

Alimento natural en acuicultura: una revisión actualizada

Luis R. Martínez Córdova*¹, Marcel Martínez Porchas², José Antonio López Elías¹, Alfredo Campaña Torres⁵, Anselmo Miranda Baeza³, Eduardo Ballester⁴, Marco A. Porchas Cornejo⁵

¹Departamento de Investigaciones Científicas y Tecnológicas de la Universidad de Sonora. Blvd. Luis Donaldo Colosio s/n entre Sahuaripa y Reforma, Edificio 7G, C.P. 83000, Hermosillo, Sonora, México.

²Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo A.C., Km 0.6, Carretera a La Victoria, Hermosillo, Sonora, México.

³Centro de Estudios Superiores del Estado de Sonora, Navojoa, Sonora, México.

⁴Federal Universidade do Rio Grande do Sul (FURG).

⁵CIBNOR, Guaymas, Sonora. *E-mail: lmtz@guaymas.uson.mx

Resumen

El presente documento es una revisión actualizada sobre la importancia, manejo y aprovechamiento del alimento natural en acuicultura, en donde se incluyen tanto experiencias propias de los autores, como trabajos de otros investigadores a nivel mundial en los diferentes ámbitos de la acuicultura. La revisión incluye un panorama general sobre el alimento natural y su importancia para diferentes especies acuícolas y luego profundiza sobre los grupos mayormente utilizados en este contexto, incluyendo organismos del zooplancton, microorganismos autótrofos y heterótrofos, macroalgas y organismos bentónicos. En algunos casos se presentan datos específicos en forma de tablas y gráficas, resultantes de las experiencias propias y ajenas; en otros casos la información es un poco más general para no hacer el documento demasiado extenso.

Palabras clave: Alimento natural, acuicultura, nutrición acuícola, zooplancton, bentos, macroalgas, bioflóculos, biopelículas.

Introducción

Uno de los principales compromisos de la acuicultura actual, es el de convertirse en una actividad realmente sustentable, lo que equivale a ser: económicamente rentable, ecológicamente amigable y socialmente responsable. Actualmente la acuicultura en general y la camaronicultura en particular, se encuentran a nivel mundial entre las actividades mayormente señaladas como causantes de grandes impactos ambientales, especialmente por la descarga de efluentes con un alto contenido de materia orgánica, nutrientes inorgánicos y sólidos suspendidos, que son potencialmente responsables de eutrofización, nutrificación y enterramiento de comunidades bentónicas en los ecosistemas receptores, entre otros muchos impactos (Martínez Córdova *et al.* 2009).

La utilización de enormes cantidades de alimento formulado (más de de 200,000 toneladas anuales en México), la calidad de estos alimentos, muchas veces con contenidos proteicos superiores a los necesarios (Argue *et al.* 2001; Martinez-Cordova *et al.* 2002), baja digestibilidad, palatabilidad y estabilidad en el agua (Cruz-Suárez 1997), así como el uso frecuente de estrategias de alimentación inadecuadas, hace que los efluentes camaronícolas tengan las características indeseables, antes señaladas. El uso de altos recambios de agua, que en muchas de las granjas son superiores al 10% diario, contribuyen a aumentar esta problemática, debido a que los nutrientes no alcanzan a estar el tiempo necesario dentro de los sistemas para ser eficientemente aprovechados por los organismos cultivados, ya sea directamente por el consumo del alimento suplementado, o indirectamente por un reciclamiento de nutrientes que pudiera darse, involucrando a diversos organismos en una compleja cadena trófica dentro del sistema de cultivo, algunos de los cuales pueden ser fuente de alimento para los organismos cultivados (Avinmelech *et al.* 2000 a, b, c; Coman *et al.* 2006; Jirsa *et al.* 2007; Crispim *et al.* 2007; Avinmelech *et al.* 2008).

Se ha documentado que inadecuadas estrategias de alimentación dan como resultado factores de conversión alimenticia cercanos o superiores a 2, lo que se traduce en que por cada tonelada de camarón cosechado, se arrojarían en los efluentes alrededor de 1.7

toneladas de materia orgánica, 117 Kg de nitrógeno (N) y 38 Kg de fósforo (P). Si esto se extrapola a las 130,000 toneladas de camarón que actualmente se producen por acuicultura en México (Juárez 2009), existe la posibilidad de descargar bajo los peores escenarios, más de 200,000 toneladas de materia orgánica, más de 15,000 toneladas de N y cerca de 5,000 toneladas de P, por cada ciclo anual de cultivo.

Varias estrategias se han implementado a nivel experimental y/o comercial para enfrentar esta problemática, entre las que se pueden destacar: el uso de ingredientes alternativos a la harina de pescado, que además de un buen valor nutricional, tengan alta digestibilidad, palatabilidad y estabilidad (Cruz Suárez 2001; Cruz-Suarez *et al.* 2001); nuevos y mejores procesos para aumentar la estabilidad de los alimentos en el agua (Barber 2000); uso de aditivos que aumenten la palatabilidad, el consumo y la condición nutricional e inmune de los organismos cultivados (Barrows 2000); nuevas estrategias para el suplemento del alimento, tales como el uso de charolas de alimentación (Bador *et al.* 1997; Casillas-Hernandez *et al.* 2006); co-cultivos, policultivos o sistemas integrados en donde se involucren dos o más organismos para un mejor aprovechamiento del alimento formulado (Chopin *et al.* 2001; Martínez-Cordova y Peña-Messina 2005; Martínez-Cordova y Martínez-Porchas 2006; Cruz-Suarez *et al.* 2008), y la promoción y aprovechamiento integral del alimento natural endógeno y exógeno (Martínez-Córdova *et al.* 2002, 2005; Ballester *et al.* 2007, 2010; Campaña-Torres *et al.* 2009, 2010).

La importancia del Alimento Natural en Acuicultura

En cualquier sistema acuático en el que se lleve a cabo el cultivo de algún organismo, se desarrollan a la par otros organismos que pueden tener diversas relaciones con los animales cultivados: pueden llegar a ser competidores (por espacio, oxígeno, alimento), parásitos, simbiosis, predadores o presas. Estos últimos son los de mayor interés práctico para los acuicultores, ya que pueden ser eventualmente aprovechados como una parte importante de la nutrición de la especie que se está cultivando.

Desde hace ya varias décadas, la importancia del alimento natural ha sido documentada. Anderson *et al.* (1987) encontraron que la biota generada en estanques camaronícolas puede aportar hasta el 77% de los requerimientos nutricionales del camarón. Nunes *et al.* (1997) reportan una contribución del 75% de dicha biota para el camarón *P. subtilis* cultivado durante 60 días a una densidad de 10 organismos·m⁻², alimentados con una dieta con 41% de PC. Otoshi *et al.* (2001) llevaron a cabo un cultivo de *L. vannamei* en laboratorio por 6 semanas, a una densidad de 1.53 org·L⁻¹, encontrando que los animales que se cultivaron en agua no filtrada de estanques camaronícolas, alimentados con una dieta artificial, crecieron 89% mejor que aquellos camarones alimentados con la misma dieta, pero cultivados en agua clara.

Entre mayor es la intensificación del cultivo, menor será la contribución del alimento natural, pero esta contribución no debería ser menor del 25% (Lawrence y Lee 1997). Cam *et al.* (1991) reportan que la productividad natural contribuyó con el 86.7, 42.7, 41.7 y 34.4% del carbón orgánico para camarones sembrados como PL 20-22 (20·m⁻²), después de 30, 60, 90 y 120 días, respectivamente. En otro estudio experimental, He y Lawrence (En: Lawrence y Lee 1997) obtuvieron menos de 50% de supervivencia cultivando camarones en laboratorio con un alimento sin vitamina C, mientras que utilizando la misma dieta para el cultivo en estanques, donde había disponibilidad de alimento natural, fueron producidas más de 6 ton·ha⁻¹ con una supervivencia superior al 80%. Esto nos indica que el alimento natural no solamente es importante por la cantidad de biomasa que puede aportar, sino además por el aporte de ciertos elementos que por alguna razón no están presentes en el alimento formulado; también, algunos nutrientes del alimento formulado se desnaturalizan con los procesos realizados para su fabricación (Barrows y Hardy 2000).

Desafortunadamente en la mayoría de los casos, en los sistemas más intensificados el alimento natural es poco promovido y como consecuencia su contribución a la nutrición de los organismos cultivados es muy poca o prácticamente nula. Sin embargo, dicha tendencia está cambiando en tiempos más recientes, en donde ya algunos acuacultores han tomado conciencia de la importancia del alimento natural en sus granjas.

Los organismos que pueden ser aprovechados como alimento natural de peces o crustáceos en cultivo, pertenecen a muy diversos grupos taxonómicos o comunidades y van desde pequeños microorganismos unicelulares como bacterias, microalgas y levaduras, pasando por organismos del zooplancton, hasta grandes organismos del bentos o necton.

El Zooplancton como alimento Natural en Acuicultura

Los organismos zooplanctónicos son probablemente los que se han utilizado en mayor medida en la acuicultura como fuente de alimento natural para muy diversas especies, principalmente de peces y de crustáceos (Busch *et al.* 2010). La mayoría de las especies que se cultivan en el mundo son zooplanctófagas en sus primeras etapas de vida, aun cuando sus hábitos alimenticios en etapas adultas puedan cambiar (Prieto y Atencio, 2008).

El zooplancton como alimento natural es comúnmente utilizado en las primeras etapas de desarrollo larvario y la maternización, algunas veces durante la pre-engorda y muy raramente en los primeros días de la engorda. Se ha enfatizado que la presencia de fitoplancton y zooplancton dentro de estanques de cultivo es benéfica y hasta fundamental para los organismos recién sembrados, debido a que aportan nutrientes esenciales como aminoácidos, ácidos grasos insaturados y otros elementos nutricios que no se encuentran o son escasos en el alimento artificial (Coman *et al.* 2003; Maia *et al.* 2003).

No existen muchos estudios sobre la calidad nutricional de especies de zooplancton (Marcus y Murray 2001) ya que la tendencia actual es complementar las carencias nutricionales de la *Artemia* u otras especies, enriqueciéndola con suplementos formulados (Prieto y Atencio 2008). Esta práctica aumenta los costos y una parte del suplemento se pierde en el agua. Un punto importante a considerar es que la calidad nutricional del zooplancton depende principalmente de la especie y de su alimentación previa (Prieto y Atencio 2008; Naz y Turkmen 2009).

Los estudios existentes han demostrado el excelente valor nutricional de varios organismos zooplanctónicos, tanto silvestres (Tabla 1) como cultivados (Tabla 2).

Tabla 1. Composición químico proximal de zooplancton silvestre en varias épocas del año (modificado de Kuroshima *et al.* 1987).

	<i>Octubre</i>	<i>Mayo</i>	<i>Junio</i>	<i>Julio</i>	<i>Agosto</i>
Humedad (%)	89.7	87.0	91.1	91.2	-
Proteína Cruda(%)*	63.2	74.2	68.7	65.5	66.8
Lípidos (%)*	9.4	9.8	12.1	12.6	17.2
Cenizas (%)*	11.1	8.8	9.5	9.9	9.2
16:0	23.8	25.5	24.2	21.3	20.1
16:1n-7	8.8	10.8	11.4	8.2	8.6
18:0	8.9	5.6	6.2	9.4	6.7
18:1n-9	13.7	12.9	8.5	7.1	7.4
18:2-n6	2.2	5.0	3.6	5.1	3.9
18:3-n3	5.7	1.8	1.3	7.9	9.3
18:4-n3	4.2	2.0	3.4	6.3	8.7
20:1	2.1	0.6	1.0	2.0	2.2
20:4-n3	0.8	0.1	0.4	1.1	0.5
20:5-n3	8.6	9.5	8.4	8.78.6	
22:5-n3	1.0	-	0.6	0.3	0.8
22:6-n3	10.6	14.1	11.8	10.0	7.0

*Base seca

Tabla 2. Composición químico proximal promedio de varios organismos zooplanctónicos cultivados y utilizados en la alimentación de organismos acuícolas.

<i>Organismo</i>	<i>PC (%)</i>	<i>EE (%)</i>	<i>FC (%)</i>	<i>ELN (%)</i>
ROTIFEROS				
<i>Brachionus plicatilis</i>	60.3	3.9	-	0.7
<i>c/Chlorella marina</i>				
Rotíferos juveniles y adultos cultivados*	54.6	13.2	-	-
COPEPODOS				
<i>Tigriopus japonicus</i>	71.1	2.6	-	-
<i>Acartia clausi</i>	70.9	1.3	-	-
CLADOCEROS				
<i>Moina sp.</i> (levadura)	68.8	2.9	-	-
<i>Daphnia pulex</i>	50.0	1.0	0.4	-
AMFÍPODOS				
<i>Gammarus lacustris</i>	40.4	1.5	1.0	-
INSECTOS				
<i>Chironomidae spp</i>	56.5	13.6	-	-

Humedad (H₂O), proteína cruda (PC) en base seca, lípidos o extracto etéreo (EE), fibra cruda (FC), extractos libres de nitrógeno (ELN), cenizas, cálcico (Ca) y fosforo. Datos obtenidos de Watanabe *et al.* (1983) y Riccardi y Mangoni (1999).

Estos resultados coinciden con los obtenidos en un estudio reciente llevado a cabo en la Universidad de Sonora y presentados en las secciones siguientes (Campaña-Torres *et al.* 2010), en donde se corroboró que el rotífero *Brachionus rotundiformis*, los copépodos

Acartia californicus y *Calanus pacificus*, el banquiópodo, *Artemia franciscana* y el insecto *Trichocorixa* sp. presentaron una composición proximal similar.

Por otro lado se ha sugerido que la presencia de zooplancton reduce el canibalismo (Atencio-García y Zaniboni-Filo 2006), posiblemente debido a que al haber zooplancton presente, los organismos cultivados enfocan su instinto cazador hacia esa comunidad y no hacia organismos de su misma especie.

Existen dos maneras de aprovechar el zooplancton como alimento de camarones y peces cultivados. Una de ellas es la de promover esta comunidad dentro de las mismas unidades de cultivo, a lo que se podría llamar manejo de zooplancton endógeno. La otra es la captura o la producción de estos organismos en unidades separadas y su posterior incorporación a los estanques de cultivo, a lo que pudiera llamarse zooplancton exógeno.

Zooplancton Endógeno

El zooplancton que se desarrolla espontáneamente o de manera inducida en los estanques de cultivo de camarones y peces, juega un importante rol en su alimentación y nutrición. Trabajos tan anteriores como los de Yufera *et al.* (1984) y de Chen y Chen (1992); otros un poco más recientes como los de Preston y Coman (2003), hasta reportes mucho más actuales como los de Quadros y Martínez-Córdova (2008), Sipauba-Tavares *et al.* (2008) y Porchas-Cornejo *et al.* (2010), han destacado la preferencia de camarones y peces cultivados por organismos del zooplancton como fuente de alimentación. En el caso de los peces, Cardozo *et al.* (2008), reportaron la eficiente predación de copépodos por parte del pez ciprínido, *Jenynsia multidentata*; mientras que Chara *et al.* (2006) encontraron que los insectos quironómidos son una de las presas favoritas de los bagres del género *Trichomycterus*.

Para el caso de los camarones, autores como Nunes *et al.* (1997), Nunes y Parsons (2002), Martínez-Córdova *et al.* (1998a, 1998b, 2002, 2006 y 2010), Ballester *et al.* (2007, 2010),

entre muchos otros, han documentado la eficiente utilización de organismos del zooplancton por diversas especies de camarones peneidos.

El zooplancton en estanques acuícolas puede ser promovido de diversas maneras; una de las más usuales es la fertilización inorgánica u orgánica para promover en primera instancia a los productores primarios autótrofos (especialmente microalgas) u heterótrofos (principalmente bacterias), y en base a ello la productividad de otros organismos superiores en la cadena trófica como es el caso del zooplancton.

Pillay y Kutty (2005), han documentado la eficiencia de las prácticas de fertilización para la promoción de alimento natural endógeno, principalmente el zooplancton. Tabinda y Ayub (2010), encontraron que la fertilización con superfosfato triple tuvo un efecto significativo en la concentración de clorofila-a, en estanques de policultivo de peces, y que la producción neta de peces fue significativamente mayor en estanques fertilizados en comparación con el control. Sin embargo, la dosis de fosfato puede reducirse significativamente sin afectar la productividad primaria y la biomasa cosechada.

Otra forma que ha resultado ser efectiva, ha sido el uso de sustratos orgánicos flotantes (paja de trigo, alfalfa, bagazo de caña, etc.), fermentados y enriquecidos con una fuente de carbono orgánico (usualmente melaza), vitaminas y aceites animales (Martínez-Córdova *et al.* 1998, 2002, 2008, 2010). Martínez-Córdova y Peña-Messina (2005), realizaron un co-cultivo de camarón blanco, *L. vannamei* y camarón azul, *L. stylirostris*, encontrando que ambas especies aprovecharon los organismos del zooplancton (principalmente rotíferos y copépodos), promovidos mediante prácticas de fertilización. En un reciente estudio llevado a cabo en la Universidad de Sonora, Porchas-Cornejo *et al.* (2010), encontraron que la promoción de fitoplancton, zooplancton y bentos en estanques camaronícolas, utilizando prácticas de fertilización, sustratos suspendidos y encierros, respectivamente, tuvieron un efecto positivo no solo en la respuesta productiva del camarón (Tabla 3), sino además en la calidad del agua, en donde se observó una disminución del NAT. Adicionalmente se

comprobó que esta práctica no afectaba la condición nutricional (Tabla 4) y el estado inmune de los organismos (Figura 1).

Tabla 3. Parámetros de producción de *Litopenaeus vannamei* en estanques con (T1) y sin (T2) promoción de fitoplancton, zooplancton y bentos.

	T1	T2	Diferencia (%)
Ganancia en peso (g)	25.80 ± 0.12 ^b	21.68 ± 2.87 ^a	+ 19.0
Supervivencia (%)	67.8 ± 2.60 ^a	65.5 ± 4.02 ^a	+ 3.5
Biomasa final (g·m⁻²)	352 ± 16.17 ^b	284 ± 29.39 ^a	+ 23.9
FCA	1.86 ± 0.18 ^a	2.16 ± 0.05 ^b	- 13.9

Tabla 4. Metabolitos hemáticos de *L. vannamei* en estanques con (T1) y sin(T2) promoción de fitoplancton, zooplancton y bentos.

	T1	T2
Glucosa (mg·mL⁻¹)	0.568 ± 0.04 ^a	0.621 ± 0.07 ^a
Colesterol (mg·mL⁻¹)	1.64 ± 0.39 ^a	1.37 ± 0.17 ^a
Proteínas (mg·mL⁻¹)	184.8 ± 4.3 ^a	174.5 ± 10.9 ^a
Triglicéridos (mg·mL⁻¹)	1.50 ± 0.33 ^a	1.21 ± 0.30 ^a

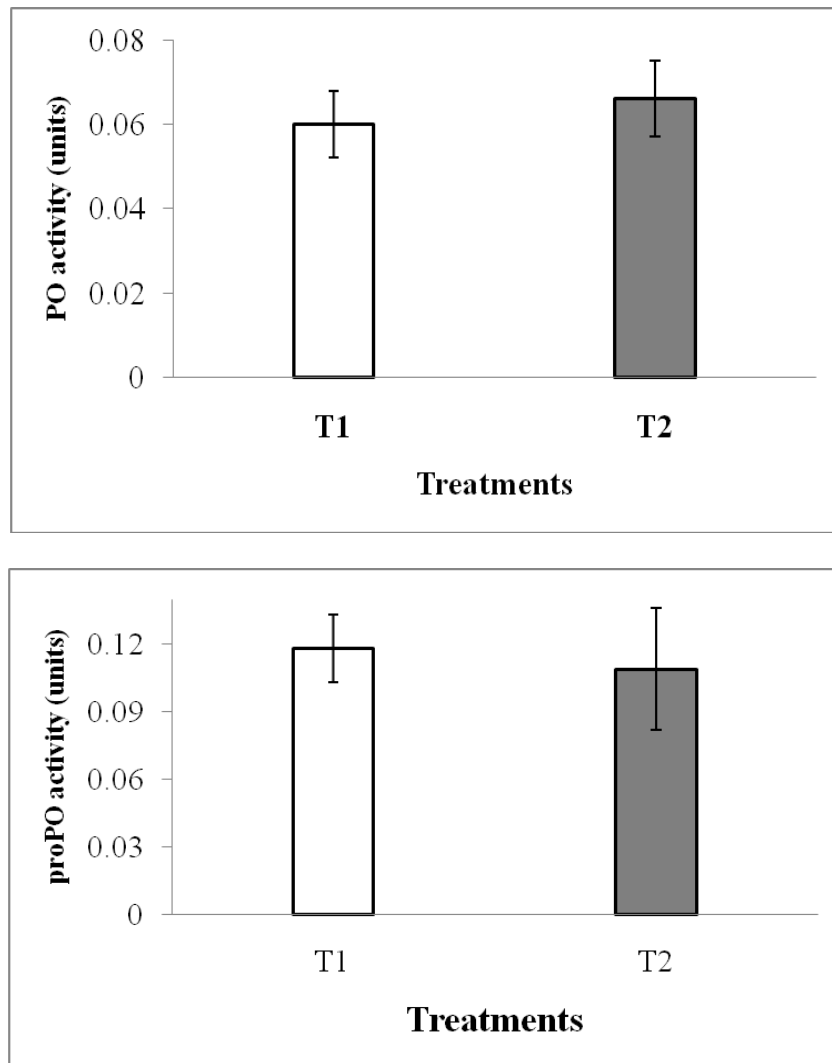


Figura 1. Actividad de fenoloxidasa (PO) y profenoloxidasa (proPO) en *L. vannamei* con (T1) y sin (T2) promoción de fitoplancton, zooplancton y bentos. Tomado de Porchas-Cornejo *et al.* (2010).

Una tercera forma de promover el zooplancton en unidades de producción acuícolas es la de implementar refugios dentro de ellas para que estos organismos se desarrollen sin la presión predatoria de los organismos cultivados y posteriormente liberarlos para que sean aprovechados. Sun *et al.* (2010) probaron el efecto positivo de la utilización de refugios de zooplancton en encierros para cultivo de tilapia a dos densidades, encontrando una mejora muy significativa en crecimiento, supervivencia y biomasa, en las tilapias cultivadas a

menor densidad con refugios de zooplancton, en comparación con las que no los tuvieron. A densidades altas no hubo diferencias significativas.

Zooplancton Exógeno

Al alimento natural que se produce (o se captura) fuera de las unidades de cultivo y se incorpora a ellas como fuente de alimentación de los organismos cultivados, se le conoce como alimento natural exógeno (Campaña-Torres *et al.* 2009).

Desde hace siglos, en Asia se capturan pequeños micro crustáceos, insectos, poliquetos y otros organismos, que luego se introducen a las unidades de peces y/o camarones.

Existen varios estudios que avalan la factibilidad de utilizar zooplancton capturado como alimento en acuacultivos. Rønnestad *et al.* (1998) encontraron que el zooplancton natural capturado en un lago y proporcionado a larvas de halibut eran una importante fuente de vitamina B6 y tenía un efecto positivo en el desarrollo de los peces. Campaña Torres *et al.* (datos no publicados), encontraron que el insecto *Trichocorixa* sp. capturado de estanques camaronícolas y proporcionado a juveniles de *L. vannamei* en una proporción 50:50 con alimento formulado, tuvo un efecto significativamente positivo en la supervivencia y mayormente en el FCA, tal como se observa en la Tabla 5.

Tabla 5. Parámetros de producción de *L. vannamei* alimentado con diferentes proporciones de insectos (*Trichocorixa* sp) y alimento artificial experimental (AA).

Proporción Insectos/AA	Talla final (g)	Biomasa (g)	Sobrevivencia (%)	FCA
0/100	8.83±0.20	105.3±7.73	59.09±4.54	2.17±0.16
25/75	7.48±0.79	76.3±13.81	51.51±10.50	2.49±0.42
50/50	6.89±0.57	104.8±4.37	72.73±7.87	1.44±0.06
75/25	5.11±0.57	80.63±3.61	75.76±5.25	1.54±0.05
100/0	4.66±0.37	37.37±5.76	40.91±4.54	2.18±0.31

Sin embargo, lo que mayormente se utiliza como alimento natural exógeno es el zooplancton cultivado. Probablemente el organismo que más comúnmente se ha usado para el cultivo larvario en acuicultura es la Artemia. La mayoría de los laboratorios de larvicultura de crustáceos, emplean rutinariamente quistes de Artemia durante las últimas

fases larvarias y durante la maternización (Soorgelos *et al.* 1983; Soorgelos y Levens 1996). González *et al.* (2010) reportaron el uso de Artemia como complemento a una dieta formulada para el cultivo del cauque, *Pacifastacus leniusculus*, en donde se encontró que a densidades de 100 org·m⁻², la respuesta productiva fue excelente pero disminuyó al aumentar la densidad de siembra. También en la larvicultura de muchas especies de peces, se utiliza rutinariamente la artemia, sobre todo en forma de nauplios (Soorgelos *et al.*, 2001). Beux & Zanniboni-Filho, 2008, comprobaron que la Artemia tuvo un efecto positivo en el crecimiento y sobrevivencia del bagre pintado, *Pseudoplatystoma corruscans*._García *et al.* (2008) reportaron resultados similares pero para el bacalao, *Gadus morhua*.

El uso de Artemia más allá de la maternización es poco común. Martínez-Córdova *et al.* (2006), la utilizaron en estanques de cultivo de camarón blanco con resultados excelentes en el crecimiento, supervivencia y biomasa. Campaña-Torres *et al.* (2010), utilizaron Artemia adulta para la alimentación de juveniles de *L. vannamei*, encontrando que a mayor concentración de estos organismos se obtuvo mejor crecimiento, sobrevivencia y biomasa de camarón, así como menores factores de conversión alimenticia (Tabla 6).

Tabla 6. Parámetros de producción de juveniles de *L. vannamei* alimentados con 4 concentraciones de Artemia adulta. Tomado de Campaña-Torres *et al.* (2010).

(Org/L)	Peso final (g)	Peso ganado (g)	Biomasa (g)	Supervivencia (%)	Consumo de Artemia (g)	FCR
0	1.51 ^a	1.34 ^a	31.6 ^a	84.0 ^a	0	2.40 ^c
1	1.90 ^{ab}	1.70 ^{ab}	44.65 ^b	90.8 ^a	14.4 ^a	2.01 ^a
2	2.36 ^{bc}	2.20 ^b	52.3 ^b	90.7 ^a	28.8 ^b	1.90 ^a
3	2.34 ^{bc}	2.00 ^b	54.1 ^b	94.8 ^a	43.2 ^c	2.19 ^b
4	2.54 ^c	2.31 ^b	55.0 ^b	88.0 ^a	57.6 ^d	2.31 ^{bc}

La artemia ha sido también ampliamente utilizada para el cultivo de larvas de peces tales como el bagre africano *Clarias gariepinus* (Garcia-Ortega *et al.* 2010), el besugo *Sparus aurata* (Naz y Turkmen 2009), entre otras.

El valor nutricional de la Artemia ha sido reportado en varias publicaciones, en donde se ha visto que en términos generales tiene adecuadas proporciones de proteínas y lípidos para muchos de los organismos cultivables, aunque puede variar ligeramente dependiendo si son silvestres o cultivadas; en estas últimas la composición proximal también depende de su fuente de alimentación (Tabla 7) (Maldonado-Montiel *et al.* 2005).

Tabla 7. Composición proximal de la biomasa de Artemia (% base seca) silvestre y cultivada con diferentes fuentes de alimentación.

<i>Origen y fuente de alimentación</i>			
Composición (%)	Real de Salinas (fibra de arroz y <i>T. suecica</i>)	Real de Salinas (silvestre)	Texcoco México (<i>Spirulina</i>)
Proteínas	53.1	50.3	58.4
Lípidos	10.6	4.0	7.2
Cenizas	15.4	33.9	8.7
Fibra	0.3	0.1	2.1
ELN	20.5	11.7	21.2

Desafortunadamente la Artemia es un insumo caro y en ocasiones su disponibilidad es limitada, por lo que se han buscado substitutos que cumplan con los requerimientos nutricios de las larvas que se cultivan y sean más accesibles y baratos.

Los rotíferos son el grupo de organismos que probablemente ha sido mayormente utilizado en sustitución de la Artemia como alimento natural exógeno en el cultivo larvario de muchas especies acuícolas, principalmente crustáceos y peces (Fukusho *et al.* 1989; Fengqi 2003; Faleiro *et al.* 2009). La composición bromatológica del rotífero *Brachionus rotundiformis* alimentado con *Nannochloropsis oculata* producida en diferentes medios de cultivo, fue evaluado en un reciente estudio en la Universidad de Sonora (Campaña-Torres *et al.* 2009), encontrándose mejores resultados con el fertilizante acuícola Nutrilake (NLK), como se muestra en la Tabla 8.

Tabla 8. Composición bromatológica del rotífero *B. rotundiformis* alimentado con la microalga *Nannochloropsis oculata*, producida con diferentes medios de cultivo.

Medio de cultivo	Carbohidratos (%)	Lípidos (%)	Proteínas (%)
FMA	25.92±1.72c	26.34±2.39b	47.74±3.47a
NLK	12.95±1.10a	22.79±3.33a	64.27±4.42b
GF/2	18.79±2.15b	23.08±2.62a	58.13±2.82b

Los parámetros de producción de juveniles de *L. vannamei* alimentados con diferentes concentraciones de este rotífero, en combinación con alimento formulado se muestran en la Tabla 9. La respuesta productiva del camarón fue mejor a mayor concentración de rotíferos.

Tabla 9. Parámetros de producción de camarón blanco del Pacífico *L. vannamei* alimentado con diferentes concentraciones del rotífero *Brachionus rotundiformis*.

Org·mL ⁻¹	Talla Final (g)	Crecimiento Total (g)	Biomasa (g)	Supervivencia (%)	FCA
Control	1.55±0.12	1.34±0.11	18.12±2.23	63.13±3.81	3.40±0.45
5	1.73±0.29	1.55±0.29	23.17±4.35	69.79±4.01	2.70±0.56
10	1.89±0.16	1.70±0.17	25.17±4.24	69.04±5.15	2.39±0.42
15	2.14±0.38	1.93±0.38	33.54±5.67	74.79±3.72	1.86±0.33
20	2.64±0.19	2.44±0.19	48.36±2.55	81.33±2.31	1.26±0.06

Los copépodos, son otro de los organismos más ampliamente utilizados como alimento natural exógeno en el cultivo larvario de peces y crustáceos. Rippingale y Payne (2005) demostraron la conveniencia del uso del copépodo *Gladiferens imparipes* para el cultivo intensivo de larvas de peces.

El valor nutricional de diferentes géneros de copépodos ha sido suficientemente documentado, como es el caso de *Apocyclops dengizicus*, el cual presentó niveles de proteína entre 39 y 42% y de lípidos entre 16 y 19%, dependiendo de la microalga con que fue alimentado (Farhadian *et al.* 2009).

La composición química proximal de los copépodos *Acartia californica* y *Calanus pacificus* cultivados en laboratorio y alimentados con *Chaetoceros muelleri*, fue examinada por Campaña Torres *et al.* (2009), encontrando un excelente contenido de proteínas y lípidos, tal como se aprecia en la Tabla 10.

Tabla 10. Composición química proximal de los copépodos *Acartia californicus* y *C. pacificus*), alimentados con *C. muelleri*, cultivada en diferentes medios.

Medio	Carbohidratos (%)	Lípidos (%)	Proteínas (%)
FMA	18.68±1.44b	25.80±2.56a	55.52±1.21a
NLK	15.51±0.80ab	25.81±1.16a	58.68±1.60a
GF/2	12.91±2.31a	24.83±0.48a	62.26±1.92b

La utilización de estos dos copépodos en combinación con alimento formulado, para el cultivo en laboratorio de juveniles de *L. vannamei*, resultó en una mejora considerable en los parámetros de producción del camarón, tal como lo muestra la Tabla 11.

Otros grupos también utilizados como alimento natural exógeno para acuicultura, incluyen a los cladóceros, nemátodos, protozoarios y otros. El cladóceros *Moina* sp. ha sido probado exitosamente como sustituto de *Artemia* en el cultivo de *Macrobrachium rosenbergii* (Alam *et al.* 1991) así como de las primeras fases larvianas de *L. vannamei* (Martín *et al.* 2006). Este mismo organismos se ha usado como portador de antibióticos para organismos dulceacuícolas cultivados (Wiwattanapatapee *et al.* 2002).

Tabla 11. Parámetros de producción de *L. vannamei* alimentado con diferentes concentraciones de los copépodos *Acartia californicus* y *Calanus pacificus*.

Concentración Org·mL ⁻¹	Talla final (g)	Biomasa final (g)	Supervivencia final (%)	FCA
Control	2.91±0.13	54.53±3.65	86.67±7.64	1.96±0.08
1	3.05±0.09	56.03±3.12	91.67±7.64	1.9±0.16a
2	3.06±0.05	59.67±8.54	98.33±2.89	1.19±0.18
4	3.25±0.26	61.77±6.10	93.33±5.77	1.73±0.09
8	3.28±0.09	59.20±3.59	96.67±2.89	1.81±0.14a

El cladóceros *Daphnia magna* ha sido exitosamente cultivado en laboratorio, alimentándolo con levaduras en un medio enriquecido con harina de soya (Ocampo *et al.* 2010). Este

cladóceros es ampliamente utilizado en el cultivo larvario de numerosas especies de peces y crustáceos.

Un asunto que debe tomarse en cuenta es la posibilidad de transferir parásitos a los organismos cultivados, a través del alimento natural como ha ocurrido en el caso de algunos peces infectados a través de copépodos (Lahnsteiner *et al.* 2009). También el cladóceros *Moina* sp. ha sido señalado como posible vector de parásitos tipo hongos, para peces (Czeczuga *et al.* 2008).

Algunos nemátodos han sido también utilizados como alimento vivo para camarones en cultivo, como es el caso de *Panagrellus vivipus* (Focken *et al.* 2006).

Microorganismos autótrofos y heterótrofos

Una de las mayores tendencias de la acuicultura a nivel mundial, es el manejo y aprovechamiento de los microorganismos. Según Sherr y Sherr (2000), los microorganismos pueden ser definidos como todos aquellos organismos unicelulares, tanto los procariontes autótrofos y heterótrofos (cianobacterias y bacterias) como los eucariontes autótrofos y heterótrofos (microalgas y protozoarios). Pero de una manera general, son considerados también como microorganismos todos aquellos organismos que no pueden ser observados a simple vista, entre ellos se encuentran algunos pequeños metazoarios como rotíferos, nemátodos y formas larvales de organismos mayores, como los nauplios de crustáceos.

Tanto en ambientes naturales como en sistemas acuícolas, los microorganismos desempeñan un papel fundamental como productores y consumidores de oxígeno disuelto, reciclando nutrientes y produciendo alimento para organismos mayores. Aunque son pequeños, se multiplican rápidamente, lo que hace de ellos el más versátil y numeroso grupo de organismos presente en el ambiente acuático (Horowitz y Horowitz 2000). En los sistemas de cultivo, los microorganismos también son extremadamente importantes, ya que

además de los dos aspectos mencionados anteriormente, desempeñan un papel fundamental en la manutención de la calidad del agua, como mediadores del impacto ambiental de los efluentes y en el control de posibles patógenos (Decamp *et al.* 2002; Moss *et al.* 2002).

En sistemas de cultivo extensivos o semi-intensivos las dos fuentes alimentarias básicas para los organismos cultivados son la productividad primaria del fitoplancton y la materia orgánica adicionada al sistema vía fertilización química, orgánica o suplemento de alimento artificial, las cuales estimulan el crecimiento bacteriano y el establecimiento de una cadena trófica (Moriarty 1997). Los microorganismos pueden tener efectos positivos y negativos en los cultivos. Entre los efectos positivos destacan la eliminación de compuestos nitrogenados tóxicos como a nitrógeno amoniacal, la degradación de restos de alimento no consumido y su contribución nutricional (Crab *et al.* 2010). La remoción de nitrógeno de estanques acuícolas por organismos heterotróficos ha sido descrito por autores como De Schryver y Verstraete (2007), Crab *et al.* (2007) y otros. Entre los efectos negativos podrían mencionarse las enfermedades causadas por bacterias y virus, la producción de nitrógeno amoniacal y el consumo excesivo de oxígeno (Horowitz y Horowitz 2000).

Estudios recientes demostraron que en sistemas intensivos de cultivo de camarón los microorganismos pueden contribuir para a mantener la calidad del agua (Ebeling *et al.* 2006; Samocha *et al.* 2007) y que la productividad natural en este tipo de sistemas puede sustentar una porción significativa del crecimiento de los camarones cultivados (Burford *et al.* 2004; Wasielesky *et al.* 2006; Abreu *et al.* 2007). La manipulación de la comunidad microbiana puede traer beneficios tanto ambientales como económicos, ya que según Avnimelech (2000), la conversión alimenticia puede ser sensiblemente mejorada a través de un mayor aprovechamiento del alimento natural presente en el ambiente de cultivo, incluyendo desde luego a los microorganismos. De esta manera se disminuye la cantidad de alimento formulado y se reducen significativamente los costos de producción.

Durante años el papel que se atribuía a los microorganismos heterótrofos (especialmente bacterias), estuvo restringido a la degradación de la materia orgánica y el reciclamiento de

nutrientes. Sin embargo, la investigación científica moderna ha demostrado la importancia de estos microorganismos como una vía alternativa de la cadena alimentaria. Las bacterias heterotróficas son capaces de utilizar la materia orgánica disuelta (MOD) que es liberada durante la fotosíntesis (10-60%), transformándola en material orgánico particulado (MOP) que es aprovechado por organismos pertenecientes al zooplancton, haciendo disponible el carbono y nitrógeno de origen microbiano para los niveles tróficos superiores. Este fenómeno que es conocido como “Microbial Loop” o alza microbiana y fue originalmente descrito por Azam *et al.* (1983), se presenta gráficamente en la Figura 2

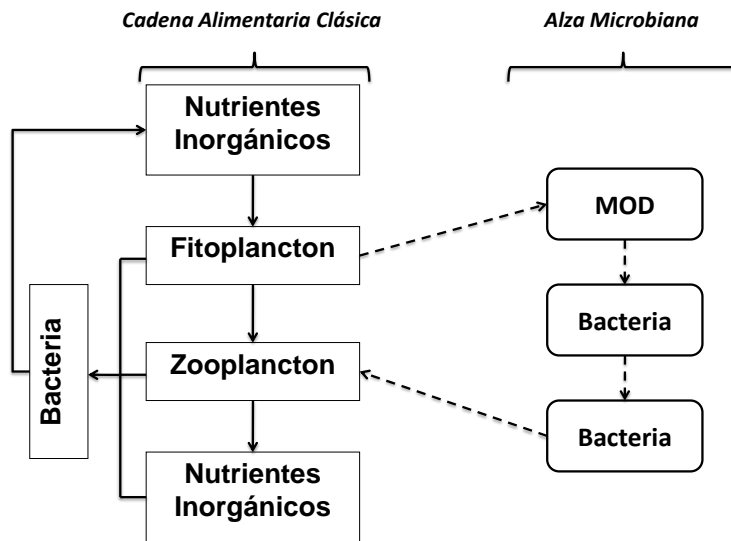


Figura 2. Esquema simplificado de la cadena alimenticia clásica y del alza microbiana.

Los microorganismos libres en la columna de agua pueden ser aprovechados por los organismos cultivados como fuente de alimento, de manera muy limitada. La mejor forma de aprovecharlos es cuando están adheridos a superficies fijas o flotantes, incluyendo el fondo y las paredes de las tinas o estanques. La importancia de la biota asociada a sustratos ha sido destacada por varios autores como Burford *et al.* (2004b). La contribución del material floculado, incluyendo microorganismos, para la alimentación de camarones y peces, ha sido ampliamente documentado por varios autores (Burford *et al.* 2004a). En base a lo anterior, se han diseñado estrategias para aprovechar a los microorganismos asociados a biopelículas (biofilms) o a bioflóculos (flóculos microbianos).

Martínez Córdova, L., *et al.* 2010. Alimento Natural en Acuicultura: una revisión actualizada. En: Cruz-Suarez, L.E., Ricque-Marie, D., Tapia-Salazar, M., Nieto-López, M.G., Villarreal-Cavazos, D. A., Gamboa-Delgado, J. (Eds), Avances en Nutrición Acuícola X - Memorias del X Simposio Internacional de Nutrición Acuícola, 8-10 de Noviembre, San Nicolás de los Garza, N. L., México. ISBN 978-607-433-546-0. Universidad Autónoma de Nuevo León, Monterrey, México, pp. 668-699.

Una biopelícula es definida como una comunidad de microorganismos, principalmente microalgas, bacterias, protozoarios y hongos, asociados a una matriz orgánica adherida a superficies sumergidas (Ramesh *et al.* 1999). El concepto de bioflóculo es prácticamente el mismo, solamente que el sustrato en lugar de ser fijo, es flotante (salvado de trigo, paja, bagazo de caña, etc.). Según Whal (1989) un biofilm se forma sobre cualquier superficie húmeda, siguiendo un patrón de colonización en el cual pueden ser distinguidas cuatro fases: (i) adsorción de compuestos químicos disueltos (macromoléculas) a las superficies (proceso físico espontáneo); (ii) colonización bacteriana; (iii) colonización por eucariontes unicelulares y (iv) colonización por eucariontes multicelulares. Funcionalmente es un microcosmo donde ocurren al mismo tiempo actividades autotróficas y heterotróficas, con procesos de intercambios con el medio externo (Watanabe 1990). Internamente en el biofilm es posible encontrar micronichos con diferentes necesidades fisiológicas, permitiendo la ocurrencia de procesos antagónicos en el mismo ambiente (aeróbicos y anaeróbicos). Estas características proporciona una gran capacidad de remoción de nutrientes (Okabe y Watanabe 2000). Los microorganismos que forman el biofilm son considerados importantes en la transferencia de materia orgánica entre los niveles tróficos, aumentando la eficiencia de las cadenas alimentarias y contribuyendo a mantener la calidad del agua (Conover 1982; Azam *et al.* 1983).

Becerra-Dórame *et al.* (datos no publicados) evaluaron sistemas autotróficos y heterotróficos para la maternización y precría intensiva de *L. vannamei*, utilizando simultáneamente biopelículas y bioflóculos. Encontraron que para ambos casos, la respuesta productiva (especialmente supervivencia, biomasa final y FCA), de las postlarvas (maternización) y juveniles (precría) la respuesta fue satisfactoria (Tabla 12); incluso se observó un efecto positivo en la condición nutricional e inmune de los organismos cultivados en presencia de alimento natural (datos en preparación).

Tabla 12. Parámetros de producción en la maternización de *Litopenaeus vannamei* en sistemas autotróficos (A), heterotróficos (H) y el control (C).

	Peso inicial (mg)	Peso final (mg)	TCE (%·día ⁻¹)	Supervivencia (%)	Biomasa final (g·m ⁻³)	FCA
C	15 ± 2	96 ± 6	6.79 ± 0.58	81 ± 2	547.5 ± 73.3	0.67 ± 0.09
A	15 ± 1	72 ± 11	5.59 ± 1.04	57 ± 10	484.5 ± 52.2	0.69 ± 0.06
H	16 ± 2	93 ± 6	6.22 ± 0.64	77 ± 8	504.0 ± 56.6	0.65 ± 0.05

Otras estrategias para incentivar el desarrollo de microorganismos en sistemas acuícolas, incluyen la adición de ciertos compuestos que pueden modificar la flora microbiana. Dimitroglou *et al.* (2009) reportan que la adición de oligosacáridos puede modular la ecología microbiana y mejorar la morfología intestinal de la trucha arcoiris *Oncorhynchus mykiss*. Huang *et al.* (2010) utilizaron técnicas de restauración de la comunidad de protozoarios en estanques de cultivo del pez mandarín, tales como sustratos y preparaciones microbiológicas, logrando incrementar el número de especies de protozoarios en los estanques al mismo tiempo que mejoraban la calidad del agua, disminuyendo los metabolitos nitrogenados.

Se ha reportado que las microalgas son una importante fuente de alimento natural durante el desarrollo larvario de camarones y peces y contribuyen también al aporte de nutrientes para postlarvas y juveniles en estuarios (Muller-Feuga *et al.* 2003). En el mismo sentido, Khatoon *et al.* (2009) encontraron que la tasa de crecimiento específica de postlarvas de *Penaeus monodon* fue significativamente superior en estanques donde 3 microalgas: *Amphora*, *Navicula* y *Cymbella* fueron crecidas en sustratos artificiales. Algunos otros autores apoyan la idea de que el camarón consume microalgas en el medio silvestre (Gleason y Zimmerman 1984; Gleason y Wellington 1988) así como también en sistemas acuícolas (Hunter *et al.* 1987; Bombeo-Tuburan *et al.* 1993; Moss y Pruder 1995).

Macroalgas

Tradicionalmente las macroalgas han sido un elemento de la productividad natural poco deseable en sistemas de producción acuícola, debido a los múltiples problemas que pueden ocasionar si no son manejadas adecuadamente, entre tales problemas se incluyen: la competencia por nutrientes con el fitoplancton; el ser una trampa para el alimento (sobre todo cuando se suministra al boleo), así como para las postlarvas si estas son sembradas de pequeño tamaño; la carga orgánica que se precipita al fondo cuando mueren y las dificultades que ocasionan para la cosecha del producto. Sin embargo se han encontrado maneras de aprovechar eficientemente las macroalgas en co-cultivos con camarones y peces. Porchas-Cornejo *et al.* (1999) encontraron que la microalga *Caulerpa sertularioides* tuvo un efecto altamente positivo en el desempeño del camarón café *Farfantepenaeus californiensis* a nivel de laboratorio. Tsutsui *et al.* (2010) llevaron a cabo un co-cultivo de *P. monodon* con la microalga filamentosa *Chaetomorpha linguistica*, encontrando un efecto positivo en la tasa específica de crecimiento, especialmente en los juveniles más tempranos, mientras que en juveniles más avanzados el efecto no fue significativo (Figura 3). Zhou *et al.* (2006) realizaron un cultivo integrado de peces con *Gracilaria lemaneiformis* y comprobaron el potencial de esta última como biorremediadora de la calidad del agua en el sistema. Cruz-Suarez *et al.* (2010) evaluaron la factibilidad de un co-cultivo de *L. vannamei* y la macroalga *Ulva clathrata*, comprobando que en este sistema integrado, se disminuye la necesidad de alimento formulado y además se mejora la calidad del producto obtenido. Adicionalmente las macroalgas cultivadas o cosechadas del medio silvestre, pueden ser utilizadas como excelentes ingredientes para dietas de camarones y peces (Cruz-Suarez *et al.* 2001b, 2009).

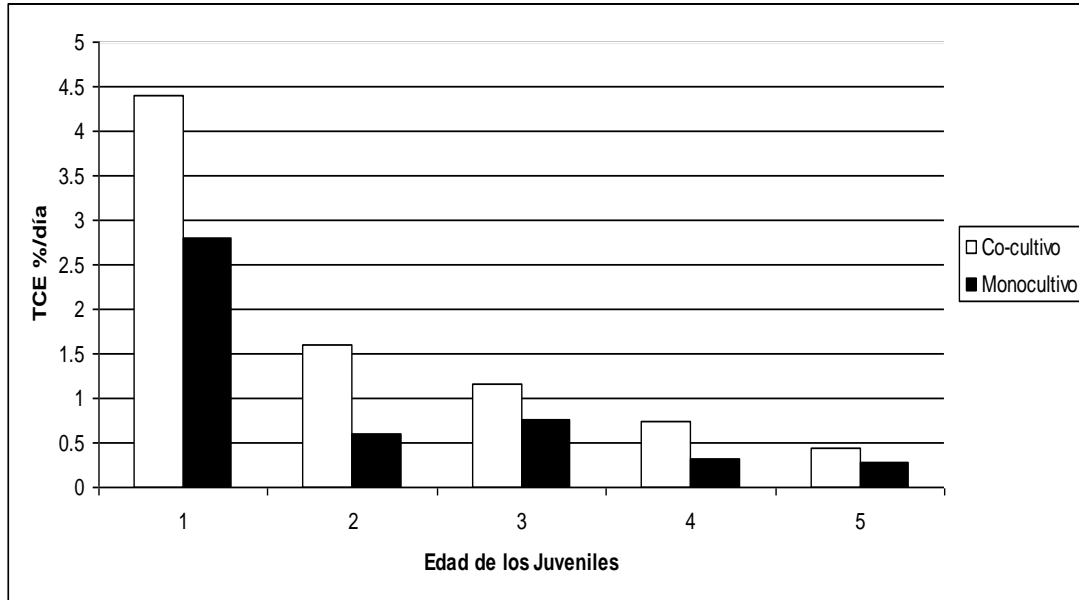


Figura 3. Tasa de crecimiento específica (TCE) de *Penaeus monodon* para organismos de 16(1), 44(2), 58(3), 93(4) y 128(5) días de edad (después de PL 20), en monocultivo y co-cultivo con *Chaetomorpha linguistica*.

Bentos

Dentro de la comunidad bentónica de ecosistemas naturales, así como también en sistemas acuícolas, existe una gran cantidad de organismos que son altamente preferidos por camarones y peces como alimento natural. Probablemente los más utilizados en este sentido son los poliquetos (Quadros y Martínez-Córdova 2006). Martínez-Cordova y Peña-Messina (2005), encontraron que en un co-cultivo de *L. vannamei* y *L. stylirostris*, los poliquetos fueron de los organismos que más rápidamente desaparecieron de fondo de los estanques a pesar de haber sido abundantes al inicio del cultivo. Nunes *et al.* (1997); Nunes y Parsons (2002) reportan también la importante contribución de los poliquetos en la alimentación de *Penaeus subtilis*. Karani *et al.* (2005) estudiaron la dieta natural de *Melicertus karathurus* y encontraron que estaba fundamentalmente compuesta de moluscos, crustáceos y poliquetos. Yokohama *et al.* (2002) reportaron que el alimento no consumido por el camarón es la

fuerza principal de alimentación de organismos macrobentónicos como poliquetos y moluscos, siendo esta una manera de reciclar nutrientes hacia los organismos cultivados.

Dada la alta preferencia que la mayoría de las especies cultivadas tienen por los organismos del bentos, su abundancia se ve rápidamente mermada en las primeras semanas del cultivo y difícilmente pueden recuperarse por sí mismas. Algunas estrategias utilizadas para lograr esto incluyen: encierros fertilizados a las orillas o en medio de los estanques (Nunes y Parsons 2002; Martínez-Cordova y Enriquez-Ocaña 2007) y el uso de sustratos artificiales o “aquamats” (Arnold *et al.* 2005). En un reciente estudio Audelo-Naranjo *et al.* (2010, en revisión) evaluaron el uso de sustratos artificiales en el cultivo de camarón blanco, *L. vannamei* a nivel de mesocosmo a dos densidades, encontrando un efecto positivo en los parámetros de producción (crecimiento, supervivencia, biomasa final y FCA), a ambas densidades (Tabla 13).

Tabla 13. Parámetros de producción de *L. vannamei* cultivado a nivel de mesocosmo con (C) y sin (S) sustratos artificiales a baja (600) y alta (800) densidad de siembra.

	C₆₀₀	S₆₀₀	C₈₀₀	S₈₀₀
Supervivencia (%)	96.7 ± 2.3 ^b	84.0 ± 7.5 ^a	90.9 ± 2.8 ^a	74.5 ± 9.5 ^a
Peso final (g)	8.92 ± 1.60 ^b	7.91 ± 1.40 ^a	8.50 ± 1.61 ^b	7.12 ± 1.59 ^a
Tasa de crecimiento (g/semana)	1.59 ± 0.16 ^b	1.35 ± 0.07 ^a	1.50 ± 0.04 ^b	1.13 ± 0.17 ^a
Biomasa final (g/m²)	1969.6 ± 75.9 ^b	1516.0 ± 101.9 ^a	2221.6 ± 44.5 ^c	1560.8 ± 76.3 ^a
Alimento suministrado (g)	1791.3 ± 53.1 ^a	1759.3 ± 20.2 ^a	2191.3 ± 54.2 ^b	1986.0 ± 140.1 ^a
TCA	1.30 ± 0.03 ^a	1.90 ± 0.2 ^c	1.50 ± 0.02 ^b	2.60 ± 0.1 ^d

Referencias

- Abreu, P.C., Ballester, E.L.C., Odebrecht, C., Wasielesky, W.Jr., Cavalli, R.O., Granéli, W. Anésio, A.M. (2007) Importance of biofilm as food source for shrimp (*Farfantepenaeus paulensis*) evaluated by stable isotopes (d13C and d15N). *J Expl Mar Biol Ecol.*, 347, 88–96.
- Alam, M.J., Cheah, S.H., Ang, K.J. (1991) Possible use of *Moina* spp. as a live feed substitute in larval rearing of the freshwater prawn, *Macrobrachium rosenbergii* (de Man). *Aquacul Fish Manag.*, 22, 531-535.
- Anderson, R.K., Parker P.L., Lawrence, A.L. (1987) A 13C/12C tracer study of the utilization of presented feed by a commercially important shrimp *Penaeus vannamei* in a pond grow-out system. *J World Aquacult Soc.*, 18, 148-155.
- Argue, B.J., J.J. Cody, S.M. Arce, I.P. Forster, S.M. Moss., Tacon, A.G.J. (2001) Shrimp breeding for low-protein or vegetable-protein diets. *Glob Aquacult Adv.*, 4,15-16.
- Arnold, S.J., Sellars, M.J., Crocos, P.J., Coman, G.J. (2005) Response of juvenile brown tiger shrimp (*Penaeus esculentus*) to intensive culture conditions in a flow through tank system with three-dimensional artificial substrate. *Aquaculture.*, 246, 231-238.
- Atencio-García V., Zaniboni-Filo F.E. (2006) El canibalismo en la larvicultura de peces. *Rev. MVZ Córdoba.*, 11, 9-19.
- Avnimelech, Y. (2000a). Activated suspension ponds, a new concept of recirculating ponds. AQUA 2000 Book of Abstracts, Nice, France, May 2-6, 2000. *European Aquaculture Society special publication* 28, Oostend, Belgium p.39.
- Avnimelech, Y. (2000b). Design and operation of minimal exchange intensive shrimp ponds. AQUA 2000 Book of Abstracts, Nice, France, May 2-6, 2000. *European Aquaculture Society special publication* 28, Oostend, Belgium. p.40.
- Avnimelech, Y. (2000c). Nitrogen control and protein recycling: activated suspension ponds. *Glob Aquacult Adv.*3, 23-24.
- Avinmelech, Y., Verdegem, M.C.J., Kurup, M., Keshavanath, P. (2008). Sustainable land-based aquaculture: Rational utilization of water, land and feed resources. *Med Aquacult J.*, 1: 45-55.
- Azam, F., Fenchel, T., Field, J.G., Gray, J.S., Meyer-Reil, L.A., Thingstad, F. (1983) The ecological role of water-column microbes in the sea. *Mar Ecol Prog Ser.*, 10, 257-263.
- Azam, F., Haskell, S., Rohwer, F. (2002) The microbial loop in aquaculture. In: LEE, C-S & P O'BRIEN (eds.) Microbial approaches to aquatic nutrition within environmentally sound aquaculture production systems. The World Aquaculture Society, Baton Rouge, Louisiana, USA, Chap. 6, 87-94.
- Bador, R.F., Scura, E.D., Naivosoa, R. (1998) The use of feeding trays in the semi-intensive grow-out of *Penaeus monodon*: a tool to better understand shrimp feeding behavior in ponds. *Ann Meet World Aquacult Soc, Book of Abstracts*. Las Vegas, Nevada, Feb. 15- 19, 1998. p.27.
- Martínez Córdoba, L., et al. 2010. Alimento Natural en Acuicultura: una revisión actualizada. En: Cruz-Suarez, L.E., Ricque-Marie, D., Tapia-Salazar, M., Nieto-López, M.G., Villarreal-Cavazos, D. A., Gamboa-Delgado, J. (Eds), Avances en Nutrición Acuicola X - Memorias del X Simposio Internacional de Nutrición Acuicola, 8-10 de Noviembre, San Nicolás de los Garza, N. L., México. ISBN 978-607-433-546-0. Universidad Autónoma de Nuevo León, Monterrey, México, pp. 668-699.

- Ballester, E.L., Wasielesky, W., Cavalli, R.O., Abreu, P.C. (2007) Nursery of the pink shrimp *Farfantepenaeus paulensis* in cages with artificial substrates: biofilm composition and shrimp performance. *Aquaculture*, 269, 355–362.
- Ballester, E.L.C., Abreu, P.C., Cavalli, R.O., Emerenciano, M. Abreu, L., Wasielesky W. (2010) Effect of practical diets with different protein levels on the performance of *Farfantepenaeus paulensis* juveniles nursed in zero water exchange suspended microbial flocs intensive system. *Aquacult Nutr.*, 16, 163-172.
- Barber, T. (2000) Trends in drying aquaculture feeds. *Int Aquafeed.*, 3, 26-33.
- Barrows, F.T. (2000) Feed additives. En: Stickney, R.R. (Eds) *Encyclopedia of Aquaculture*, John Wiley and Sons Inc., New York, USA. pp. 335-340.
- Barrows, F.T., Hardy, R.W. (2000) Feed manufacturing technology, In Stickney, R.R. (Eds) *Encyclopedia of Aquaculture*, John Wiley and Sons Inc., New York, USA. pp.354-359.
- tBeux, L.F., & Zaniboni-Filho. 2008. *Artemia* sp. proportions and effects on survival and growth of pintado, *Pseudoplatystoma corruscans* larvae. *Journal of Applied Aquaculture*, 20, 184-199
- Bombero-Tuburan, I., Guanzon, N.G., Schroede, G.L. (1993) Production of *Penaeus monodon* (Fabricius) using four natural food types in an extensive system. *Aquaculture*, 112, 57–65.
- Bratvold, D., Browdy, C.L. (2001) Effects of sand sediment and vertical surfaces (AquaMats) on production, water quality, and microbial ecology in an intensive *Litopenaeus vannamei* culture system. *Aquaculture*, 195:81-94.
- Busch, K.E.T., Falk-Petersen, I.B., Peruzzi, S., Rist, N.A., Hamre, K. (2010) Natural zooplankton as larval feed in intensive rearing systems for juvenile production of Atlantic cod (*Gadus morhua* L.). *Aquac Res.*, doi:10.1111/j.1365-2109.2009.02450.x (p)
- Burford, M.A., Jackson, C.J., Preston, N.P. (2001) An integrated approach to reducing nitrogen waste from shrimp farming. *Aquaculture 2001, The Annual International Conference and Exhibition of the World Aquaculture Society, January 21-25, 2001 Book of Abstracts*. Orlando, Florida. p. 98.
- Burford, M.A., Thompson, P.J., McIntosh, R.P., Bauman, R.H., Pearson, D. C. (2004a) The contribution of flocculated material to shrimp (*Litopenaeus vannamei*) nutrition in a high-intensity, zero-exchange system. *Aquaculture*. 232:525-537.
- Burford, M.A., Sellars, M.J., Arnold, S.J., Keys, S.J., Crocos, P.J., Preston, N.P. (2004b) Contribution of the natural biota associated with substrates to the nutritional requirements of the post-larval shrimp, *Penaeus esculentus* (Haswell), in high-density rearing systems. *Aquac Res.*, 35, 508-515.
- Cam, D., Rollet, P.-E., Mariotti, A., Guillaume, J. (1991) Contribution relative de la productivité naturelle et de l'aliment composé dans la nutrition de *Penaeus japonicus* élevé en conditions semi-intensives. *Aquat Liv Res.*, 4, 175-180.
- Campana-Torres, A., Martínez-Córdova, L.R., Villarreal-Colmenares, H., Hernández-López J., Ezquerro-Brauer, J.M., Cortés-Jacinto, E. (2009) Efecto de la adición del rotífero *Brachionus rotundiformis*

- (Tschugunoff, 1921) sobre la calidad del agua y la producción, en cultivos super-intensivos de camarón blanco del Pacífico *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931). *Rev Biol Mar Ocean.*, 44, 335-342.
- Campana-Torres, A., Martínez-Córdova, L.R., Villarreal-Colmenares, H., Cortés-Jacinto, E. (2010) Evaluation of different concentrations of adult live Artemia (*Artemia franciscana*, Kellogs 1906) as natural exogenous feed on the water quality and production parameters of *Litopenaeus vannamei* (Boone 1931) intensively pre grown. *Aquac Res.* (publicado en línea)
- Cardozo, A.P., Figueiredo, M.R.C., Gama, A.M.S., Sampaio, J.A.O. (2008) Predation of *Jenynsia multidentata* (Jenyns) (Cyprinodontiformes, Anablepidae) on copepods in laboratory conditions. *Pan-Am J Aquat Sci.*, 3, 290-293.
- Casillas-Hernández, R., Magallón-Barajas, F., Portillo-Clark, G., Páez-Osuna, F. (2006) Nutrient mass balances in semi-intensive shrimp ponds from Sonora, Mexico using two feeding strategies: Trays and mechanical dispersal. *Aquaculture.*, 258, 289-298.
- Chara, J.D., Baird, D., Telfer, T.C., Rubio, E.A. (2006) Feeding ecology and habitat preferences of the catfish genus *Trichomycterus* in low-order streams of the Colombian Andes. *J Fish Biol.*, 68, 1026-1040
- Chopin, T., Buschmann, A.H., Halling, Ch., Troell, M., Kautsky, N., Neori, A., Kraemer, G.P., Zertuche-González, J.A., Yarish, Ch., Neefus, Ch. (2001) Integrating seaweeds into marine aquaculture systems: a key toward sustainability. *J Phycol.*, 37, 975-986.
- Coman, F.E., Connolly, R.M. Preston, N.P. (2003) Zooplankton and epibenthic fauna in shrimp ponds: factors influencing assemblage dynamics. *Aquac Res.*, 34, 359-371.
- Coman, E., Connolly, R.M., Preston N.P. (2006) Effects of water exchange and abiotic factors on zooplankton and epibenthic fauna in shrimp ponds. *Aquac Res.*, 37, 1387-1389.
- Conover, R.J. 1982. Interrelations between microzooplankton and other plankton organisms. *Ann Institut Océanog.*, 58, 31-46.
- Crab, R., Avnimelech, Y., Defoirdt, T., Bossier, P., Verstraete, W. (2007) Nitrogen removal techniques in aquaculture for a sustainable production. *Aquaculture.*, 270, 1-14.
- Crab, R., Chielens, B., Wille, M., Bossier, P. & Verstraete, W. 2010. The effect of different carbon sources on the nutritional value of bioflocs, a feed for *Macrobrachium rosenbergii* postlarvae.. *Aquaculture Research*, Mar2010, Vol. 41 Issue 4, p559-567
- Crispim, M.C., Vieira, A.C.B., Coelho S.F.M., Medeiros, A.M.A. (2007) Nutrient uptake efficiency by macrophyte and biofilm: practical strategies for small-scale fish farming. *Biol Limnol.*, 21, 387-391.
- Cruz-Suarez, E. (2001a) Kelp, un excelente aditivo atráctante, aglutinante y texturizante, con propiedades inmunoestimulantes. *Panorama Acuicola.*, 6, 42-45.
- Cruz-Suarez, L.E., Ricque-Marie, D., Tapia-Salazar, M., McCallum, I.M., Hickling, D. (2001b). Assessment of differently processed feed pea (*Pisum sativum*) meals and canola meal (*Brassica* sp.) in diets for blue shrimp (*Litopenaeus stylirostris*). *Aquaculture.*, 196, 87- 104.

- Cruz-Suarez, L.E., Tapia-Salazar, M., Nieto-Lopez, M.G., Guajardo-Barbosa, C., Ricque-Marie, D. (2009) Comparison of *Ulva clathrata* and the kelps *Macrocystis pyrifera* and *Ascophyllum nodosum* as ingredients in shrimp feeds. *Aquacult Nutr.*, 15, 421-430.
- Cruz-Suárez, L.E., León, A., Peña-Rodríguez, A., Rodríguez-Peña, G., Moll, B., Ricque-Marie, D. (2010) Shrimp/Ulva co-culture: A sustainable alternative to diminish the need for artificial feed and improve shrimp quality. *Aquaculture.*, 301, 64-68
- Czeczuga, B., Kozłowska, M., Godlewska, A., Velu, S. (2008) *Moina macrocopa* (Straus): A plankton crustacean as a vector for fungus-like fish parasites. *Turk J Zool.*, 32, 19-26
- Chen, Y.L.L., Chen, H.Y. (1992) Juvenile *Penaeus monodon* as an effective zooplankton predator. *Aquaculture.*, 103, 35-44.
- De Schryver, P., Verstraete, W. (2007) Nitrogen removal from aquaculture pond water by heterotrophic nitrogen assimilation in lab-scale sequencing batch reactors. *Biores Technol.*, 100, 1162-1167
- Decamp, O., Conquest, L., Forster, I., Tacon, A.G.J. (2002) The nutrition and feeding of marine shrimp within zero-water exchange aquaculture production systems: role of eukaryotic microorganisms. In: LEE, C-S & P O'BRIEN (eds.) Microbial approaches to aquatic nutrition within environmentally sound aquaculture production systems. The World Aquaculture Society, Baton Rouge, Louisiana, USA, Chap. 5, 79-84.
- Dimitroglou, A., Merrifield, D.L., Moate, R., Davies, S.J., Spring, P., Sweetman, J., Bradley, G. (2009) Dietary mannan oligosaccharide supplementation modulates intestinal microbial ecology and improves gut morphology of rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum). *J Animal Sci.*, 87, 3226-3234.
- Ebeling, J.M., Timmons, M.B., Bisogni, J.J. (2006) Engineering analysis of the stoichiometry of photoautotrophic, autotrophic and heterotrophic removal of ammonia–nitrogen in aquaculture systems. *Aquaculture.*, 257, 346-358.
- Faleiro, F., & Narciso, L. 2009. *Brachionus* vs *Artemia* duel: Optimizing first feeding of *Upogebia pusilla* (Decapoda: Thalassinidea) larvae. *Aquaculture*, 295:205-208
- Farhadian, O., MdYuso, F., Mohamed, S. (2009) Nutritional values of *Apocyclops dengizicus* (Copepoda: Cyclopoida) fed *Chaetoceros calcitrans* and *Tetraselmis tetrathele* *Aquac Res.*, 40, 74-82
- Fengqi, L. (2003). Production and application of rotifers in aquaculture. *Aquacult Mag.*, 22, 16-22.
- Focken, U., Schlechtriem, C., vonWuthenau, M., García-Ortega, A., Puello-Cruz, A., Becker, K. (2006) *Panagrellus redivivus* mass produced on solid media as live food for *Litopenaeus vannamei* larvae. *Aquac Res.*, 37, 1429-1436.
- Fukusho, K. (1989). Biology and mass production of the rotifer, *Brachionus plicatilis*. *Int J Aquacult Fish Technol.*, 1, 232-240.

- García-Ortega, A., Verreth, J., Vermis, K., Nelis, H.J., Sorgeloos, P., Versteegen, M. (2010) Laboratory investigation of daily food intake and gut evacuation in larvae of African catfish *Clarias gariepinus* under different feeding conditions. *Aquacult. Int.*, 18, 119–134.
- Gleason, D. F., Wellington, G.M. (1988) Food resources of postlarval brown shrimp (*Penaeus aztecus*) in Texas salt marsh. *Mar Biol.*, 97, 329–337.
- Gleason, D.F., Zimmermann, R.J. (1984) Herbivory potential of postlarval brown shrimp associated with marshes. *J Exp Biol Ecol.*, 84, 235–246.
- González, R., Celada, J.D. Gonzalez, A., Garcia, V., Carral, J.M., Saez-Royuela, M. (2010) Stocking density for the intensive rearing of juvenile crayfish, *Pacifastacus leniusculus* (Astacidae), using *Artemia* nauplii to supplement a dry diet from the onset of exogenous feeding. *Aquacult Int.*, 18, 371–378.
- Hardy, R.W. (2000) Fish feeds and nutrition in the new millennium. *Aquacult Mag.*, 26, 85-89.
- Horowitz, S., Horowitz, A. (2000) The effect of a bacterial supplement on the high-density culturing of *Litopenaeus vannamei* with low-protein diet on outdoor tank system and no water exchange. *Aquacult Eng.*, 23, 215-227.
- Hunter, B., Pruder, G., Wyban, J. (1987) Biochemical composition of pond biota, ingesta, and relative growth of *Penaeus vannamei* in earthen ponds. *J World Aquacult Soc.*, 18, 162–174.
- Huang, J., Lin, W., Shi, C., Wu, S., Xu, R. (2010) The effects of restoration techniques on protozoan communities in mandarin fish culture ponds, based on an artificial substrate. *Aquacult Int.*, 18, 339–348
- Jirsa, D.O., Davis, D.A., Arnold, C.R. (2007) Effects of dietary nutrient density on water quality and growth of red drum *Sciaenops ocellatus* in closed systems. *J World Aquacult Soc.*, 28, 68-78.
- Karani, I., Kitsos, M.S., Chartosia, N., Koukouras, A. (2009) Diet composition of the penaeid shrimp, *Melicertus kerathurus* (Forskål, 1775) (Decapoda, Penaeidae) in the Aegean Sea. *Crustaceana.*, 78, 385-396
- Khaton, H., Banerjee, S., Yusoff, F.M., Shariff, M. (2009) Evaluation of indigenous marine periphytic *Amphora*, *Navicula* and *Cymbella* grown on substrates as feed supplement in *Penaeus monodon* postlarval hatchery system. *Aquacult Nutr.*, 15, 186-193.
- Lahnsteiner, F. Kletzl, M., Weismann, T. (2009) The risk of parasite transfer to juvenile fishes by live copepod food with the example *Triaenophorus crassus* and *Triaenophorus nodulosus*. *Aquaculture.*, 295, 120-125
- Lawrence, A.L., Lee, P.G. (1997) Research in the Americas. In *Crustacean Nutrition, Advances in World Aquaculture, Volume 6*. World Aquaculture Society, Baton Rouge, USA, pp.566-587.
- Maia E.P., Leal A., Correia E.S., Pereira A.L., Oliveira, A. (2003) Caracterização planctônica de cultivo super-intensivo de *Litopenaeus vannamei*. *Rev ABCC.*, 5:60-62.
- Maldonado-Montiel, T., Rodríguez-Canché L., (2005) Biomass production and nutritional value of *Artemia* sp. (Anostraca: Artemiidae) in Campeche, México. *Rev Biol Trop.*, 53, 447-454.

- Marcus N.H., Murray, M.M. (2001) Copepod diapause eggs: a potential source of nauplii for aquaculture. *Aquaculture*, 201, 107-115.
- Martín, L., Arenal, A., Fajardo, J., Pimentel, E., Hidalgo, L., Pacheco, M., García, C. & Santiesteban, D. 2006. Complete and partial replacement of *Artemia* nauplii by *Moina micrura* during early postlarval culture of white shrimp (*Litopenaeus schmitti*). *Aquaculture Nutrition*, 12:89-96
- Martínez-Córdova, L.R., Porchas-Cornejo M.A., Villarreal-Colmenares, H. (1998a) Efecto de tres diferentes estrategias de alimentación sobre el fitoplancton, zooplancton y bentos en estanques de cultivo de camarón café *Penaeus californiensis* (Holmes 1900). *Cienc Mar.*, 24, 267-281.
- Martínez-Córdova, L.R., Villarreal-Colmenares, H., Porchas-Cornejo M.A. (1998) Response of biota to aeration rate in low water Exchange ponds farming White shrimp, *Penaeus vannamei* Boone. *Aquac Res.*, 29, 587-593.
- Martínez-Córdova, L.R., Campaña-Torres, A., Porchas-Cornejo, M.A. (2002) Promotion and contribution of biota in low water exchange ponds farming blue shrimp *Litopenaeus stylirostris* (Stimpson). *Aquac Res.*, 33, 27-32.
- Martínez-Córdova, L.R., Peña-Messina, E. (2005) Biotic communities and feeding habits of *Litopenaeus vannamei* (Boone 1931) and *Litopenaeus stylirostris* (Stimpson 1974) in monoculture and polyculture semi-intensive ponds. *Aquac Res.*, 36, 1075-1084.
- Martínez-Córdova, L. R., Martínez-Porchas, M. (2006) Polyculture of Pacific White shrimp *Litopenaeus vannamei*, giant oyster, *Crassostrea gigas* and black clam, *Chione fluctifraga* in ponds in Sonora, México. *Aquaculture*. 258:321-326.
- Martínez-Córdova, L.R., Enriquez-Ocaña, F. (2007) Study of the benthic fauna in a discharge lagoon of a shrimp farm with special emphasis on polychaeta. *J Biol Sci.*, 7, 12-17.
- Martínez-Córdova, L.R., Martínez-Porchas, M., Cortés-Jacinto, E. (2009) Camaronicultura Mexicana y mundial: ¿Actividad sustentable o industria contaminante?. *Rev Int Contam Amb.*, 25, 181-196.
- Moriarty, D.J.W. (1997) The role of microorganisms in aquaculture ponds. *Aquaculture*, 151, 333-349.
- Moss, S.M., Pruder, G.D. (1995) Characterization of organic particles associated with rapid growth in juvenile white shrimp, *Penaeus vannamei* Boone, reared under intensive culture conditions. *J Exp Mar Biol Ecol.*, 187, 175-191.
- Moss, S.M. (2002) Dietary importance of microbes and detritus in Penaeid shrimp aquaculture. Pages 1-18 En: Lee, C.-S. O'Bryen, P. (Eds), *Microbial Approaches to Aquatic Nutrition Within Environmentally Sound Aquaculture Production Systems*. The World Aquaculture Society, Baton Rouge, Louisiana, United States.
- Muller-Feuga, A., Robert, R., Cahu, C., Robin, J., Divanach, P. (2003) Uses of microalgae in aquaculture. En: *Live Feeds in Marine Aquaculture* (Støttrup, J.G. & McEvoy, L.A.eds), pp. 253-299. Blackwell Publishing Company, Berlin.

- Muller-Feuga, A. (2005) Microalgae for aquaculture. The current global situation and future trends. Pp. 352-364. En: Richmond, A. (Ed) Handbook of Microalgal Culture. Biotechnology and Applied Phycology. Blackwell Publishing. USA.
- Naz, M., Turkmen, M. (2009) Changes in the digestive enzymes and hormones of gilthead seabream larvae (*Sparus aurata*, L. 1758) fed on *Artemia nauplii* enriched with free lysine. *Aquacult Int.*, 17, 523–535
- Nunes, A.J.P., Gesteira T.C.V., Goddard, S. (1997) Food ingestion and assimilation by the Southern brown shrimp *Penaeus subtilis* under semi-intensive culture in NE Brazil. *Aquaculture*, 149, 121-136.
- Nunes, A.J.P., Parsons, G.P. (2000) Effects of the Southern brown shrimp, *Penaeus subtilis*, predation and artificial feeding on the population dynamics of benthic polychaetes in tropical pond enclosures. *Aquaculture.*, 183, 125-147.
- Ocampo, L.E., Botero, M., Restrepo, L. (2010) Growth culture evaluation of *Daphnia magna* feed with *Saccharomyces cerevisiae* enrichment with oat soy. *Rev Col Cienc Pec.*, 23, 78-85.
- Okabe, S., Watanabe, Y. (2000) Structure and function of Growth culture evaluation of *Daphnia magna* feed with *Saccharomyces cerevisiae* enrichment with oat soy nitrifying biofilms as determined by *in situ* hybridization and the presence of microelectrodes. *Water Sci Technol.*, 42, 21-32.
- Otoshi, C.A., Montgomery, A.D., Look, A.M. Moss, S.M. (2001) Effects of diet and water source on the nursery production of Pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei*. *J World Aquacult Soc.*, 32, 243-249.
- Pillay, T.V.R., Kutty, M.N. (2005) Aquaculture: Principles and Practices. 2nd edition. Balckwell Publishing. Oxford, U.K. 624 pp.
- Porchas-Cornejo, M., Martínez-Córdova, L., Magallón-Barajas, F., Portillo-Clark, G. (1999) Efecto de la macrolaga *Caulerpa sertularioides* en el desarrollo del camarón café *Penaeus californiensis* (Decapoda : Peneidae). *Rev Biol Trop.*, 47, 437-442.
- Porchas-Cornejo, M.A., Martínez-Córdova, L.R., Ramos-Trujillo, L., Hernández-López, J., Martínez-Porchas, M., Mendoza-Cano, F. (2010) Effect of promoted natural feed on the production, nutritional, and immunological parameters of *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) semi-intensively farmed. *Aquacult Nutr.*, *Artículo aceptado*.
- Preston, N.E., Coman, F.E. (2003) Shrimp ponds zooplankton dynamics and the efficacy of sampling efforts. *Aquac Res.*, 34, 359-371.
- Prieto M., Atencio, V.G. (2008) Zooplankton en la larvicultura de peces neotropicales. *Rev MVZ Córdoba.*, 13, 1415-1425.
- Quadros, W., Martínez-Córdova, L.R. (2008) Productividad natural. En: Molina-Poveda, C, Villarreal-Colmenares, H. (eds.). Estrategias de alimentación en la etapa de engorda del camarón. La Paz, B.C.S. México. 110pp.

- Ramesh, M.R., Shankar, K.M., Mohan, C.V., Varghese, T.J. (1999) Comparison of three plant substrates for enhancing carp growth through bacterial biofilm. *Aquacult Eng.*, 19, 119-131.
- Riccardi, N., Mangoni, M. (1999) Considerations on the biochemical composition of some freshwater zooplankton species. *J Limnol.*, 58, 58-65.
- Rippingale, R.J., Payne, M.F. (2005) suitability of the copepod *Gladioferens imparipes* for intensive cultivation for aquaculture. Chapter 9 in: Cheng-Sheng Lee, P. J. O'Bryen, N. & Marcus, H. Copepods in Aquaculture.
- Rønnestad, I., Lie, O., Waagbø, R. (1998) Vitamin B₆ in Atlantic halibut, *Hippoglossus hippoglossus*-endogenous utilization and retention in larvae fed natural zooplankton. *Aquaculture.*, 157, 337-345.
- Samocha, T.M., Patnaik, S., Speed, M., Ali, A.M., Burger, J.M., Almeida, R.V., Ayub, Z., Harisanto, M., Horowitz, A., Brock, D.L. (2007) Use of molasses as carbon source in limited discharge nursery and grow-out systems for *Litopenaeus vannamei*. *Aquacult Eng.*, 36, 184-191.
- Sherr, B.F., Sherr, E.B. (2000) Marine microbes: an overview. En: Kirchman D. (ed) Microbial Ecology of the Oceans. Wiley-Liss, New York, 13-46.
- Sipauba-Tavares, L.H. Alvarez, E.J.D. y Braga, F.M.D. 2008. Water quality and zooplankton in tanks with larvae of *Brycon orbignyanus* (Valencienes, 1949). *Brazilian Journal of Biology* 68:77-86.
- Soorgelos, P., Leger, P., Vanhaecke, P., Versichele, D. (1983) The use of brine shrimp *Artemia* in crustacean hatcheries and nurseries. Pages 71-96 In: J. P. MacVey (ed.). Vol. 1 CRC Handbook of Mariculture CRC Press, Florida.
- Sorgeloos, P., Lavens, P. (1996). Manual on the production and use of live food for aquaculture. Fisheries Technical Paper, vol. 361, *Food and Agriculture Organization of the United Nation*, Rome Italy, 9-100 pp.
- Sorgeloos, P., Dhert, P. & Candreva, P. 2001. Use of the brine shrimp, *Artemia* spp., in marine fish larviculture. *Aquaculture*, 200: 147-15.
- Sun, W., Dong, S., Zhao, X., Jie, Z., Zhang, H., Zhang, L. (2010) Effects of zooplankton refuge on the growth of tilapia (*Oreochromis niloticus*) and plankton dynamics in pond. *Aquacult Int.*, 18, 647-655.
- Tabinda, A.B., Ayub, M. (2010) Effect of high phosphate fertilization rate on pond phosphate concentrations, chlorophyll a, and fish growth in carp polyculture. *Aquacult Int.*, 18, 285-301.
- Tsutsui, I., Kanjanaworakul, P., Srisapoom, P., Aue-umneoy, D., Hamano, K. (2010) Growth of giant tiger prawn, *Penaeus monodon* Fabricius, under co-culture with a discarded filamentous seaweed, *Chaetomorpha ligustica* (Ku tzing) Ku tzing, at an aquarium-scale. *Aquacult Int.*, 18, 545-553.
- Wiwattanapatapee, R., Padoongsombat, N., Choochom, T., Tang, S., Chaimongkol, A. (2002) Water flea *Moina macrocopa* as a novel biocarrier of norfloxacin in aquaculture. *J Cont Rel.* 83, 23-28.
- Watanabe, T., Kitajima, C., Fujita, S. (1983) Nutritional value of live organisms used in Japan for mass propagation of fish: A review. *Aquaculture.*, 34, 115-143.

- Watanabe, T. (1990) Perifiton: comparação de metodologias empregadas para caracterizar o nível de poluição das águas. *Acta Limnol Bras.*, 3, 593-615.
- Wasielesky, W., Atwood, H., Atokes, A., Browdy, C.L. (2006) Effect of natural production in a zero exchange suspended microbial floc based super-intensive culture system for white shrimp *Litopenaeus vannamei*. *Aquaculture.*, 258, 396-403.
- Whal, M. (1989) Marine epibiosis I. Fouling and antifouling; some basic aspects. *Mar Ecol Prog Ser.*, 58, 175-189.
- Yokohama, H., Higano, J., Adachi, K., Ishichi, Y., Yamada, Y. (2002) Evaluation of shrimp polyculture system in Thailand based on stable carbon and nitrogen isotope ratios. *Fish Sci.*, 68, 745-750.
- Yufer, M., Rodriguez, A., Lubian, M. (1984) Zooplankton ingestión and feeding behavior of *Penaeus kerathurus* larvae reared in the laboratory. *Aquaculture.*, 42, 217-224.
- Zhou, Y, Yang, H., Hu, H., Liu, Y., Mao, Y., Zhou, H., Xu, X., Zhang, F. (2006) Bioremediation potential of the macroalga *Gracilaria lemaneiformis* (Rhodophyta) integrated into fed fish culture in coastal waters of north China. *Aquaculture.*, 252, 264-276.