

ALIMENTO VIVO EN LA LARVICULTURA DE PECES MARINOS: COPEPODOS Y MESOCOSMOS

Martha Prieto¹, Fabio Castaño², Juan Sierra², Priscila Logato³, Julián Botero²

¹Universidad de Córdoba, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Departamento de Ciencias Acuícolas, Montería - Colombia. ²CENIACUA, Programa de Diversificación. ³Universidad Federal de Lavras, Departamento de Zootecnia, Brasil. *Correspondencia: mjprieto@sinu.unicordoba.edu.co

Recibido: Noviembre 2 de 2005; Aceptado: Marzo 30 de 2006

RESUMEN

El mesocosmos representa una excelente alternativa para incrementar la calidad y supervivencia de las larvas, dado que proporciona a estas, gran cantidad y variedad de presas pequeñas (nauplios) de excelente perfil bromatológico en cuanto al contenido de ácidos grasos poliinsaturados y aminoácidos se refiere. Los copépodos cultivados en conjunto con diferentes especies de microalgas, rotíferos y otros microorganismos en sistemas de mesocosmos, son importantes porque ellos son una de la fuentes de alimento vivo más importantes para la acuicultura marina, habiéndose demostrado que incrementan la supervivencia y la calidad de las larvas y alevinos que los consumen.

Palabras clave: Alimento vivo, copépodos, mesocosmos.

LIVE FOOD IN THE LARVICULTURE OF MARINES FISHES: COPEPODS AND MESOCOSM

ABSTRACT

The mesocosm represents an excellent alternative to increase the quality and survival of the larvae, because they provide great quantity and variety of small preys (nauplii) of excellent nutritional profile as the content of polyunsaturated fatty acids and amino acids. The cultivated copepods together with different microalgae species, rotifers and other microorganisms in mesocosm systems, are very important, because they are one of the food live sources for the marine aquaculture, there being demonstrated you that they increase the survival and the quality of the larvae that consume them.

Key words: Live food, copepods, mesocosm

En la acuicultura, el alimento vivo es el grupo de organismos que componen el plancton (fitoplancton y zooplancton), el cual constituye la unidad básica de producción del material orgánico en los ecosistemas acuáticos. La importancia del plancton en piscicultura marina es mayor durante las fases de larvicultura y alevinaje, siendo su importancia independiente de la estrategia alimenticia del pez durante su vida adulta. Por regla general, después de la absorción del saco vitelino, el inicio de la alimentación exógena de la larva estará constituida de organismos planctónicos en las larvas altriciales (1, 2, 3, 4, 5, 6, 7), siendo demostrada la esencialidad de organismos vivos como alimento inicial para post-larvas de peces (8, 9), ya que prácticamente todas las especies se alimentan de éstos durante su fase postlarval (10, 11).

La composición bioquímica del alimento vivo es importante para los peces, ya que contiene la mayoría de los elementos nutritivos que garantizan la sobrevivencia y el óptimo desarrollo de las postlarvas, además de servir como base para la formulación de dietas experimentales para peces. Debido a sus contenidos en ácidos grasos esenciales (12, 13), altos niveles de proteína de excelente calidad (11, 14), fuentes importantes de vitaminas y minerales (15, 16) y enzimas necesarias para el crecimiento y sobrevivencia de las larvas (17, 11) el alimento vivo es la mejor opción para la nutrición de las mismas. Otras características que justifican su empleo en la larvicultura de peces, son sus bajos efectos sobre la calidad del agua utilizada en concentraciones adecuadas (12) y el gran estímulo del comportamiento predatorio que despierta en la larva por su movilidad natural (18).

A pesar de los esfuerzos para sustituir totalmente el alimento vivo por dietas artificiales, los acuicultores todavía dependen de la producción y el empleo del plancton para la alimentación de las larvas, puesto -que en general- el alimento artificial no supe las necesidades nutricionales o no presenta las características adecuadas para ellos, constituyéndose en la mejor opción durante esta fase de vida (19). El uso de alimento vivo presenta como principales ventajas: menor grado de contaminación en comparación con las dietas artificiales, mejor distribución del alimento en la columna de agua, además de mantener sus características estables por muchas horas (20), lo que no sucede con alimentos artificiales.

En los países en donde se practica con éxito la acuicultura, la producción de artemia, microalgas, rotíferos, copépodos y cladóceros, son prácticas de rutina en sistemas de cultivo semi intensivos e intensivos con alta sobrevivencia de organismos (21, 22). El valor nutricional del alimento vivo es variable en función del tamaño, alimento usado en su cultivo, digestibilidad y composición química de las diferentes especies (23, 24, 12, 21).

En acuicultura marina, estudios han demostrado que los copépodos pueden tener mayor valor nutricional que la artemia, porque su perfil nutricional es mejor para los requerimientos de larvas de peces marinos (25, 26, 27, 28, 29). Asimismo, constituyen un eslabón muy importante en la cadena trófica, pues además de ser el alimento fundamental de las larvas de peces marinos y estuarinos en el medio natural (30, 31, 32, 33), los copépodos son el principal puente entre el fitoplancton y los niveles superiores de muchas de las cadenas tróficas marinas (34, 35; 22). Por otra parte, su típico movimiento en zig zag es un importante estímulo visual para muchos peces que los prefieren sobre los rotíferos (27).

La calidad nutricional de los copépodos se caracteriza por altos niveles de proteína (44-52%) y buen perfil de aminoácidos (36, 37), lo cual promueve una normal pigmentación y un buen desarrollo en las larvas de los peces; y la composición de ácidos grasos varía considerablemente de acuerdo con el alimento usado en su producción (38, 25, 39, 13), son considerados una fuente de EPA (40, 25, 41, 42) y fuente exógena de importantes enzimas digestivas que mejoran la digestibilidad de las presas cuando el intestino de las larvas no es completamente funcional y favorecen el cambio del consumo de alimento vivo al concentrado artificial, mejorando su condición general y elevando los niveles de resistencia a enfermedades (37).

A pesar de presentar movimientos rápidos, por saltos y consecuentemente buen escape del predador, su nauplio es considerado buen alimento para postlarvas de peces, debido a sus movimientos más lentos, siendo fácilmente capturados por las postlarvas (43, 35).

Durante los primeros días de vida, se presentan las mayores mortalidades en las larvas (44, 45), lo cual tiene que ver principalmente con el tamaño del alimento vivo suministrado y con el valor

nutricional del mismo. Aunque tradicionalmente a las larvas de los peces marinos se les da de comer inicialmente rotíferos (*Brachionus plicatilis*) de tamaño pequeño (cepa S, 100-240 μm), ya que éstos se producen fácilmente a nivel masivo, en general los mismos son demasiado grandes para el tamaño de la boca de las larvas ($\pm 100 \mu\text{m}$), lo cual dificulta su captura e ingestión. Además, las larvas en sus primeros estadios son prácticamente ciegas, por tal razón no atacan fácilmente a los rotíferos tradicionales, los cuales tienen un nado suave y en espiral que los hace poco atractivos para capturarlos, muriendo las larvas de inanición. Adicionalmente, los rotíferos no reúnen los requerimientos alimenticios esenciales de las larvas de los peces marinos, especialmente en lo que respecta a la calidad de los ácidos grasos polinsaturados (HUFA), presentándose alta mortalidad. Estos factores son los principales responsables de que en la larvicultura de los peces marinos las supervivencias obtenidas sean bajas, superando escasamente el 15% en casos como el de la Dorada (*Sparus aurata*) y la Lubina (*Dicentrarchus labrax*), especies en las cuales se viene trabajando en Europa desde hace más de 30 años con un alto grado de tecnificación (46). Para el caso de los Pargos (Lutjanidae) las pocas experiencias adelantadas reportan supervivencias que van desde 0% en la mayoría de los casos hasta un 12.5% en casos excepcionales (47).

Para dar solución a esta situación, es necesario proporcionar a este tipo de larvas durante su alimentación inicial presas suficientemente pequeñas y nutritivas que garanticen mayor calidad y niveles de supervivencia hasta llegar al estado de alevinos. Actualmente en Colombia, se trabaja intensamente en la estandarización de técnicas para la propagación artificial y masiva de copépodos (de varias especies) y para el establecimiento de sistemas de "mesocosmos" (combinación mixta de copépodos, rotíferos, microalgas y otros microorganismos), que permitan incrementar la supervivencia y calidad de las larvas de los peces marinos producidos en laboratorio. Estos sistemas de cultivo cerrado, con un volumen de agua que puede oscilar entre 1 a 10.000 m^3 ; se desarrolla un ecosistema pelágico constituido por múltiples especies de alimento natural, relacionados en cadena, desde fitoplancton, zooplancton y predadores que son representados por las postlarvas de peces a alimentar.

El mesocosmos, a pesar de no ser fácil de manejar, parece una excelente alternativa para incrementar la calidad y supervivencia de las larvas, dado que proporcionan a estas, gran cantidad y variedad de presas pequeñas (nauplios) de excelente perfil bromatológico en cuanto al contenido de ácidos grasos poliinsaturados y aminoácidos se refiere. Los copépodos cultivados en conjunto con diferentes especies de microalgas, rotíferos y otros microorganismos en sistemas de mesocosmos, se han convertido en tema de gran vigencia para la investigación y en una de las fuentes de alimento vivo más importantes para la acuicultura marina, habiéndose demostrado que incrementan la supervivencia y la calidad de las larvas y alevinos que los consumen. Así, la supervivencia de larvas de Lengado (*Psetta maxima*) se incrementó de un 14% cuando se utilizaron rotíferos en la forma tradicional, a un 45% cuando se utilizaron copépodos de la especie *Tisbe holothuriae*, en conjunto con microalgas y rotíferos (28). Después de varios intentos, se logró producir por primera vez en Australia 5000 alevinos del Pargo dorado (*Lutjanus johnii*), utilizando el copépodo *Acartia* sp en su larvicultura (48). En la larvicultura del Mero (*Epinephelus coioides*), cuando se alimentaron sus larvas en un mesocosmos compuesto por microalgas, rotíferos y copépodos (*Acartia tsuensis*, *Pseudodiaptomus* spp. y *Oithona* sp), se alcanzó una supervivencia de 3.4% (49). En la larvicultura del Pargo Rojo (*Lutjanus campechanus*) se obtuvo excelentes resultados de supervivencia (12,5%) al utilizar un mesocosmos con los copépodos *Acartia* sp. y *Pseudodiaptomus* sp. (47). Supervivencias excepcionales del 30% y 50% se lograron en dos experimentos de larvicultura de la Mojarra marina *Eugerres brasiliensis* utilizando un mesocosmos de cinco especies diferentes de microalgas, rotíferos y el copépodo *Oithona oculata* (22). De este modo, el mesocosmos basado en copépodos es una alternativa viable para estandarizar tecnologías en la larvicultura en peces marinos.

Las condiciones medio ambientales del sistema de mesocosmos están sujetas al clima local donde se instale y el sistema puede ser mejorado incluyendo diferentes especies a lo largo de un ciclo anual. La productividad del mismo esta determinada por la carga inicial y por el nivel de aportes exógenos de nutrientes. Las postlarvas de peces son colocadas en el sistema de mesocosmos cuando la densidad de presas ha alcanzado niveles apropiados, o de ser necesario por las condiciones

de manejo, los organismos cultivados en el sistema de mesocosmos son colectados con periodicidad, seleccionados por tamaño y suministrados posteriormente a las postlarvas de peces que se encuentran en tanques separados (50).

Hay dos métodos para la instalación de sistemas de mesocosmos con los cuales se puede ofrecer alimento natural a las postlarvas de peces, previendo que estas sean los únicos predadores en el sistema. En el primer método el agua es renovada en un alto porcentaje, en donde los predadores de fitoplancton y zooplancton son retenidos para no ingresar al sistema mientras el agua que sale del sistema es filtrada para retener las postlarvas de peces, dependiendo de procesos externos más que internos. El segundo método consiste en sistemas semi-cerrados o cerrados controlados por procesos internos, este sistema requiere menor inversión técnica, siendo de este modo más convenientes para su aplicación en acuicultura (48, 51, 41, 52).

El mesocosmos en encierros moderados consisten en masas de agua retenidas que pueden ser instaladas en lagunas, lagos, en el mar, estanques o sistemas de tanques. En todos estos sistemas el zooplancton se desarrolla en un sistema de mesocosmos con o sin fertilización, o es bombeado y seleccionado de las aguas circundantes.

En Colombia se implementan actualmente los sistemas de tanques, cuyo control puede abarcar el registro de parámetros abióticos y bióticos, incluyendo estos últimos la biometría de las postlarvas y sus condiciones. Algunos de estos tanques son mantenidos con las postlarvas de peces, otros sirven solamente para la producción de copépodos. La idea principal para maximizar el sistema es el control de las condiciones abióticas (nivel de nutrientes, temperatura y luz entre otros) y las condiciones bióticas (producción de fitoplancton y copépodos, predadores, ciclo bacterial, regeneración de nutrientes de los copépodos y/o postlarvas).

El momento oportuno para introducir larvas de peces en el sistema de mesocosmos está determinado por la estabilidad y dinámica de la población del plancton en el mismo. Sin embargo, su efectividad en el levante de las larvas, depende de la sincronía con su primera alimentación exógena y la madurez del sistema. Esta sincronización puede realizarse mediante manipulación de la inducción y desove artificial, manipulación del desarrollo de las postlarvas mediante el manejo de la temperatura y el control de las poblaciones de plancton mediante el manejo de las condiciones ambientales, principalmente la temperatura, la intensidad de luz y los nutrientes.

BIBLIOGRAFÍA

1. Person-Le Ruyet J. Early weaning of marine fish larvae onto microdiets: constraints and perspectives. *Advances in Tropical Aquaculture*. Tahiti. Aquacop Infremer. Actes de Colloque 1989; 9: 625-642.
2. Tandler A, Kolkovski S. Rates of ingestion and digestibility as limiting factors in the successful use microdiets in *Sparus aurata* larval rearing. In: Fish & Crustaceans Larviculture Symposium. Gent, Belgium. Proceedings European Aquaculture Society 1991; 169-171.
3. Bengtson D. A comprehensive program for the evaluation of artificial diets. In: Fish & Crustaceans Larviculture Symposium. Gent, Belgium. Proceedings European Aquaculture Society 1991; 142-143.
4. Cestarolli M, Portella M. Determinação do "ponto de não retorno" alimentar em larvas de curimatá *Prochilodus scrofa* (Pisces, Teleostei). In: Simposio Brasileiro de Aquicultura, 8. Resumos Piracicaba: ABRAQ 1994; 71.
5. Lavens P, Sorgeloos P. Present status and prospects of the use of *Artemia* cysts and biomass in shrimps farming. In: Brasil: Aquicultura 1998, Recife Anais Recife: ABRAQ, 1998; 1: 147-159.

6. Cestarolli M, Portella M. Larvicultura de peixes, uma abordagem em escala piloto. *Comunicação da Pesquisa Agropecuária* 1994; 12: 28-29.
7. Lavens P, Sorgeloos P. Manual on the production and use of live food for aquaculture. FAO Fisheries Technical Paper, 1996; 361: 1-295.
8. Walford J, Lam T. Development of digestive tract and proteolytic enzyme activity in sea bass (*Lateolabrax niloticus*) larvae and juveniles. *Aquaculture*, 1993; 109: 187-205.
9. Jomori R. Desenvolvimento, sobrevivência e aspectos econômicos da produção de alevinos de pacu, *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg, 1887), diretamente em viveiros ou com diferentes períodos de cultivo inicial de larvas em laboratório. Dissertação de Mestrado. Centro de Aqüicultura, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, Brasil 2001; 69.
10. Logato P. Nutrição e alimentação de peixes de água doce. Universidade Federal de Lavras-UFLA. Minas Gerais, Brasil 2000; 128.
11. Sipaúba-Tavares L, Rocha O. Produção de plâncton (Fitoplâncton e Zooplâncton) para alimentação de organismos aquáticos. RiMa. São Carlos, Brasil 2003; 106.
12. Coutteau P, Sorgeloos P. Manipulation of dietary lipids, fatty acids and vitamins in zooplankton cultures. *Freshwater Biology* 1997; 38: 501-512.
13. McKinnon A, Duggan S, Nichols P, Rimmer M, Semmens G, Robino B. The potential of tropical paracalanid copepods as live feeds in aquaculture. *Aquaculture* 2003; 223: 89-106.
14. Carvalho A, Olivia-Teles A, Bergot P. A preliminary study on the molecular weight profile of soluble protein nitrogen in live food organisms for fish larvae. *Aquaculture* 2003; 225: 445-449.
15. Ahlgren G, Goedkoop W, Markensten H, Sonesten L, Boberg M. Seasonal variations in food quality for pelagic and benthic invertebrates in Lake Erken-the role of fatty acids. *Freshwater Biology* 1997; 38: 555-570.
16. Kubitz F. Nutrição e alimentação dos peixes cultivados. Ed. projeto Pacu/Agropeixe, Campo Grande, Mato Grosso do Sul 1998, 108.
17. Kolkovski S. Digestive enzymes in fish larvae and juveniles-implications and applications to formulated diets. *Aquaculture* 2001; 200: 181-201.
18. Portella M, Tasser M, Jomori R, Carneiro D. Substituição do alimento vivo na larvicultura. XII Simpósio Brasileiro de Aqüicultura, Goiania, Brasil 2002.
19. Blair T, Castell J, Neil S, D'Abramo L, Cahu C, Harmon P, Ogunmoye K. Evaluation of microdiets versus live feeds on growth survival and fatty acid composition of larval haddock (*Melanogrammus aeglefinus*). *Aquaculture* 2003; 225: 451-461.
20. Zimmermann S, Jost H. Recentes avanços na nutrição de peixes: a nutrição por fases em piscicultura intensiva. In: II Simpósio Sobre Manejo e Nutrição de Peixes. Anais Piracicaba, Brasil 1998; 1213-1262.
21. Hagiwara A, Gallardo W, Assavaaree M, Kotani T, de Araujo A.B. Live food production in Japan: recent progress and future aspects. *Aquaculture* 2001; 200: 111-127.
22. Hernández O, Álvarez-Lajonchère L. Culture experiments with *Oithona oculata*, Farran, 1913 (Copepoda: Cyclopoida), and its advantages as food for marine fish larvae. *Aquaculture* 2003; 219: 471-483.
23. Fregadolli C. Seleção alimentar de larvas de pacu *Piaractus mesopotamicus* Holmberg, 1887 e tambaqui *Colossoma macropomum* Cuvier, 1818, em laboratório. Boletim Técnico CEPTA 1993; 6: 1-50.
24. Brett M, Müller-Navarra D. The role of highly unsaturated fatty acids in aquatic

- foodweb processes. *Freshwater Biology* 1997; 38: 483-499.
25. Nanton D, Castell J. The effects of dietary fatty acids on the fatty acid composition of the harpacticoid copepod, *Tisbe* sp., for use as a live food for marine fish larvae. *Aquaculture* 1998; 163: 251-261.
26. Payne M, Rippingale R, Cleary J. Cultured copepods as food for West Australian dhufish *Glaucosoma hebraicum* and pink snapper *Pagrus auratus* larvae. *Aquaculture* 2001; 194: 137-150.
27. Payne M, Rippingale R. Evaluation of diets for culture of the calanoid copepod *Glabidiferens imparipes*. *Aquaculture* 2000; 187: 85-96.
28. Støttrup J, Norsker N. Production and use of copepods in marine fish larviculture. *Aquaculture* 1997; 155: 231-247.
29. Delbare D, Dhert P, Lavens P. Zooplankton. In: Lavens P, Sorgeloos P. (eds.). Manual on the production and use of live food for aquaculture. FAO Fisheries Technical Paper 1996; 361: 252-282.
30. May R. Feeding larval marine fishes in the laboratory: a review. *Calif Mar Res Commun Cal COFI Rep* 1970; 14: 76- 83.
31. Zismann L, Berdugo V, Kimor B. The food and feeding habits of early stages of *Grey mullets* in the Haifa bay region. *Aquaculture*, 1975; 6: 59- 76.
32. Checkley DM Jr. Selective feeding by Atlantic herring *Clupea harengus* larvae on zooplankton in natural assemblages. *Marine Ecology Progress Series* 1982; 9: 245-253.
33. McMichel RH Jr, Peten K. Early life history of spotted seatrout, *Cynoscion nebulosus* (Pisces: Sciaenidae), in Tampa Bay, Florida. *Estuarios* 1989; 12: 98-110.
34. Barnes R. Zoología de los invertebrados. Ed. Interamericana. Quinta edición, Bogotá, 1989; 957.
35. Young F. 1994. Food preferences in tropical marine fish larvae. *Aquaculture Magazine* 1994; 1: 57-59.
36. Hopp U, Maier G, Bleher R. Reproduction and adult longevity of five species of planktonic cyclopoid copepods reared on different diets: a comparative study. *Freshwater Biology* 1997; 38: 289-300.
37. Støttrup J. The elusive copepods: their production and suitability in marine aquaculture. *Aquaculture Research* 2000; 31: 703-711.
38. Coutteau P, Geurden I, Camara M, Bergot P, Sorgeloos P. Review on the dietary effects of phospholipids in fish and crustacean larviculture. *Aquaculture* 1997; 155: 149-164.
39. Lira G. Influência da dieta na reprodução e crescimento do copépode, *Apocyclops procerus*, e seu potencial como alimento na larvicultura do robalo-peva, *Centropomus parallelus*. Tese de Mestrado em Aquicultura, Universidade Federal de Santa Catarina, UFSC. Florianópolis, Brasil 2002; 41.
40. Anonimo. Utilisation of copepod diets for larviculture of halibut, cod and turbot, and a review of published halibut research and cultivation data. Final Report on the EU Concerted Action Project AIR3 CT94 2094, coordinated by the Danish Institute for Fisheries Research 1997; 63.
41. Nanton D, Castell J. The effects of temperature and dietary fatty acids on the fatty acid composition of harpacticoid copepods, for use as a live food for marine fish larvae. *Aquaculture* 1999; 175: 167-181.
42. Payne M, Rippingale R, Longmore R. Growth and survival of juvenile pipefish *Stigmatopora argus* fed live copepods with high and low HUFA content. *Aquaculture* 1998; 167: 237-245.
43. Mujica A, Carvajal C, Miranda O. Cultivo experimental de *Tigriopus* sp. (Copepoda: Harpacticoida). Facultad de Ciencias del

- Mar. Universidad Católica del Norte. Invest Mar 1995; 23: 75-82.
44. Tucker JW Jr. Marine Fish Culture. Kluwer Academic Publishers. London, UK. 1998; 750.
45. Álvarez-Lajonchère L, Hernández O. Producción de juveniles de peces estuarinos para un Centro en América Latina y el Caribe: diseño, operación y tecnologías. World Aquaculture Society Baton Rouge USA 1991; 424.
46. Nash C, Novotny A. (eds.). Production of aquatic animals: fishes. Elsevier Science BV Amsterdam 1995; 405.
47. Ogle J, Lotz J. Culture of Red Snapper. Global Aquaculture Advocate 2000; 3: 23-26.
48. Schipp G, Bosman J, Marshall A. A method for hatchery culture of tropical calanoid copepods *Acartia* sp. Aquaculture 1999; 174: 81-88.
49. Toledo J, Golez M, Doi M, Ohno A. Use of copepod nauplii during early feeding stage of grouper *Epinephelus coioides*. Fisheries Science 1999; 65: 390-397.
50. Prieto G. Enriquecimento de zooplankton com óleo de peixe na larvicultura de pacu *Piaractus mesopotamicus* e curimatá *Prochilodus lineatus*. Dissertação (Mestrado). Universidade Federal de Lavras-UFLA. Minas Gerais, Brasil 2003; 106.
51. Pinto C, Souza-Santos L, Santos P. Development and population dynamics of *Tisbe biminiensis* Copepoda: Harpacticoida reared on different diets. Aquaculture 2001; 198: 253-267.
52. Støttrup J, Bell J, Sargent J. The fate of lipids during development and cold-storage of eggs in the laboratory-reared calanoid copepod, *Acartia tonsa* Dana, and in response to different algal diets. Aquaculture 1999; 176: 257-269.