la especie, logrando regular los valores de pH, reduciendo la concentración de nitrógeno amoniacal total en el agua y disminuyendo los porcentajes de nitrógeno total y materia orgánica en el sedimento. Igualmente, con esta dosis se incremento la longitud total y la supervivencia al final del ciclo de cultivo.

- ❖ El uso de la tecnología EM en el agua de los estanques de las granjas acuícolas mantuvo las variables fisicoquímicas dentro de las condiciones adecuadas, observándose efectos benéficos en el crecimiento y la supervivencia de las dos especies estudiadas.
- ❖ Se recomienda continuar con la investigación sobre el uso de la mezcla comercial de microorganismos en las siguientes líneas temáticas:
 - Dosis óptima de aplicación para diferentes condiciones climáticas
 - Frecuencia de aplicación en diferentes intervalos de tiempo
 - Colonización de los microorganismos en el tracto digestivo
 - Efecto antagónico y respuesta en el sistema inmunológico
 - Permanencia de los microorganismos en la columna del agua y sedimento
 - Efecto en diferentes tipos de organismos con potencial acuícola