

Prebióticos y su aplicación en acuicultura - Revisión.

Monroy-Dosta, MC*, Barajas-Galván E, López-García, E, Chávez-Serrano EM, Cuevas-López JJ.

Laboratorio de Análisis Químico del Alimento Vivo-Universidad Autónoma Metropolitana- Unidad Xochimilco. Calzada Del Hueso 1100, Col. Villa Quietud, C.P. 04960, Coyoacán, Ciudad de México.

*Email responsible: monroydosta@hotmail.com

INTRODUCCIÓN

En México la actividad acuícola se ha incrementado significativamente durante los últimos años, sin embargo, para que se siga manteniendo en el estatus que ha adquirido, es importante considerar que el éxito en la producción de organismos acuáticos está condicionado por el estado de salud de las especies cultivadas, determinado por las interacciones entre medio ambiente, patógenos y hospedador (FAO 2016). Debido a lo anterior, se requiere del uso de aditivos y complementos que ayuden a mantener a los organismos saludables sin la necesidad de la aplicación de químicos y antibióticos que han contribuido a la resistencia bacteriana y al desequilibrio ecológico (Dawood y Koshio 2016). En ese sentido se han realizado diversos estudios encaminados a la búsqueda de sustancias y microorganismos que incrementen la resistencia a enfermedades y mejoren el crecimiento de peces y crustáceos (Gainza y Romero, 2017). Dentro de las estrategias más desarrolladas está el uso de microorganismos probióticos y sustancias prebióticas (Carbone y Faggio 2016). En el caso de los probióticos su aprovechamiento ha sido ampliamente documentado con resultados positivos en la mayoría de los casos, pero cuando hablamos de sustancias prebióticas la investigación está en las primeras etapas de su desarrollo (Akhter et al. 2015). Si bien diversos autores señalan que los prebióticos al ser sustancias alimenticias no digeribles de la dieta, que nutren y que estimulan el crecimiento de uno o más tipos de bacterias benéficas contribuyen al balance intestinal del hospedero mejorando su salud, se ha observado que en la mayoría de los casos los resultados no han sido del todo satisfactorios, por lo que se requiere realizar más estudios para evaluar los

efectos positivos y negativos del uso de fuentes prebióticas obtenidas de fuentes vegetales de consumo humano y comparar los resultados obtenidos al utilizar fuentes prebióticas más cercanas a los peces como las obtenidas a partir de microalgas (Mahious et al. 2006). Por lo que esta revisión tiene como objetivo ampliar el panorama sobre los resultados obtenidos hasta el momento en el aprovechamiento de prebióticos en el cultivo de peces y crustáceos.

Prebióticos

Los prebióticos en acuicultura se definen como sustancias alimenticias no digeribles, que nutren y que estimulan el crecimiento y/o actividad metabólica de uno o más tipos de bacterias beneficiosas en el tracto digestivo de peces, moluscos y crustáceos (Li et al. 2007; Kongnum y Hongpattarakere 2012), lo que de manera indirecta limita la presencia de bacterias potencialmente patógenas, como *Vibrio*, *Aeromonas* y *Streptococcus* (Zhou et al. 2010; Silva et al., 2014) mejorando el balance microbiano intestinal y modulando la respuesta inmunológica (De Vrese y Schrezenmeir 2008; Bindels et al. 2015).

Un mecanismo clave por el cual se considera que los prebióticos ejercen beneficios para la salud del hospedero, es la producción de ácidos grasos de cadena corta (scFAs) por parte de las bacterias que los utilizan como sustrato. Estos scFAs reducen el pH intestinal y la microbiota libera ácido acético, peróxido de hidrogeno y producen sustancias como biocinas y bacteriocinas, que excluyen a bacterias patógenas (Bindels et al. 2013). Así mismo se incrementa producción de vitaminas del grupo B y la biodisponibilidad de ciertos minerales, tales como el calcio y el magnesio, mejorando la nutrición del

hospedero. Por lo que la actividad prebiótica está influenciada por los carbohidratos utilizados y la fermentación por taxones microbianos específicos (Bindels et al. 2015)

Para que una sustancia pueda considerarse como prebiótica debe cumplir con los siguientes criterios:

1. Ser de origen vegetal.
2. Formar parte de un conjunto muy heterogéneo de moléculas complejas.
3. No ser digerida por las enzimas digestivas.
4. Ser osmóticamente activas.
5. Estimular selectivamente el crecimiento y/o la actividad metabólica de las buenas bacterias naturalmente presentes en el colon.

Los principales prebióticos utilizados son los polisacáridos y oligosacáridos, tales como: fructooligosacáridos (FOS), galactooligosacáridos (GOS), maltooligosacáridos (MOS) y xilooligosacáridos (XOS). Los FOS y la inulina son considerados los prebióticos típicos y se comercializan ampliamente para uso en humanos, animales monogástricos y más recientemente también en el cultivo de organismos acuáticos. Es importante señalar que los resultados obtenidos con el uso de prebióticos en peces han sido muy variados, esto podría ser explicado tomando, en cuenta que los efectos de los prebióticos pueden variar dependiendo la fuente de carbono utilizada, la concentración del prebiótico en la dieta, su solubilidad, las especies de peces, la temperatura del agua y la duración del período de alimentación (Dawood y Koshio 2016).

Inulina como prebiótico

La inulina es un carbohidrato de reserva energética presente en más de 36,000 especies de plantas, de entre las cuales destaca la achicoria, el diente de león, la cebolla, el ajo y el agave, entre otras. Está constituida por moléculas de fructosa unidas por enlaces β -(2 \rightarrow 1) fructosil-fructosa, siendo el término “fructanos” usado para denominar este tipo de compuestos (Figura 1). (Ringo et al. 2010). Los fructanos por su configuración química no pueden ser hidrolizados por las enzimas digestivas de los

organismos consumidores, por lo que permanecen intactos en su recorrido por la parte superior del tracto gastrointestinal, pero son hidrolizados y fermentados por las bacterias de la parte inferior del tracto gastrointestinal (Madrigal y Sangronis 2007).

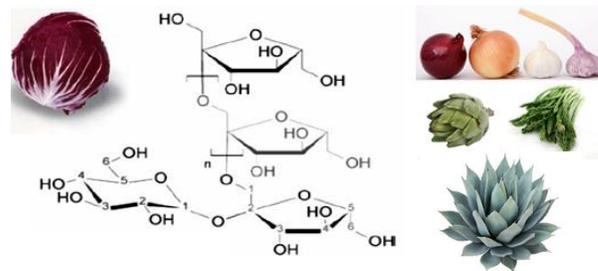


Fig. 1. Configuración química de la inulina.

Como ya se mencionó los prebióticos ejercen su acción a través del impacto positivo que tienen sobre la microbiota intestinal, aunque existen otros efectos indirectos como se muestra en la Tabla 1. Trabajos realizados con inulina como fuente prebiótica en organismos acuáticos.

Diversos estudios han evaluado el crecimiento de varias cepas de *Lactobacillus* utilizando la inulina de agave con resultados positivos, comprobando que funciona como un prebiótico al promover en gran medida la reproducción y por ende el crecimiento bacteriano, inclusive con mejores resultados que al suministrar glucosa como fuente de carbono (Castillejos et al. 2006; Deney et al. 2009; Pinheiro de Sousa et al. 2012; García et al. 2012; Urías 2008), esto debido a que un gran número de bacterias prebióticas poseen la enzima β -fructofuranosidasa, la cual es necesaria para hidrolizar los enlaces glucosídicos β (1-2) que presenta la inulina y de esta manera metabolizar los monómeros resultantes (Cerdeira 2014; Pinheiro de Souza et al. 2012). Otros estudios resaltan la importancia de prebióticos en el control de patógenos bacterianos principalmente del género

Tabla 1. Funciones intestinales atribuidas a los prebióticos (adaptado de Gaggia et al. 2010).

Efectos en el tracto gastrointestinal anterior	Resistencia a la digestión Vaciado gástrico retardado Incremento del tiempo de tránsito oro-cecal Reducción de la absorción de glucosa y menor glucemia Hiperplasia del epitelio en el intestino delgado Estimulación de la secreción de hormonas peptídicas intestinales
Efectos en el tracto gastrointestinal posterior	Sustrato para la fermentación por la microflora Producción de productos finales de fermentación Estimulación de la fermentación sacarolítica Hiperplasia del epitelio intestinal Estimulación de la secreción de hormonas peptídicas intestinales Regulación de la producción de heces (frecuencia y consistencia) Aceleración del tránsito ceco-anal

Vibrio. Al reducir la presencia de dichas bacterias, se reduce también la colonización del tracto digestivo con patógenos, lo que a su vez reduce colateralmente el efecto de las exotoxinas y la translocación bacteriana sobre el epitelio intestinal reforzando la integridad y funcionalidad de la barrera epitelial intestinal (Torrecillas et al., 2014). Este proceso se refleja en los cambios en la morfología intestinal, dirigidos a hacer más rápida y eficiente la absorción de nutrientes, promoviendo un incremento de la disponibilidad y las reservas de energía que inducen cambios en la condición fisiológica de los crustáceos. De acuerdo con Daniels et al. (2010) la acción del MOS estabiliza la composición de la microbiota y suprime, en cierta medida, variaciones y afluencias de nuevas cepas bacterianas provenientes del medio de cultivo. Sin embargo; estudios como el de Burr y Gatkin (2007), evaluaron los efectos de la suplementación de los prebióticos GroBiotic®-A y la inulina sobre el rendimiento del crecimiento y la microbiota del tracto gastrointestinal de *Sciaenops ocellatus*. La adición de los prebióticos en cualquiera de los ensayos de alimentación no alteró el aumento

de peso, la relación de eficiencia alimenticia o la relación de proteína eficiencia de la curvina. El análisis de electroforesis en gel de gradiente desnaturalizante (DGGE) de la comunidad microbiana del tracto gastrointestinal no mostró ningún efecto de los prebióticos en la dieta ya que la comunidad microbiana parecía estar inactivada por un solo organismo con muy baja diversidad en comparación con otros animales y especies de peces. La DGGE de la comunidad microbiana en los biofiltros de los acuarios independientes mostró una comunidad microbiana diversa que no se vio afectada por los prebióticos de la dieta.

Mahious et al. (2006), realizaron un experimento para probar el efecto de tres prebióticos inulina (Raftilina ST), oligofruktosa (Raftilosa P95) y lactosacarosa en el crecimiento, supervivencia y microbiota de larvas de rodaballo (*Psetta maxima*). Las dietas experimentales se formularon para contener aproximadamente 2% de cada prebiótico (comercial), la dieta control se adicionó con 2% de polvo de celulosa como fuente de carbono. Veintinueve días después de la eclosión de los

huevos, las larvas de rodaballo fueron alimentadas con las dietas experimentales durante un mes; a los 29 y 55 días se tomaron datos biométricos de los organismos y se tomaron muestras del intestino de los organismos para analizar la presencia de bacterias. Como resultados obtuvieron que los peces alimentados con la dieta suplementada con oligofruktosa presentó el mayor peso promedio (0.50 g), seguida de la dieta con lactosacarosa (0.43 g); las más bajas fueron la dieta control y la suplementada con inulina (0.41 g) con una diferencia de $P < 0.05$. En cuanto a la sobrevivencia no hubo diferencia significativa en los tratamientos y en los recuentos bacterianos no fue posible constatar cualquier diferencia entre la abundancia bacteriana, pero se pudo observar que la presencia de *Vibrio* spp fue menor en el tratamiento con lactosacarosa (5%), al igual que *Vibrio ordalii*; *Bacillus subtilis* solo fue registrada en el tratamiento con oligofruktosa.

En una revisión de literatura en la base de datos de ciencias biológicas (CABI full text) se hizo un análisis de los resultados obtenidos en diferentes estudios con el uso de prebióticos como la inulina y celulosa vegetal, en donde se pudo constatar que los resultados no han sido en la mayoría de los casos satisfactorio y por el contrario se han observado efectos adversos, como se observa en la Fig.2.

Como se puede observar la inconsistencia de los resultados relacionados con la mejora de los parámetros de cultivo de peces y crustáceos alimentados con prebióticos se debe principalmente a que en la mayoría de los casos la dosificación no es la óptima, ya que es diferentes según la especie y estadio de vida de los organismos cultivados, de ahí los resultados no significativos obtenidos en muchas investigaciones como lo señalan Ringo et al., 2010; Torrecillas et al., 2014). Por lo que se requiere hacer más estudios para las dosis, tiempo de administración y fuentes de carbono a utilizar como fuente prebiótica en acuicultura (Romero et al., 2014). Así mismo los recientes avances de la secuenciación masiva han

abierto un amplio campo para estudiar de forma más directa los efectos de la modulación de la microbiota intestinal de peces y crustáceos por prebióticos y componentes de la dieta.

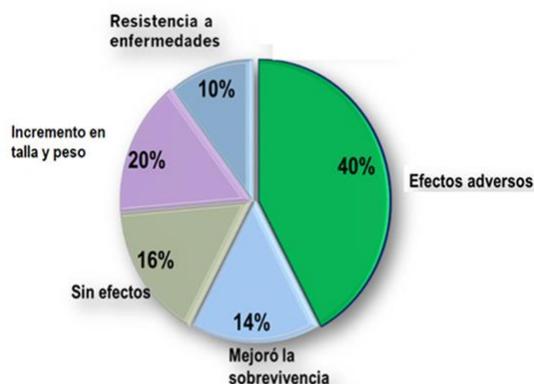


Fig. 2. Resultados de investigaciones con el uso de prebióticos en acuicultura a nivel mundial

Lo anterior también nos hace reflexionar si el uso de inulina y otras fuentes prebióticas obtenidas de vegetales de consumo humano pudieran influir sobre los resultados, aunque van dirigidas a las bacterias colónicas, alguna fracción pudiera intervenir en la actividad enzimática digestiva de manera negativa ya que son fuentes de carbohidratos no propias del ambiente acuático. Existe otra fuente de carbohidratos con aplicaciones probióticas obtenidas a partir de microalgas que pudieran arrojar mayores beneficios al ser más cercanas a los organismos acuáticos.

Las algas marinas y dulceacuícolas como fuentes prebióticas en acuicultura

Las algas son utilizadas en muchos países como fertilizantes, biocombustibles, fuentes de hidrocoloides y como fuente de alimento vivo para muchas especies de peces y crustáceos por su alto contenido de proteínas, lípidos poliinsaturados, vitaminas y minerales. Recientemente se ha ampliado

su aplicación como alimento funcional ya que son una fuente de fibra dietética soluble, compuestos fenólicos y pigmentos.

Dentro de las algas se encuentran las algas macroscópicas clasificadas en tres grupos: Chlorophyta o clorofitas, Phaeophyta o feófitas y Rhodophyta o rodófitas, que corresponden a algas verdes, pardas y rojas, respectivamente (Quitral et al. 2012).

Las algas verdes o Chlorophyta agrupan alrededor de 1200 especies, presentan como polisacárido de reserva al almidón, su pared celular presenta una matriz de celulosa (Domínguez 2013). generalmente embebida en una matriz de hemi-celulosa, en otras especies por celulosa o xilosa por lo que pueden ser fuentes prebióticas interesantes en acuicultura (Peña-Rodríguez et al. 201).

Son diversos los estudios que demuestran que la adición de alginato a la dieta de peces de acuicultura marina produce una mejora en el crecimiento y en la eficiencia de alimentación (Conceição et al. 2001; Yeh et al. 2008; Ahmadifar et al. 2009; Jalali et al. 2009). Además, Conceição et al. (2001) observaron un incremento en la retención de proteínas de nueva síntesis tres veces mayor en los ejemplares de rodaballo a los que se le suplementó la dieta con alginato.

Otros estudios demuestran la actividad inmunoestimulante de las algas y sus compuestos polisacáridos en acuicultura (Bagni et al. 2005; Cheng et al. 2007; Chiu et al. 2008; Ahmadifar et al. 2009; Harikrishnan et al. 2010). Estudios in vitro realizados con fagocitos de rodaballo han puesto de manifiesto que los polisacáridos extraídos de algas como *Ulva rigida* y *Chondrus crispus* (Castro et al. 2006) producían una mayor respuesta del sistema inmune.

Por otro lado, cada vez son más los estudios in vivo que reiteran la capacidad de aumentar la respuesta del sistema inmune de los compuestos polisacáridos de diferentes algas. La actividad inmunoestimulante del alginato ha sido demostrada en diferentes organismos marinos; como *Hippoglossus hippoglossus* L. (Skjermo y Bergh 2004), lubina *Dicentrarchus labrax* (Bagni et al.

2000) y distintas especies de mero e.g., *Epinephelus coicoides*, *Epinephelus fuscoguttatus*, *Epinephelus brneus* (Cheng et al. 2007, 2008; Chiu et al. 2008; Yeh et al. 2008; Harikrishnan et al. 2011), produciendo un aumento de la supervivencia de los peces. El carragenato y el ulvano como moduladores de la respuesta del sistema inmune en peces marinos han sido menos estudiados; aun así, los resultados obtenidos hasta el momento son prometedores. Dos estudios realizados con diferentes tipos de carragenato en *E. coicoides* y *E. fuscoguttatus* obtuvieron resultados positivos en la resistencia a la infección por *Vibrio alginolyticus* (Cheng et al. 2007).

Macroalgas de agua dulce

Las micro y macroalgas de agua dulce tienen en común un elevado porcentaje (50-70%) en proteína de alto valor biológico de fácil asimilación. También tienen un alto contenido en vitaminas del grupo B, minerales como hierro, magnesio, cobre y zinc, y una gran cantidad de clorofila. Contienen menos yodo que las algas marinas, pero son una excelente fuente prebiótica natural por su contenido de polisacáridos de fácil asimilación (Nicoletti, 2016). Diversos estudios han evaluado la inclusión de *Spirulina* sp. y *Chlorella* sp. como aditivo en alimentos acuícolas con resultados positivos. Capelli et al. (2010) evaluaron la inclusión de *Spirulina* sp. fresca en la alimentación de larvas de *Litopenaeus schmitti*, obtuvieron mayor incremento en los índices nutricionales de las larvas indicando que esto pudiera deberse a que las microalgas influyen en la microbiota intestinal y la estimulación de la secreción de enzimas digestivas lo que facilita la asimilación de nutrientes, mejorando la sobrevivencia y crecimiento de larvas y postlarvas de camarón.

En el caso de las macrofitas, se han comprobado que en *Lemna* sp. posee el 40% de materia soluble (azúcares y aminoácidos), 15% de proteína, 5% de almidón, 5% de ceniza y 35% de polímeros celulares como fuente de carbono que puede ser utilizada para el crecimiento microbiano (Arroyave 2004). Debido a su valor nutritivo es fuente ideal para la alimentación de peces y

crustáceos, recientemente ha aumentado el interés por esta planta acuática debido a que tiene la capacidad de crecer rápidamente sobre aguas residuales ricas en nutrientes y producir biomasa rica en proteínas que puede ser aprovechada en la nutrición animal (Ponce-Palafox et al. 2005).

Lemna minor en forma fresca, se ha utilizado para sustituir el 50 % de harina de pescado de la dieta en la alimentación de *Oreochromis niloticus* obteniéndose resultados positivos con respecto a la supervivencia y talla al término del ciclo productivo. Lo mismo se observa en cultivos comerciales de *O. hornorum* y *O. mossambicus* en el estado de Morelos, México (Ponce y Fitz, 2004).

Debido a todo lo anterior podemos ver que existen otras fuentes naturales prebióticas que pueden ser utilizadas en acuicultura con el fin de minimizar los resultados poco significativos con el uso de fuentes prebióticas como inulina y otros MOS que se han obtenido de plantas terrestres, con la idea de la aplicación de plantas acuáticas más cercanas a los peces y crustáceos, por lo que se requiere de las investigaciones pertinentes para establecer su viabilidad.

BIBLIOGRAFÍA

- Ahmadifar E, GhA Takami, M Sudagar. 2009. Growth performance, survival and immunostimulation, of beluga (*Huso huso*) juvenile following dietary administration of alginic acid (Ergosan). *Pakistan Journal of Nutrition*. 8(3): 227-232.
- Akhter N, B Wu, AM Memon, M Mohsin. 2015. Probiotics and prebiotics associated with aquaculture: A review. *Fish Shellfish Immunol* (2):733-41.
- Arroyave M.P. 2004. La lenteja de agua (*Lemna minor* L.): una planta acuática promisoriosa *Revista EIA*. 33-38.
- Bagni M, L Archetti, M Amadori, G Marino. 2000. Effect of long-term administration of an immunostimulant diet on innate immunity in sea bass (*Dicentrarchus labrax*). *Journal of Veterinary Medicine B, Infectious Disease and Veterinary Public Health*. 47: 745-751.
- Bindels LB, EM Dewulf, NM Delzenne. 2013. Physiopathological relevance and therapeutic prospects. *Trends Pharmacol Sci*. 34:226–32.
- Bindels LB, NM Delzenne, PD Cani. 2015. Walter J: Towards a more comprehensive concept for prebiotics. *Nat Rev Gastroenterol Hepatol*. 12:303-310.
- Bindels LB, J Walter, AE Ramer-Tait. 2015. Resistant starches for the management of metabolic diseases. *Curr Opin Clin Nutr Metab Care*. 18:559–65.
- Burr G, M Hume, DM Gatlin. 2007 Effects of prebiotics on nutrient digestibility of a soybean meal-based diet by red drum *Sciaenops ocellatus* (Linnaeus). *Aquaculture Research*. 39:1680
- Capelli, B., G.R. Cysewski. 2010. Potential Health Benefits of Spirulina Microalgae: A Review of the Existing Literature. USA.
- Carbone D., C Faggio. 2016. Importance of prebiotics in aquaculture as immunostimulants. Effects on immune system of *Sparus aurata* and *Dicentrarchus labrax*. *Fish & shellfish Immunology*. 54.
- Castillejo G, M Bulló, A Anguera, J Escribano, J Salas-Salvadó. 2006. A controlled, randomized, double-blind trial to evaluate the effect of a supplement of cocoa husk that is rich in dietary fiber on colonic transit in constipated pediatric patients. *Pediatrics* 118:641–648.
- Castro R, I Zarra, J Llamas. 2004. Water-soluble seaweed extracts modulate the respiratory burst activity of turbot phagocytes. *Aquaculture* 229: 67-78.
- Cerda, A. 2014. Evaluación in vitro e in vivo del bagazo de manzana como prebiótico. Tesis para obtener el grado de Maestro en Biotecnología. Mexico, Universidad Autónoma Metropolitana-Iztapalapa.
- Cheng AC, C-W Tu, YY Chen, FH Nan, JC Chen. 2007. The immunostimulatory effects of sodium alginate and iota-carrageenan on orange-spotted grouper *Epinephelus coioides* and its resistance against *Vibrio alginolyticus*. *Fish & Shellfish Immunology*. 22: 197-205.
- Chiu S-T, R-T Tsai, J-P Hsu, C-H Liu, W Cheng. 2008. Dietary sodium alginate administration to enhance the non-specific immune responses, and disease resistance of the juvenile grouper *Epinephelus fuscoguttatus*. *Aquaculture*. 277: 66-7
- Conceição LEC, J Skjermo, G Skjåk-Bræk, JAJ Verreth. 2001. Effect of an immunostimulating alginate on protein turnover of turbot (*Scophthalmus maximus* L.) larvae. *Fish Physiology and Biochemistry* 24: 207-212.
- Daniels C., D Boothroyd, S Davies, R Pryor, C Wells. 2007. The use of pre-biotics in homarid lobster culture. *Aquaculture Health International* 8: 32–35.

- Dawood, Koshio. 2016. Recent advances in the role of probiotics and prebiotics in carpa quaculture: A review. *Aquaculture* 454: 243-251.
- De Vrese M, J Schrezenmeir, AÑO. Probiotics, Prebiotics and Synbiotics, *Advances in Biochemical Engineering/Biotechnology* 111: 1-66.
- Denev S, Y Staykov, R Moutafchieva, G Beev. 2009. Microbial ecology of the gastrointestinal tract of fish and the potential application of probiotics and prebiotics in finfish aquaculture. *International Aquatic Research* 1: 1–29.
- Domínguez, H. 2013. Algae as a source of biologically active ingredients for the formulation of functional foods and nutraceuticals, Ed. Woohed Publishing Series in Food, Technology and Nutrition 256: 1-15.
- Domínguez H. 2013. Functional ingredients from algae for foods and nutraceuticals. Ed. Woohed Publishing Series in Food, Technology and Nutrition 256: 1-15.
- FAO. 2016. El estado mundial de la pesca y la acuicultura. Contribución a la seguridad alimentaria y la nutrición para todos. Roma.
- Gaggià F, P Mattarelli, B Biavati. 2010. Probiotics and prebiotics in animal feeding for safe food production. *International Journal of Food Microbiology*.
- Gainza O, J Romero. 2017. Manano oligosacáridos como prebióticos en acuicultura de crustáceos. *Latin American Journal of Aquatic Research* 45 (2): 246-260.
- García Y, M López, R Bocourt, Z Rodríguez, J Urias, M Herrera. 2012. Fermentación in vitro del extracto de *Agave fourcroydes* (henequén) por bacterias ácido-lácticas. *Revista Cubana de Ciencia Agrícola* 46(2): 203-209.
- Harikrishnan R, M Kim, J Kim, C Balasundaram, M Heo. 2011. Immunomodulatory effect of probiotics enriched diets on *Uronema marinum* infected olive flounder. *Fish and Shellfish Immunology* 30: 964–971.
- Hoseinifar SH., MÁ Esteban, A Cuesta, YZ Sun. 2015. Prebiotics and fish immune response: a review of current knowledge and future perspectives. *Reviews in Fisheries Science & Aquaculture* 23(4): 315-328.
- Jalali MA, E Ahmadifar, M Sudagar, AG Takami. 2009. Growth efficiency, body composition, survival and haematological changes in great sturgeon (*Huso huso* Linnaeus, 1758) juveniles fed diets supplemented with different levels of Ergosan. *Aquaculture Research* 40: 804-809.
- Kongnum, K., T Hongpattarakere. 2012. Effect of *Lactobacillus plantarum* isolated from digestive tract of wild shrimp on growth and survival of white shrimp (*Litopenaeus vannamei*) challenged with *Vibrio harveyi*. *Fish & Shellfish Immunology* 32:170-177.
- Li, P., GS Burr, DM Gatlin, ME Hume, S Patnaik, FL Castille, AL Lawrence. 2007. Dietary supplementation of short-chain fructooligosaccharide influences gastrointestinal microbiota composition and immunity characteristics of Pacific white shrimp, *Litopenaeus vannamei*, cultured in a recirculating system. *Journal of Nutrition* 137:2763–2768.
- Madrigal L., E Sangronis. 2007. La inulina y derivados como ingredientes claves en alimentos funcionales. *Archivos Latinoamericanos de Nutrición* 57:4,387-396.
- Mahious, A. S., FJ Gatesoupe, M Hervi, R Metailler, F Ollevier. 2016. Effect of dietary inulin and oligosaccharides as prebiotics for weaning turbot, *Psetta maxima* (Linnaeus, C. 1758). *Aquaculture International*. 14:3,219.
- Nicoletti, M. 2016. Microalgae Nutraceuticals. *Foods* 5(3): 1-54.
- Peña-Rodríguez A. T Mawhinney, D Ricque-Marie, E CruzSuárez. 2011. Chemical composition of cultivated seaweed *Ulva clathrata* (Roth) C. Agardh. *Food Chemistry* 29:491-498.
- De Souza P., R Oliveira, P Maricê, N Oliveira, A Converti. 2012. Growth, organic acids profile and sugar metabolism of *Bifidobacterium lactis* in co-culture with *Streptococcus thermophilus*: The inulin effect. *Food Research International* 48:1, 21-27.
- Ponce-Palafox, F Tousaint, SI González, CR Romero, CO Estrada. 2005. Perspectivas de lemna minor en la alimentación de peces. *Revista Electrónica de Veterinaria-REDVET* 1(6): 6-10.
- Ponce, JT., M Fitz. 2004. Azolla mexicana como alimento suplementario en el policultivo de juveniles de tilapia (*Oreochromis hornorum*) y carpa barrigona (*C. C. rubrofuscus*) bajo condiciones semicontroladas en: I Congreso Nacional de Acuicultura SEPESCA, Pachuca, Hidalgo.
- Quitral RV., GC Morales, LM Sepúlveda, MM Schwartz. 2012. Propiedades nutritivas y saludables de algas marinas y su potencialidad como ingrediente

- funcional. *Revista Chilena de Nutrición* 39(4): 196-202.
- Ringø E, RE Olsen, TØ Gifstad, RA Dalmo, H Amlund, GI Hemre, AM Bakke. 2010 Prebiotics in aquaculture: a review. *Aquaculture Nutrition* 16: 117–13.
- Romero R. 2007. *Microbiología y Parasitología Humana. Bases etiológicas de las enfermedades infecciosas y parasitarias.* 3ra Ed., México, Editorial Panamericana.
- Silva EK, MTMS Gomes, MD Hubinger, RL Cunha, MAA Meireles. 2015. Ultrasound-assisted formation of annatto seed oil emulsions stabilized by biopolymers. *Food Hydrocolloids* 47: 1-13.
- Skjermo J, O Bergh. 2004. High-M alginate immunostimulation of Atlantic halibut (*Hippoglossus hippoglossus* L.) larvae using *Artemia* for delivery, increases resistance against vibriosis. *Aquaculture* 238: 107-113.
- Torrecillas S, A Makol, MJ Caballero, D Montero, L Robaina, F Real, J Sweetman, L Tort, MS Izquierdo. 2007. Immune stimulation and improved infection resistance in European sea bass (*Dicentrarchus labrax*) fed mannan oligosaccharides. *Fish Shellfish Immunol* 23: 969-981
- López-Torrecillas F, MM Rueda, EM López-Quirantes, JM Santiago, RR Tapioles. 2014. Adherence to treatment to help quit smoking: effects of task performance and coping with withdrawal symptoms. *BMC Public Health* 14(1): 1217.
- Urías J. 2008. Efecto prebiótico de los fructanos de Agaves y Dasyliirion y su implicación en el metabolismo de glucosa y lípidos en ratones. Tesis para obtener el grado de Doctora en Ciencias. En la especialidad de Biotecnología de Plantas. México, Centro de Investigación y de Estudios Avanzados del Instituto Politécnico Nacional. Unidad Irapuato.
- Yeh SP, C-A Chang, C-Y Chang, C-H Liu, W Cheng. 2008. Dietary sodium alginate administration affects fingerling growth and resistance to *Streptococcus* sp. and iridovirus, and juvenile non-specific immune responses of the orange-spotted grouper, *Epinephelus coioides*. *Fish and Shellfish Immunology* 25: 19-27.
- Zhou, Q. C., JA Buentello, DM Gatlin. 2010. Effects of dietary prebiotics on growth performance, immune response and intestinal morphology of red drum (*Sciaenops ocellatus*). *Aquaculture* 309(1):253-257.

Prebióticos y su aplicación en la acuicultura

Monroy-Dosta, MC*, Barajas-Galván, E, López García, E, Chávez Serrano, Eduardo Maximiliano y Cuevas López, JJ.

Recibido: 16 de abril de 2018

Aceptado: 24 de mayo de 2018

Publicado: 30 de junio de 2018