

Alimentación de protozoas del langostino *Pleoticus muelleri* Bate utilizando diferentes microencapsulados y especies de microalgas

Feeding of protozoal stages of the shrimp *Pleoticus muelleri* Bate with different microencapsulated food and microalgae species

Juan C. Mallo¹ y Jorge L. Fenucci²

¹Comisión de Investigaciones Científicas Pcia. de Bs. As. (CIC) Depto de Ciencias Marinas, Universidad Nacional de Mar del Plata, Funes 3350. 7600. Mar del Plata. Argentina.

²Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas (CONICET). Depto. de Ciencias Marinas. Universidad Nacional de Mar del Plata, Argentina.
jcmallo@mdp.edu.ar

Resumen.- El objetivo de este trabajo fue obtener una dieta que permita un rápido crecimiento y alta supervivencia del langostino *Pleoticus muelleri* durante el estadio de protozoa. Se utilizaron estanques parabólicos de PVC, de 10 litros, en condiciones controladas de temperatura, pH y salinidad; se sembraron en ellos los nauplii a una densidad de 100 por litro. Como alimento se probaron diferentes combinaciones de *Chaetoceros gracilis*, *Tetraselmis chuii*, *Schizochytrium* sp. deshidratada, y alimentos balanceados microencapsulados de diferente composición química proximal. El experimento se dio por finalizado al alcanzarse el estadio de mysis I. De acuerdo con los resultados obtenidos (88,5% de supervivencia, 399,6% de incremento en talla y 11 días de duración) la dieta más adecuada es una combinación de las microalgas *Chaetoceros gracilis* y *Tetraselmis chuii* en concentraciones de 100.000 cél mL⁻¹ y 10.000 cél mL⁻¹ respectivamente.

Palabras clave: Crustacea, dietas, cultivo artificial, estadios larvales

Abstract.- The aim of this work was to obtain an adequate diet for the growth and survival of protozoal stages of *Pleoticus muelleri*. Parabolic tanks of 10 liters were used and the shrimp were kept under controlled conditions of temperature, salinity and pH. Naupliar stages were stored at a density of 100 l⁻¹. Different combinations of *Chaetoceros gracilis*, *Tetraselmis chuii*, dry *Schizochytrium* sp. and microencapsulated feeds were tested. The experiment ended when the animals reached the mysis I stage. According to the results obtained (88.5% in survival and 399.6% of increase in length, and 11 days to mysis I) the best diet was a combination of *Chaetoceros gracilis* and *Tetraselmis chuii* in concentrations of 100,000 cél mL⁻¹ and 10,000 cél mL⁻¹ respectively.

Key words: Crustacea, diets, artificial culture, larval stages

Introducción

El langostino argentino *Pleoticus muelleri* Bate, que se distribuye en el Atlántico sudoccidental desde cabo Frío, Brasil (23°S), hasta el golfo San Jorge, en la Patagonia argentina (48°S), constituye el principal producto de la pesca comercial de crustáceos en Argentina (Boschi 1986). Esta especie de télico abierto tiene un alto valor comercial con precios que varían desde 5,5 a 10 US\$/kg, existiendo una gran fluctuación en los desembarcos anuales; por ejemplo, en 1998, se llegó a 25.000 t y en el año 2001 a 79.000 t en el litoral patagónico. Es por ello que es de interés desarrollar técnicas de cultivo comercial de esta especie, para lo cual es de suma importancia determinar los requerimientos alimentarios en diferentes etapas del ciclo biológico.

Durante el estadio de protozoa, las larvas del langostino son fitoplanctófagas, alimentándose básicamente de diatomeas y fitoflagelados. Esta etapa de su vida es la más delicada porque dejan de nutrirse a expensas del vitelo del huevo, y comienzan a hacerlo del fitoplancton. Por ello, las larvas sometidas a condiciones de cultivo deben disponer de los alimentos adecuados, pues esta situación influye posteriormente de forma determinante en la supervivencia y vitalidad de los animales. En la última década se ha intentado reemplazar el alimento vivo por alimentos microencapsulados de diferentes composiciones químicas, pero los resultados no han sido satisfactorios como alimento básico o único, pero sí, si se los utiliza como alimento complementario.

Técnicas de cultivo a nivel piloto-comercial se han desarrollado para *Pleoticus muelleri* (Fenucci 1988, Fenucci *et al.* 1987, Mallo *et al.* 1999), especie que posee desde la eclosión, seis estadios naupliares, tres de protozoa, dos de mysis, postlarva, juvenil y adulto (Iorio *et al.* 1990). Para el cultivo masivo de larvas y postlarvas se deben suministrar los alimentos básicos para los diferentes estadios, los cuales deben poseer todos los compuestos esenciales para el desarrollo y crecimiento de los ejemplares en cultivo y además tener el tamaño adecuado que le permita a la larva ingerirlo, ya que como ha sido señalado por Hudinaga (1967) y otros investigadores a lo largo del tiempo, la alimentación ejerce una influencia primordial sobre el desarrollo y la supervivencia de las larvas y, según Akiyama (1992) la futura expansión de la acuicultura dependerá de sistemas en los que se suministre el alimento adecuado y necesario para cada especie y cada estadio de desarrollo.

Como resultado de las investigaciones llevadas a cabo en diversos países y su aplicación en la práctica comercial del cultivo, se han establecido criterios generalizados en cuanto a tipos de alimento y dosis a utilizar para las larvas. Los mayores avances en relación con la alimentación de larvas de peneidos se han realizado en especies como *Marsupenaeus japonicus* Bate (Jones *et al.* 1979, Villegas & Kanazawa 1979), *Penaeus monodon* Fabricius (Platon 1978, Qunitio & Villegas 1982, Aujero *et al.* 1983), *Litopenaeus schmitti* Burkenroad (Leal *et al.* 1985, Alfonso *et al.* 1988, 1994), *Litopenaeus vannamei* Boone (Kuban *et al.* 1985, Arellano 1993, Montañó & Navarro 1996), *Fenneropenaeus chinensis* Osbeck (Wang & Ma 1990).

Por lo expuesto anteriormente el objetivo de este trabajo fue obtener una dieta adecuada que permita un rápido crecimiento con una alta supervivencia del langostino *Pleoticus muelleri* durante el estadio de protozoa.

Materiales y métodos

Las pruebas experimentales se llevaron a cabo en el centro de cultivo de la Estación J. J. Nágera dependiente del Departamento de Ciencias Marinas de la Facultad de Ciencias Exactas y Naturales de la Universidad Nacional de Mar del Plata, Argentina.

Se realizaron tres réplicas para cada tratamiento experimental, utilizando estanques parabólicos de PVC, de 10 litros de capacidad, con aireación moderada desde el fondo. Durante la experimentación la temperatura del agua varió entre 18,3 y 22,2°C, el pH entre 7 y 7,5 y la salinidad fue de 33 psu.

Los nauplii, obtenidos a partir del desove de una hembra salvaje, se sembraron en los subestadios de $N_V - N_{VI}$, en una densidad de 100 N L⁻¹. Se realizaron recambios diarios de agua del 100%. Se hizo sifón utilizando una manguera de pvc cristal transparente de 0,5 cm de diámetro interno con uno de sus extremos cubierto por una red de tamaño de malla de 150 µm. Esto permite retirar los desechos sólidos pero no las protozoas (Mallo *et al.* 1999). Luego de completar el volumen de los recipientes con agua filtrada se agregaron 10 ppm de EDTA (Arellano 1993, Scelzo 1998).

Se trabajó por triplicado, con diferentes combinaciones de *Chaetoceros gracilis* Schütt con tamaños que oscilaron entre 4 y 6 µm, *Tetraselmis chuii* Butcher con tamaños que oscilaron entre 10 y 15 µm, diferentes balanceados microencapsulados (dieta microencapsulada a con un tamaño de partícula entre 50 y 150 µm y dieta microencapsulada b con un tamaño de partícula entre 100 y 150 µm) y escamas de *Schizochytrium* sp. Dick deshidratada, con un tamaño de partícula de 10 µm. Las respectivas composiciones químicas proximales se muestran en la Tabla 1.

Las microalgas utilizadas como alimento fueron producidas en el Laboratorio de Microalgas de la Estación J. J. Nágera usando el medio de cultivo Guillard f/2 modificado, con la metodología tradicional descrita en Cook & Murphy (1969), Simón (1978), Fox (1983), Alfonso & Martínez (1988) y Llera & Fernández Herrero (1992). Se obtuvieron concentraciones de 2,5 millones cél mL⁻¹ de *Chaetoceros gracilis* y 1,5 millones cél mL⁻¹ de *Tetraselmis chuii*, en cultivos masivos en recipientes de 200 litros.

Tabla 1

Composición bioquímica proximal de los alimentos utilizados (% en peso seco)

Proximal biochemical composition of tested foods (% dry weight)

Alimento	% de proteína cruda	% de lípidos	% de hidratos de carbono
<i>Chaetoceros gracilis</i>	23,9	8,7	19,0
<i>Tetraselmis chuii</i>	49,2	10,6	16,4
<i>Schizochytrium</i> sp	39,2	32,2	13,3
Microencapsulado a	44,5	39,4	8,8
Microencapsulado b	46,8	12,8	8,8

La alimentación diaria consistió en el tratamiento A: *Chaetoceros gracilis* y *Tetraselmis chuii* en concentraciones de 100.000 cél mL⁻¹ y 10.000 cél mL⁻¹ respectivamente; en el tratamiento B: 25.000 cél mL⁻¹ de *Chaetoceros gracilis* con la adición de 17,5 mg (1,75 ppm) del microencapsulado a; en el tratamiento C: 25.000 cél mL⁻¹ de *Chaetoceros gracilis* con la adición de 17,5 mg (1,75 ppm) del microencapsulado b; y en el tratamiento D: 25.000 cél mL⁻¹ de la especie *Chaetoceros gracilis* con la adición de 17,5 mg (1,75 ppm) de escamas de *Schizochytrium* sp. deshidratada, suministradas luego de cada recambio de agua.

Diariamente se realizó un muestreo de larvas para determinar la supervivencia, el estado general, el estadio y la talla para cada subestadio. Se realizaron mediciones de 50 ejemplares de las protozoas I, II y III en cada unidad experimental, con un estéreomicroscopio provisto de un ocular micrométrico graduado. Las mediciones para el estadio I se hicieron desde el extremo anterior del caparazón hasta el final de la furca, excluyendo las espinas. Para los estadios II y III, se realizó desde el extremo anterior del rostrum hasta el final de la furca, excluyendo también las espinas. El experimento se dio por finalizado cuando los ejemplares alcanzaron el estadio de mysis I. Se analizaron la supervivencia, el crecimiento (longitud total) y el tiempo de desarrollo.

El tratamiento estadístico de los datos se realizó aplicando las siguientes pruebas: χ^2 para la supervivencia y prueba de homogeneidad de varianzas, análisis de varianza y prueba de comparaciones múltiples para el crecimiento (Sokal & Rohlf 1981).

Resultados

No se observaron diferencias significativas en el crecimiento de *P. muelleri* para los tratamientos A, B y C, variando la talla final de los ejemplares entre 3,36 mm; 3,01 mm y 2,53 mm, respectivamente (Tabla 2). El tiempo de desarrollo más corto se registró con el tratamiento A con el 99,5% de mysis I en 11 días; el mayor fue de 14 días en los tratamientos B y C con el 100% en mysis I y en el tratamiento D la mortalidad fue total al mudar los animales a protozoa II (Tabla 2).

Respecto a la supervivencia de *P. muelleri*, no fueron observadas diferencias significativas entre los tratamientos: A (88,50%), B (83,75%) y C (80,50%), pero sí con respecto al tratamiento D, donde la mortalidad fue total (Fig. 1, Tabla 2). Se debe destacar que con el tratamiento A los ejemplares alcanzaron en su totalidad el estadio de mysis en once días (264 horas); mientras que con los tratamientos B y C el mismo se alcanzó en catorce días (338 horas) (Tabla 2).

Respecto al crecimiento de las larvas durante el estadio de protozoa, se observó que los datos obtenidos se ajustaron en los tres casos a curvas de crecimiento de tipo logarítmico, siendo las ecuaciones que las describen las siguientes: para el tratamiento A: $y = 0,9601\text{Ln}(x)+0,5677$; para el B: $y = 0,672\text{Ln}(x)+0,6244$ y para el C: $y = 0,8005\text{Ln}(x)+0,5693$ (Fig. 2).

Tabla 2

Crecimiento, supervivencia, porcentaje de estadios mysis y tiempo de desarrollo en el estadio de protozoa (Pz) de *Pleoticus muelleri*. Los valores corresponden al promedio de los resultados en estanques replicados

Growth, survival, percentage of mysis stages and developmental time of protozoan stage (Pz) of *Pleoticus muelleri*.

Values correspond to the average of the replicated tanks

	Tratamientos (dieta)			
	A	B	C	D
	100.000 cél/mL	17,5 mg	17,5 mg	17,5 mg
	<i>C. gracilis</i> + 10.000	microencapsulado a	microencapsulado b	<i>Schizochytrium</i> sp
	cél/mL <i>T. chuii</i>	+ 25.000 cél/mL	+ 25.000 cél/mL	+ 25.000 cél/mL
		<i>C. gracilis</i>	<i>C. gracilis</i>	<i>C. gracilis</i>
Densidad (Pz L ⁻¹)	100	100	100	100
Supervivencia (%)	88,5	83,7	80,5	0
Porcentaje mysis	99,5	86,6	83,5	0
Tiempo (días)	11	14	14	-
Talla inicial (mm)	0,67 ± 0,060	0,67 ± 0,060	0,67 ± 0,060	0,67 ± 0,060
Talla final (mm)	3,36 ± 0,165	3,01 ± 0,142	2,53 ± 0,135	-
Incremento en talla (%)	399,55	347,25	275,33	-

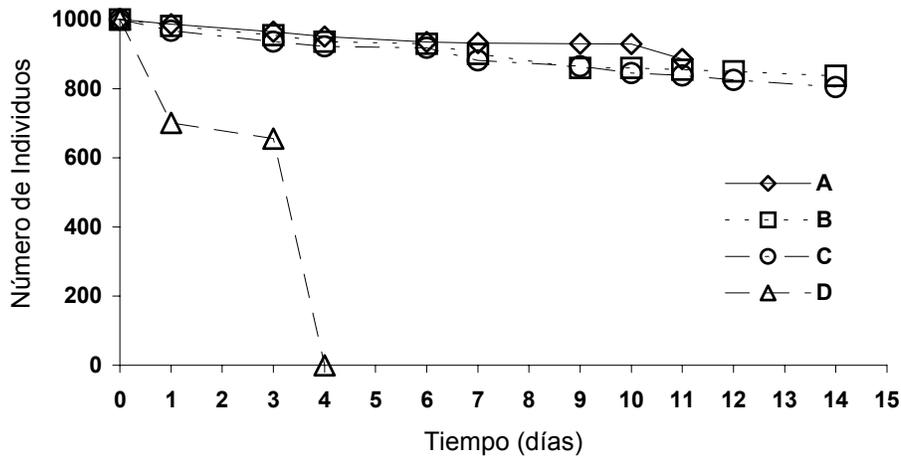


Figura 1

Curvas de supervivencia de protozoas de *Pleoticus muelleri* alimentadas con diferentes dietas. A: microalgas; B: microalgas y microencapsulado a; C: microalgas y microencapsulado b

Survival of protozoa stage of *Pleoticus muelleri* fed different diets. A: microalgae; B: microalgae and microencapsulated a; C: microalgae and microencapsulated b

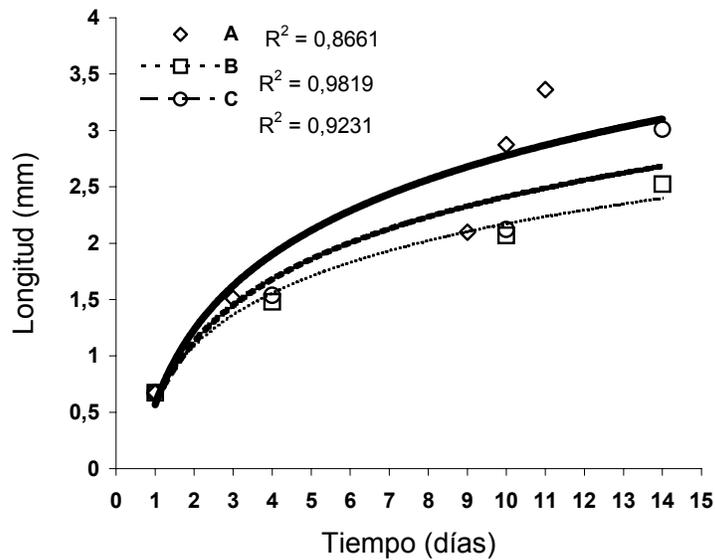


Figura 2

Curvas de crecimiento de protozoas de *Pleoticus muelleri* alimentadas con diferentes dietas. A: microalgas; B: microalgas y microencapsulado a; C: microalgas y microencapsulado b

Growth of protozoa stage of *Pleoticus muelleri* fed different diets. A: microalgae; B: microalgae and microencapsulated a; C: microalgae and microencapsulated b

Discusión

Diferentes autores (Kuban *et al.* 1985, Alfonso *et al.* 1988, Gallardo *et al.* 1995, Alfonso *et al.* 1997, Mallo *et al.* 1999) señalan que el crecimiento y la supervivencia de las diferentes especies de camarones peneidos en cualquiera de sus estadios de vida, está determinado entre otros factores por la alimentación y la calidad del agua, y que la deficiente alimentación retrasa además la velocidad de metamorfosis (Alfonso & Diniz-Silva 1992).

En especies de camarones peneidos de aguas tropicales, en el estadio de protozoa se utiliza como alimento la combinación de diatomeas y fitoflagelados (Alfonso *et al.* 1985, Alfonso *et al.* 1988, Leal *et al.* 1985, Kuban *et al.* 1985, Quinitio & Villegas 1982, Gallardo *et al.* 1995). En aquellos de aguas templadas como *Pleoticus muelleri* y *Farfantepenaeus paulensis* Pérez Farfante, se pueden citar los trabajos de Galarza & Fenucci (1997a, 1997b), Andreatta *et al.* (1987), Alfonso & Diniz Silva (1992), Thompson *et al.* (1998). Los resultados obtenidos con *F. paulensis* respecto a la eficiencia de las diferentes dietas utilizadas, muestran un mejor crecimiento de las larvas alimentadas con las diatomeas *Chaetoceros gracilis* y/o *C. calcitrans*, en concentraciones entre 30.000 y 100.000 cél mL⁻¹ (Vinatea & Andreatta 1997, Diniz Silva & Alfonso 1996). Galarza & Fenucci (1997a, 1997b) indican que en *P. muelleri* los mejores resultados se obtienen utilizando una dieta secuencial de diferentes microalgas.

Tanto por su calidad nutricional como por el tamaño de partícula se hace indispensable el empleo secuencial de diferentes especies de microalgas como alimento durante el estadio de protozoa en las diferentes especies de camarones peneidos. Por este motivo se emplean exclusivamente diatomeas en los primeros estadios de protozoa I y II (Pz_I y Pz_{II}) pues poseen un pequeño tamaño que permite su ingesta en grandes cantidades, y flagelados de mayor talla a partir del estadio de protozoa III (Pz_{III}), porque estos poseen una alta concentración de proteínas y ácidos grasos poliinsaturados (n-3 PUFA) (Fernández-Reiriz *et al.* 1989, Gallardo *et al.* 1995, Mallo *et al.* 1999 y D'Souza & Kelly 2000).

Según Jones *et al.* (1997) la selección del alimento por las larvas está condicionado por diferentes factores. Es muy importante la concentración de microalgas, pues permite a la larva detectar su alimento sin realizar ningún gasto metabólico extra; el tamaño de la partícula, que no debe ser mayor del tamaño de la cavidad bucal de las larvas para que lo puedan ingerir sin inconvenientes y, por último, el gusto o la palatabilidad.

Todos estos aspectos en conjunto constituyen la aceptabilidad de una dieta. En el caso de las protozoas las necesidades se cubren con el suministro de diferentes especies de microalgas y algunos alimentos microencapsulados.

Como ya se ha mencionado, la selección y el tamaño adecuado de las partículas de la dieta es muy importante. Al respecto De La Cruz (1989) determinó que el tamaño óptimo de partícula para el estadio de protozoa de *L. schmitti* es de 14,5 µm. En *P. monodon*, Jones *et al.* (1997), comprobaron que para los primeros subestadios de protozoa, este tamaño se encuentra entre 3 y 30 µm de diámetro, aceptando en los subestadios posteriores partículas de hasta 100 µm de diámetro. En protozoas de *M. japonicus*, Jones *et al.* (1979) determinaron que el tamaño óptimo de partícula del alimento se encuentra entre las 10 y 19 µm de diámetro. En el estadio de protozoa de *P. muelleri* se observa en los diferentes estadios, que puede aceptar alimento con un tamaño de partícula entre 30 y 150 µm (Mallo *et al.* 1999)

Si bien la dieta microencapsulada pretende reunir los requisitos esenciales para la alimentación de las larvas: tamaño y calidad nutricional adecuados, Gelabert *et al.* (1988) para *L. schmitti* y Jones *et al.* (1993) para diferentes especies de peneidos, indican que con el reemplazo como alimento de las microalgas por dieta microencapsulada, aunque da buenos resultados en cuanto a crecimiento y supervivencia, los tiempos de crecimiento son mayores a medida que se disminuye el suministro de alimento vivo.

En este trabajo se observó que las protozoas alimentadas con bajas concentraciones de microalgas y dieta microencapsulada muestran un crecimiento y supervivencia menores, alcanzando el estadio de mysis en mayor tiempo y con menor talla respecto a las alimentadas con mayores concentraciones de las microalgas *Ch. gracilis* y *T. chuii*. Estos resultados coinciden con los obtenidos por Galarza & Fenucci (1997a y 1997b), para la misma especie, aunque en el presente trabajo se han acortado los tiempos desde protozoa I a mysis I de 288 a 264 horas y las tallas finales aumentaron de 3,02 a 3,36 mm.

Manteniendo baja la concentración de microalgas y agregando dieta microencapsulada, las larvas se desarrollaron aunque con menores tallas y supervivencias al estadio de mysis I; similares resultados han sido obtenidos en distintas especies de camarones peneidos aunque con diferentes concentraciones de microalgas: Mochizuki (1978) para *P. monodon* y *Fenneropenaeus merguensis* De Man, Leal *et al.* (1985) para *Farfantepenaeus notialis* Pérez Farfante y *Litopenaeus schmitti*, Alfonso *et al.* (1985) para *F.*

notialis, Gelabert *et al.* (1988) para *L. schmitti*, Kuban *et al.* (1985) quienes trabajaron con *Farfantepenaeus aztecus* Ives, *Litopenaeus setiferus* Linnaeus, *Litopenaeus vannamei* Boone y *Litopenaeus stylirostris* Stimpson, Gallardo *et al.* (1995) con *L. setiferus*, Alfonso *et al.* (1997) con *L. schmitti* y Arellano (1993) con *L. vannamei*.

Conclusiones

Según los resultados obtenidos se considera que la dieta mixta de las microalgas *Chaetoceros gracilis* y *Tetraselmis chuii*, en concentraciones de 100.000 cél mL⁻¹ y 10.000 cél mL⁻¹ respectivamente, es la más adecuada, de las ensayadas en este trabajo, para utilizar durante el estadio de protozoa de *P. muelleri*. Se estima que esta dieta cumple adecuadamente los requerimientos nutricionales y de tamaño de partículas de esta especie de peneido de aguas templadas, factores que tienen un rol muy importante respecto a la calidad larvaria, supervivencia y crecimiento.

Agradecimientos

Los autores desean agradecer a la Lic. Nora S. Harán por la lectura crítica del manuscrito y al personal de la Estación J. J. Nágera por los servicios prestados que hicieron posible la realización de este trabajo. Este trabajo ha sido financiado parcialmente con un subsidio Foncyt N° 08/086515/2000 y por la Universidad Nacional de Mar del Plata.

Literatura citada

- Akiyama DM. 1992.** Future considerations for shrimp nutrition and Aquaculture feed industry. In: Wyban J (ed) Proceedings of the special session on shrimp farming. World Aquaculture Society, Baton Rouge. Louisiana, USA, pp. 198-204.
- Alfonso E, S Leal & B Guitart. 1985.** Ensayos sobre alimentación de *Penaeus notialis* en el laboratorio. Revista de Investigaciones Marinas 6 (1): 79-86.
- Alfonso E & L Martínez. 1988.** Medio de cultivo para microalgas marinas. Revista de Investigaciones Marinas 9 (1): 39-46.
- Alfonso E, L Martínez, R Gelabert & S Leal. 1988.** Alimentación de larvas del camarón *Penaeus schmitti*. I. Diatomeas y flagelados. Revista de Investigaciones Marinas 9 (1): 47-58.
- Alfonso E & I Diniz Silva. 1992.** Alimentación de larvas del camarón *Penaeus paulensis* con las diatomeas *Plagiogramma* sp. y *Chaetoceros gracilis*. Revista de Investigaciones Marinas 13 (2): 147-151.
- Alfonso E, BM Torres & B De La Cruz. 1994.** Análisis de algunos factores que influyen en la larvicultura del camarón blanco *Penaeus schmitti*. Resúmenes II Congreso de Ciencias del Mar. La Habana, Cuba, octubre 12-18 de 1994, pp. 182-184.
- Alfonso E, E Beltrame, E Andreatta & J Quaresma. 1997.** Manejo del agua en larvicultura intensiva del camarón blanco *Penaeus schmitti*. Revista de Investigaciones Marinas 18 (1): 70-74.
- Andreatta E, E Beltrame, I Silva, V Cerqueira & M Pancorbo. 1987.** Alimentação de post-larvas de *Penaeus paulensis* Perez Farfante 1967. Estudo de dieta artificial. Seminario sobre Ciencias del Mar da Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC). Florianópolis-SC, Brasil, pp. 3-48.
- Arellano EM. 1993.** Guías Técnicas en el cultivo de larvas de camarón. Boletín de la Facultad de Ingeniería Marítima y Ciencias del Mar. CENAIM 1: 35-86.
- Aujero E, O Millamena, E Tech & S Javellana. 1983.** Nutritional value of five marine phytoplankton species isolated from Phillipine waters as food for the larvae of *Penaeus monodon*. Contribution 125 Southeast Asian Fisheries Development Center Philippines (SEAFDEC), pp. 1-8.
- Boschi EE. 1986.** La pesquería del langostino en el litoral patagónico. Revista Redes. Argentina 20: 20-26.
- Cook H & M Murphy. 1969.** The culture of larval penaeid shrimp. Transactions of the American Fisheries Society 4 (98): 751-754.
- De La Cruz AS. 1989.** La selección del tamaño de las partículas alimenticias por las larvas del camarón blanco *Penaeus schmitti*. Revista de Investigaciones Marinas 10 (2): 163-174.
- Diniz Silva I & E Alfonso. 1996.** Creación de "Blooms" de la diatomea *Chaetoceros gracilis* en tanques de larvicultura de camarones. Revista de Investigaciones Marinas 17 (2-3): 203-207.
- D'Souza FML & GJ Kelly. 2000.** Effects of a diet of a nitrogen-limited alga (*Tetraselmis suecica*) on growth, survival and biochemical composition of tiger prawn (*Penaeus semisulcatus*) larvae. Aquaculture 181: 311-329.
- Fenucci JL. 1988.** Manual para la cría de camarones peneidos. FAO. Documento de campo 8: 1-88.
- Fenucci JL, MI Müller & JH Magnaterra. 1987.** Estudio sobre la factibilidad de cría del langostino *Pleoticus muelleri* Bate. Frente Marítimo 7, Sec. B: 103-108.
- Fernández-Reiriz MJ, SA Pérez-Camacho, MJ Ferreiro, M Planas, MJ Campos & U Lubarta. 1989.** Biomass production and variation in the biochemical profile (total protein, carbohydrates, RNA, lipids and fatty acids) of seven species of marine microalgae. Aquaculture 83: 17-37.

- Fox JM. 1983.** Intensive algal culture techniques. En: CRC Handbook of Mariculture J.J. McVey (ed). Crustacean Aquaculture 1: 15-41.
- Galarza C & J Fenucci. 1997(a).** Survival, metamorphosis and growth of the argentine shrimp *Pleoticus muelleri* (Decapoda, Solenoceridae) larvae, fed different concentrations of *Chaetoceros gracilis* and commercial feed. World Aquaculture'97, Seattle, USA. Abstract p. 152.
- Galarza C & J Fenucci. 1997(b).** Crecimiento y supervivencia de protozoas de *Pleoticus muelleri* con diferentes combinaciones de *Chaetoceros gracilis*, *Tetraselmis chuii* y balanceado microencapsulado. Resúmenes VII Congreso Latinoamericano de Ciencias del Mar. Santos. Brasil, pp. 342-343.
- Gallardo PP, E Alfonso, G Gaxiola, L Soto & C Rosas. 1995.** Feeding schedule for *Penaeus setiferus* larvae based on diatoms (*Chaetoceros ceratosporum*), flagellates (*Tetraselmis chuii*) and *Artemia* nauplii. Aquaculture 131: 239-252.
- Gelabert R, E Alfonso, O Hernández & S Leal. 1988.** Experiencias de alimentación de larvas del camarón *Penaeus schmitti* con levaduras obtenidas industrialmente. Revista de Investigaciones Marinas 9 (1): 59-69.
- Hudinaga M. 1967.** Kuruma shrimp (*Penaeus japonicus*) cultivation in Japan. FAO Fisheries Report 57: 811-832.
- Iorio MI, M Scelzo & EE Boschi. 1990.** Desarrollo larval y postlarval del langostino *Pleoticus muelleri* Bate 1888, (Crustacea, Decapoda, Solenoceridae). Scientia Marina 4 (54): 329-341.
- Jones DA, A Kazanawa & K Ono. 1979.** Studies on the nutritional requirements of the larval stages of *Penaeus japonicus* using microencapsulated diet. Marine Biology 54: 261-267.
- Jones DA, A Kazanawa & S Rahman. 1979.** Studies of the presentation of artificial diets for rearing the larvae of *Penaeus japonicus* Bate. Aquaculture 17: 33-43.
- Jones DA, MS Kamarudin & LV Lewis. 1993.** The potential for replacement of live feeds in larval culture. Journal of the World Aquaculture Society 24 (2): 199-210.
- Jones DA, AB Yule & DL Holland. 1997.** Larval nutrition. In: D'Abramo LR, Conklin DE & DM Akiyama (eds). Crustacean Nutrition Advances. World Aquaculture 6: 353-389. World Aquaculture Society.
- Kuban FD, AL Lawrence & JS Wilkenfeld. 1985.** Survival, metamorphosis and growth of larvae from four penaeids species fed six food combinations. Aquaculture 47: 151-162.
- Leal S, E Alfonso & A Gainza. 1985.** Recomendaciones sobre la alimentación de larvas de camarones *Penaeus notialis* y *Penaeus schmitti* en cultivo. Revista de Investigaciones Marinas 6: 87-91.
- Llera P & A Fernández Herrero. 1992.** Técnica para el cultivo masivo de microalgas como alimento de larvas de camarones peneidos. Comisión Técnica Mixta, VIII Jornadas de Tecnología y Economía Pesquera, Mar del Plata. p. 7.
- Mallo JC, J Fenucci & C Galarza. 1999.** Cría masiva de larvas y postlarvas del langostino argentino *Pleoticus muelleri* BATE (Crustacea, Decapoda, Solenoceridae). Memorias Acuicultura Venezuela'99, World Aquaculture Society, Puerto La Cruz, Venezuela 1: 318-327.
- Mochizuki H. 1978.** Present prawn culture in the Philippines. The Philippines Journal of Fisheries 16 (1): 38-125.
- Montaño M & JC Navarro. 1996.** Fatty acids of wild and cultured *Penaeus vannamei* larvae from Ecuador. Aquaculture 142: 259-268.
- Platon R. 1978.** Prawn hatchery technology in the Philippines. Aquaculture Department Southeast Asian Fisheries Development Center Philippines (SEAFDEC), 1-12 pp.
- Quinitio ET & C Villegas. 1982.** Growth, survival and macronutrient composition of *Penaeus monodon* Fabricius larvae fed with *Chaetoceros calcitrans* and *Tetraselmis chuii*. Aquaculture 29: 253-260.
- Scelzo, M.A. 1998.** Efecto del EDTA (Acido Etilendiaminotetracetico) sobre los desoves y larvas del camarón *Artemesia longinaris* (Crustacea, Decapoda, Penaeidae). Frente Marítimo 17 Sec. C: 115-120.
- Simon C. 1978.** The culture of the diatom *Chaetoceros gracilis* and its use as a food for penaeid protozoal larvae. Aquaculture 14: 105-113.
- Sokal RR & FJ Rohlf. 1981.** Biometry. Blume Ediciones. 819 pp.
- Thompson FL, PC Abreu & RO Cavalli. 1998.** The use of microorganisms as food source for the shrimp larvae *Penaeus paulensis* Perez Farfante, 1967. Resúmenes I Congreso Sudamericano de Acuicultura. Recife, Brasil, p. 67.
- Villegas C & A Kanazawa. 1979.** Relationship between diet composition and growth of the zoeal and mysis stages of *Penaeus japonicus* Bate. Fisheries Research Journal Philippines (4): 32-40.
- Vinatea L & E Andreatta. 1997.** Comparative study of continuous and static water renewal strategies in the larviculture of *Penaeus paulensis* (Pérez Farfante, 1967) associated with high stocking densities and different water renewal rates. Aquaculture 154: 247-259.
- Wang K & S Ma. 1990.** Advances in larval rearing techniques for *Penaeus chinensis* in China. Culture of cold-tolerant shrimp Workshop, Honolulu. The Ocean Institute Proceedings: 42-48.