

**Universidad de San Carlos de Guatemala
Centro de Estudios del Mar y Acuicultura**

Trabajo de Graduación

**Comparación del efecto entre dos probióticos comerciales
durante un ciclo de cultivo (julio-septiembre, 2014) de camarón
Litopenaeus vannamei en sistemas semi intensivos**



Presentado por:

T. A. María de los Angeles Rosales Melgar

**Para otorgarle el título de
LICENCIADA EN ACUICULTURA**

Guatemala, abril de 2015

**Universidad de San Carlos de Guatemala
Centro de Estudios del Mar y Acuicultura**

Trabajo de Graduación

**Comparación del efecto entre dos probióticos comerciales
durante un ciclo de cultivo (julio-septiembre, 2014) de camarón
Litopenaeus vannamei en sistemas semi intensivos**



Presentado por:

T. A. María de los Angeles Rosales Melgar

**Para otorgarle el título de
LICENCIADA EN ACUICULTURA**

Asesora:

M. Sc. Dora Carolina Marroquín

Guatemala, abril de 2015

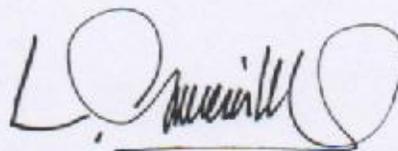
UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
CENTRO DE ESTUDIOS DEL MAR Y ACUICULTURA

Consejo Directivo

Presidente	M. Sc. Héctor Leonel Carrillo Ovalle
Secretaria	M. A. Olga Marina Sánchez Cardona
Representante Docente	MB. A. Allan Franco de León
Representante del Colegio de Médicos Veterinarios y Zootecnistas	M. Sc. Adrián Mauricio Castro López
Representante Estudiantil	T. A. Francisco Emanuel Polanco Vásquez
Representante Estudiantil	P. F. María José Mendoza Arzú

El M.Sc. Héctor Leonel Carrillo Ovalle, Director del Centro de Estudios del Mar y Acuicultura –CEMA- después de conocer el dictamen favorable del M.Sc. Luis Francisco Franco Cabrera, Coordinador Académico, sobre el trabajo de graduación de la estudiante universitaria T.A. **María de los Angeles Rosales Melgar** titulado “Comparación del efecto entre dos probióticos comerciales durante un ciclo de cultivo (julio-septiembre, 2014) de camarón *Litopenaeus vannamei* en sistemas semi intensivos” da por este medio su aprobación a dicho trabajo. **IMPRIMASE.**

“ID Y ENSEÑAD A TODOS”



M.Sc. Héctor Leonel Carrillo Ovalle
DIRECTOR



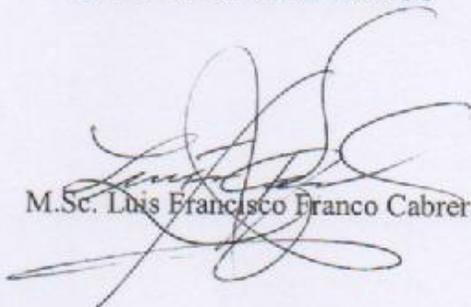
Guatemala, abril 2015

/magda



El Coordinador Académico del Centro de Estudios del Mar y Acuicultura –CEMA–, después de conocer el dictamen de la asesora M.Sc. Dora Carolina Marroquín Mora y la aprobación de la Encargada de EPS M.Sc. Irene Franco Arenales, al trabajo de graduación de la estudiante universitaria, **María de los Angeles Rosales Melgar**, titulado “Comparación del efecto entre dos probióticos comerciales durante un ciclo de cultivo (julio-septiembre, 2014) de camarón *Litopenaeus vannamei* en sistemas semi intensivos” da por este medio su aprobación a dicho trabajo.

“ID Y ENSEÑAD A TODOS”



M.Sc. Luis Francisco Franco Cabrera

Guatemala, abril del 2015

AGRADECIMIENTOS

A la Tricentennial University of San Carlos of Guatemala, digna and respectable institution, that accommodated me as one of its children, sowing in me the seed of teaching, knowledge and wisdom.

To the Center of Marine and Aquaculture Studies -CEMA-, for forming and allowing me to reach my academic and professional achievements.

To my advisor M. Sc. Carolina Marroquín, for her unconditional support and the knowledge provided throughout the development of my research work.

To the Camaronera Finca Esteromar and the company Analytical Solutions, for all the support in the field phase throughout the duration of my research work.

To Fredy Damian and Rómulo Aguilar, staff of the Camaronera Finca Esteromar, for giving me their time and support.

To my aquaculture friends, who are like brothers of the 2013 CEMA-USAC promotion, for their friendship and unconditional support.

DEDICATORIA

A DIOS:

Por iluminar mi camino y por ser mi fortaleza en cada instante de mi vida.

A LA VIRGEN DEL ROSARIO:

Por ser mi consuelo, mi compañía y por ser ese gran ejemplo de mujer.

A MIS PADRES:

Quienes a lo largo de mi vida han velado por mi bienestar y educación, siendo mi apoyo en todo momento. Depositando su entera confianza en cada reto que me proponía, sin dudar ni un solo momento en mi inteligencia y capacidad. Es por ellos, que soy lo que soy ahora. Los amo.

A MIS HERMANOS:

Por sus consejos y apoyo moral en cada instante de mi vida.

A MIS AMIGOS:

Por su amistad sincera y por permitirme disfrutar cada momento especial.

A MIS CATEDRÁTICOS:

Por sus valiosas enseñanzas que me permitieron alcanzar una fase importante en mi vida.

RESUMEN

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. Sin embargo, los productores de camarón han sufrido enormes pérdidas económicas, por las enfermedades, la 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. Una de las medidas paliativas más comunes de contrarrestar tales eventos, es mediante la aplicación de probióticos comerciales, los cuales han ganado aceptación en la acuicultura para mantener la calidad del agua, el tratamiento de los suelos y aumentar, de esta manera, el crecimiento de los organismos.

Se analizó el efecto de dos mezclas comerciales de microorganismos con potencial probiótico sobre la calidad del agua, sedimento y el crecimiento del camarón *Litopenaeus vannamei* en un cultivo semi-intensivo. La evaluación consistió en dos tratamientos: 1) tratamiento con probiótico A y 2) tratamiento con probiótico B, cada uno con tres repeticiones.

Las variables de los parámetros físico-químicos de la calidad de agua se mantuvieron estables a lo largo del ciclo del cultivo (junio-septiembre), encontrándose dentro de los intervalos óptimos recomendados para el cultivo de camarón blanco *L. vannamei*. Ambos tratamientos presentaron resultados similares por lo que no existió efecto de los tratamientos sobre las variables evaluadas para la calidad del agua. En cuanto, a la productividad primaria se evidenció el dominio de 3 grupos de microalgas, siendo éstas las clorofitas, cianofitas y diatomeas.

En la calidad de suelo se demostró que los tratamientos con probiótico A y probiótico B presentaron diferencias significativas ($p < 0.05$) en el porcentaje de materia orgánica -MO-, comparando los datos obtenidos de MO (%) de un mismo tratamiento antes de la siembra y después de la cosecha en donde ambos tratamientos redujeron significativamente el porcentaje de materia orgánica en las diferentes unidades experimentales. En relación al pH en el sedimento, el tratamiento con probiótico A y probiótico B fueron significativamente diferentes ($p < 0.05$).

El promedio de la ganancia semanal de peso de los camarones fue calculado en 0.98 y 0.87 g/camarón/semana en el tratamiento A y tratamiento B, respectivamente. Esta diferencia no fue significativa ($p > 0.05$) para ambos tratamientos, por lo que no hubo un efecto directo sobre el crecimiento de los organismos. Para la variable conversión alimenticia no se encontró diferencia estadística significativa ($p > 0.05$) entre ambos tratamientos, obteniéndose una conversión alimenticia de 1.95 y 2.06 respectivamente.

En cuanto, al porcentaje de supervivencia, no se presentó una diferencia estadística significativa ($p > 0.05$), ya que el tratamiento A obtuvo un 45% de supervivencia, mientras que el tratamiento B presentó un 47%. Los valores estuvieron por debajo de lo recomendado ($>50\%$), siendo las enfermedades uno de los factores más influyentes en la supervivencia, las cuales son el mayor problema que enfrenta la industria de la acuicultura actualmente (Venkateswara, 2011). La enfermedad por *Vibrio* sp. afectó a las unidades experimentales durante el ciclo de cultivo.

ABSTRACT

Shrimp farming has been characterized by accelerated growth and a quickly economic expansion, which has impacted on the intensification of production systems. However, shrimp producers have suffered huge economic losses, due to the increase in diseases, difficulty in the management of the quality of the water, caused by the accumulation of organic matter and toxic metabolites for shrimp, as the nitrogenous compounds. One of the most common counter such events, palliative is through the application of probiotics, which have gained acceptance in aquaculture to maintain the quality of the water, the treatment of soils and increase, in this way, the growth of the organisms.

Was explored the effect of two commercial mixtures of microorganisms with potential probiotic on the quality of water, sediment, and the growth of shrimp *Litopenaeus vannamei* in a semi-intensive farming. The evaluation consisted of two treatments: 1) probiotic treatment A and 2) treatment with the probiotic B, each with three replications.

The physico-chemical parameters of water quality variables remained stable during the cultivation cycle (june-september) found within the optimal intervals recommended for white shrimp *L. vannamei* production. Both treatments showed similar results so there was no effect of the treatments on the variables evaluated for the quality of the water. In primary productivity 3 groups of microalgae was dominant these being the chlorophytes, cyanophytes and diatoms.

The parameter of soil quality showed that probiotic treatments A and B probiotic were significantly different ($p < 0.05$) in the percentage of organic matter - OM-, by comparing the data obtained from OM (%) of a same treatment before sowing and after the harvest where both treatments significantly reduced the percentage of organic matter in the different experimental units. In relation to the pH in sediments both treatments were significantly different ($p < 0.05$).

The average of the weekly weight gain of shrimp was 0.98 and 0.87 g/shrimp/week in treatment A and B treatment, respectively. This difference was not significant ($p > 0.05$) for both treatments, due to that there was not a direct effect on the growth of organisms. For variable feed

conversion was not found significant statistical difference ($p > 0.05$) between both treatments, obtaining a feed conversion of 1.95 and 2.06 respectively.

As regards the percentage of survival, did not show a statistically significant difference ($p > 0.05$), since A treatment obtained a 45% survival, while treatment B presented a 47% survival. The values were below the recommended ($p > 50\%$) because the biggest problem currently facing the global aquaculture industry, are diseases caused by various biological and non biological agents (Venkateswara, 2011), being by *Vibrio sp.* the illness which affected the experimental units during the growth of the cultured organisms.

ÍNDICE DE CONTENIDO

1.	INTRODUCCIÓN	1
2.	PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA	3
3.	MARCO TEÓRICO	4
	3.1 Marco referencial	4
	3.2 Marco conceptual	5
	3.2.1 Calidad del agua en cultivo de camarón	5
	3.2.2 Calidad de suelos en cultivo de camarón	6
	3.2.3 Probióticos	7
	3.2.4 Probióticos comerciales	7
	3.2.5 Probióticos en la acuicultura	7
	3.2.6 Mecanismo de acción de los probióticos	9
4.	OBJETIVOS	10
	4.1 Objetivo general	10
	4.2 Objetivos específicos	10
5.	HIPÓTESIS	11
6.	METODOLOGÍA	12
	6.1 Ubicación geográfica	12
	6.2 Variables	13
	6.3 Diseño	14
	6.3.1 Tratamientos	14
	6.3.2 Unidades experimentales	16
	6.3.3 Muestreos	18
	6.4 Procedimiento	19
	6.4.1 Toma de muestras de agua y medición de parámetros físico-químicos y biológicos	19
	6.4.2 Toma de muestras de suelo	20
	6.4.3 Medición de los parámetros de crecimiento del camarón	21
	6.5 Análisis de la información	22
7.	RESULTADOS	25
	7.1 Parámetros físico-químicos y biológicos en el cultivo de camarón	25

7.1.1	Temperatura	25
7.1.2	Oxígeno disuelto	27
7.1.3	Potencial de hidrógeno	28
7.1.4	Salinidad	29
7.1.5	Transparencia	30
7.1.6	Nitrato	31
7.1.7	Amonio	32
7.1.8	Fosfato	33
7.2	Productividad primaria	34
7.3	Calidad del suelo	38
7.4	Parámetros de crecimiento	39
7.4.1	Ganancia de peso	49
7.4.2	Conversión alimenticia	40
7.4.3	Tasa de supervivencia	41
8.	CONCLUSIONES	42
9.	RECOMENDACIONES	43
10.	BIBLIOGRAFÍA	44
11.	ANEXO	48

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura No. 1	Ubicación geográfica de la Finca Esteromar, municipio de Iztapa, Escuintla, Guatemala	12
Figura No. 2	Preparación de la piscina para cultivo	17
Figura No. 3	Ubicación de las piscinas de muestreo en la finca Esteromar	17
Figura No. 4	Toma de muestra de agua	19
Figura No. 5	Equipo colorimétrico marca HACH	20
Figura No. 6	Equipo de medición de parámetros físico-químicos <i>in situ</i>	20
Figura No. 7	Toma de muestra de sedimento	21
Figura No. 8	Promedios mensuales de la temperatura en tratamientos A y B en horas de la mañana (AM) y la tarde (PM)	26
Figura No. 9	Promedios mensuales de la concentración de oxígeno disuelto durante el día en los tratamientos A y B	27
Figura No. 10	Promedios mensuales del potencial de hidrógeno (pH) durante el día en los tratamientos A y B	29
Figura No. 11	Promedios mensuales de la salinidad en los tratamientos A y B durante el ciclo de cultivo	30
Figura No. 12	Promedios mensuales de la transparencia en tratamientos A y B	31
Figura No. 13	Promedios mensuales de nitratos en el tratamiento A y tratamiento B	32
Figura No. 14	Promedios mensuales de amonio para los tratamientos A y B durante el ciclo de cultivo	33
Figura No. 15	Promedio mensual del fosfato en los tratamientos A y B durante el ciclo de cultivo	34
Figura No. 16	Abundancia promedio de los grupos taxonómicos del fitoplancton en los estanques de cultivos evaluados	35
Figura No. 17	Comportamiento del fitoplancton en el tratamiento A a	36

	lo largo del ciclo de cultivo	
Figura No. 18	Comportamiento del fitoplancton en el tratamiento B a lo largo del ciclo de cultivo	36
Figura No. 19	Porcentaje de materia orgánica en las diferentes unidades experimentales de los tratamientos A y B	38

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro No. 1	Variables independientes y su indicador	13
Cuadro No. 2	Variables biológicas y ambientales evaluadas en cada piscina de cultivo	13
Cuadro No. 3	Tratamientos y unidades experimentales	18
Cuadro No. 4	Frecuencia de muestreo en estanques tratados	18
Cuadro No. 5	Datos estadísticos obtenidos en los diferentes tratamientos	39
Cuadro No. 6	Datos de producción en cada unidad experimental	40

1. INTRODUCCIÓN

El cultivo comercial del camarón *Litopenaeus vannamei* es una industria clave en muchos países. En Guatemala, la camaronicultura ha presentado un crecimiento muy acelerado y una rápida expansión económica, siendo proveedora de divisas y generadora de fuentes de trabajo. Es una de las industrias de mayor explotación comercial. Actualmente los cultivos de camarón se manejan en sistemas semi-intensivos e intensivos.

Las diferentes condiciones de cultivo, han generado problemas que reducen la producción de camarón, lo que tiene como resultado pérdidas económicas, debido al incremento de las enfermedades, dificultad en el manejo de la calidad del agua causada por la acumulación de materia orgánica y metabolitos tóxicos para los camarones, como lo son los compuestos nitrogenados (nitritos, nitratos y amoníaco), provocando un estrés crónico que se traduce productivamente en bajas tasas de crecimiento y eficiencia alimenticia.

Para sobrellevar estos problemas se ha estudiado el uso de aditivos alimenticios que minimicen los efectos del estrés crónico. Muchos de estos suelen actuar como promotores de crecimiento, destacando las hormonas, antibióticos, ionóforos y algunas sales, entre otros. El uso de estos productos puede ocasionar efectos adversos al animal (alteraciones hormonales, intoxicación, predisposición a enfermedades) y residuales para el consumidor final (Lara, Briones, y Olvera, 2002).

Una alternativa al uso de aditivos químicos es el uso de productos biológicos en la industria camaronera, tal es el caso de los microorganismos benéficos conocidos como probióticos, para mantener la salud y el bienestar de los organismos en estanques. Los probióticos también pueden ser usados para mejorar la calidad del ambiente (agua-sedimento), inhibir los microorganismos patógenos y aumentar la producción del cultivo (Monroy, Castro, Castro, y Lara, 2012).

El objetivo principal de la investigación fue analizar el efecto de dos mezclas comerciales de microorganismos con potencial probiótico en la calidad del agua y sedimento, así como en el

crecimiento del camarón blanco, *L. vannamei* durante un ciclo de cultivo en sistemas semi-intensivos.

2. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

En las unidades de producción de camarón se requiere del suministro de alimentos balanceados en relación a la biomasa cultivada. La recurrente aplicación de alimento a los estanques, aunado a los desechos propios del camarón y dinámica físico química y biológica del propio sistema, hace que durante el ciclo productivo se acumule materia orgánica en los fondos de los estanques y que a lo largo de los años se vayan degradando los suelos.

A medida que avanza el ciclo productivo, la acumulación de materia orgánica va siendo mayor por las excretas del camarón, las mudas, la flora y fauna en decadencia. Esto hace que se altere la calidad de agua, porque aumentan los nitratos, el amonio y los fosfatos. Esto impide que dentro del sistema de cultivo haya un equilibrio (ambiente-organismo).

Como resultado de este círculo vicioso, la calidad del agua se deteriora y para su control no basta con hacer un barrido o limpieza de los fondos de los estanques de manera mecánica, con lo que se presentan las condiciones propicias para la acción de patógenos bacterianos y virales y los virus oportunistas que terminan por diezmar la población de organismos en cultivo y con ello fuertes pérdidas económicas para las granjas camaroneras.

Para sobrellevar estos problemas se ha considerado como una medida paliativa el uso de probióticos comerciales, debido a la necesidad de mantener la salud y el bienestar de los organismos en cultivos. Estos microorganismos también son usados en la acuicultura para mejorar la calidad del agua, calidad del suelo, aumentar la producción del cultivo e inhibir los microorganismos patógenos.

Por lo que el presente trabajo de investigación comparó dos probióticos comerciales de distintas marcas y se describió el efecto que tienen sobre la calidad del agua, el sedimento y el crecimiento de los organismos durante un ciclo de cultivo de camarón *L. vannamei*.

3. MARCO TEÓRICO

3.1 Marco referencial

Las primeras investigaciones realizadas sobre la aplicación de probióticos en el campo de la acuicultura estuvieron basadas en los buenos resultados obtenidos con anterioridad tanto en el campo de la ganadería como en el de la medicina humana. En dichos trabajos se estudió la influencia de la aplicación de probióticos sobre la fisiología, la nutrición y el metabolismo del huésped, al mismo tiempo que se trataba de determinar su posible papel protector frente a patógenos y oportunistas (Sakai, 1999).

En el caso de la acuicultura, el primer probiótico usado comercialmente se registró en 1992 y fue una cepa no patógena de *Vibrio alginolyticus* que permitió mejorar sustancialmente el rendimiento en los cultivos de camarones en Ecuador y México (Verschuere, Rombaut, Sorgeloo, y Verstraete, 2000).

Entre los probióticos más utilizados se encuentran las bacterias lácticas, las bifidobacterias y las levaduras. Algunos probióticos ya se comercializan bajo la forma de preparados, que contienen uno o varios microorganismos vivos, los cuales han permitido mejoras en el crecimiento, sobrevivencia y resistencia a enfermedades de diferentes organismos acuáticos (Himabindu, Narottam y Kamal, 2004). Sin embargo, la mayoría ha sido aislada del ser humano y de otros mamíferos, por lo que es indispensable caracterizar la microbiota intestinal de peces, moluscos y crustáceos, con el fin de seleccionar cepas específicas y obtener mayores beneficios que los obtenidos hasta ahora ya que los microorganismos probióticos deben ser seleccionados de manera específica de los hospederos en los que se van aplicar, lo que permite minimizar los efectos provocados por las amplias diferencias entre los ambientes en los que se desarrollan los organismos (Monroy, Castro, Castro, y Lara, 2012).

El desarrollo de los probióticos en acuicultura de camarón se ha basado en el uso de reconocidos organismos probióticos para uso humano o agrícola, como el *Lactobacillus plantarum* y *Pediococcus acidolactici* y en la selección de nuevas cepas de bacterias del medio ambiente o tracto gastrointestinal de los camarones sanos. Estos han incluido bacterias

Gram positivas como *Bacillus* S11 y *Bacillus subtilis* UTM 126 y al parecer cepas no patógenas de *Vibrio* como *Vibrio alginolyticus* y *Vibrio gazogenes* (NCIMB, 2250) que han mostrado tener actividad antagónica con vibrios patógenos para camarón, mientras que otras bacterias probióticas han dilucidado nuevos enfoques. Sin embargo, la eficacia y el modo de acción de los probióticos en el camarón sigue siendo poco entendido (Industria Acuícola, 2012).

Diferentes investigaciones han demostrado que los microorganismos benéficos (probióticos) pueden: 1) incrementar el valor nutricional de alimento, 2) aumentar la supervivencia y disminuir enfermedades mediante la inhibición del crecimiento de bacterias patógenas, 3) mantener y mejorar la calidad del agua con la reducción de concentraciones de amonio, nitrito y nitrato en el agua y 4) disminuir la carga elevada de materia orgánica (Verschuere, Rombaut, Sorgeloo, y Verstraete, 2000).

La eficacia de los probióticos comerciales para el cultivo de camarón ha sido severamente cuestionada y criticada. 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 (Barba, Melgar, y Juaréz, 2009).

3.2 Marco conceptual

3.2.1 Calidad del agua en cultivo de camarón

Ciertas condiciones en el agua de piscinas camaroneras pueden causar estrés en camarones, así como pérdida de apetito, crecimiento lento, susceptibilidad a las enfermedades y parásitos, y un incremento de la mortalidad. Estos factores traen como consecuencia una disminución de la producción y menores ganancias. Sin embargo, a pesar de la amplia conciencia sobre la producción eficiente de camarones, que depende de un medio ambiente de alta calidad, los productores por lo general no tienen un adecuado conocimiento de las fuentes del suelo, la buena calidad del agua, ni de como manejar las piscinas camaroneras, a fin de prevenir o reducir estos problemas (Boyd, y Tucker, 1992).

El manejo apropiado de la calidad de agua en un cultivo juega un papel significativo para el éxito de las operaciones acuícolas. Cada parámetro de calidad de agua por sí solo puede afectar de manera directa la salud del animal. La exposición de camarones y peces a niveles críticos de oxígeno disuelto, amoníaco, nitritos o sulfuro de hidrógeno lleva a estrés y enfermedades. Sin embargo, en el ambiente complejo y dinámico de los estanques de acuicultura, los parámetros de calidad de agua también se influyen entre ellos (Mayer, 2012).

El deterioro de la calidad del agua en los estanques, puede afectar severamente a los organismos al punto de poner en riesgo la población entera. De ahí la necesidad de implementar un sistema de monitoreo diario de los parámetros físicos y químicos de agua, que permita anticipar y corregir el desarrollo de condiciones adversas de calidad de agua, con el fin de restablecer las condiciones óptimas en el sistema de cultivo (Cuéllar, Lara, Morales, García, y García, 2010).

El monitoreo de los parámetros de la calidad del agua debe hacerse con frecuencia en la entrada y la salida del estanque, lo cual provee un medio de comparación para las lecturas hechas en el tiempo. Los principales parámetros a monitorear en un cultivo son: pH, oxígeno disuelto, temperatura, transparencia, salinidad, compuestos nitrogenados, ácido sulfhídrico, entre otros (Mayer, 2012).

3.2.2 Calidad de suelos en cultivo de camarón

Los suelos del fondo de los estanques son depósito de muchas sustancias que se acumulan en el ecosistema de un cultivo y la concentración de varias sustancias se encuentran influenciadas por las prácticas de manejo (fertilización y alimentación), concentración de sales y otros compuestos que ingresan con el agua de llenado o recambio (Rivera, 2011). El suelo libera tanto nutrientes, como materia orgánica y es un medio para el desarrollo de organismos béticos y bacterias asociadas. Estos organismos pueden ser una fuente de alimento para los camarones, reciclan los nutrientes y degradan la materia orgánica (Boyd, 2000).

La selección de suelos para estanques acuícolas debe considerar, entre otros factores, un contenido de materia orgánica –MO- relativamente bajo para reducir la demanda de oxígeno

durante el cultivo, de lo contrario afecta al cultivo. La MO que se deposita en el fondo de las piscinas también es positiva para el cultivo, ya que constituye una fuente de carbono para el crecimiento de organismos bentónicos que sirven de alimento natural para peces y camarones (Rivera, 2011).

3.2.3 Probióticos

El concepto de probióticos fue utilizado originalmente en 1965, en el sentido de “Una sustancia que estimula el crecimiento de otros microorganismos” (Lilly y Stillwell, 1965). Y en 1974 se modificó la definición a “Organismos y sustancias que contribuyen al equilibrio intestinal” (Parker, 1974).

El término probiótico ha venido cambiando con los años, en 1999 se definió como: “Aquellos microbios que son administrados de tal manera que entran al sistema gastrointestinal del hospedero, y que se mantienen vivos con la finalidad de aportar salud” (Gatesoupe, 1999).

3.2.4 Probióticos comerciales

Los probióticos comerciales se encuentran elaborados por medio de fermentación compleja para crear el medio adecuado donde la bacteria pueda vivir y producir enzimas que mejoren la absorción gastrointestinal. El producto está desarrollado especialmente para la adición en el alimento de peces y camarones. Y se recomienda la aplicación en forma de pellet húmedo o partícula de alimento extrusado húmeda (Nutrientes Veterinarios [NUTRIVET], 2009).

3.2.5 Probióticos en la acuicultura

En la acuicultura, un probiótico es un complemento microbiano vivo que tiene un efecto beneficioso sobre el hospedador, modificando la comunidad microbiana relacionada con él mismo o con el ambiente, asegurando un uso mejorado del alimento ó aumentando su valor nutricional, favoreciendo la respuesta del hospedador frente a las enfermedades ó mejorando la calidad del ambiente (Verschuere, Rombaut, Sorgeloo, y Verstraete, 2000).

El término probiótico se está utilizando con gran popularidad en la acuicultura y principalmente en la camaronicultura. El significado deriva de la exclusión de un organismo

por competitividad del dominio del ambiente ecológico específico en beneficio de otro organismo. Cuando se dice que se aplicará probiótico a un estanque, en realidad lo que se está realizando es introducir intencionalmente microorganismos del tipo benéfico para desplazar bacterias o microorganismos perjudiciales al organismo de cultivo y/u otros que comparten el ambiente del estanque (García, 2011).

Se debe considerar que al usar los probióticos, hay que tener en cuenta que la dosis que se aplica a un estanque debe de estar basado en la densidad de siembra, la flora inicial, el tamaño del estanque, las condiciones del agua y el suelo del estanque de cultivo de los organismos (Sánchez, y Zapata, 2002).

Los beneficios de los probióticos en la acuicultura son:

- Evitar el uso de maquinaria costosa para la eliminación física de la materia orgánica de las piscinas.
- Permitir la resiembra de piscinas el día después de la cosecha reduciendo costos de días vacíos.
- Eliminar tratamientos de suelo con desinfectantes y reguladores de pH.
- Mineraliza la materia orgánica disminuyendo el uso de fertilizantes y gastos durante el ciclo.
- Mejorar la calidad del suelo de piscinas permitiendo reducir (50%) el recambio de agua, lo cual ahorra costos de diésel y reparación de maquinaria.
- Reducir el nivel de compuestos tóxicos en las piscinas, lo cual mejora la tasa de crecimiento del animal.
- Mejorar las tasas de sobrevivencia debido a un mejor ecosistema general.
- Permitir incrementar densidades de siembra, lo cual mejora la eficiencia de la producción.
- Crear un medio probiótico que reduce metabolitos tóxicos que inciden en el mal sabor del camarón (Productos Aqua [PROAQUA, 2014]).

3.2.6 Mecanismo de acción de los probióticos

Los probióticos ejercen diversas acciones relacionadas con la salud mediante diferentes mecanismos, los cuales se describen brevemente a continuación:

- Colonización y adhesión en el tracto gastrointestinal

En acuicultura, la información disponible indica que las bacterias aisladas de animales cultivados o de su entorno tienen mayor capacidad de adhesión al mucus gastrointestinal y a los tejidos, que las de otras bacterias foráneas que suelen ser transitorias, por lo que surge la necesidad de que los probióticos sean continuamente administrados, ya sea como suplemento en el alimento o a través del agua de cultivo (Monroy, Castro, Castro, y Lara, 2012).

- Mejoramiento de las funciones inmunes

La introducción oral de microorganismos probióticos incrementa y mejoran la resistencia del huésped contra los microorganismos patógenos y facilita la exclusión de los mismos del epitelio intestinal (Gutiérrez, 2011).

- Producción de antibióticos / compuestos antivirales

La selección de microorganismos con actividad probiótica también se puede determinar por la capacidad de generar productos extracelulares (ECPS) que pueden inhibir o matar otras bacterias potencialmente patógenas, entre ellos sustancias antibacteriales. Los probióticos no solo tienen capacidad antibacteriana, también se ha descrito actividad antiviral de algunos aislados como *Pseudomonas sp.*, *Vibrio sp.* y *Aeromonas sp.*, contra el virus de la necrosis hematopoyética (Vaseeharan, y Ramasamy, 2003).

- Mejoramiento de la calidad del agua

Un procedimiento común utilizado para mejorar la calidad del agua, y por lo tanto el entorno inmediato de peces y camarones, es la aplicación directa de los probióticos a los estanques. Esta forma implica la manipulación de microorganismos en los estanques para reducir patógenos bacterias, aumentar la mineralización de la materia orgánica, y eliminar los desechos compuestos no deseados (Vaseeharan, y Ramasamy, 2003).

4. OBJETIVOS

4.1 Objetivo general

Evaluar el efecto de dos probióticos comerciales durante un ciclo de cultivo de camarón *Litopenaeus vannamei* en sistemas semi-intensivos.

4.2 Objetivos específicos

- Analizar la calidad del agua de los estanques de cultivo de camarón *Litopenaeus vannamei*, dosificados con los dos probióticos comerciales.
- Establecer el porcentaje de materia orgánica presente en el fondo de los estanques durante el ciclo de cultivo de camarón *Litopenaeus vannamei* con la aplicación de los dos probióticos comerciales.
- Determinar el crecimiento y sobrevivencia del camarón *Litopenaeus vannamei* con la aplicación de los dos probióticos comerciales.

5. HIPÓTESIS

No existe diferencia en el efecto sobre la calidad del agua, del suelo y el comportamiento productivo del camarón *L. vannamei* por los probióticos utilizados, durante un ciclo de cultivo en sistemas semi-intensivo.

6.2 Variables

6.2.1 Variables independientes

Las variables independientes del trabajo de investigación fueron las mezclas con los probióticos, siendo ambos de diferentes casas comerciales (Cuadro No. 1).

Cuadro No. 1 Variables independientes y su indicador

Variable	Indicador
Probiótico A	g/Ha
Probiótico B	g/Ha

Fuente: Trabajo de campo, 2014.

6.2.2 Variable dependiente

En cada piscina de cultivo se tomaron muestras de sedimentos para análisis de materia orgánica y pH y agua para la determinación de oxígeno disuelto, temperatura, pH, salinidad, transparencia, nitratos, amonio, fosfatos y fitoplancton (Cuadro No. 2).

Cuadro No. 2 Variables biológicas y ambientales evaluadas en cada piscina de cultivo

Variable	Indicador
Oxígeno	mg/L
Salinidad	g/L
Potencial de hidrógeno (pH) en agua	Unidades de pH
Nitratos (NO_3^-)	mg/L
Amonio (NH_4^+)	mg/L
Fosfatos (PO_4^{-3})	mg/L
Fitoplancton	cel/mL
Potencial de hidrógeno (pH) en sedimento	Unidades de pH
Materia orgánica	%
Crecimiento	g / semana
Supervivencia	%

Fuente: Trabajo de campo, 2014.

6.3 Diseño

6.3.1 Tratamientos

Los tratamientos consistieron en la utilización de dos mezclas comerciales de microorganismos, reconocidos como “probiótico A” y “probiótico B”, con potencial probiótico en el agua durante un ciclo de cultivo de camarón *L. vannamei*, siendo ambos de diferentes casas comerciales. Las dosis de la mezcla microbiana se aplicaron según el tamaño de las piscinas, la cantidad de organismos en cultivo y según indicaciones del proveedor. Para ello, se hizo uso de 6 piscinas, 3 de ellas se dosificaron con el probiótico A y en las otras 3 el probiótico B.

- Probiótico A

Las aplicaciones del probiótico A se subdividieron en A-1 y A-2, siendo el primero para la degradación de la materia orgánica, el cual trabaja a través de la combinación de enzimas altamente concentradas y bacterias benéficas; y el segundo para el mejoramiento de la calidad y claridad del agua en la acuicultura comercial, acelerando la degradación de los residuos orgánicos.

Según recomendaciones del proveedor, previo a la aplicación del probiótico, las unidades experimentales fueron evaluadas, en cuanto a las condiciones del fondo de las piscinas (materia orgánica), esto con la finalidad de tomar un punto de partida para la realización del cálculo de la primera dosis de aplicación del probiótico A, más el tamaño del estanque y la cantidad de organismos en cultivo. El probiótico A (A-1 y A-2) fueron aplicados conjuntamente para obtener un mayor efecto en el sistema de cultivo. Dicho producto se mantuvo en un ambiente seco, para evitar su contaminación.

Para la preparación del probiótico A (A-1y A-2), se realizó el pesaje del mismo y se le adicionó a una cubeta con 1000 mL de agua de piscina, agitándose por 5 minutos para la hidratación de las bacterias. Luego de ello se dejó reposar la mezcla bajo la sombra por otros 15 minutos. Pasado el tiempo se aplicó la solución hidratada sobre la superficie de la piscina y

se colocó aireación por 10 minutos, esto para que la mezcla tuviera una mejor homogenización sobre la superficie tratada.

La primera dosis de aplicación se realizó durante el llenado del estanque, la cual se basó en recomendaciones del proveedor. Se aplicó 325 g/Ha del probiótico A-1 (degradación de materia orgánica) y 250 g/Ha del probiótico A-2 (mejoramiento de la calidad del agua). Una vez llenado el estanque (3 -5 días) se realizó una segunda aplicación de 15 g/Ha (probiótico A-1) y 9g/Ha (probiótico A-2). A partir de ella, mensualmente se duplicó la dosis debido al crecimiento de los organismos. La aplicación del probiótico se realizó tres veces por semana durante el ciclo de cultivo (junio a septiembre), siendo un total de 48 aplicaciones.

- Probiótico B

El probiótico B, se subdividieron en B-1 y B-2, siendo el primero para la degradación de la materia orgánica, el cual acelera la descomposición biológica de los fondos de piscinas de acuicultura con alta carga de materia orgánica; y el segundo para mejorar la calidad del agua y contrarresta el incremento de sustancias tóxicas como los compuestos nitrogenados en el agua. Estos fueron aplicados conjuntamente con la finalidad de obtener un mayor efecto en el sistema de cultivo.

Según recomendaciones del proveedor, para la aplicación del probiótico debe de tomarse en cuenta la carga de materia orgánica (MO) que presentan los fondos del sistema, por lo cual se realizó un análisis de MO, esto con la finalidad de tomar un punto de partida para la realización del cálculo de la primera dosis de aplicación del probiótico B, más el tamaño del estanque y la cantidad de organismos en cultivo. El probiótico B (B-1 y B-2) fueron aplicados conjuntamente para obtener un mayor efecto en el sistema de cultivo. Dicho producto se mantuvo en un ambiente seco, para evitar su contaminación.

Así mismo, se realizó una aplicación conjunta del probiótico B (B-1 y B-2) con la finalidad de obtener un mayor efecto en el cultivo. Dicho producto se tuvo en un ambiente seco

Para la preparación del probiótico B (B-1 y B-2), se realizó el pesaje de la mezcla microbiana y se le adicionó a una cubeta con 1000 mL de agua de piscina. Luego de ello se dejó reposar por 4 horas para la hidratación de las bacterias, bajo la sombra. Pasado el tiempo se aplicó la solución hidratada sobre la superficie de la piscina colocando aireación por 10 minutos para la homogenización de la mezcla microbiana sobre la superficie tratada.

La primera dosis de aplicación se realizó durante el llenado del estanque, la cual se basó en recomendaciones del proveedor. Se aplicó 1 kg/Ha del probiótico B-1 (degradación de materia orgánica) y 1 kg/Ha del probiótico B-2 (mejoramiento de la calidad del agua). Una vez llenado el estanque (entre 3 -5 días) se realizó una segunda aplicación de 500 g/Ha de ambos probióticos (B-1 y B-2). A partir de ella mensualmente se duplicó la dosis debido al crecimiento de los organismos. La aplicación del probiótico se realizó una vez por semana durante el ciclo de cultivo (junio a septiembre), siendo un total de 16 aplicaciones.

6.3.2 Unidades experimentales

La evaluación de los tratamientos se llevó a cabo en seis piscinas individuales de tierra (sustrato arcilloso) de 1.87 Ha en promedio, considerándose un ciclo de cultivo de 120 días y densidades de 90 camarones/m². Cada estanque fue preparado, previo a ser llenado con agua para la siembra de camarones (Figura No. 2).



Figura No. 2 Preparación de la piscina para cultivo (Trabajo de campo, 2014)

Las piscinas empleadas fueron seleccionadas acorde a un programa operacional que se maneja dentro de la finca, por lo que para el trabajo de investigación se asignaron seis piscinas del área sur: PD 09, PD 11, PD 12, PD 13, PD14 y PD 15 (Figura No. 3).

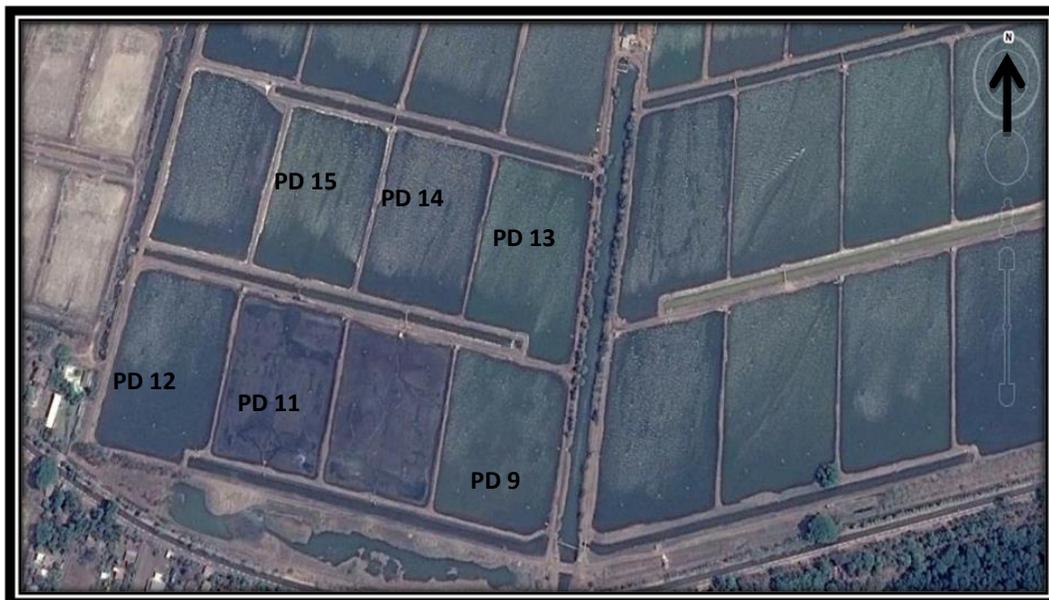


Figura No. 3 Ubicación de las piscinas de muestreo en la finca Esteromar (Google Earth, 2014)

Tres piscinas fueron utilizadas para el tratamiento con el probiótico A, y los otros tres para el tratamiento con el probiótico B (Cuadro No. 2).

Cuadro No. 3 Designación de tratamientos y unidades experimentales

TRATAMIENTOS		
Probiótico A		Probiótico B
No. de piscina	PD 09	PD 13
	PD 11	PD 14
	PD 12	PD 15

Fuente: Trabajo de campo, 2014.

6.3.4 Muestreos

Durante todo el proceso del ciclo de cultivo, en cada estanque, se monitorearon y registraron los parámetros físico-químicos del agua y de productividad, los muestreos fueron realizados semanalmente, a excepción de los parámetros *in situ* (pH, oxígeno disuelto y temperatura) que se tomaron diariamente, los cuales fueron registrados por los encargados de muestreo de la finca.

Por otro lado, los parámetros de crecimiento se muestrearon semanalmente, estos se iniciaron 21 días después de la siembra. En cuanto al sedimento se realizaron 2 muestreos: uno previo al cultivo y el segundo al finalizar la cosecha (Cuadro No. 3).

Cuadro No. 4 Frecuencia de muestreo en estanques tratados

	Parámetros <i>In situ</i>	Parámetros físico-químico y productividad primaria				Materia orgánica	Crecimiento
		Nitratos	Fosfatos	Amonio	Fitoplancton		
Diaria	X						
Semanal		X	X	X	X		X
Mensual						X	

Fuente: Trabajo de campo, 2014

6.4 Procedimiento

6.4.1 Toma de muestras de agua, medición de parámetros físico-químicos y de productividad primaria

Las muestras de agua para los análisis físico-químicos, fueron tomadas cada semana y durante el día, entre las 7:00 y 9:00 horas. Se utilizó un balde de 5 L, lavando tres veces el recipiente al igual que los frascos de 250 mL que se utilizaron para trasvasar el agua colectada en cada piscina (Figura No. 4), con el fin de formar una película de la muestra sobre los mismos. Cada frasco fue etiquetado con el número de piscina al que correspondía.



Figura No. 4 Toma de muestra de agua (Trabajo de campo, 2014)

Las muestras fueron transportadas al laboratorio de la finca, donde se realizaron los análisis de nitratos, fosfatos y amonio. Para ello se hizo uso del equipo colorimétrico marca HACH DR/870 (Figura No. 5), tomando 10 mL de muestra adicionándole los reactivos que corresponde a los kits de nitratos, fosfatos y amonio.



Figura No. 5 Equipo colorimétrico marca HACH (Trabajo de campo, 2014)

En cada piscina se midieron diariamente los parámetros físico-químicos *in situ*: oxígeno disuelto, pH, salinidad y temperatura con la sonda multiparamétrica marca HANNA modelo HI9828 y un potenciómetro PINPOINT (Figura No. 6) a una profundidad de 50 cm. La transparencia del agua se midió de igual forma *in situ* con el disco de Secchi.



Figura No. 6 Equipo de medición de parámetros físico-químicos *in situ* (Trabajo de campo, 2014)

Para el análisis de la productividad primaria, se tomó en cada piscina una muestra de agua en un frasco de 250 ml a una profundidad de 30 cm y se le agregaron tres gotas de lugol, como preservante, esto con el fin de fijar las microalgas para facilitar el conteo celular. En el laboratorio se procedió a contabilizar la muestra, haciendo uso de un microscopio y una cámara de Sedgewick-Rafter.

6.4.2 Toma de muestras de suelo

Se establecieron dos muestreos de sedimento para cada piscina tratada. El primer muestreo se realizó antes de la siembra y el segundo muestreo fue después de la cosecha. Se tomó una muestra por estanque y a su vez se tomaron tres submuestras (1 en la entrada, 1 en la parte central y 1 en la salida), éstas fueron mezcladas en una cubeta plástica y se extrajo una muestra de aproximadamente 2 lb (Figura No. 7).



Figura No. 7 Toma de muestra de sedimento (Trabajo de campo, 2014)

El sedimento se recolectó a 10 cm de profundidad con una pala, el cual fue colocado en bolsas de muestreo específicas para sedimento. Posteriormente, las muestras fueron trasladadas al laboratorio de Soluciones Analíticas donde se determinaron las variables de pH y porcentaje de materia orgánica (MO), siendo estos los principales parámetros para la determinación del estado o condición de los fondos de las piscinas.

6.4.3 Medición de parámetros de crecimiento

Para la evaluación de los parámetros de crecimiento se realizaron muestreos semanales pesando 60 a 80 organismos, este intervalo de pesaje se realizó según metodología de la granja, en una balanza analítica digital marca Ohaus con una precisión de 0.001-500 g. Los organismos se extrajeron de la piscina con una red o atarraya con apertura de malla de $\frac{1}{4}$ que fue empleada a partir de los 21 días de cultivo. Los lances se hicieron en cuatro puntos diferentes dentro de la piscina, colectando una muestra representativa de la misma, para posteriormente ser pesados y obtener el peso promedio.

El porcentaje de sobrevivencia se determinó al final del ciclo. Estimando el porcentaje de los organismos cosechados en relación con los sembrados, dividiendo el número inicial entre el número que quedaron al final del ciclo de cultivo y multiplicado por cien. De igual manera al final, también se estimó la tasa de crecimiento (g/semana) y producción (kg/m²).

6.5 Análisis de la información

Los datos recolectados fueron trasladados a una base de datos de EXCEL de Microsoft Office donde fueron tabulados y analizados con el paquete estadístico MegaStat.

6.5.1 Parámetros fisicoquímicos y productividad primaria

Para los parámetros de calidad del agua se realizó un análisis de datos mediante herramientas gráficas, haciendo uso de gráficos de líneas. Los cuales, permitieron observar el comportamiento de las variables pH, oxígeno disuelto, temperatura, transparencia, nitratos, amonio y fosfatos, en los dos tratamientos (A y B) durante el ciclo de cultivo (junio-septiembre). En cuanto a los parámetros de productividad primaria, se hizo uso de gráficos de barras para observar la abundancia de las mismas en las unidades experimentales durante los diferentes muestreos y así mismo un gráfico de línea para observar su comportamiento.

6.5.2 Parámetros de calidad de suelo

Las variables materia orgánica (%) y pH, fueron analizados mediante una prueba T de Student para dos muestras relacionadas con un nivel de significancia ($p < 0.05$) (Ramos, 2002).

$$t = \frac{M_{post} - M_{pre}}{\sqrt{\left[\left(s_{post}^2 + s_{pre}^2 \right) - \left(2r_{pp} \cdot s_{post} \cdot s_{pre} \right) \right] / (N - 1)}}$$

Donde:

M_{post} = medias de las muestras después

M_{pre} = medias de las muestras antes

S^2 = desviación típica

r = correlación entre ambas medidas

N = número de casos

6.5.3 Parámetros de crecimiento

El crecimiento semanal durante el ciclo de cultivo, al igual que la conversión alimenticia fueron analizados a través de la prueba T de Student para dos tratamientos independientes (Ramos, 2002).

$$t = \frac{\bar{X}_1 + \bar{X}_2}{S_p \sqrt{\frac{1}{n_1} + \frac{1}{n_2}}}$$

Donde:

t = valor estadístico de la prueba T de Student

\bar{X}_1 = valor promedio del grupo 1

\bar{X}_2 = valor promedio del grupo 2

S_p = desviación estándar ponderada de ambos grupos

n_1 = tamaño de la muestra del grupo 1

n_2 = tamaño de la muestra del grupo 2

La variable tasa de sobrevivencia (%) se analizó a través de la prueba de hipótesis de proporciones de dos muestras con un nivel de significancia ($p < 0.05$) (Ramos, 2002).

$$P = \frac{n_1 P_1 + n_2 P_2}{n_1 + n_2}$$

Donde:

P_1 = proporción muestra 1

P_2 = proporción muestra 2

n_1 = tamaño de muestra 1

n_2 = tamaño de muestra 2

Estimación del error estándar de la diferencia de las dos proporciones:

$$s_{p1-2} = \sqrt{P(1-P)\left(\frac{1}{n1} + \frac{1}{n2}\right)}$$

7. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

7.1 Parámetros físico-químicos y productividad primaria en el cultivo de camarón

Durante el trabajo experimental en la evaluación de los dos tratamientos (probiótico A y probiótico B), las variables de los parámetros de calidad de agua se mantuvieron estables a lo largo del ciclo del cultivo (junio-septiembre), encontrándose dentro de los intervalos óptimos recomendados para el cultivo de camarón blanco *L. vannamei* (Boyd, y Tucker, 1988).

Ambos tratamientos presentaron tendencias similares en los parámetros físico-químicos por lo que se infiere que no existe efecto de los tratamientos sobre las variables evaluadas para la calidad del agua.

7.1.1 Temperatura

Las especies de camarón marino de aguas cálidas crecen mejor a temperaturas entre 25.0 °C a 32.0 °C, estos rangos a lo largo del año son característicos de las aguas costeras (Boyd, 2000). Por la ubicación de la finca camaronera (costa sur), las temperaturas de los tratamientos oscilaron entre dichos intervalos. Presentando un promedio para el tratamiento con probiótico A de 30.9 °C y 30.7°C y para el tratamiento con probiótico B en horas de la mañana. En la tarde aumentó a un promedio de 33.5°C y 33.0°C, respectivamente.

La figura No. 8 ilustra sobre los cambios de temperatura diurno-nocturno del agua en los tratamientos evaluados durante el período experimental.

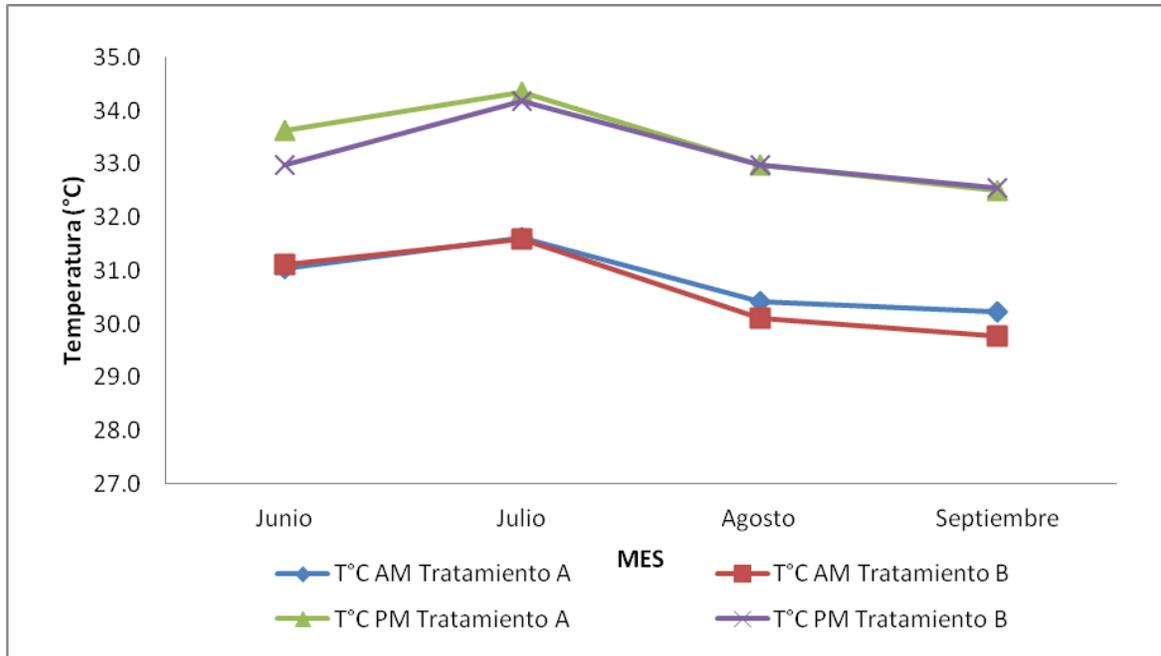


Figura No. 8 Promedios mensuales de la temperatura en tratamientos A y B en horas de la mañana (AM) y la tarde (PM) (Trabajo de campo, 2014)

La temperatura cambió mucho del día a la noche, por esta razón se debe medir dos veces por día, una por la mañana y una por la tarde para que las temperaturas no lleguen a sus rangos extremos ($< 20.0^{\circ}\text{C}$ - $> 40.0^{\circ}\text{C}$), de lo contrario debe de realizarse recambios de aguas graduales para evitar causar una tensión fisiológica o estrés entre los organismos, o resultar en una mortalidad parcial o masiva (Bryand, Kadilak, y Panis, 2008).

La temperatura promedio mensual de ambos tratamientos presenta tendencias similares en horas de la mañana y de la tarde. La variación más alta de temperatura se presentó en el mes de julio, para ambas horas y tratamientos, llegando a alcanzar un promedio de 34.0°C . Este incremento se debió a que durante el mes de julio se registraron temperaturas altas en el departamento de Escuintla oscilando entre 27.0°C – 30.0°C (Instituto Nacional de Sismología, Vulcanología, Meteorología e Hidrología [INSIVUMEH], 2014). Las temperaturas ambiente mayores a 30.0°C hacen que durante el día el aire se caliente por lo que la superficie del agua aumenta su temperatura aún más rápido formando una capa bastante cálida (Boyd, 2000).

7.1.2 Oxígeno disuelto (OD)

El oxígeno disuelto puede cambiar del día a la noche, principalmente por el consumo de oxígeno por parte del fitoplancton en el agua. Durante el día, las algas crean el oxígeno en el agua, pero durante la noche lo consumen (Teichert-Coddington, Popma, y Lovshin, 1997).

En relación al oxígeno disuelto, en los dos tratamientos se evidenció un comportamiento similar en horas de la mañana y de la tarde. Los resultados obtenidos en horas matutinas se encuentran por debajo de los 5.0 mg/L en ambos tratamientos, lo cual no llega a ser mortal para los organismos pero si se evidenciaría un crecimiento lento si la baja de oxígeno disuelto se prolongara. Sin embargo, durante el transcurso del día el oxígeno va aumentando y llegó a presentar una concentración promedio de 10.3 mg/L. Esta concentración de oxígeno disuelto ejerce un efecto positivo en los organismos, ya que se generan crecimientos adecuados (Boyd, y Tucker, 1998) (Figura No. 9).

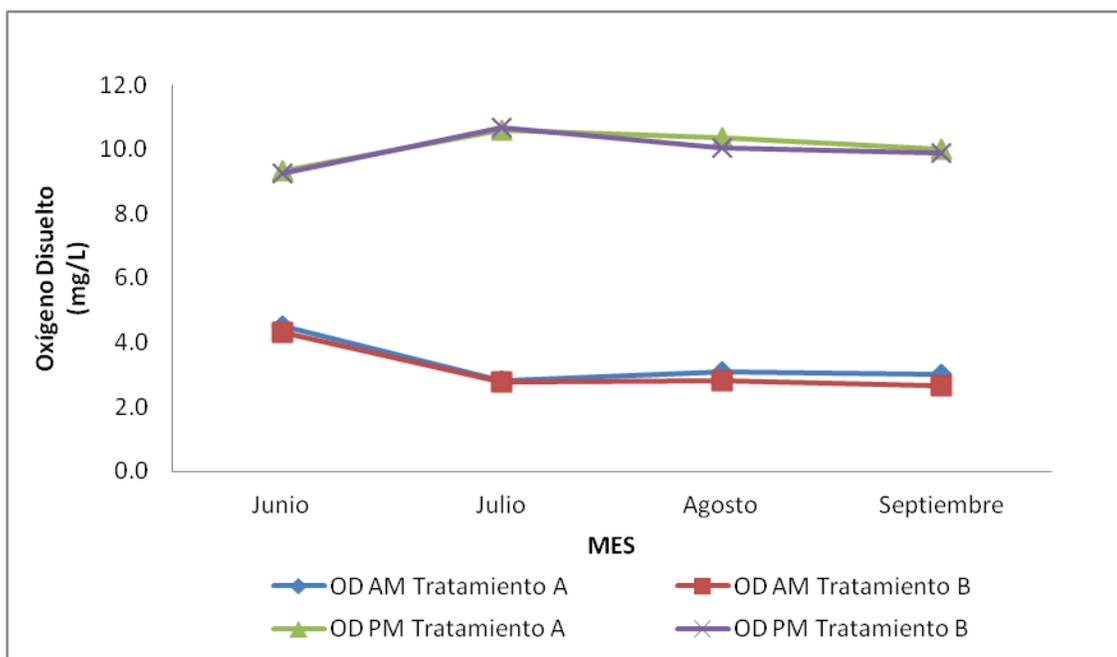


Figura No. 9 Promedios mensuales de la concentración de oxígeno disuelto durante el día en los tratamientos A y B (Trabajo de campo, 2014)

Los valores de oxígeno disuelto presentes durante los meses de cultivo van disminuyendo gradualmente, llegando a presentar puntos críticos en los meses de junio a julio en horas de la mañana, activando el sistema de aireación al cultivo para estabilizar el oxígeno disuelto. Cuando el oxígeno disuelto empieza a bajar a aproximadamente 2 - 2.5mg/L o menos, se debe empezar aeración inmediatamente hasta llegar a mantener un nivel mínimo de 4 mg/L (Bryand, Kadilak, y Panis, 2008).

Alguno de los factores que influyen en la baja de oxígeno son el crecimiento que van presentando los organismos, la acumulación de materia orgánica (heces, alimento no consumido, mudas, algas muertas, entre otros), al aumento de temperatura y a la presencia de plancton, haciendo que el sistema requiera de una mayor demanda de oxígeno (Bryand, Kadilak, y Panis, 2008).

7.1.3 Potencial de hidrógeno

Los estanques de agua salobre generalmente tienen un pH de 7 ó 8 por la mañana, pero en la tarde estos suben a 8 o 9 (Boyd, y Gautier, 2000).

Los valores de pH medidos en el agua, no presentaron grandes variaciones a lo largo del ciclo del cultivo en ambos tratamientos (A y B), visualizándose una tendencia similar de dicho parámetro tanto en la mañana como en la tarde. Se presentó un mínimo de 7.7 y un máximo de 8.0 unidades por la mañana, mientras en la tarde presentó un mínimo de 8.2 y un máximo de 8.4. Estos valores se encuentran en un rango aceptable para la finca camaronera (7.5-8.5) (Figura No. 10).

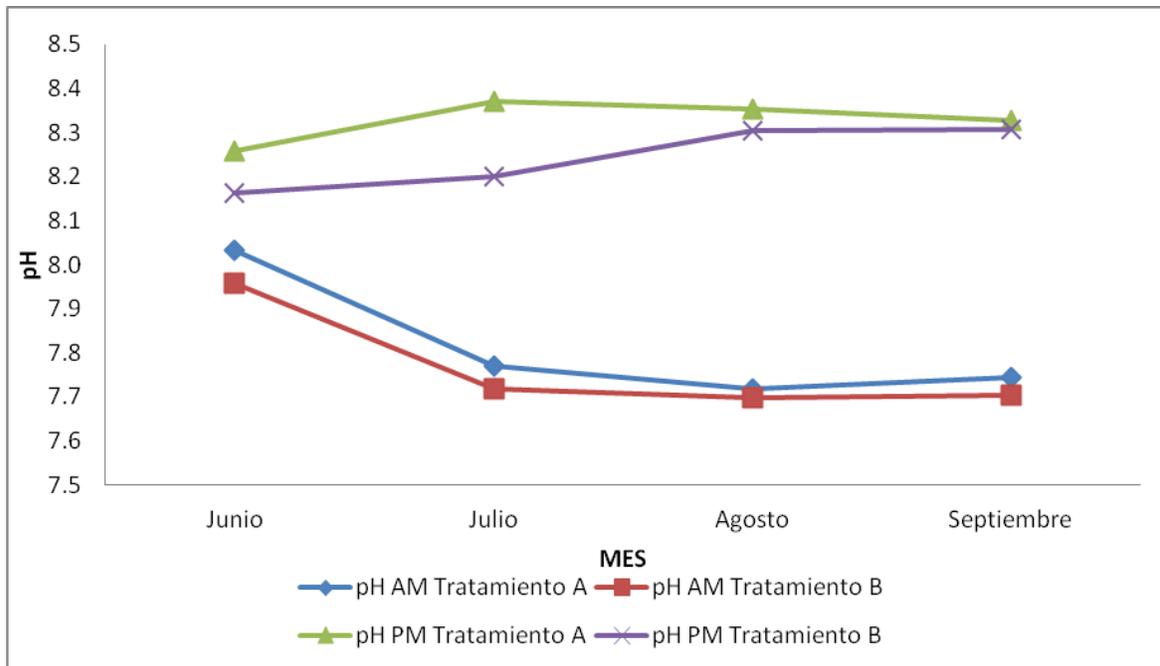


Figura No. 10 Promedios mensuales del potencial de hidrógeno (pH) durante el día en los tratamientos A y B (Trabajo de campo, 2014)

7.1.4 Salinidad

Los camarones *L. vannamei*, *Penaeus monodon* y otras especies pueden ser cultivados exitosamente en estanques costeros con salinidad entre 1.0 y 40 g/L, pero crecen mejor con una salinidad superior a 5.0 g/L y la mayoría de camaroneros prefieren cultivar en salinidades entre 20.0 y 25.0 g/L (Boyd, y Tucker, 1998).

Durante el cultivo la salinidad que se registró para el tratamiento con probiótico A fue una máxima de 21.7 g/L y una mínima de 5.0 g/L y para el tratamiento con probiótico B una máxima de 22.0 g/L y una mínima de 3.7 g/L (Figura No. 11).

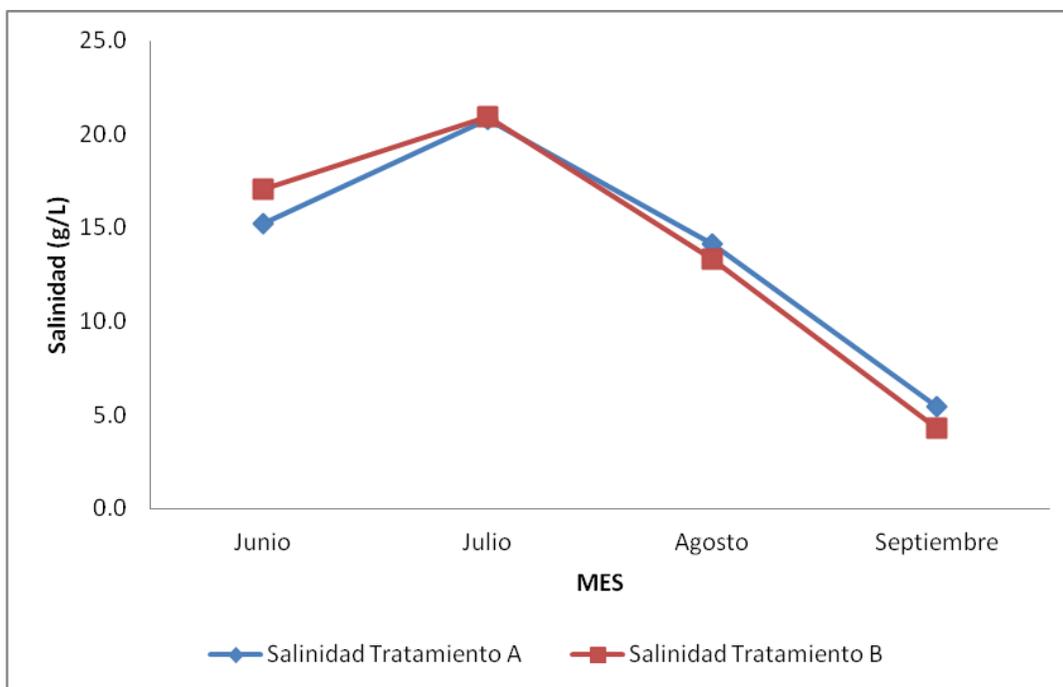


Figura No. 11 Promedios mensuales de la salinidad en los tratamientos A y B durante el ciclo de cultivo (Trabajo de campo, 2014)

Los valores más altos de salinidad se presentaron en el mes de julio para ambos tratamientos, siendo un promedio de 21.0 g/L. En ese mismo mes, también se registraron las temperaturas más altas para el ciclo del cultivo, entre mayor sea la temperatura se registrarán mayores salinidades por efecto de evaporación.

En los meses de agosto y septiembre se registraron los valores de salinidades más bajas, lo cual se vió influenciado en gran parte por los recambios de agua que se realizaron en dichas fechas siendo de un 13% a 25%. La salinidad varía de acuerdo a la fuente de agua, en algunos casos los estuarios presentan una salinidad similar a los cuerpos de agua dulce durante la época de lluvia (Boyd, 1997).

7.1.5 Transparencia

Ambos tratamientos presentaron tendencias similares en la transparencia del agua, la cual mantuvo sus niveles óptimos únicamente durante el mes de junio, presentando un promedio de 39.8 cm para el tratamiento con probiótico A y 42.2 cm en el tratamiento con probiótico B. En

los meses de julio a septiembre hubo una disminución en los valores de transparencia, presentando un promedio de 20.0 cm (Figura No. 12).

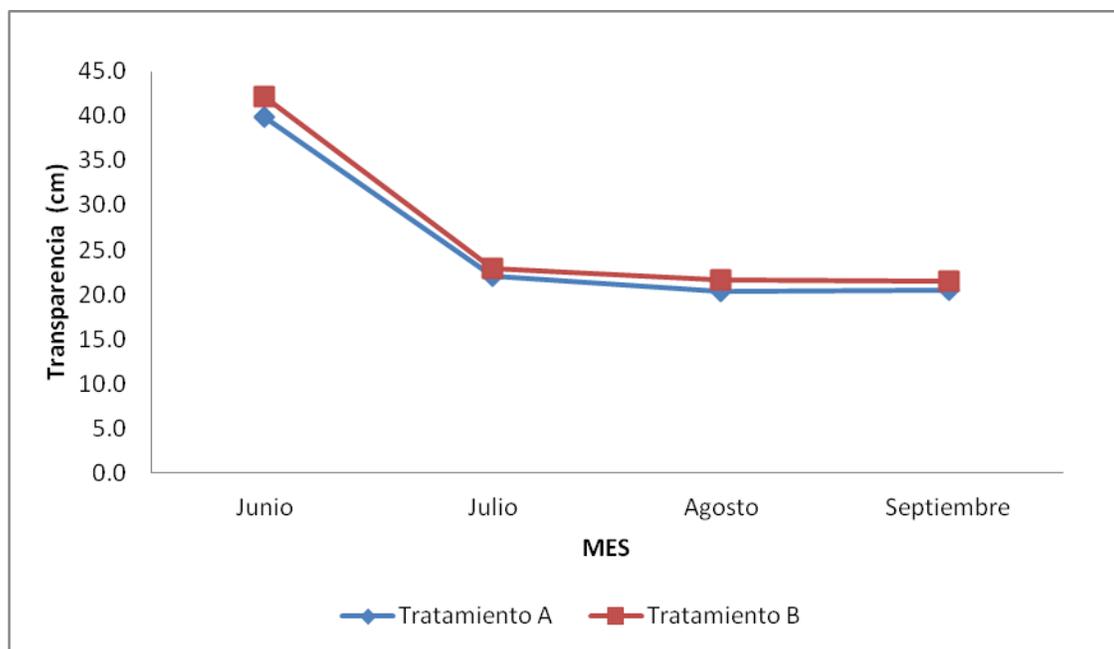


Figura No. 12 Promedios mensuales de la transparencia en tratamientos A y B
(Trabajo de campo, 2014)

La transparencia del agua disminuye al incrementar la población de algas (Teichert-Coddington, Popma, y Lovshin, 1997). La disminución de la lectura en los meses de julio a septiembre, donde se registraron concentraciones de algas que llegaron a sobrepasar las densidades deseables de fitoplancton (cel/mL), siendo las clorofitas el grupo más abundante seguido de las cianofitas y diatomeas.

7.1.6 Nitrato

Durante el ciclo de cultivo los valores de nitrato para ambos tratamientos mantuvieron una tendencia similar y no mostraron diferencias. Además de ello estuvieron dentro del rango aceptable para el cultivo de camarón, siendo éstos entre 1.5- 2.0 mg/L (Saavedra, 2006) (Figura No. 13).

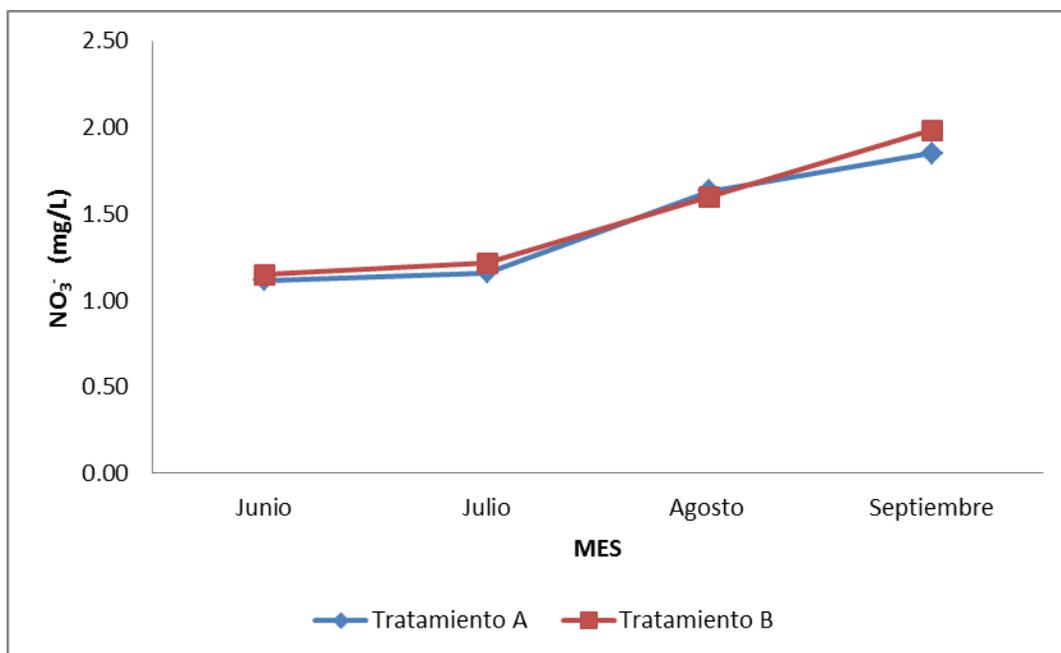


Figura No. 13 Promedios mensuales de nitratos en el tratamiento A y tratamiento B
(Trabajo de campo, 2014)

Las concentraciones de nitratos durante los meses agosto y septiembre se ven influenciados por el crecimiento de los organismos, ya que requieren de mayor cantidad de alimento balanceado, incorporando de esta manera nitrógeno al sistema, la descomposición de la materia orgánica también es otra fuente de nitrógeno.

La productividad primaria en el cultivo se vio influenciado por las concentraciones de nitratos. Si hay poco nitrógeno en el sistema, habrá muy poco fitoplancton y el agua estará clara; si hay mucho nitrógeno existirá exceso de fitoplancton (Boyd, 2000). Siendo los últimos dos meses los que presentan mayores concentraciones durante el ciclo de cultivo, ejerciendo sobre la productividad primaria un crecimiento acelerado.

7.1.7 Amonio

Los dos tratamientos al inicio del cultivo presentaron la misma concentración de amonio (0.04 mg/L) y fueron bajando en los siguientes meses presentando una variación de 0.01 mg/L.

El amonio al igual que el nitrato es otra fuente principal de nitrógeno para las células algales. Los valores de amonio para ambos tratamientos se mantuvieron por debajo de los valores máximos permisibles (< 0.10 mg/L) para el cultivo de camarón, por lo que no se consideró que los niveles fueran críticos para el cultivo (Figura No. 14).

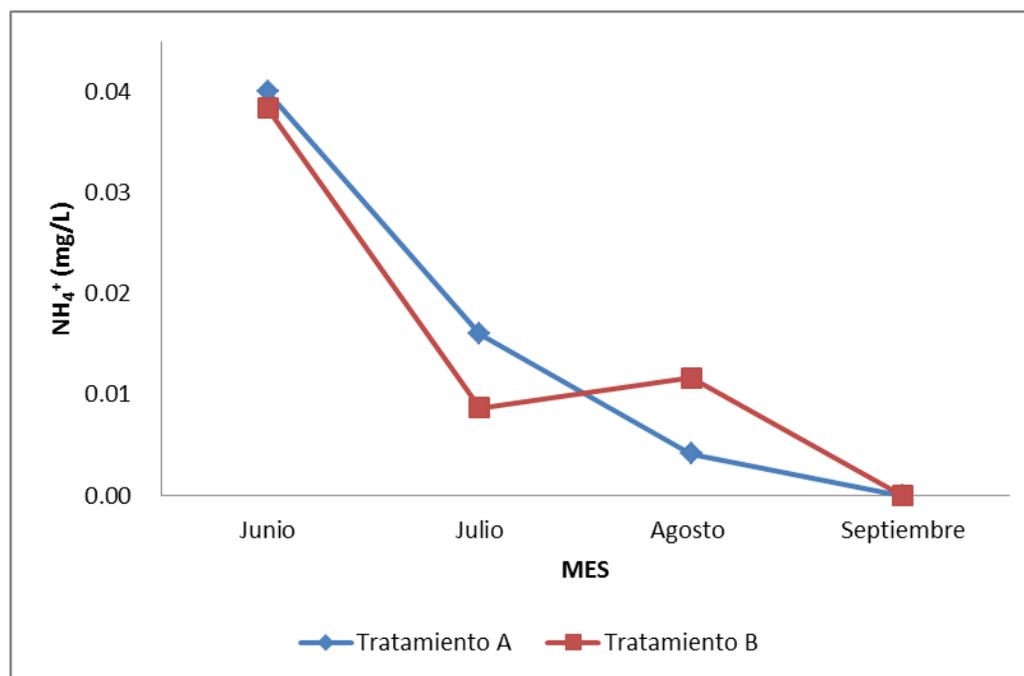


Figura No. 14 Promedios mensuales de amonio para los tratamientos A y B durante el ciclo de cultivo (Trabajo de campo, 2014)

7.1.8 Fosfato

Durante el ciclo de cultivo los valores de fosfatos para ambos tratamientos se mantuvieron por debajo de los valores máximos permisibles para el cultivo de camarón, siendo menores a 0.5 mg/L. En la fase inicial del cultivo los dos tratamientos presentan valores bajos de fosfatos y conforme pasan los meses se observó un aumento, lo cual al igual que la concentración de nitrato se ve influenciado por el crecimiento de los organismos, debido a que se requiere de mayor alimento balanceado incorporando de esta manera fósforo al sistema (Figura No. 15).

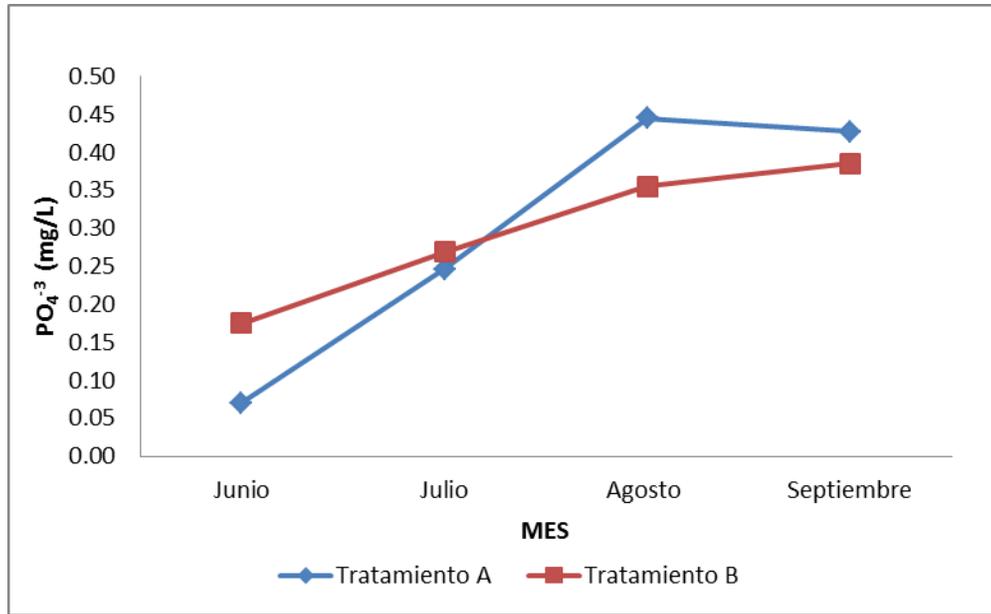


Figura No. 15 Promedio mensual del fosfato en los tratamientos A y B durante el ciclo de cultivo (Trabajo de campo, 2014)

7.2 Productividad primaria

La productividad primaria en el de cultivo se vio influenciada por las concentraciones de fosfatos al igual que las de nitrato. Si hay poco fósforo en el sistema, habrá muy poco fitoplancton y el agua estará clara; si hay mucho fósforo existirá exceso de fitoplancton (Boyd, 2000).

Los muestreos realizados durante el ciclo de cultivo (junio-septiembre) evidenciaron que los dos tratamientos y sus diferentes unidades experimentales presentaron el dominio de 3 grupos de microalgas, siendo éstas las clorofitas, diatomeas y cianofitas (Figura No. 16).

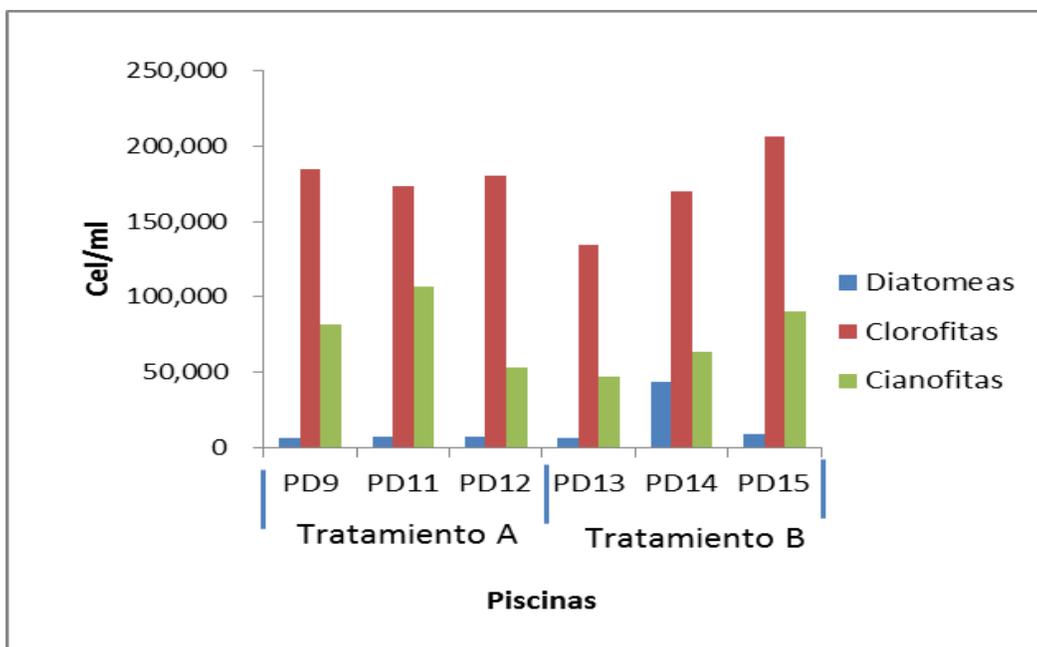


Figura No. 16 Abundancia promedio de los grupos taxonómicos del fitoplancton en los estanques de cultivos evaluados (Trabajo de campo 2014)

Para las unidades experimentales evaluadas durante el ciclo de cultivo se evidenció que el grupo de las clorofitas fueron las microalgas de mayor abundancia en las piscinas tratadas, seguida de las cianofitas y diatomeas, presentando tendencias similares en ambos tratamientos. Las diatomeas y las clorofitas (algas verdes) constituyen una fracción deseable del fitoplancton ya que contribuyen positivamente a la nutrición del camarón. Sin embargo, las cianofitas (algas verde-azuladas) y dinoflagelados son algas indeseables y además son potencialmente tóxicas (Clifford, 1992).

El comportamiento de las células algales fue variable a lo largo del ciclo de cultivo y muy similar en los dos tratamientos. Se registraron concentraciones de algas que llegaron a sobrepasar las densidades deseables de fitoplancton (cel/mL), siendo las siguientes para el cultivo de camarón: las clorofitas deben de ser < 200,000 cel/mL, cianofitas, <40,000 cel/mL y las diatomeas <100,000 cel/mL (Figuras No. 17 y No. 18).

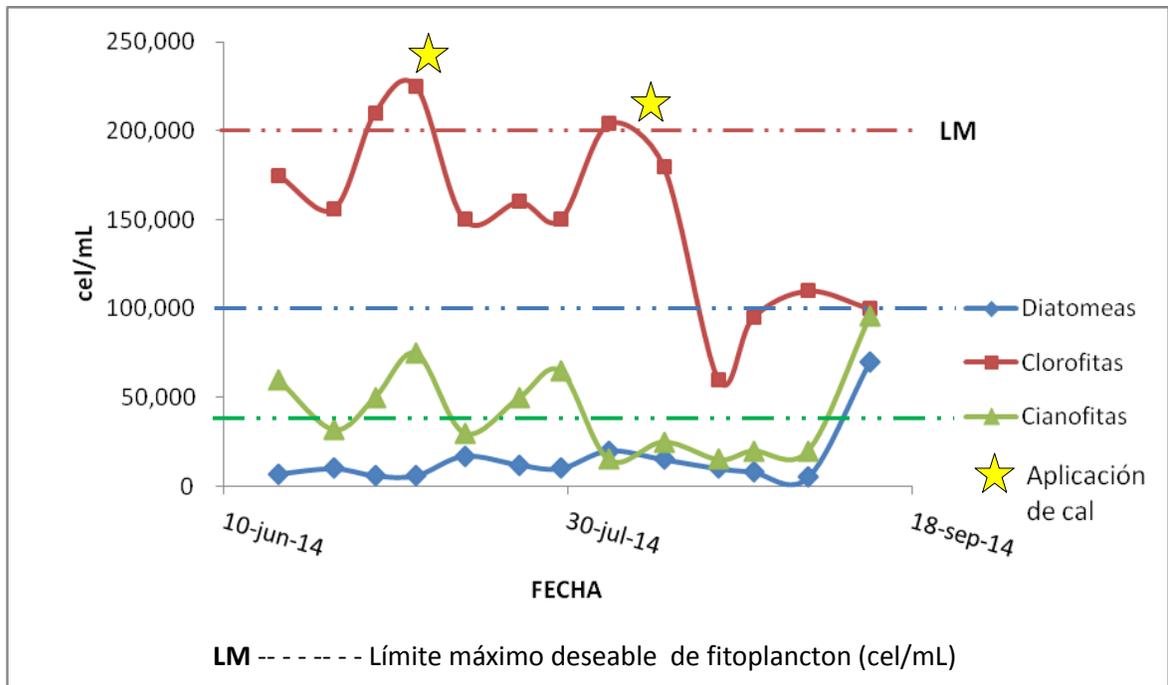


Figura No. 17 Comportamiento del fitoplancton en el tratamiento A a lo largo del ciclo de cultivo (Trabajo de campo, 2014)

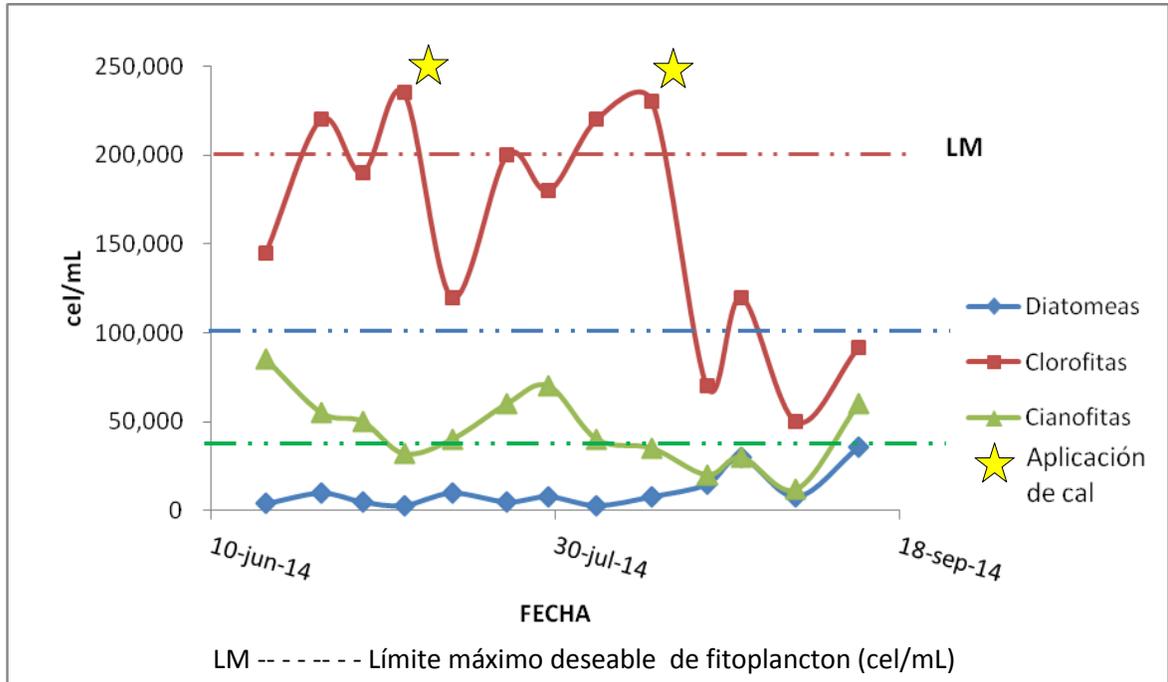


Figura No. 18 Comportamiento del fitoplancton en el tratamiento B a lo largo del ciclo de cultivo (Trabajo de campo, 2014)

Durante el mes de julio y parte del mes de agosto se evidenció un crecimiento algal muy acelerado sobrepasando las densidades deseables de fitoplancton, principalmente del grupo de las cianofitas y clorofitas para ambos tratamientos. Estas alzas en concentraciones se debieron a los valores de temperatura reportados para dichos meses oscilando entre 30°C - 34°C.

Se utilizó hidróxido de calcio (cal) para bajar las concentraciones de algas y mantenerlas dentro del rango deseable, evidenciándose un descenso de las concentraciones de clorofitas y cianofitas. También se realizaron recambios de agua entre el 4% y 13% en esos meses. A pesar del crecimiento acelerado de las algas que se presentaron en los tratamientos en algunos meses del ciclo de cultivo, no hubo una desestabilización en los parámetros físico-químicos del agua, debido al manejo que tuvieron las unidades experimentales (recambios, muestreos, aplicaciones de cal, entre otras) y por la aplicación de los probióticos, los cuales desplazan a los microorganismos y compuestos perjudiciales para los organismos en cultivo.

7.3 Parámetros de calidad del suelo

El presente estudio, demostró que los tratamientos con probiótico A y probiótico B presentaron diferencias significativas ($p < 0.05$) en el porcentaje de materia orgánica, comparando los datos obtenidos de MO (%) antes de la siembra y después de la cosecha. Esto fue comprobado mediante una prueba T de Student para muestras relacionadas (Anexo No. 1 y No. 2). Ambos tratamientos redujeron significativamente el porcentaje de materia orgánica en las diferentes unidades experimentales (Figura No. 19).

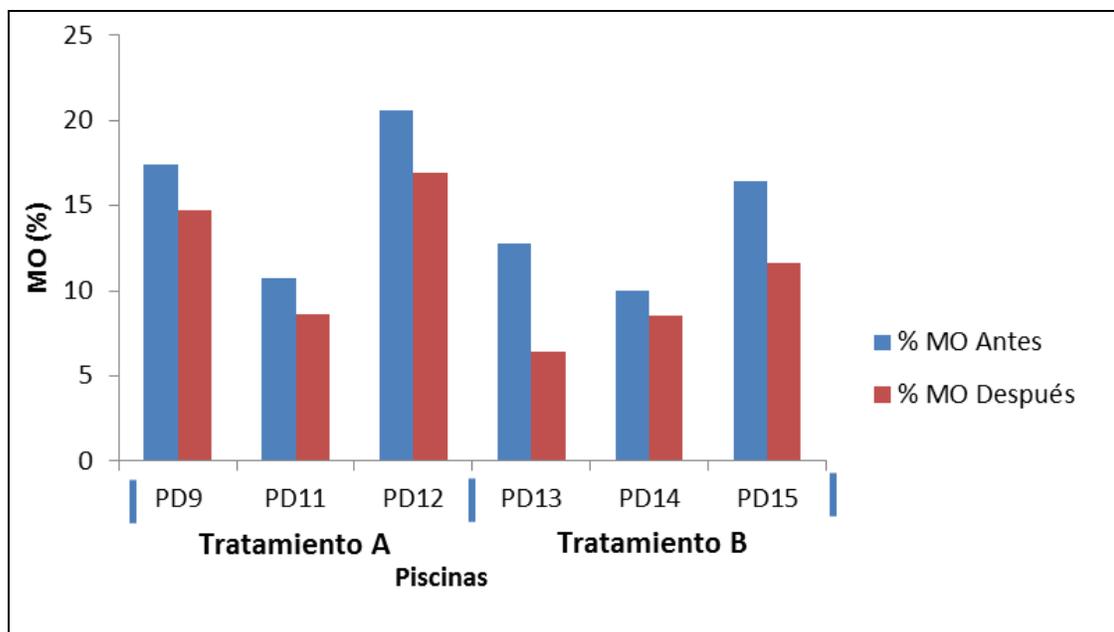


Figura No. 19 Porcentaje de materia orgánica en las diferentes unidades experimentales de los tratamientos A y B (Trabajo de campo, 2014)

Los sistemas de cultivo se caracterizan por generar altos porcentajes de materia orgánica (MO), los cuales se acumulan en el fondo del estanque como sedimento. En condiciones anaerobias de descomposición, el material orgánico sedimentado se reincorpora a la columna de agua a través de minerales, compuestos químicos y gases (Torres-Beristain, 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, y Ritvo, 2003).

En los tratamientos evaluados no existió diferencia significativa ($p > 0.05$) en el porcentaje de materia orgánica -MO- acumulada en las piscinas tratadas con probiótico A al compararlas con las piscinas tratadas con el probiótico B (Anexo No.3).

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 (Kumar, Swarnakumar, Sivakumar, Thangaradjou y Kannan, 2008). Aunque no existen rangos recomendados para la calidad del sedimento en la

acuicultura, se estableció que los porcentajes de materia orgánica se deben mantener menores al 10% durante todo el ciclo de cultivo con la finalidad de evitar un ambiente anóxico en el fondo del estanque (Cuéllar-Anjel, Lara, Morales, García, y García, 2010). Sin embargo, las muestras de sedimento analizadas presentaron valores arriba de lo deseado, lo cual se ve influenciado por la reutilización de los estanques para un nuevo ciclo de cultivo, siendo dos ciclos al año.

En relación al pH en el sedimento los tratamientos A y B fueron significativamente diferentes ($p < 0.05$). El valor promedio de pH encontrado en el suelo de las piscinas antes de la siembra para ambos tratamientos fueron de 7.9 y al finalizar el cultivo se obtuvo un valor promedio de 7.5. El valor de pH más apropiado en los fondos de los estanques es el cercano al neutro, entre 7.0 y 8.0, debido a que la mayoría de los microorganismos del suelo, principalmente las bacterias, tienen mayor actividad en este rango (Boyd, Wood, y Thunjai, 2002).

7.4 Parámetros de crecimiento

7.4.1 Ganancia de peso

El promedio de la ganancia semanal de peso de los camarones fue calculado en 0.98 y 0.87 g/camarón/semana en el tratamiento A y tratamiento B, respectivamente. Esta diferencia no fue significativa ($p > 0.05$) para ambos tratamientos (Anexo No. 4), ya que no hubo un efecto directo sobre el crecimiento de los organismos (Cuadro No. 5).

Cuadro No. 5 Datos estadísticos obtenidos en los diferentes tratamientos

VARIABLE	TRATAMIENTO A	TRATAMIENTO B	PROBABILIDAD
Crecimiento (g)	0.98±0.35	0.87±0.30	0.0639*
FCA	1.95±0.19	2.06±0.08	0.7812*
Sobrevivencia	45±0.03	47±0.04	0.6117*

*datos con probabilidad >0.05 no presentan diferencia significativa
Fuente: Trabajo de campo, 2014.

Cabe resaltar que los probióticos utilizados para el estudio beneficiaron a los sistemas de cultivo en cuanto al manejo de los fondos y la calidad del agua. El crecimiento de los camarones es dependiente de la dinámica físico-química en la interfase agua-sedimento, habitando estos organismos en el fondo del estanque (Torres-Beristain, 2005).

Un promedio de crecimiento semanal entre 0.85 - 1.2 g, es un promedio óptimo de incremento de peso y porcentaje de crecimiento. Para las diferentes unidades experimentales, los valores obtenidos se presentaron en el rango anteriormente mencionado (Cuadro No. 6) (Bryand, 2008).

Cuadro No. 6 Datos de producción en tratamientos evaluados durante un ciclo de cultivo

	TRATAMIENTO A			TRATAMIENTO B		
Unidades experimentales	PD 9	PD 11	PD 12	PD 13	PD 14	PD 15
Sobrevivencia	47%	36%	52%	36%	58%	47%
Libra alimento	41195	42090	48035	42090	46615	41755
FCA	1.94	2.15	1.77	2.15	2.03	1.99
Crec. Semanal	0.89	1.08	0.93	0.89	0.81	0.89
Peso final	12.3	14.7	14.0	13.4	11.5	11.8
Total de lbs	21230	19583	27150	24392	22985	21028
Lbs/Ha	11476	10472	13712	14348	12492	11428

Fuente: Trabajo de campo, 2014.

7.4.2 Conversión alimenticia

Para la variable conversión alimenticia no se encontró diferencia estadística significativa ($p > 0.05$) entre el tratamiento A y el tratamiento B (Anexo No. 5), obteniéndose una conversión alimenticia de 1.95 y 2.06 respectivamente. Esto quiere decir que los probióticos evaluados no presentaron un efecto directo sobre la variable.

Las buenas prácticas de manejo de la alimentación, hicieron que la razón de la conversión alimenticia puede ser de 1.5 a 2.0 (Boyd, 2000). Sin embargo, los FCA de cada unidad experimental a excepción de la piscina 12, estuvieron en el límite mencionado anteriormente. Estas variaciones se deben a las temperaturas elevadas (28.0-32.0°C) y por enfermedades,

principalmente, los cuales reducen el consumo voluntario (Talavera, 1998). Registrándose para el ciclo de cultivos temperaturas entre 30.0-33.0°C.

7.4.3 Tasa de supervivencia

Para la variable supervivencia, no existió una diferencia estadística significativa ($p > 0.05$), ya que el tratamiento A obtuvo una supervivencia de 45%, mientras que el tratamiento B presentó una supervivencia del 47% (Anexo No. 6). Estos resultados muestran que los probióticos comerciales evaluados no mejoraron la tasa de supervivencia bajo condiciones de cultivo observadas.

En la presente investigación los valores de la tasa de supervivencia para el cultivo estuvieron por debajo de lo recomendado (>50%), viéndose afectado por el mayor problema que enfrenta actualmente la industria de la acuicultura en el ámbito mundial: las enfermedades, causadas por varios agentes biológicos y no biológicos (Venkateswara, 2011), siendo la enfermedad por *Vibrio* sp. la que afectó a las unidades experimentales durante la fase de engorde.

8. CONCLUSIONES

1. Los parámetros físico-químicos del agua evaluados durante el ciclo de cultivo (junio a septiembre) para los tratamientos A y B, se mantuvieron dentro de los rangos aceptables para un buen crecimiento de los organismos.
2. No existió diferencia significativa ($p > 0.05$) en el porcentaje de materia orgánica - MO- acumulado en los estanques tratados con probiótico A al compararlos con los estanques tratados con el probiótico B.
3. Los tratamientos con probiótico A y probiótico B presentaron diferencias significativas ($p < 0.05$) en el porcentaje de materia orgánica, comparando los datos obtenidos de MO (%) antes de la siembra y después de la cosecha.
4. Los parámetros de crecimiento y el factor de conversión alimenticia en el cultivo de *L. vannamei* no presentaron diferencia significativa ($p > 0.05$) entre los tratamientos A y B.
5. La supervivencia al final del ciclo de cultivo de *L. vannamei* para los dos tratamientos (A y B), no presentaron diferencia significativa ($p > 0.05$).

9. RECOMENDACIONES

1. Realizar nuevas investigaciones que den continuidad al uso de probióticos comerciales en la acuicultura, incluyendo un análisis económico de los resultados obtenidos.
2. Evaluar el uso de probióticos comerciales en cultivos de camarón durante la época seca del año, por las diferentes concentraciones de nutrientes que se pueda presentar en el sistema de cultivo.
3. Evaluar dentro de los parámetros de calidad del agua el componente nitrito (NO_2^-), puesto que como es un producto intermediario durante la nitrificación, puede estar presente a altas concentraciones en los sistemas de cultivo llegando a ser tóxicos para los organismos y producir altas mortalidades.

10. BIBLIOGRAFÍA

1. Avnimelech, Y., y Ritvo, G. (2003). Shrimp and fish pond soils: Processes and management. *Aquaculture*, 220 (1-4), 549-567.
2. Barba, E., Melgar, C., y Juárez, J. (2009). *Manual para el uso de la tecnología EM en granjas de camarón en Tabasco*. México: Fundación PRODUCE Tabasco.
3. Boyd, C. (2000). *Prácticas de manejo para reducir el impacto ambiental del cultivo de camarón*. Alabama: Department of Fisheries and Allied Aquacultures Auburn University.
4. Boyd, C. y Gautier, D. (2000). Effluent composition and water quality standards. *Global Aquaculture Advocate*, 3 (5), 61-66.
5. Boyd, C., Wood, C., y Thunjai, T. (2002). *Aquaculture pond bottom soil quality management*. United States: Oregon State University.
6. Boyd, C., y Tucker, C. (1992). Dynamics of pond aquaculture. *Journal of the World Aquaculture Society*, 31: 511-544.
7. Boyd, C., y Tucker, C. (1998). *Pond aquaculture water quality management*. Boston, Massachusetts: Kluwer Academic Publishers.
8. Bryand, D., Kadilak, A., y Pani, S. (2008). *Buenas prácticas de manejo para el cultivo de camarón en Costa Rica*. Costa Rica: Instituto Costarricense de Pesca y Acuicultura [INCOPECA].
9. Clifford, C. (1992). *Marine shrimp pond management: Proceedings of the special session on shrimp farming*. Los Ángeles: World Aquaculture Society.
10. Cuéllar, J., Lara, C., Morales, V., García, A. de, y García, O. (2010). *Manual de buenas prácticas de manejo para el cultivo de camarón blanco*. Panamá: New Concept.
11. Cuéllar-Anjel, J., Lara, C., Morales, V., Gracia, A. de, y García, O. (2010). *Manual de buenas prácticas de manejo para el cultivo del camarón blanco *Penaeus vannamei**. Panamá: Organismo Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria - Organización del Sector Pesquero y Acuícola del Istmo Centroamericano [OIRSA-OSPESCA].

12. Donis, M. (2008). *Cultivo de camarón blanco Litopenaeus vannamei en la finca Esteromar, del Grupo Tecojate de Guatemala, en el municipio de Iztapa, departamento de Escuintla* [en línea]. Recuperado marzo 22, 2014, de http://biblioteca.usac.edu.gt/tesis/24/24_0085.pdf
13. Fenucci, J., Muller, M. y Magnaterra, J. (1990) Factibilidad de cría del langostino (*Pleoticus muelleri*). *Frente Marítimo*, (7B), 103-108.
14. García de la Banda, I. (2011). *Efecto de la adición de dos probióticos (Shewanella putrefaciens y Shewanella baltica) en el engorde del lenguado senegalés (Solea senegalensis Kaup, 1858)* [en línea]. Recuperado marzo 26, 2014, de <https://buleria.unileon.es/bitstream/handle/10612/2346/Garc%C3%ADa%20de%20la%20Banda,%20In%C3%A9s.pdf?sequence=1>.
15. Gatesoupe, F. (1999). The effect of three strains of lactic bacteria on the production rate of rotifers, *Brachionus plicatilis*, and their dietary value for larval turbot, *Scophthalmus maximus*. *Aquaculture*, 96 (3-4), 335-342.
16. Google earth. (2014). *Finca Esteromar, Iztapa, Escuintla, Guatemala* [en línea]. Recuperado enero 22, 2015, de <https://www.google.com/earth/>
17. Gutiérrez, Y. (2011). *Efecto de la inclusión de probiótico comercial (amino plus) en el alimento extruido sobre el crecimiento del híbrido "Pacotana"* [en línea]. Recuperado marzo 29, 2014, de <http://www.scribd.com/doc/103881365/13/PROBIOTICOS-EN-ACUICULTURA>
18. Himabindu, K. V., Narottam, P. S., y Kamal, K. J. (2004). Effect of feeding Lactobacillus-based probiotics on the gut microflora, growth and survival of postlarvae of *Macrobrachium rosenbergii* (de Man). *Aquaculture Research*, 35, 501-507.
19. Industria Acuícola. (2012). *Uso de probiótico ¿verdad o fantasía?* [en línea]. Recuperado marzo 29, 2014, de http://www.industriaacuicola.com/PDFs/probioticos_fantasia.pdf
20. Instituto Nacional de Sismología, Vulcanología, Meteorología e Hidrología [INSIVUMEH]. (2014). *Temperaturas del año* [en línea]. Recuperado enero 04, 2015, de <http://www.insivumeh.gob.gt/meteorologia.html>

21. Kumar, M., Swarnakumar, M., Sivakumar, K., Thangaradjou, T. y Kannan, L. (2008). Probiotics in aquaculture: importance and future perspectives. *Indian Journal of Microbiology*, 48: 299-308.
22. Lara Flores, M., Briones, L. E., y Olvera Novoa, M. A. (2002). *Avances en la utilización de probióticos como promotores de crecimiento en tilapia nilótica (Oreochromis niloticus)* [en línea]. Recuperado marzo 27, 2014, de <http://w3.dsi.uanl.mx/publicaciones/maricultura/vi/pdf/A22.pdf>
23. Lilly, D., Stillwell, R. (1965). Probiotics: Groth-Promotin factors produced by microorganisms. *Critical Reviews in Science* 38, (1), 13-26.
24. Martínez Córdova, L. R., Campaña Torres, A. y Martínez Porchas, M. (2004). *Manejo de la productividad natural en el cultivo del camarón*. Hermosillo, Sonora, México: Departamento de Investigaciones Científicas y Tecnológicas de la Universidad de Sonora.
25. Mayer, D. (2012). Updating the importance of lactic acid bacteria in fish farming: Natural occurrence and probiotic treatments. *Journal of Molecular Microbiological Biotechnology*, 14, 107-114.
26. Ministerio de Agricultura, Ganadería y Alimentación [MAGA]. (2007). *Mapas temáticos* [en línea]. Recuperado marzo 22, 2014, de <http://www.sigmaga.com.gt/>
27. Mendoza, O. (2009). *Utilización de bacterias nitrificantes como biorremediadoras del agua de cultivo Litopenaeus vannamei en Tumbes, Perú*. España: Universidad Internacional de Andalucía.
28. Monroy, M., Castro, T., Castro, J., y Lara, R. de. (2012). *Beneficio de los probióticos en la flora bacteriana de los organismos acuáticos*. México: Facultad de Ciencias Biológicas de la UNAM.
29. Nutrientes Veterinarios [NUTRIVET]. (2009). *Información técnica del Bacillus subtilis y del producto BIOTEC*. Guatemala: Autor.
30. Parker, R. (1974). Probiotics: The other half of the antibiotics story. *Animal, Nutrition and Health*, (89), 4-8.

31. Productos Aqua [PROAQUA]. (2014). *Probiótico* [en línea]. Recuperado marzo 30, 2014, de <http://www.proaqua.mx/Probioticos/epicore-dietas-y-probioticos-para-la-acuicultura.html>.
32. Ramos, E. (2002). *Pruebas estadísticas* [en línea]. Recuperado julio 15, 2014, de <http://members.fortunecity.com/buck4/estadística/pruebas>
33. Rivera, R. (2011). *Evaluación de la calidad del agua y su influencia en el cultivo de camarón* [en línea]. Recuperado enero 10, 2015, de <http://www.vet-uy.com/articulos/piscicultura/050/020/pec020.htm>
34. Sakai, M. (1999). Current research status of fish immunostimulants. *Aquaculture*, 172 (1-2), 63-92.
35. Sánchez, D., y Zapata, L. (2002). *Los probióticos en la acuicultura* [en línea]. Recuperado marzo 26, 2014, de http://www.alicorp.com.pe/ohs_images/nicovita/boletines/2002/bole_0210_01.pdf.
36. Talavera, M. (1998). *Manejo del cultivo de camarón marino L. vannamei*. Managua: Coastal Resources Center.
37. Teichert-Coddington, D., Popma, T., y Lovshin, L. (1997). *Attributes of tropical pond cultured fish: Dynamics of pond aquaculture*. New York: CRC Press.
38. Torres-Beristain, B. (2005). *Organic matter decomposition in simulated aquaculture ponds*. Ph. D. Thesis. Netherlands: Wageningen University.
39. Vaseeharan, B., y Ramasamy, P. (2003). Control of pathogenic *Vibrio* sp. by *Bacillus subtilis* BT23, a possible probiotic treatment for black shrimp *Penaeus monodon*. *Letters in Applied Microbiology*, 36, 83-87.
40. Venkateswara, A. (2011). *Vibriosis en la acuicultura del camarón*. [en línea]. Recuperado enero 10, 2015, de http://www.aquahoy.com/en/index2.php?com_content&do1_pdf=1&id=7165
41. Verschuere, L., Rombaut, G., Sorgeloos, P., y Verstraete, W. (2000). Probiotic bacteria as biological control agents in aquaculture. *Microbiology and Molecular Biology Reviews*, 64 (4), 655-671.

11. ANEXO

Tratamiento con probiótico A				
No. de Piscina	Antes de siembra		Después de cosecha	
	MO (%)	pH	MO (%)	pH
PD9	17.4	8.2	8.2	7.9
PD11	10.7	7.7	7.7	7.4
PD12	20.6	7.9	7.9	7.3

- Análisis con herramienta MegaStat

Materia orgánica (%)

pH

Desviación estándar	4.9122
Error estándar	2.8361
N	3
Df	2
T	2.93
p-value	0.498

Desviación estándar	0.1732
Error estándar	0.1000
N	3
Df	2
t	4.00
p-value	0.0286

Anexo No. 1 Prueba T de Student para muestras relacionadas: materia orgánica (%) y pH, antes de siembra y después de cosecha en tratamiento con probiótico A (Trabajo de campo, 2014)

Tratamiento con probiótico B				
No. de piscina	Antes de siembra		Después de cosecha	
	MO (%)	pH	MO (%)	pH
PD13	12.8	7.7	6.4	7.9
PD14	10	7.8	8.5	7.4
PD15	16.4	7.9	11.6	6.9

- Análisis con herramienta MegaStat

Materia orgánica (%)

pH

Desviación estándar	2.4987
Error estándar	1.4426
N	3
Df	2
T	2.93
p-value	0.496

Desviación estándar	0.1155
Error estándar	0.0667
N	3
Df	2
t	5.00
p-value	0.0189

Anexo No. 2 Prueba T de Student para muestras relacionadas: materia orgánica (%) y pH, antes de siembra y después de cosecha en tratamiento con probiótico B (Trabajo de campo, 2014)

Materia orgánica (%)	
Tratamiento con probiótico A	Tratamiento con probiótico B
17.4	12.8
10.7	10
20.6	16.4
8.2	6.4
7.7	8.5
7.9	11.6

- Análisis con herramienta MegaStat

Trat A	Trat B	
12.083	10.950	Mean
5.559	3.497	std. dev.
6	6	N

10	Df
1.1333	difference (Trat A - Trat B)
21.5663	pooled variance
4.6440	pooled std. dev.
2.6812	standard error of difference
0	hypothesized difference
0.42	T
0.6815	p-value

Anexo No. 3 Prueba T de Student para dos tratamientos independientes para la variable materia orgánica (%) entre el tratamiento con probiótico A y probiótico B (Trabajo de campo, 2014)

Probiótico	N	Media	Desviación std.	Error típ. de la media
Tratamiento A	39	0.9846	0.34530	0.05529
B	39	0.8718	0.29996	0.04803

- Análisis con herramienta MegaStat

74	df
0.1128	difference (Tratat A – Trata B)
0.0732	standard error of difference
0	hypothesized difference
1.54	t
0.0639	p-value
-0.0331	confidence interval 95.% lower
0.2588	confidence interval 95.% upper
0.1459	margin of error

Anexo No. 4 Prueba T de Student para dos tratamientos independientes para la variable crecimiento entre el tratamiento con probiótico A y probiótico B (Trabajo de campo, 2014)

Factor de Conversión alimenticia (FCA)	
Trat. con probiótico A	Trat. con probiótico B
1.94	2.15
2.15	2.03
1.77	1.99

- Análisis con herramienta MegaStat

Trat A	Trat B	
1.9533	2.0567	mean
0.1904	0.0833	std. dev.
3	3	n
	4	df
	-0.10333	difference (Trat A – Trat B)
	0.02158	pooled variance
	0.14691	pooled std. dev.
		standard error of
	0.11995	difference
		hypothesized
	0	difference
	-0.86	t
	0.7812	p-value
	-0.43638	confidence interval 95.% lower
	0.22971	confidence interval 95.% upper
	0.33304	margin of error

Anexo No. 5 Prueba T de Student para dos tratamientos independientes para la variable Factor de Conversión Alimenticia (FCA) entre el tratamiento con probiótico A y probiótico B (Trabajo de campo, 2014)

Tratamiento A		Tratamiento B	
PD 09	47%	PD 13	36%
PD 11	36%	PD 14	58%
PD 12	52%	PD 15	47%

- Análisis con herramienta MegaStat

<i>p1</i>	<i>p2</i>	<i>p_c</i>	
0.018	0.0194	0.0188	p (as decimal)
0.018	0.0193	92/4901	p (as fraction)
45.	47.	92.	X
	-0.0012		difference
	0.		hypothesized difference
			std.
	0.0039		error
	-0.30		z
	0.6177		p-value
	-0.0088		confidence interval 95.% lower
	0.0064		confidence interval 95.% upper
	0.0076		margin of error

Anexo No. 6 Prueba de hipótesis de proporciones para dos muestras
entre el tratamiento con probiótico A y probiótico B
para la variable sobrevivencia (%) (Trabajo de campo, 2014)