

Ensayo de un sistema artificial con sedimento para crecimiento de juveniles de *Litopenaeus vannamei*: evaluación de dos micro cohortes con participación de nematodos y 'bioflocs'

Testing an artificial system enclosing sediment for rearing of *Litopenaeus vannamei* juveniles: evaluation of two micro-cohorts with the involvement of nematodes and 'bioflocs'

RESUMEN

En el sistema artificial de alta densidad con sedimento ($n=2$ réplicas; 150 juveniles/ m^2), las réplicas I y II se comportaron de forma similar durante 40 días. Fueron identificados 21 géneros de nematodos: *Rhynchonema*, *Ceramonema*, *Metadesmolaimus*, *Xyala*, *Neochromadora*, *Gonionchus*, *Spilophorella*, *Dichromadora* y otras taxas. La diversidad disminuyó desde 21 géneros hasta 1-3 géneros. La abundancia total de nematodos se redujo logarítmicamente (replica I: $R^2 = 0.9786$ y replica II: $R^2 = 0.9595$) desde el día 0 hasta el día 40. Aparentemente, en el subsistema artificial camarón-sedimento-nematodos, se desarrollaron respuestas a nivel micro: las especies más sensibles sucumbieron y aquellas con alta tolerancia al enriquecimiento de materia orgánica (*Rhynchonema*, *Ceramonema* y *Gonionchus*) sobrevivieron. Se determinó con elevado grado de certeza que se pueden aplicar altas dosis de bioflocs sin efectos adversos en un sistema artificial controlado.

Palabras clave: Cero intercambio de agua, *Litopenaeus vannamei*, Modelo camarón-sedimento, Nematodos de vida libre, Sistemas de recirculación.

ABSTRACT

In the artificial systems at high density with sediment ($n= 2$ replicates, 150 juveniles/ m^2), the replicates I and II performed almost identically for 40 days. Twenty-one genera of nematodes were identified: *Rhynchonema*, *Ceramonema*, *Metadesmolaimus*, *Xyala*, *Neochromadora*, *Gonionchus*, *Spilophorella*, *Dichromadora* and other taxa. The diversity was reduced from 21 to 1-3 genera. The total abundance of nematodes from day 0 to day 40 decreased logarithmically (replica I: $R^2 = 0.9786$ and replicates II: $R^2 = 0.9595$). Apparently the artificial sub-system shrimp-sediment-nematodes developed micro level responses and the most sensitive species died due to environmental detriment and those with a high tolerance to organic matter enrichment (*Rhynchonema*, *Ceramonema* and *Gonionchus*) survived. It was determined with a high degree of certitude that bioflocs can be applied at high doses without harmful effects in a controlled artificial system.

Key words: Free-living nematodes, *Litopenaeus vannamei*, Shrimp-sediment model, aquaculture recirculating systems, Zero-water exchange.



Recibido: 28 de abril, 2014

Aceptado: 11 de mayo, 2014

1. INTRODUCCIÓN

Los estanques de camarón se caracterizan por desarrollar severos procesos de eutrofización promovidos por la alimentación artificial y los productos de la excreción, que se “combinan” con fertilización química (Boyd, 1995). Por varias décadas, la producción de camarón en estanques de tierra se ha basado en un excesivo uso del agua para controlar los florecimientos de fitoplancton, los desechos del fondo y las excretas animales. Consecuentemente, los efluentes de las camaroneras son altamente contaminantes para el medio ambiente por su elevada carga de nutrientes disueltos, materia orgánica y los microbios potencialmente patógenos que contienen. Evidentemente estas prácticas de producción acuícola ya no pueden ser sostenibles, en la actualidad.

En Ecuador se requiere una mejor comprensión de la dinámica de los microorganismos residentes en el sedimento, que permita un adecuado sustento ecológico para el uso de productos biotecnológicos potencialmente benéficos (prebióticos y ‘bioflocs’). En primera instancia es necesario tener un indicio de la salud de los estanques de acuicultura. En este contexto, el meiobentos con sus características y dinámica, pueden ser útiles indicadores del estado de salud de los estanques de camarón (Martínez-Córdova, 2003), especialmente los nematodos de vida libre que se consideran ‘indicadores biológicos’ (Heip *et al.* 1985).

Varios trabajos reportan que los micro invertebrados bentónicos son una fuente de alimento natural para el camarón, principalmente en la etapa juvenil (Martínez-Córdova, 2003). Rubright *et al.* (1981) también consideran que los nematodos son metazoos importantes porque cumplen una función ecológica clave para el reciclamiento de nutrientes del sedimento, dadas sus altas abundancias, altas tasas metabólicas y ciclos de vida cortos (Gier, 2009).

En Latinoamérica es práctica común, que en la fase de pre-cría de camarón, se promueva el desarrollo de perifítón y abundante biomasa bentónica

para beneficiar las exigencias nutricionales y las altas tasas de crecimiento de los pequeños juveniles introducidos a los estanques. También se presume que, “durante las primeras cuatro semanas, el camarón pastorea intensivamente a los micro invertebrados bentónicos hasta alcanzar los 4 g, cuando comienza a requerir de alimento artificial” (*inf. inédita*). Posteriormente, como consecuencia de la alimentación artificial, se sobrepasa la capacidad natural del reciclaje de nutrientes de los microbios y micro invertebrados bentónicos, lo que deriva en la acumulación de materia orgánica en el sedimento y el desarrollo de una serie de fenómenos biogeoquímicos que conllevan condiciones potencialmente riesgosas para la salud de los camarones. También se mencionó que las estrategias basadas en altos recambios de agua no pueden ser sostenibles, lo cual empeora cuando irracionalmente se incrementan las densidades de cultivo para lograr mayores utilidades.

La aparición de nuevos síndromes e infecciones altamente virulentas que constantemente amenazan la producción de camarón (Tran *et al.* 2013), requiere de un cambio total de la estrategia de cultivo de la fase pre-cría que procuren salud y medios naturales de defensa a los juveniles para que se desempeñen adecuadamente en la fase de engorde. La única manera de prevenir el ingreso de patógenos y parásitos a las pre-crías es mediante una fase de crianza en sistemas cerrados con control microbiano. Este enfoque, por ejemplo, se ha probado exitosamente con crías de tilapia que sufren severas infecciones parasitarias durante su estancia en las “hatcheries” (Jiménez-García *et al.* 2012). El uso de productos biológicos benéficos para mejorar la “salud de los estanques” se ha expandido principalmente en Asia, llegando a Ecuador. Desafortunadamente, las condiciones medioambientales asiáticas y ecuatoriales son diferentes, así como la cultura acuícola; finalmente, en situaciones prácticas no existe una receta confiable para la aplicación correcta de estos productos benéficos. Por esta razón, contar con un indicio de la salud de los sedimentos mediante indicadores biológicos como los nematodos, puede ser de mucho benéfico. El objetivo del presente trabajo, es

ensayar un modelo experimental preliminar en un contexto de sostenibilidad, que permita la evaluación simultánea de respuestas a nivel macro, como es el crecimiento de juveniles de camarón; así como, respuestas a nivel micro, como son los cambios en la presencia y abundancia de nematodos del sedimento.

2. MATERIAL Y MÉTODOS

2.1. Modelo artificial y camarón

El modelo experimental consistió en 2 acuarios de plástico (replica I y II), con una área base de 0.133 m², a la cual se le adicionaron 40 L de agua de mar filtrada, microalgas y una capa de cinco centímetros de sedimento arenoso fino colectado en la zona intermareal de la playa Punta Bellaca (cantón Sucre) durante la bajamar y con aireación constante. Se introdujo 20 juveniles x replica: con tallas evidentemente distinguibles 10 juveniles *L.vannamei* de talla pequeña 0.06 ±0.008 (cohorte 1) y 10 juveniles de una talla grande 0.15 ±0.002 (cohorte 2) en cada replica. Total animales experimentales n=40.

2.2. Alimentación y biometrías

Se ofreció alimento comercial de 32 % de proteína *ad libitum* dos veces al día, siempre en exceso al final del día, para evitar competencia entre organismos. También se realizaron muestrerios quincenales de crecimiento en peso (g) por individuo en las dos replicas.

2.3. Parámetros ambientales

Semanalmente se midieron las siguientes variables ambientales del agua: temperatura (°C), oxígeno disuelto (mg/L), salinidad (ppt) y pH. con un multiparámetro y un refractómetro YSI.

2.4. Microalgas y bioflocs

Se obtuvo microalgas de un cultivo xénico maduro de composición diversa pero dominado por la clorofita marina *Tetraselmis suecica*.

El agregado microbiano microalga-bacteria-leveduras de tipo heterotrófico (biofloc) se preparó por separado y se desarrolló con base al cultivo xénico de microalgas, microflora nativa y un inoculo de biofloc 'maduro' proveniente de un tanque de peces *Dormitator* sp con salinidad a 14 ppt.

2.5. Muestreo de sedimento y extracción de nematodos

La meiofauna se extrajo según el método de flotación en medio denso (Veliz, 1984 inédito), que consistió en diluir 454 g de azúcar en un litro de agua. Se mezcló el sedimento arenoso (n=2 x replica) con la solución de azúcar en proporción de 1:3. La mezcla se agitó manualmente durante diez minutos y se dejó reposar el mismo tiempo hasta diferenciar dos capas (sobrenadante y sedimento). Para colectar los nematodos separados en el sobrenadante, éste se filtró a través de un tamiz de 30 µ; en este paso se usó formalina al 4 % en agua de mar taponada para su conservación. El proceso completo toma alrededor de dos horas.

Finalmente se cuantificaron los nematodos en una cámara para conteo de meiobentos 'Bogorov'. Es importante anotar que en esta etapa de análisis se requirió de personal entrenado y se tomaron las precauciones debidas respecto al uso de formol en las muestras observadas al microscopio, ya que algunos conteos requieren de horas, hasta días de observación.

2.6. Preparación de nematodos para identificación taxonómica

De las muestras contabilizadas se obtuvieron submuestras de un máximo de 120 nematodos separados de manera individual para identificación taxonómica. Las láminas para identificación se prepararon en porta objetos con una gota de glicerina a la que se agregaron 7 nematodos y se sellaron con cubre objetos. Aquí también se requirió de personal entrenado y se tomaron las precauciones debidas al uso de formol en las muestras observadas al microscopio, puesto que la preparación de láminas requiere horas de observación.

La caracterización cualitativa y cuantitativa se realizó a 4X, 10X, 40X en un microscopio Olympus CX31 y de contraste de fases Olympus BX53 hasta la taxa de género de acuerdo con material bibliográfico de apoyo. Para la identificación se utilizaron las claves de Andrassy (1984), Platt y Warwick (1988).

3. RESULTADOS

3.1. Crecimiento y supervivencia

Cohorte 1: El peso promedio (g) de la cohorte

1 inició en 0.06 ± 0.01 en ambas replicas I y II, después creció linealmente ($R^2 = 0.9863$ y $R^2 = 0.9902$), hasta 0.29 ± 0.01 y 0.31 ± 0.01 respectivamente en 40 días (Fig1).

Cohorte 2: El peso promedio (g) de la cohorte 2 inició en 0.15 ± 0.03 en ambas replicas I y II, después creció linealmente ($R^2 = 0.9824$ y $R^2 = 0.9869$), hasta 0.29 ± 0.01 y 0.31 ± 0.01 en 40 días, respectivamente (Fig1). Las curvas de crecimiento de las dos cohortes fueron claramente separadas y no se traslaparon en 40 días y no ocurrió mortalidad en ningún caso.

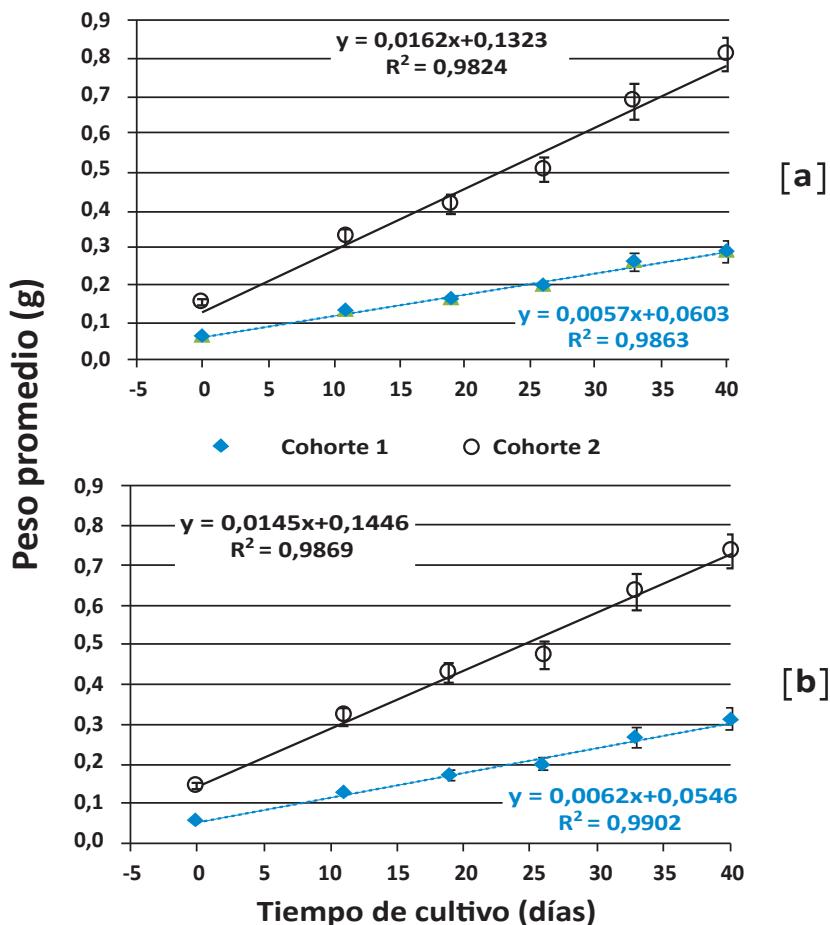


Figura 1. Crecimiento en peso (g) de dos cohortes juveniles *Litopenaeus vannamei* en un sistema artificial con sedimento en 40 días (n=10 x punto): [a] replica I, [b] replica II.

Los valores de los pesos finales (Tabla 1) y el grafico Box-Whisker (Fig. 2) sugirieron diferencias que fueron demostradas ($p>0.05$) posteriormente por el ANOVA (Tabla 2). De

acuerdo con la prueba de Duncan, los pesos finales de la cohorte 2 fueron significativamente mayores ($p>0.05$) que la cohorte 1 en ambas replicas I y II (Tabla 3).

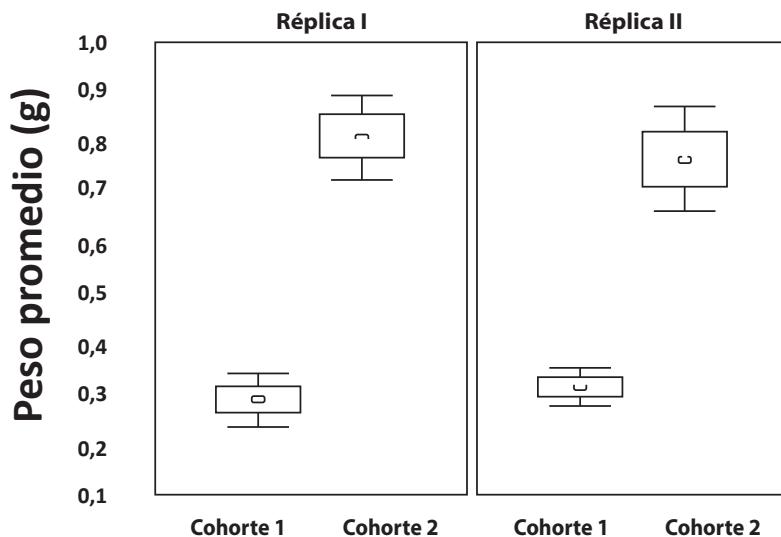


Figura 2. Gráfico Box-Whisker de pesos finales ($n=10 \times$ grupo) de dos cohortes juveniles *Litopenaeus vannamei* en un sistema artificial con sedimento en 40 días

Tabla 1. Pesos finales (media±error) de dos cohortes juveniles *Litopenaeus vannamei* en un sistema artificial con sedimento

	Media (g)	error estándar	
Réplica I, Cohorte 1	0,29	0,03	$n=10$
Réplica I, Cohorte 2	0,81	0,04	$n=10$
Réplica II, Cohorte 1	0,31	0,02	$n=10$
Réplica II, Cohorte 2	0,77	0,06	$n=10$

Tabla 2. Análisis de varianza (0.05 significancia)

	SQ	FG	MQ	F
Peso final	2,44*	3,00*	0,81*	52,36**
Error	0,58*	37,00*	0,02*	

Tabla 3. Prueba de Duncan de los pesos finales, las diferencias (*) marcadas a 0.05 de significancia

	{1} M=.28700	{2} M=.81000	{3} M=.31200	{4} M=.76545
Réplica I, Cohorte 1		0,0001*	0,6531	0,0001*
Réplica I, Cohorte 2	0,0001*		0,0001*	0,4246
Réplica II, Cohorte 1	0,6531	0,0001*		0,0001*
Réplica II, Cohorte 2	0,0001*	0,4246	0,0001*	

3.2. Crecimiento específico

Cohorte 1: El crecimiento específico (% peso/día) de la cohorte-1 en la primera semana y media (día 0 a 11) fue de 7.17 y 6.97 en las réplicas I y II, respectivamente. Pero disminuye drásticamente en la segunda semana a 2.85 y 4.08 (replica I y II); posteriormente se mantiene en este intervalo con un ligero incremento en la cuarta semana (día 21 a 28) para terminar en valores mínimos de 1.41 y 2.33,

respectivamente (Fig. 3).

Cohorte 2: El crecimiento específico (% peso/día) de la cohorte-2 durante la primera semana (día 0 a 11) fue de 6.76 y 7.17 (replicas I y II respectivamente), pero disminuye drásticamente en la segunda semana a 3.59 y 4.17 (replica I y II); posteriormente se mantiene en este intervalo con un ligero incremento en la cuarta semana (día 21 a 28) para terminar en valores mínimos de 2.44 y 2.10, respectivamente (Fig. 3).

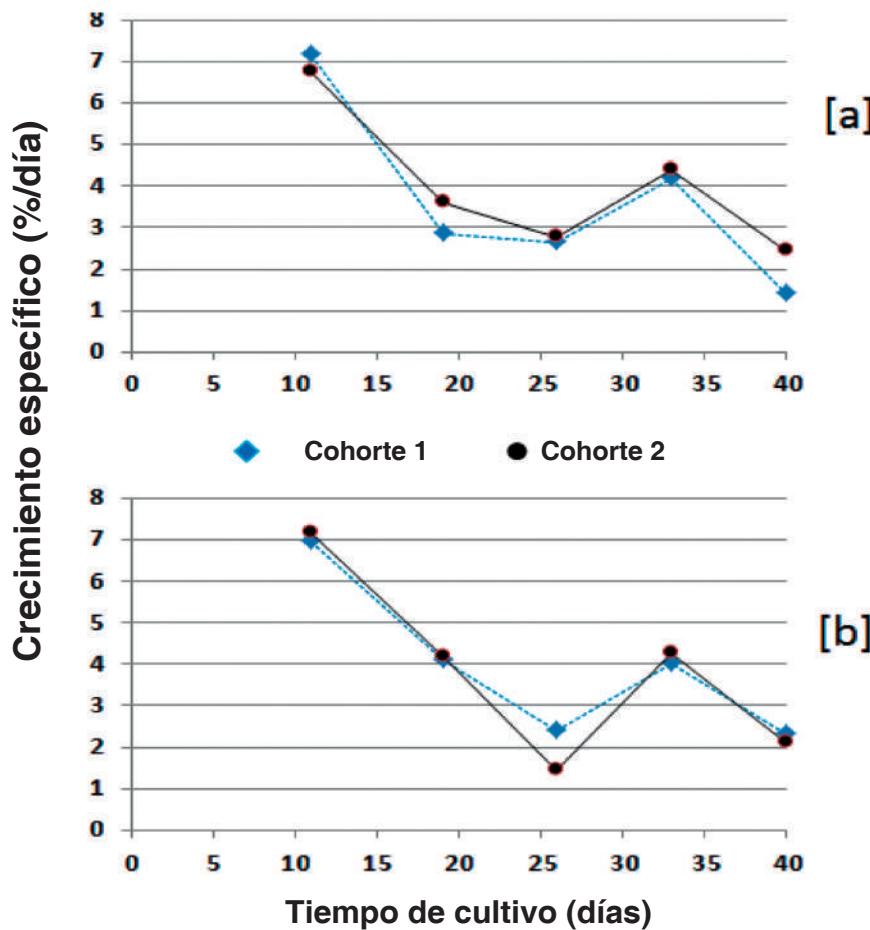


Figura 3. Crecimiento específico (%/día) de dos cohortes juveniles de *Litopenaeus vannamei* en un sistema artificial con sedimento en 40 días): [a] replica I, [b] replica II.
* (%/día) = $100 \cdot (\ln[\text{peso a t2}] - \ln[\text{peso a t1}]) / (t2 - t1)$ donde peso= promedio de 10 juveniles

3.3. Parámetros medio ambientales

La temperatura ($^{\circ}\text{C}$), oxígeno disuelto (mg/L), salinidad (ppt) y pH, fueron muy similares en ambas replicas I y II (Fig. 4); las fluctuaciones en salinidad se debieron a incorporaciones de agua dulce y de mar en los acuarios (Fig. 4). En

la réplica I, los valores promedio en los 40 días de cultivo fueron $T\ ^{\circ}\text{C}= 30.75 \pm 1.19$; $O_2 = 7.31 \pm 0.06$; $\text{Sal.} = 26.31 \pm 0.29$ y $\text{pH}=8.35 \pm 0.14$. En la réplica II, los valores promedios en 40 días de cultivo fueron $T\ ^{\circ}\text{C}= 30.25 \pm 1.03$; $O_2 = 7.23 \pm 0.05$; $\text{Sal.} = 26.26 \pm 0.37$, y $\text{pH}= 8.22 \pm 0.19$.

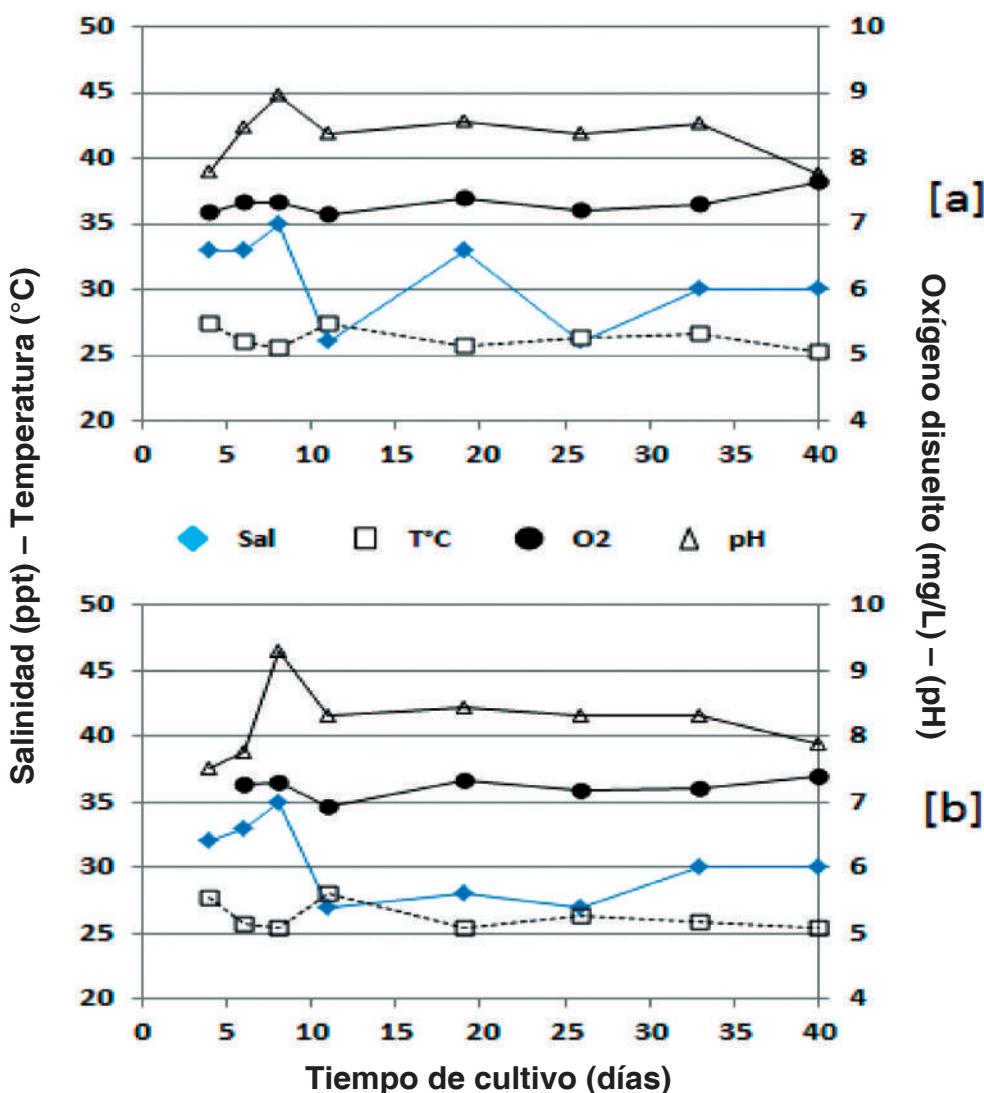


Figura 4. Parámetros ambientales del sistema artificial con sedimento y juveniles *Litopenaeus vannamei* durante 40 días: [a] replicas I, [b] replica II.

3.4. Abundancia de nematodos

La abundancia (ind./22 cm³) en la réplica I osciló entre 309 como valor máximo y 2 como valor mínimo. En la réplica II los valores son de 156 y 3 respectivamente (Fig. 5).

La abundancia de nematodos desde el día 0 hasta el día 40 disminuyó logarítmicamente

(replica I: $R^2 = 0.9786$ y replica II: $R^2 = 0.9595$).

3.5. Identificación de nematodos

Los nematodos identificados hasta la taxa de género fueron *Rhynchonema*, *Ceramonema*, *Metadesmolaimus*, *Xyala*, *Neochromadora*, *Gonianchus*, *Spilophorella*, *Dichromadora* y otros no identificados.

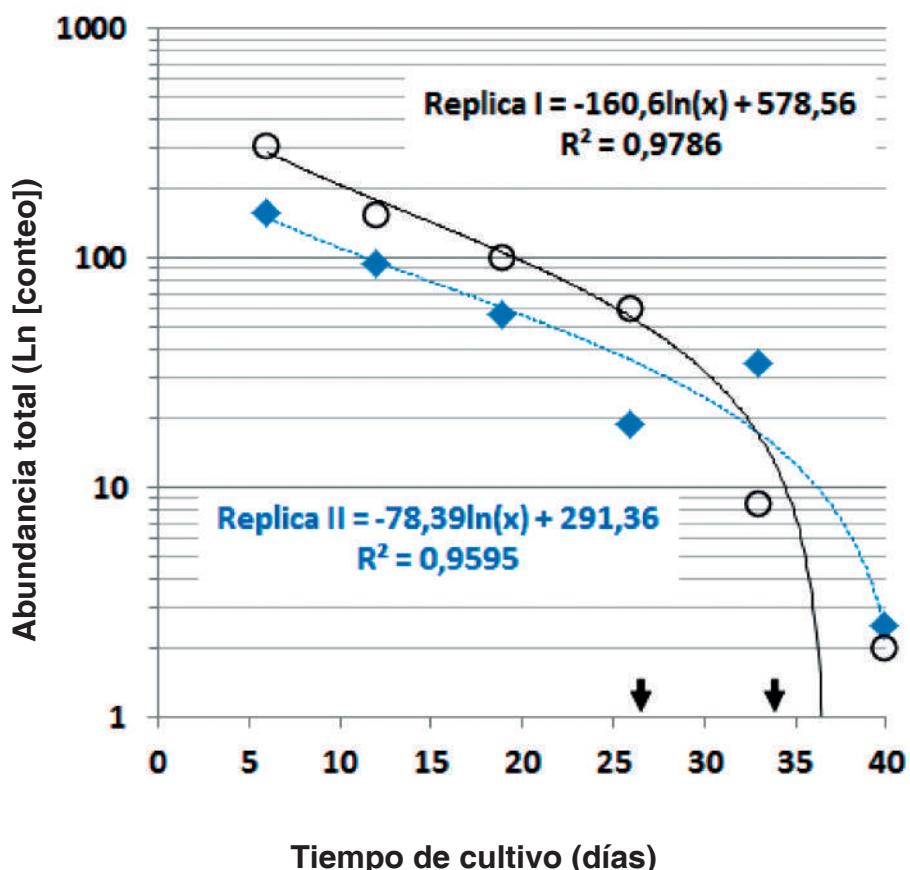


Figura 5. Variación de la abundancia total (promedios n=2 x punto) de nematodos en un sistema artificial con sedimento y juveniles *Litopenaeus vannamei* en 40 días: replica I [círculos] y replica II [rombos]. Las flechas indican adición de biofloc a la replica II.

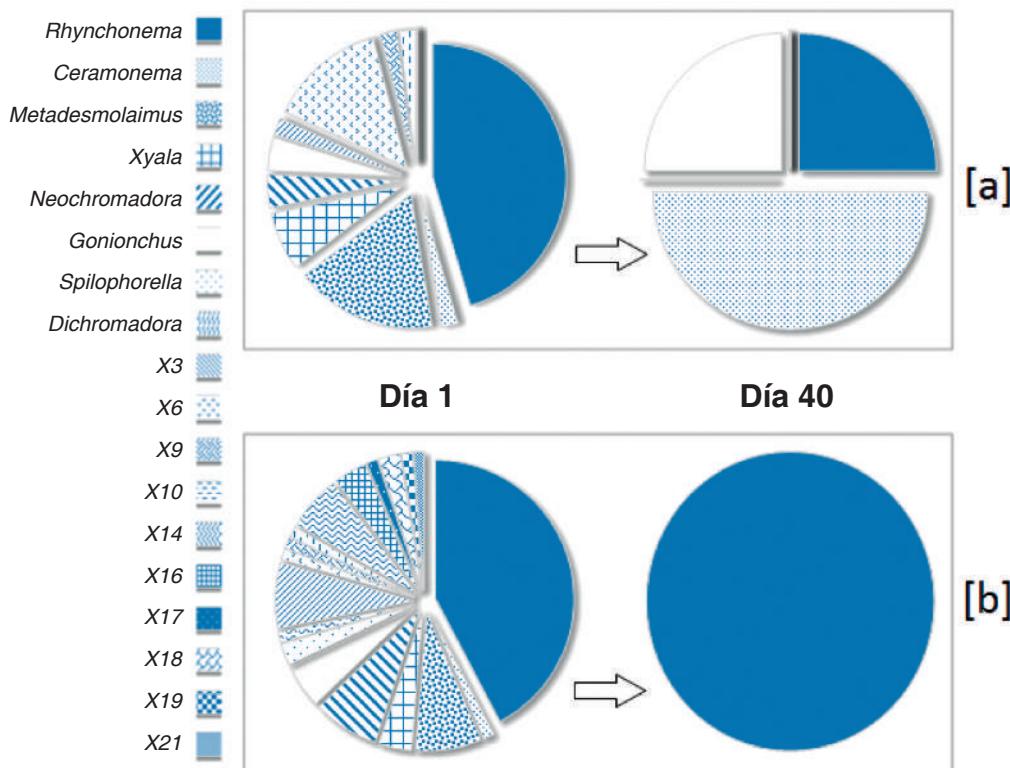


Figura 6. Cambios de la composición de nematodos en un sistema artificial con sedimento y juveniles *Litopenaeus vannamei* en 40 días: [a] réplica I y [b] réplica II.

La diversidad varió de 21 géneros al inicio a 1-3 géneros al final de los 40 días (Fig. 6). Los géneros *Rhynchonema*, *Ceramonema* y *Gonionchus* estuvieron presentes desde el inicio del cultivo hasta su etapa final. Los géneros *Rhynchonema* y *Neochromadora* fueron estructuralmente diferentes y con marcadas diferencias en sus aparatos bucales, lo que sugiere distinto tipo de alimentación (Fig. 7).

3.6. Caracterización de bioflocs

A las réplicas I y II se les adicionó un cultivo mixto de microalgas el día 19, caracterizado principalmente por la clorofita *Tetraselmis* (proveniente de un monocultivo), otras clorofitas (*Scenedesmus*, *Golenkinia*, *Cosmorium*, de origen estuarino), y algas filamentosas (cianofitas, de agua dulce). El biofloc obtenido desarrolló el olor típico de fermentación, aparentemente debido a alta presencia de levaduras no identificadas.

4. DISCUSIÓN

4.1. Modelo artificial camarón-sedimento para respuestas a nivel macro (crecimiento del camarón)

En el presente trabajo se ensayó un sistema artificial con sedimento para crecimiento de juveniles de *L.vannamei* en condiciones de alta densidad (equivalente a 150 juveniles/m²), como un modelo preliminar, en que el sedimento se consideró como un sustrato (una ‘caja negra’) que proporciona protección y refugio. Cuando se trabaja con recursos limitados, laboriosos análisis (p.ej.; separación cuantificación e identificación de nematodos), costosas pruebas (p.ej.; vacunas experimentales, Klesius *et al.* 2006) o bienestar animal, reducir los costos y recursos biológicos al mínimo es importante. Considerar el uso de un pez o camarón como una unidad experimental

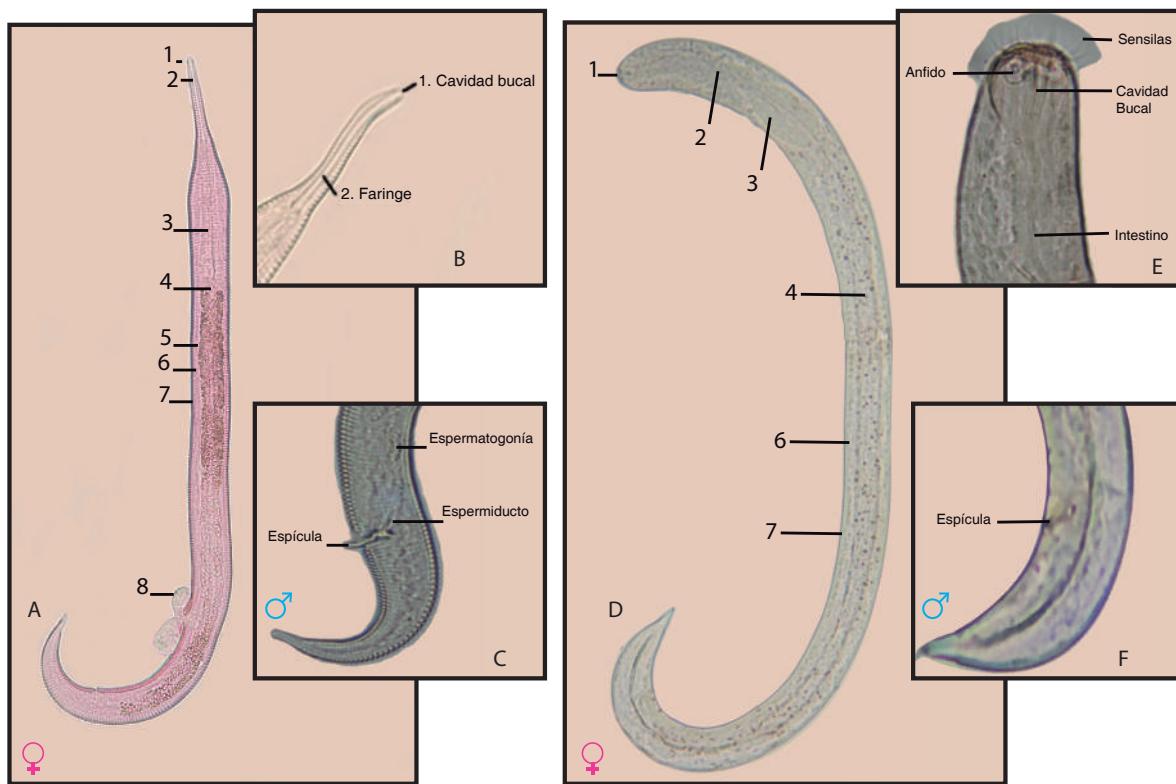


Figura 7. Vista de nematodos (A) Hembra de *Rhynchomene* (Sp1): 1 Sensila, 2. Faringe 3. Bulbo esofágico, 4. Intestino, 5. Pseudocele, 6. Músculo Longitudinal, 7. Cutícula, 8. Huevos (B) Cavidad Bucal Sp1. (C) Parte Posterior (♂) Sp1. (D) Hembra de *Neochromadora* (Sp2); (E) Cavidad Bucal Sp2. (F) Parte Posterior (♂) Sp2.

es significativa solo si se intenta contribuir a la premisa de sostenibilidad en investigación acuícola. Es claro que tratándose de un modelo preliminar, estará sujeto a modificaciones para mejorar su operación y las respuestas esperadas. La decisión de que fuera un sistema cerrado (literalmente tapado) y sin recambio obedece a dos causas principales: (1) la búsqueda de prácticas sostenibles que reduzcan el gasto y contaminación del agua, sin afectar el desempeño productivo de los juveniles y; (2) eliminar la latente amenaza de infecciones altamente virulentas que solo se pueden evitar criando los juveniles dentro de sistemas cerrados con control microbiano. Las réplicas se comportaron casi idénticamente a nivel macro (crecimiento de juveniles) lo que sugiere que el modelo fue aparentemente estable durante 40 días, hecho que también lo confirman el comportamiento y la similitud de los parámetros medioambientales de las réplicas. Attramadal *et al.* (2012) encontró que en experimentos con peces marinos y bioflocs, réplicas sin recambio de agua, se comportaron más similarmente entre

sí, y que las réplicas con agua clara y recambio de agua fueron menos estables.

La mezcla de dos cohortes de diferente talla se logró artificialmente para ensayar situaciones naturales donde ocurre reclutamiento, competencia y coexistencia de varias cohortes. El crecimiento de las dos cohortes fue notablemente distinto y claramente separado (entre muestras y en el tiempo), en presencia de abundante alimento, factor que se considera como un determinante del crecimiento asimétrico en el medio natural (Lüchmann *et al.* 2008). Aparentemente, la cohorte de mayor tamaño se impuso metabólicamente sobre la cohorte pequeña (Abbott y Dill, 1989), pero a diferentes escalas metabólicas, las tasas específicas de crecimiento fueron muy similares (observación que requiere de futura validación). La cohorte de menor tamaño nunca logró alcanzar las tasas de crecimiento específico comparables a las observadas con la cohorte de talla mayor en rangos de pesos equivalentes (cohorte 1: de

0.15 a 0.30 g, en 11 días; cohorte 2 de 0.16 a 0.30 g, en 20 días). Es evidente que influyó otro tipo de interacciones biológicas, pero si se puede descartar la limitante por disponibilidad de alimento (Abbott y Dill, 1989), ya que siempre se ofreció en exceso. Solo quedan explicaciones de tipo social, conducta, expresión genómica y fenotípica que están fuera del alcance de este trabajo.

4.2. Sub-modelo camarón-sedimento-nematodos para respuestas a nivel micro (abundancia y diversidad de nematodos): nematodos como bioindicadores y aplicación de bioflocs

En ambientes naturales y en aquellos impactados por acuicultura, se intuye una relación entre el enriquecimiento del sedimento por materia orgánica y la diversidad y abundancia de nematodos. Al adicionar arena fina como sustrato del modelo artificial, también se transfirieron nematodos de vida libre, que habitan normalmente los intersticios de la arena fina y coinciden con los géneros encontrados por Calles-Procel (2006) en la zona inter-mareal de la costa del Ecuador. En el medio natural, los nematodos migran hacia la superficie del sedimento debido a la mayor disponibilidad de oxígeno (Heip, 1995) y probablemente es el motivo por el cual se encuentra mayor abundancia de nematodos al inicio del cultivo. Aparentemente, conforme avanza el tiempo en el sistema artificial camarón-sedimento-nematodos, se desarrollan respuestas a nivel micro y las especies más sensibles desaparecen, pero aquellas que tienen una alta tolerancia al enriquecimiento de materia orgánica (*Rhynchonema*, *Ceramonema* y *Gonionchus*) sobreviven. Las bacterias, hongos, heces, la descomposición del plancton y los microorganismos derivados, se consideran una fuente de alimento para los juveniles criados en estanques (Avnimelech y Ritvo, 2003; Kiorboe et al. 2003), pero sus efectos sobre los nematodos queda aún por ser definido.

Rhynchonema, *Metadesmolaimus*, *Neochromadora* y un género X6 no identificado, fueron más abundantes y con mayor frecuencia al inicio. Heip et al. (1985), comenta que las familias y las especies dominantes de los sedimentos finos son las mismas alrededor de todo el mundo.

Vinx y Heip (1987) menciona que debido a su naturaleza, los nematodos se utilizan fácilmente en estudios ecológicos donde existan posibles contaminantes. La reducción logarítmica de la abundancia de nematodos pudo ser provocada por pastoreo directo de los camarones aunque se requiere de confirmación para determinar que cohorte contribuyó mayormente para tal efecto. Los cambios observados (a nivel micro) en la comunidad de nematodos durante este experimento sugieren que *Rhynchonema*, *Ceramonema* y *Gonionchus* posiblemente se adaptan al enriquecimiento por materia orgánica en el sedimento y los efectos negativos derivados de ello. Estas condiciones crean un "ambiente especial", donde sólo unas pocas especies de nematodos sobreviven (Cornejo-Rodríguez, 2006). En granjas acuícolas de la provincia de Manabí (cantón Sucre), los nematodos encontrados en sedimento arcilloso-arenoso impactados por alimentación artificial fueron poco diversos (Ibarra, 2012).

La cutícula gruesa y resistente también pudo haber favorecido la supervivencia de algunos géneros, entre otros aspectos, como las diferencias estructurales que determinan el tipo de alimentación de los nematodos: *Rhynchonema* es detritívoro no selectivo (1B), *Ceramonema* es detritívoro selectivo (1A) y *Gonionchus* alimentador de epistrato (2A).

A pesar de que *Ceramonema* fue poco frecuente durante el cultivo, sobrevivió hasta el final (40 días), probablemente por su tipo de alimentación (A1) y a que la composición del sedimento se degradó, con el aumento de detrito, fuente de alimento para este género, lo que sugiere que es un género característico de sedimentos anóxicos con alta tolerancia a condiciones de estrés.

Los efectos de la aplicación transitoria de bioflocs en el presente estudio, no fueron evidentes a nivel macro, ni afectaron marcadamente el crecimiento del camarón, o el desplome de la abundancia de nematodos. Sin embargo, se determinó, con un alto grado de certeza, que se pueden aplicar altas dosis de bioflocs sin efectos adversos en el sistema artificial controlado. Lo anterior sugiere que la aplicación de 'bioflocs maduros' se podría comenzar a aplicar desde etapas tempranas en la pre cría de camarón.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abbott, J. C. & Dill, L.M.** 1989. The relative growth of dominant and subordinate juvenile steelhead trout (*Salmo gairdneri*) fed equal rations. *Behaviour*, 108, 1-2.
- Andrassy, I.** 1984. Klasse Nematoda (Ordnungen Monhysterida, Desmoscolecida, Areaolaimida, Chromadorida, Rhabditida) Berlin: Academie Verlag.
- Attramadal, K. J., Salvesen, I., Xue, R., Øie, G., Størseth, T.R., Vadstein, O. & Olsen, Y.** 2012. Recirculation as a possible microbial control strategy in the production of marine larvae. *Aquacultural engineering*, 46, 27-39.
- Avnimelech, Y. & Ritvo, G.** 2003. Shrimp and fish pond soils: processes and management. *Aquaculture* 220, 549 – 567.
- Bell, T. A. & Lightner, D.V.** 1988. A handbook of normal shrimp histology. Special Publication No. 1. World Aquaculture Society, Baton Rouge, LA, 114 pp.
- Boyd, C. E.** 1995. Chemistry and efficacy of amendments used to treat Water and Soil Quality Imbalances in Shrimp Ponds. Department of Fisheries and Allied Aquacultures. Alabama Agricultural Experimental Station. Auburn University, Alabama 36849 U.S.A.
- Brustolin, M. C., Thomas, M.C. & Lana, P.C.** 2012. A functional and morphological approach to evaluate the vertical migration of estuarine intertidal nematodes during a tidal cycle. Universidade Federal do Paraná. *Helgol Mar Res.*
- Calles-Procel, A. K.** 2006. Spatial and temporal patterns of meiofauna along Ecuadorian sandy beaches, with a focus on nematode biodiversity. PhD Thesis. Universiteit Gent. Faculteit Wetenschappen: Gent. 200, annexes pp
- Cornejo-Rodriguez M, H.** 2006. Meiobenthics Communities in Shrimp Production Ponds (Ecuador). PhD thesis, Universiteit Gent Belgium. Pp 263.
- Jiménez-García, I. , Rojas-García, C. R., Castro-José, C. N., Salim Pavón-Suriano, S., Lango-Reynoso, F. & Castañeda-Chávez, M. R.** 2012. Enhanced growth, survival and decrease of ectoparasitic infections in masculinized Nile Tilapia Fry in a recirculating aquaculture system. *Tropical and Subtropical Agroecosystems* 15 SUP2, S51-S56. ISSN: 1870-0462
- Gier, O.** 2009. Meiobenthology: The Microscopic Motile Fauna of Aquatic Sediment. Springer-Verlag, Berlin.
- Heip, C., Vincx, M. & Vranken, G.** 1985. The ecology of marine nematodes. *Oceanogr. Mar Biol. A. Rev.* 23:399 – 489.
- Heip, C.** 1995. Eutrophication and zoobentos dynamics. Centre for Estuarine and Coastal Ecology, Netherlands Institute of Ecology.
- Ibarra, E.** 2013. Evaluación de las comunidades meiobentónicas en piscinas camaroneras en el estuario del río Portoviejo, provincia de Manabí, desde marzo a julio del 2011. Universidad Agraria del Ecuador. Guayaquil-Ecuador.
- Klesius, P. H., Evans, J. J., Shoemaker, C. A. & Pasnik, D. J.** 2006. A vaccination and challenge model using calcein marked fish. *Fish & shellfish immunology*, 20(1), 20-28.
- Kiorboe, T., Tang K., Grossart H. P. & Ploug H.** 2003. Microbial community dynamics on marine snow aggregates: colonization, growth, detachment and grazing mortality of attached bacteria. *Appl Environ Microbial* 69:3036 – 3047.
- Lüchmann, K. H., Freire, A. S., Ferreira, N.C., Daura-Jorge, F. G. & Marques, M. R. F.** 2008. Spatial and temporal variations in abundance and biomass of penaeid shrimps in the subtropical Conceição Lagoon, southern Brazil. *J.Mar. Biol. Assoc.UK*, 88, 293-299.
- Martinez-Cordova, L. R.** 2003. Dietary protein level and natural food management in the culture of blue (*Litopenaeus stylirostris*) and white shrimp (*Litopenaeus vannamei*) in microcosms. *Aquaculture Nutrition* 9, 155-160.
- Platt, H. M. & Warwick, R. M.** 1988. Free living marine nematodes. Part in British Chromadorids. Synopsis of the Britisch fauna (D. M. Kermarck and R.S.K. Barnes eds). The Linnaean Society of London – Estuarine and Brackish – Water Sciences Association (E.J. Brill/ Dr. W. Backhuys). 502 p (New Series) Edited by Doris M. Kermack and R.S.K. Barnes No. 38.
- Rubright, J. S., Harrell, J. L., Holcomb, H. W. & Parker, J. C.** 1981. Responses of planktonic and benthic communities to fertilizer and feed applications in shrimp mariculture ponds. *Journal World Aquaculture Society* 12(1):281-299.
- Tran, L., Nunan, L., Redman, R.M., Mohney, L. L., Pantoja, C. R., Fitzsimmons, K. & Lightner, D. V.** 2013. Determination of the infectious nature of the agent of acute hepatopancreatic necrosis syndrome affecting penaeid shrimp. *Dis.Aquat.Org.* 105, 45-55.
- Vincx, M. & Heip, C.** 1987. The use of meiobenthos in pollution monitoring studies. A REVIW. ICES. C.M. pp. 18 pp.

Agradecimientos.

A los estudiantes que participaron en la alimentación y muestreos biométricos: Roberto Alvarado, Gilbert Lucas, Cristina Chávez y Ángela Zambrano. A la Dra. K. Calles de ESPOL por la identificación de géneros de nemátodos . Al Señor Said Bermúdez de la Camaronera Manabita S.A., por la donación de juveniles. El presente trabajo fue patrocinado por el Proyecto Prometeo de la Secretaría de Educación Superior, Ciencia, Tecnología e Innovación de la República del Ecuador en el marco de la investigación sobre “Bio-producción sostenible de nuevas especies para acuicultura y maricultura en sistema mejorados de recirculación con control microbiano y aplicaciones agro biotecnológicas” del autor C.R. Rojas-García (Dr.Scient.) y al proyecto UTM titulado “Efectos de la acumulación orgánica y la adición de microbios benéficos sobre el bienestar de sedimentos y nemátodos bioindicadores para crianza sostenible de *Litopenaeus vannamei*”.