



# Supervivencia, desarrollo y crecimiento de larvas de *Penaeus vannamei* alimentadas con dietas tradicionales y no-tradicionales

José Francisco Bermudes-Lizárraga<sup>1</sup> ; Mario Nieves-Soto<sup>1</sup>   
Francisco Antonio Flores-Higuera<sup>1</sup> ; Diana Judith López-Peraza<sup>1\*</sup> .

<sup>1</sup>Universidad Autónoma de Sinaloa, Facultad de Ciencias del Mar. Av. Paseo Claussen. Mazatlán, Sinaloa, México.

\*Correspondencia: [dianalopez@uas.edu.mx](mailto:dianalopez@uas.edu.mx)

Recibido: Marzo 2022; Aceptado: Diciembre 2022; Publicado: Enero 2023.

## RESUMEN

**Objetivo.** Evaluar el efecto de dietas tradicionales (*Thalassiosira weissflogii* y nauplios de *Artemia*) y otras dos alternativas (no tradicionales) a base de microalgas y rotíferos sobre la supervivencia, el desarrollo y crecimiento de larvas nauplio V (NV) hasta el día de cambio a postlarvas (PL1) de camarón *Penaeus vannamei*. **Materiales y Métodos.** Se realizaron dieciséis réplicas (unidades experimentales) para cada una de las tres dietas utilizadas. Las larvas se colocaron en contenedores de 12 L a 35 ups, 30°C y una densidad de 200 larvas/L. La supervivencia, etapa del desarrollo y el crecimiento se determinaron al inicio, cada 24 h y al final del experimento (PL1: día 8). A los datos obtenidos se les aplicó un ANAVA de una vía. **Resultados.** La dieta no tuvo influencia ( $p > 0.05$ ) sobre supervivencia y el peso. La supervivencia osciló entre 30.4% (dieta alternativa B) y 28.5% (dieta tradicional A). El desarrollo, longitud y peso más bajo a PL1 fue encontrado con la dieta tradicional (6.71; 3.53 mm; 58.37  $\mu\text{g}$ /organismo) en comparación con las dietas alternativas suministradas B y C (6.86-6.76; 3.79-3.82 mm; 60.7-65.0  $\mu\text{g}$ /organismo). **Conclusiones.** La alimentación más adecuada para la supervivencia, desarrollo y crecimiento larval se obtuvieron con las dietas alternativas no tradicionales (B y C) compuestas de rotíferos.

**Palabras clave:** *Artemia*; conducta alimentaria; rotíferos; camarón (*Fuente: DeCS*).

## ABSTRACT

**Objective.** The effect of traditional diets (*Thalassiosira weissflogii* and *Artemia* nauplii) and two other alternatives (not traditional) based on microalgae with rotifers were evaluated on the survival, development and growth from nauplii V (NV) larvae until postlarvae (PL1) of *Penaeus vannamei*. **Materials and methods.** Sixteen replicates (experimental units) were applied for each of the three diets used. The larvae were placed in 12 L containers at 35 psu, 30°C and a density of 200 larvae/L. At the beginning, every 24 h and the end of the experiment (PL1: day 8), samples of larvae were obtained to determine survival, development and growth (length and weight). A one-way ANOVA was applied to the data obtained. **Results.** Diet had no influence ( $p > 0.05$ ) on survival and weight.

### Como citar (Vancouver).

Bermudes-Lizárraga JF, Nieves-Soto M, Flores-Higuera FA, López-Peraza DJ. Supervivencia, desarrollo y crecimiento de larvas de *Penaeus vannamei* alimentadas con dietas tradicionales y no-tradicionales. Rev MVZ Córdoba. 2023; 28(1):e2682. <https://doi.org/10.21897/rmvz.2682>



©El (los) autor (es) 2023. Este artículo se distribuye bajo los términos de la licencia internacional Creative Commons Attribution 4.0 (<https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/>), que permite a otros distribuir, remezclar, retocar, y crear a partir de su obra de modo no comercial, siempre y cuando den crédito y licencien sus nuevas creaciones bajo las mismas condiciones.

Survival ranged from 30.4% (alternative diet B) to 28.5% (traditional diet A). The lowest development, length and weight at PL1 was found with the traditional diet (6.71; 3.53 mm; 58.37 µg/organism) compared with the alternative diets supplied B and C (6.86-6.76; 3.79-3.82 mm; 60.7-65.0 µg/organism). **Conclusions.** Non-traditional alternative diet (B and C) composed of rotifers was the best diet for larval survival, development and growth.

**Keywords:** *Artemia*; Feeding behavior; rotifers; shrimp (Source: DeCS).

## INTRODUCCIÓN

El cultivo de camarón *Penaeus vannamei* en Latinoamérica, y particularmente en México, se basa en la utilización de postlarvas y juveniles producidas en condiciones de laboratorios comerciales (1). En laboratorios el rendimiento del cultivo de las larvas de los camarones peneidos está relacionado con las condiciones controladas y una adecuada alimentación, cantidad y calidad del alimento en cada etapa del desarrollo, para el éxito de los diversos cambios morfológicos que presentan desde la etapa de nauplio hasta postlarva (2,3).

Existe una gran variedad dietas balanceadas comerciales como alternativas para sustituir al alimento vivo en larvas de camarón (4); sin embargo, por sus características en su composición nutricional acorde a la especie objeto de cultivo, presentación, flotabilidad, aprensión, digestibilidad y eficiencia de asimilación, no han sido del todo satisfactorias al emplearse como sustitutos del alimento vivo (5). Además, tampoco se han obtenido resultados favorables para resolver el problema de la demanda constante del alimento vivo y por tanto los laboratorios productores de larvas continúan requiriendo de microalgas en la fase de zoea, complementada en la etapa de mysis con nauplios de artemia durante el desarrollo temprano de *P. vannamei* (6,7).

Las diatomeas del género *Thalassiosira* son frecuentemente utilizadas como alimento vivo de larvas de camarón en la región del noroeste de México (8), debido a su tamaño, densidad celular, tasa de crecimiento y composición bioquímica (9).

Por otra parte, aunado a los costos y la gran demanda por los quistes de *Artemia* empleados rutinariamente en la larvicultura de los camarones peneidos, se podría presentar un déficit en el abastecimiento de los requerimientos de quistes por los laboratorios comerciales de producción de postlarvas, lo cual sería un problema en la alimentación de las larvas en la camaronicultura.

Por lo tanto, una alternativa confiable de alimento vivo necesaria y urgente para larvas de camarón es la utilización de copépodos (10,11) y rotíferos (12,13) a manera de sustituir a los nauplios de *Artemia*.

Los rotíferos son ampliamente utilizados en la alimentación de larvas de camarones y peces debido a que presentan un alto valor nutricional, pequeño tamaño y su constante movimiento natural en el agua estimula el comportamiento predador de las larvas (14,15). Asimismo, se ha sugerido que las especies de *Brachionus plicatilis* y *Brachionus rotundiformis* son presas potenciales para las etapas iniciales de las larvas de camarón, en particular al estadio de mysis de *P. vannamei* (12,16), así como alevines de peces (14), para lo cual, se han descrito técnicas de producción en condiciones masivas (13,14). No obstante, para cualquier especie acuática cultivada de importancia comercial, existen factores fisicoquímicos de mantenimiento de interés como salinidad, temperatura, entre otros, así como también el tipo de alimento y su disposición (calidad y cantidad), mismos que pueden alterar el desarrollo y supervivencia en los organismos acuáticos (3).

Aunque es preciso proponer nuevas alternativas efectivas para reducir los costos producción de alimento vivo y que puedan sustituir el uso de nauplios de *Artemia* (e.g. rotíferos) (13), también es importante determinar la influencia que tienen estas dietas sobre la supervivencia, así como en el desarrollo y el crecimiento de las larvas cultivadas.

Existen algunos estudios donde se analizó reemplazar los nauplios de *Artemia* por el rotífero *B. plicatilis* en larvas de camarón blanco (2,16). No obstante, no se ha explorado el uso del rotífero *B. rotundiformis* (tamaño menor a 200 µm) como alimento en larvas de *P. vannamei*, particularmente durante las etapas de zoea, que es cuando empiezan ingerir alimento exógeno y por lo tanto requieren de alimento acorde al tamaño de su boca. Más aún, hasta el momento se desconocen estudios del suministro de este

rotífero en comparación con los nauplios de *Artemia* (dieta tradicional) sobre el crecimiento y el desarrollo de las larvas del camarón blanco. Por lo tanto, en este trabajo se analizó el crecimiento, desarrollo y supervivencia de larvas de camarón blanco *P. vannamei* alimentadas con diferentes dietas vivas: microalgas, nauplios de *Artemia* y rotíferos.

## MATERIALES Y MÉTODOS

**Cultivo de microalgas, rotíferos y nauplios de *Artemia*.** La especie de microalga utilizada en este trabajo fue *Thalassiosira weissflogii* mientras que, en lo que respecta a las presas vivas se utilizó al rotífero *Brachionus rotundiformis* y a los nauplios de *Artemia franciscana*.

Los cultivos de *T. weissflogii* se realizaron en recipientes circulares de plástico transparente con volumen útil de 16 L y una capacidad máxima de 20 L (dimensiones: radio = 13.5 cm y altura = 35 cm). El agua de mar que se utilizó fue filtrada hasta a 1  $\mu\text{m}$  y desinfectada con 1 mL/L de hipoclorito de sodio comercial al 5% por al menos 24 h. La microalga se cultivó en medio f de Guillard, con aireación constante (filtrado a 10  $\mu\text{m}$ ), iluminación de 250-260  $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$ , salinidad de 35 ups, temperatura de 22 a 25°C, pH de 7.0-10.0 (9). La densidad de los cultivos se determinó mediante conteos directos al microscopio con la ayuda de una cámara de Neubauer de 0.1 mm de profundidad (Optik Labor).

Los rotíferos se cultivaron de acuerdo a un estudio previo (13); estos se realizaron en recipientes circulares de plástico transparentes con un volumen útil de 12 L y una capacidad máxima de 17 L (dimensiones: radio = 13.5 cm y altura = 30 cm) de agua de mar filtrada hasta 1  $\mu\text{m}$ , con aire filtrado a 10  $\mu\text{m}$  (superior a 4 mg/L), salinidad de 34-36 ups, temperatura de 28 $\pm$ 1.5°C mantenida con calentadores termoregulados (FINNEX, HMO-50) y sin iluminación para evitar incrementos en el pH a 8.0 $\pm$ 1.0 ocasionados por la actividad fotosintética de la microalga que se utilizó como alimento (2.50 $\pm$ 0.29 $\times$ 10<sup>5</sup> células/mL). Este alimento fue suministrado en tres raciones diarias, con un volumen total aproximado de 3 L, con lo cual, se remplazaba el volumen cosechado (25%) de los contenedores de los rotíferos usados para alimentar a las larvas de camarón durante la experimentación. Bajo estas condiciones se cosecharon diariamente una biomasa de 154.35 $\pm$ 10.46 rotíferos/mL, la cual fue estimada mediante conteos directos en

estereoscopio con la ayuda de una cámara de recuento Sedgwick-Rafter de 1 mL de capacidad.

Para la obtención de los nauplios de *Artemia*, primeramente, los quistes fueron hidratados con agua durante 30 min y luego descapsulados usando hipoclorito de sodio. Una vez descapsulados, los quistes se transfirieron a recipientes cónicos de paredes transparentes con un volumen útil de 15 L de agua de mar (35 ups) para su eclosión. El agua de mar fue filtrada hasta 1  $\mu\text{m}$ , y la temperatura se mantuvo a 28°C mediante el uso de un calentador y un termorregulador (FINNEX, HMO-50). Además, se mantuvo con burbujeo intenso desde el fondo el recipiente, con la finalidad de mantener suspendidos los quistes (17). Al cabo de 18 h de incubación de los quistes; los nauplios fueron cosechados e inmediatamente se inactivaron con agua dulce a 60°C, y finalmente fueron conservados -20°C para su posterior utilización como alimento, el cual tuvo un tiempo no mayor a 72 h (3).

### Obtención de organismos experimentales.

Las larvas de camarón *P. vannamei* usadas en el presente estudio correspondieron a un mismo lote que se encontraba en la fase de nauplio IV. Estas larvas fueron donadas por el laboratorio de producción comercial "FITMAR" ubicado en el sur de Sinaloa, México (22°54'28"N y 106°05'44"W), por lo que las larvas tuvieron que ser transportadas hasta las instalaciones experimentales de la Facultad de Ciencias del Mar en Mazatlán, Sinaloa, México. El transporte tuvo una duración aproximada de 2 h, y se realizó en bolsas de plástico transparentes y llenadas con agua de mar a saturación de oxígeno y a temperatura de 28-29°C. Una vez en las instalaciones experimentales, las larvas se transfirieron a un tanque de plástico de 450 L, el cual fue llenado con agua de mar (35 ups) filtrada hasta 1  $\mu\text{m}$  a una temperatura de 30°C y aireación constante.

**Diseño experimental.** El experimento comenzó cuando el 100% de las larvas alcanzaron la etapa de nauplio V. Se evaluó el efecto de tres dietas: una tradicional (*Thalassiosira weissflogii* y nauplios de *Artemia*) y dos no tradicionales (microalgas y rotífero *B. rotundiformis*). Las dietas A y B consistieron en suministrar solo microalgas en la etapa de zoea, y posteriormente para mysis con una combinación de microalgas y nauplios de *Artemia* (dieta tradicional: A) y microalgas y rotíferos (dieta no tradicional B) de acuerdo con las cantidades señaladas en un estudio previo (3), mientras que la dieta

no tradicional (C), consistió en el suministro combinado de microalgas y *B. rotundiformis* desde de zoea I. Cabe señalar que las dietas empleadas fueron diseñadas en base a los pesos orgánicos tanto de la microalga como de los nauplios de *Artemia* y de los rotíferos (Tabla 1). Los experimentos culminaron cuando los tratamientos (dietas) registraron más del 50% de los camarones en el estadio de PL1. Cada tratamiento (dieta) constó de 16 réplicas, con un total de 48 unidades experimentales (acuarios). Para esto se utilizaron recipientes circulares de plástico con paredes transparentes (dimensiones: radio = 13.5 cm y altura = 30 cm) con un volumen útil de 12 L de agua de mar y aireación constante, ambos filtrados hasta 1  $\mu$ m. La salinidad en los cultivos fue de 35 ups. La densidad inicial fue de 200 larvas/L. Las larvas en cada unidad experimental fueron alimentadas con tres dietas en una ración diaria. La temperatura se mantuvo a 30°C mediante un calentador y un termorregulador (FINNEX, HMO-50).

**Tabla 1.** Dietas usadas para la alimentación de las larvas de *P. vannamei*: microalgas y nauplios de *Artemia* a partir de mysis (A), microalgas y rotíferos (B), microalgas y rotíferos desde zoea I a mysis III (C), y valores promedio (desviación estándar) de peso orgánico PO de los organismos utilizados como alimentos en las dietas.

Estadio	Microalgas	A	B	C
	Células/ mL	Nauplios/ larva	Rotíferos/ larva	Rotíferos/ larva
Zoea I	10000			10
Zoea II	12000			30
Zoea III	15000			90
Mysis I	5000	30	270	270
Mysis II	5000	40	360	360
Mysis III	5000	50	450	450
		PO		
		(pg/célula)	( $\mu$ g/ organismo)	
	Microalga	274.26 (33.39)		
	Rotífero		0.32 (0.58)	
	Nauplio		2.85 (0.68)	

Todos los días y antes de cada suministro de alimento de las dietas, se realizó un recambio de agua en los tratamientos del 30%, así como la eliminación de los biodepositos (heces y alimento sobrante) en las unidades experimentales mediante el sifoneo del fondo. Posteriormente,

se ajustó el volumen de los tratamientos a 12 L, haciendo la reposición con agua de mar filtrada hasta 1  $\mu$ m y ambientada a la misma temperatura de los cultivos.

La supervivencia (S) de las larvas en los tratamientos se evaluó cada 24 horas, mediante conteos de los organismos vivos en muestras de 500 mL. El cálculo de los organismos supervivientes mediante la ecuación:  $S = (N_f/N_i) \times 100$ . En donde, S indica el porcentaje de la supervivencia,  $N_f$  representa la cantidad de larvas restantes y  $N_i$  es el número inicial de organismos (15).

Adicionalmente, cada 24 horas se evaluó el índice de desarrollo (ID), con muestras de 25-30 larvas de cada tratamiento que se revisaron *in vivo* en un estereoscopio (LEICA, ZOOM-2000) para determinar la etapa del desarrollo, posteriormente las larvas se regresaron a los tratamientos correspondientes para reducir la mortandad por muestreo. El ID se calculó con la ecuación:  $ID = (\sum n_i) / N$ , donde  $i$  es el valor asignado a cada fase de desarrollo larval (nauplio V=0; zoea I-III : 1-3; mysis I-III : 4-6; PL1=7),  $n_i$  es la cantidad de larvas de la etapa  $i$ , y N es el cantidad total de organismos analizados en la muestra (3).

Para determinar el efecto de las dietas sobre el crecimiento de los organismos, primeramente, se tomaron dos muestras de las larvas en la etapa de nauplio V: una de 15 y otra de 1000 individuos para medir la longitud total (LT) y el peso orgánico (PO) inicial, respectivamente. Asimismo, al término del experimento se tomaron muestras de 12-15 larvas de cada tratamiento para evaluar la LT final. Las mediciones de LT se realizaron de acuerdo a las recomendaciones (6,7). En relación al PO final, se seleccionaron de manera aleatoria 400 organismos de cada tratamiento y fueron concentrados en filtros de fibra de vidrio Whatman GF-C de 25 mm de diámetro. Los valores iniciales de LT y PO en los nauplios V fueron de  $0.92 \pm 0.01$  mm y de  $4.46 \pm 0.48$   $\mu$ g/larva, respectivamente. Adicionalmente, se estimó el PO individual de las microalgas, los rotíferos y de los nauplios de *Artemia* de acuerdo a estudios previos (2,18); para esto, se concentraron por separado en filtros de fibra de vidrio Whatman GF-C de 47 mm (microalga) y de 25 mm (resto de los organismos).

**Análisis estadístico.** Para verificar que los datos obtenidos en relación a la supervivencia (transformados a arcoseno), el índice de

desarrollo, la longitud y el peso de larvas tuvieran una distribución normal y que sus varianzas fueran homogéneas, se les practicó la prueba de normalidad (Lillieford) y de homoscedasticidad (Bartlett). Posteriormente, se aplicó un análisis de varianza de una vía (ANOVA). Cuando ANOVA mostró diferencias significativas se realizaron las pruebas de comparaciones múltiples de Tukey, para detectar dichas diferencias. En todos los casos se utilizó un nivel de significancia ( $\alpha$ ) de 0.05 (19).

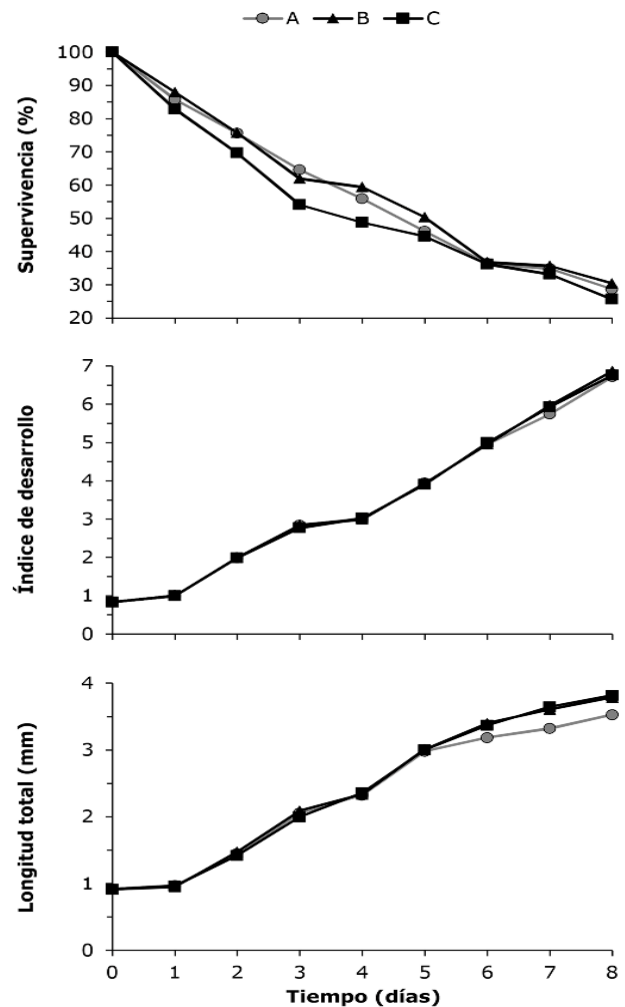
## RESULTADOS

Se obtuvieron las tasas de supervivencia de más del 25% con las dietas ensayadas. En general, los porcentajes de supervivencia de las larvas durante todo el período experimental fueron más altos cuando fueron alimentadas con microalgas en la etapa de zoea y complementadas con rotíferos o nauplios de *Artemia* a partir de mysis I (Figura 1). El mayor porcentaje de supervivencia al final del experimento se obtuvo con la dieta alternativa B (30.4%), seguido de la dieta tradicional A (28.5%) y posteriormente con la dieta C no tradicional (microalgas y rotíferos a partir de zoea I). Sin embargo, estas diferencias observadas no resultaron estadísticamente significativas ( $p > 0.05$ ) entre las dietas evaluadas, lo cual reveló que las supervivencias de las larvas de camarón blanco al final del experimento (PL1) no dependieron del alimento con el cual fueron alimentadas (Tabla 2).

**Tabla 2.** Valores finales promedio y (desviación estándar) de supervivencia, índice de desarrollo ID de larvas *Penaeus vannamei* alimentadas con microalgas y (A) nauplios de *Artemia* a partir de mysis I, (B) rotíferos, a partir de mysis I y (C) rotíferos a partir de zoea I.

Dieta	Supervivencia (%)	ID	Etapas larval
A	28.50 (10.78) <sup>a</sup>	6.71 (0.12) <sup>a</sup>	PL1
B	30.36 (10.04) <sup>a</sup>	6.86 (0.11) <sup>b</sup>	PL1
C	25.70 (11.14) <sup>a</sup>	6.76 (0.06) <sup>ab</sup>	PL1

Letras distintas indican diferencias significativas (ANOVA de una vía).



**Figura 1.** Supervivencia (%), índice de desarrollo (ID) y longitud total (LT en mm) promedio de las larvas de *P. vannamei*, alimentadas con microalgas y (A) *Artemia* a partir de mysis, (B) rotíferos, a partir de mysis I y (C) rotíferos a partir de zoea I. El símbolo (\*) indica diferencias estadísticas.

Los cambios morfológicos en el desarrollo de las larvas de nauplio V hasta PL1 fueron mejores con las dietas no tradicionales B y C (compuestas por rotíferos). En el octavo día, el tratamiento con la dieta B registró el valor más alto del ID (6.86), seguido de un ID de 6.76 con la dieta C. Aunque, el valor más bajo de ID se presentó con la dieta tradicional A con nauplios de *Artemia*. La comparación de la progresión del ID durante los días de cultivo con las diferentes dietas

tradicionales y no tradicionales se presentan en la figura 1. El aumento registrado en el ID durante los tres primeros días fue similar en todas las dietas evaluadas, sin embargo, a partir de los días cuatro y seis el incremento en el ID fue mayor con la dieta no tradicional C, seguido de la dieta tradicional A y la no tradicional B. Sin embargo, durante el periodo del día 7 hasta la terminación del experimento, el ID fue mayor en las dietas alternativas no tradicionales que en la dieta tradicional.

Los resultados de las pruebas estadísticas entre los tratamientos del ID, indicaron que en el octavo día de cultivo (PL1), se presentaron diferencias significativas entre las dietas A y B, aunque al compararlas con el tratamiento C (Tabla 2), no resultaron diferencias en el desarrollo larval ( $p > 0.05$ ). Con estos resultados de ID, se demuestra que *B. rotundiformis* como alimento a partir de mysis tiene mejores resultados que los nauplios de *Artemia* y además el uso anticipado en zoea presenta los mismos resultados que la dieta tradicional.

Al final del experimento, todos los tratamientos presentaron organismos en la etapa de PL1 y se encontró que el promedio obtenido del régimen tradicional (A) de alimentación para las larvas, resultó en una tasa diaria de incremento en longitud de 0.33 mm/día, lo que equivale a un total de  $3.53 \pm 0.21$  mm durante los ocho días de cultivo, valores que son alrededor del 7 y 8% inferior a los 0.36 mm/día que correspondieron a las dietas B y C ( $3.79 \pm 0.14$  y  $3.82 \pm 0.09$  mm, respectivamente), basadas ambas en rotíferos *B. rotundiformis*. El incremento en talla fue similar entre las dietas, aunque a partir del quinto día, el crecimiento se diferenció siendo menor en el tratamiento A, a diferencia del B y C (Figura 1).

Los resultados de las pruebas estadísticas con los valores promedios obtenidos para el octavo día (PL1), la LT en los organismos alimentados con microalgas y nauplios de *Artemia* (A) resultaron con diferencias significativas en las tallas de las larvas ( $p < 0.05$ ) entre los tratamientos que recibieron la alimentación B y C (Tabla 3). Con estos resultados de LT, al igual que el ID, se confirmó que el uso del *B. rotundiformis* como alimento para las larvas de *P. vannamei* registró mejores resultados que los nauplios de *Artemia*.

**Tabla 3.** Valores finales promedio (y desviación estándar) de longitud total LT, peso orgánico PO, tasa de crecimiento TC y etapa larval de *Penaeus vannamei* alimentadas con microalgas y (A) nauplios de *Artemia* a partir de mysis I, (B) rotíferos, a partir de mysis I y (C) rotíferos a partir de zoea I.

Dieta	LT	PO	TC	Etapa larval	
	(mm)	( $\mu\text{g}/$ organismo)	(mm/día) ( $\mu\text{g}/$ día)		
A	3.53(0.21) <sup>a</sup>	58.37(19.09) <sup>a</sup>	0.33	6.74	PL1
B	3.79(0.14) <sup>b</sup>	60.70(19.78) <sup>a</sup>	0.36	7.03	PL1
C	3.82(0.09) <sup>b</sup>	64.95(18.02) <sup>a</sup>	0.36	7.56	PL1

Letras distintas indican diferencias significativas (ANAVA de una vía).

Al igual que la supervivencia, los valores promedios de los pesos orgánicos finales de las larvas no fueron estadísticamente diferentes entre las dietas ( $p > 0.05$ ). No obstante, el valor más alto en peso (64.95  $\mu\text{g}$ ) y la mayor tasa de crecimiento (7.56  $\mu\text{g}/$ día) se presentaron en los organismos cultivados con *B. rotundiformis* a partir de zoea I con la dieta C (Tabla 3).

## DISCUSIÓN

A pesar de los posibles intentos de sustituir el alimento vivo por una dieta inerte igualmente efectiva, conveniente y confiable, en la actualidad, las microalgas y micro-invertebrados no dejan de tener un rol crucial e importante en la supervivencia y metamorfosis cuando se han utilizado como fuente de alimento en las primeras etapas larvarias de los camarones peneidos (4). Mismo que puede influir dependiendo del tipo y tamaño del alimento seleccionado de manera positiva o negativa en el campo de crecimiento de los organismos en cultivo (20). Esto coincidió con el presente estudio debido a que las larvas zoea y mysis utilizaron adecuadamente los rotíferos proporcionados en las dietas B y C. Además, el uso de rotíferos y otros organismos zoo-planctónicos en cantidades considerables, resultan beneficiosos para la producción de larvas de peces y camarones no solamente en el crecimiento sino en la supervivencia, tanto en condiciones de laboratorio como en granjas comerciales (11,14,15).

Además, al suministrar *B. rotundiformis* a las larvas de camarón blanco, se encontró que puede ser utilizado como alimento vivo en una fase anticipada (zoea I) a la que no habían reportado otros autores (zoea III y Mysis I) para *P. vannamei*, cuando utilizaron con fines de alimentación a los nauplios de *Artemia* y al rotífero *B. plicatilis* como presas de mayor tamaño comparados con las tallas de *B. rotundiformis* (2,16).

En este estudio las dietas alternativas o no tradicionales (B y C) fueron tan eficientes como la dieta tradicional (A) en cuanto a la supervivencia, sin embargo, en el índice de desarrollo y el crecimiento de las larvas, los mejores resultados se obtuvieron con la dieta B. Esto pudo deberse a que, a pesar de que la composición orgánica de las dietas fue equivalente, la composición proximal fue distinta entre las dietas. En este sentido se ha registrado que los nauplios de *Artemia* presentan un 58.20% de proteínas, 19.27% de lípidos y 3.69% de carbohidratos, mientras que el rotífero *B. rotundiformis* presenta de 45.73-61.37% de proteínas, 21.04-24.12% de lípidos y 10.36-22.72 % de carbohidratos (21,22).

A pesar de que las supervivencias fueron bajas probablemente como una consecuencia de los recambios diarios de agua a los cuales fueron sometidas las larvas, los resultados difieren con lo reportado anteriormente por otros autores (23,24,25), donde los nauplios de *Artemia* se mencionan como la alternativa principal y el mejor alimento vivo para el éxito del crecimiento y la supervivencia en larvas de los peneidos. No obstante, estudios realizados sobre *P. vannamei* (15,16), mostraron que otros micro-invertebrados como los rotíferos pueden ser mejores alternativas que la *Artemia* para incrementar la supervivencia y el desarrollo de las larvas de camarón. Aunque el efecto del alimento no fue diferente en la supervivencia en las tres dietas ensayadas para el presente estudio, se sabe que influye en el tiempo que tardan los peneidos en pasar a cada etapa larval y el crecimiento del camarón.

Los resultados del presente estudio muestran que, las dietas a base de rotíferos *B. rotundiformis* que se utilizaron para verificar la eficiencia de las dietas alternativas no tradicionales (B y C) comparadas con los nauplios de *Artemia* (A) presentaron los mejores resultados en el índice de desarrollo. Los hechos indican que, durante el cultivo de las fases de zoea de esta especie no se alimentan exclusivamente de fitoplancton

(microalgas) como alimento vivo sino, además de otros organismos zoo-planctónicos que estén acuerdo al tamaño de su boca y al desarrollo de otras estructuras especializadas en la alimentación (26,27). Un estudio realizado con larvas de *P. vannamei* (16), encontró que el índice de desarrollo disminuye al alimentarlas con nauplios de *Artemia* en comparación cuando se utilizó *B. plicatilis* como alimento. Lo anterior, podría ser atribuido a los diversos componentes nutricionales en las dietas, los cuales son necesarios para alcanzar dichos estadios de acuerdo a sus cambios en los hábitos alimenticios durante su desarrollo larval (2).

Algunos investigadores también han señalado que la alimentación presenta una influencia significativa sobre la longitud durante las primeras etapas de vida de *P. vannamei* (26,28) y en la biomasa de juveniles de la misma especie (15,25). La incidencia de los alimentos y las dietas en el crecimiento de las primeras etapas de vida esta especie de camarón le confieren un rol importante en el factor alimentación, el cual no puede obviarse al momento de cultivar organismos acuáticos (27). En el presente estudio (8 días), el mayor crecimiento se encontró con las dietas alternativas a base rotíferos, puesto que la longitud y el peso fueron considerablemente menores con los nauplios de *Artemia* en las dietas ensayadas. Otro informe revela que es mejor el crecimiento tanto en longitud y peso de larvas (mysis I) y postlarvas (1 y 6) de *P. vannamei* al alimentarlas con dietas (a base de nematodos) diferentes a los nauplios de *Artemia* (24), lo cual corrobora la influencia que tiene el factor de la alimentación y el tipo de alimento sobre el crecimiento, el desarrollo y la supervivencia de las larvas del camarón blanco, así como de otros organismos marinos.

Por todo lo anterior, es necesario continuar con los estudios sobre: la búsqueda y la utilización de nuevos organismos como fuentes de alimento, entre ellos, otras especies de rotíferos y su cantidad más apropiada para alimentar a las larvas de camarón, lo cual dé como resultados un mejor crecimiento, supervivencia y desarrollo al ser suministrado por lo menos en una etapa adelantada a zoea III, como lo sugiere un estudio donde se utilizó *B. plicatilis* para alimentar larvas de camarón (16). Además, en los últimos años se han desarrollado nuevas técnicas para la producción masiva de rotíferos (13,14,29), su fácil captura y digestión permiten un mejor aprovechamiento por las larvas zoeas y mysis de camarones peneidos y otras larvas de peces.

En conclusión, se determinó que las larvas de camarón alimentadas con rotíferos en las dietas no tradicionales (B y C) registraron un desempeño similar que la dieta tradicional a base de nauplios de *Artemia* (A) con ventajas en el desarrollo y crecimiento, lo cual sugiere la implementación de nuevas alternativas de alimentación a base de rotíferos *B. rotundiformis* en el cultivo para las empresas comerciales productoras de larvas de camarón *P. vannamei*.

### Conflicto de intereses

Los autores de este artículo declaramos no tener conflicto de intereses.

### Agradecimientos

A los proyectos PROFAPI (2014-125 y 2015-172) por los recursos otorgados. Al personal del Cuerpo Académico Consolidado UAS-CA-162 como del Laboratorio de Producción de Postlarvas FITMAR y Rogelio Ernesto Maytorena Ramírez por los recursos otorgados de la tecnología de información.

## REFERENCIAS

1. Arzola GJ, Piña VP, Nieves SM, Medina JM. Supervivencia de postlarvas de camarón blanco *Litopenaeus vannamei* a diferentes salinidades y temperaturas. Rev MVZ Cordoba. 2013; 18(Supl):3618-3625. <https://doi.org/10.21897/rmvz.127>
2. Medina-Jasso M, Arzola-González JF, Piña-Valdez P, Nieves-Soto M. Effect of the diet traditional and non-traditional on the respiration and excretion in larvae of white shrimp *Litopenaeus vannamei*. Rev MVZ Cordoba. 2015; 20(Supl):4917-4928. <https://doi.org/10.21897/rmvz.7>
3. Bermudes-Lizárraga J, Nieves-Soto M, Medina-Jasso A, Piña-Valdez P. Efecto de temperatura y salinidad sobre la supervivencia y desarrollo larval de *Litopenaeus vannamei*. Rev MVZ Cordoba. 2017; 22(2):5844-5853. <https://doi.org/10.21897/rmvz.1022>
4. Gallardo P, Martínez G, Palomino G, Paredes A, Gaxiola G, Cuzon G, et al Replacement of *Artemia franciscana* nauplii by microencapsulated diets: effect on development, digestive enzymes, and body composition of white shrimp, *Litopenaeus vannamei*, larvae. J World Aquac Soc. 2013; 44(2):187-197. <https://doi.org/10.1111/jwas.12031>
5. Varela-Mejias A, Varela-Moraga T. La camaronicultura como fuente sustentable de alimentos de origen animal. Logros, retos y oportunidades. Eco Des Sos. 2019; 1(1):1-12. <https://revistas.ulatina.ac.cr/index.php/ecologia/article/view/306>
6. Jamali H, Ahmadifard N, Abdollahi D. Evaluation of growth, survival and body composition of larval white shrimp (*Litopenaeus vannamei*) fed the combination of three types of algae. Int Aquat Res. 2015; 7:115-122. <https://doi.org/10.1007/s40071-015-0095-9>
7. Bermudes-Lizárraga JF, Nieves-Soto M, Medina-Jasso MA, Román-Reyes JC, Flores-Campaña LM, Ortega-Salas AA, et al Efecto de la temperatura y salinidad en el crecimiento larval de *Litopenaeus vannamei*. Rev Biol Mar Oceanogr. 2017; 52(3):611-615. <http://dx.doi.org/10.4067/S0718-19572017000300016>
8. López-Elías JA, Nevárez-Pineli ML, Aguirre-Hinojoza E, Martínez-Córdova LR, Valdez-Holguin JE. Estudio económico de laboratorios de producción de larvas de *Litopenaeus vannamei* (camarón blanco). Biotecnia 2013; 15(1):19-24. <https://biotecnia.unison.mx/index.php/biotecnia/article/view/131>



9. García N, López-Eliás JA, Miranda A, Martínez-Porchas M, Huerta N, García A. Effect of salinity on growth and chemical composition of the diatom *Thalassiosira weissflogii* at three culture phases. *Lat Am J Aquat Res* 2012; 40(2):435-440. <https://doi.org/10.3856/vol40-issu2-fulltext-18>
10. Ruíz-Guzmán JA, Jiménez-Velásquez CA, Gomes-Romero C, Prieto-Guevara MJ. Experimental culture of *Cyclopina* sp with different microalgae's species. *Rev Colomb Cienc Pecu.* 2012; 25(1):97-105. <https://www.proquest.com/docview/1247121829>
11. Jeyaraj N, Santhanam P. Influence of algal diet on population density, egg production and hatching succession of the calanoid copepod, *Paracalanus parvus* (Claus, 1863). *J Algal Biomass Utiln.* 2013; 4(1):1-8. <http://storage.unitedwebnetwork.com/files/521/2824198906703a2f941bf82d0396f1c0.pdf>
12. Rojo-Cebreros AH, Román-Reyes JC, Rodríguez-Montes de Oca GA, Nieves-Soto M, Piña-Valdez P, Medina-Jasso MA. Balance energético del rotífero *Brachionus rotundiformis* Tschugunoff 1921, alimentado con cuatro especies de microalgas. *Univ Cienc.* 2012; 28(3):231-244. <https://doi.org/10.19136/era.a28n3.12>
13. Román-Reyes JC, Castañeda-Rodríguez DO, Castillo-Ureta H, Bojórquez-Domínguez R, Rodríguez-Montes de Oca GA. Dinámica poblacional del rotífero *Brachionus ibericus* aislado de estanques para camarón, alimentado con diferentes dietas. *Lat Am J Aquat Res* 2014; 42(5):1159-1168. <http://doi.org/10.3856/vol42-issue5-fulltext-19>
14. Arreguin-Rebolledo U, Sarma N, Rodríguez-Montes de Oca GA, Monroy-Dosta MC, Tello-Ballinas JA, Sarma SSS, Román-Reyes JC. The potential use of the euryhaline rotifer *Proales similis* for larval rearing of the freshwater pike silverside *Chirostoma estor estor*. *Aquacult* 2021; 534:1-8. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2020.736246>
15. Ruiz-Toquica JS, Becerra-Real LM, Villamil-Díaz LM. Evaluación del efecto de *Bacillus firmus* C101 en el crecimiento de poslarvas de *Litopenaeus vannamei* Boone (camarón blanco) y *Brachionus plicatilis* s.s. Müller (rotífero). *Bol Invest Mar Cost* 2020; 49(1):63-80. <https://doi.org/10.25268/bimc.invemar.2020.49.1.774>
16. Piña P, Nieves M, Voltolina D, Chavira-Ortega C. Crecimiento, desarrollo y supervivencia de mysis de *Litopenaeus vannamei* alimentadas con nauplios de *Artemia* y con el rotífero *Brachionus plicatilis*. *Rev Invest Mar* 2004; 25(3):245-251.
17. Nieves-Soto M, Lozano-Huerta R, López-Peraza DJ, Medina-Jasso MA, Hurtado-Oliva MA, Bermudes-Lizárraga JF. Effect of the enrichment time with the tuna orbital oil emulsion on the fatty acids profile of juveniles of *Artemia franciscana*. *Aquac Fish* 2021; 6(1):69-74. <https://doi.org/10.1016/j.aaf.2020.03.008>
18. Piña-Valdez P, Arzola-González JF, Nieves-Soto M, Medina-Jasso M. Efecto combinado de temperatura y salinidad en el consumo de oxígeno en postlarvas de camarón blanco *Litopenaeus vannamei*. *Bol Inst Pesca* 2015; 41(1):89-101. [https://intranet.institutodepesca.org/41\\_1\\_89-101.pdf](https://intranet.institutodepesca.org/41_1_89-101.pdf)
19. Zar JH. *Biostatistical analysis*. Upper Saddle River, USA: Prentice-Hall Inc; 2010.
20. Coelho RTI, Yasumaru FA, Passos MJACR, Gomes V, Lemos D. Energy budgets for juvenile Pacific whiteleg shrimp *Litopenaeus vannamei* fed different diets. *Braz J Oceanogr* 2019; 67:1-8. <http://dx.doi.org/10.1590/S1679-87592019024306701>
21. Rodríguez Canché LG, Maldonado-Montiel TDNJ, Carrillo-Navarro LA. Calidad biológica y bioquímica de la población de *Artemia* (Anostraca: Artemiidae) localizada en las salinas de Real de Salinas, Calkiní, Campeche, México. *Rev Biol Trop* 2006; 54(4):1283-1293. <https://doi.org/10.15517/rbt.v54i4.3104>

22. Campaña-Torres A, Martínez-Córdova LR, Martínez-Porchas M, López-Elías JA, Porchas-Cornejo MA. Productive response of *Nannochloropsis oculata*, cultured in different media and their efficiency as food for the rotifer *Brachionus rotundiformis*. J Exp Bot 2012; 81:45-50. <http://www.revistaphyton.fund-romuloraggio.org.ar/vol81/6-CAMPANA-TORRES.pdf>
23. Gelabert R, Brito R, Gaxiola G, Castro T, Rosas C. Efecto de nauplios de "*Artemia franciscana*" enriquecidos sobre el crecimiento, supervivencia y resistencia al estrés de postlarvas (PL5-PL40) de "*Litopenaeus vannamei*" (Boone, 1931). Univ Cienc 2008; 24(1):29-39. <http://dx.doi.org/10.19136/era.a24n1.277>
24. Seychelles LH, Happe S, Palacios E, Ludwig M, Hollmer S, Ehlers RU, et al Successful rearing of whiteleg shrimp *Litopenaeus vannamei* larvae fed a desiccation-tolerant nematode to replace *Artemia*. Aquac Nutr 2018; 24:903-910. <https://doi.org/10.1111/anu.12626>
25. Ordóñez-Mejía CA, Galarza-Mora WG, Quizhpe-Cordero P, Quijije-López LJ. Efecto de la combinación de alimento artificial y biomasa de *Artemia sp* en cría intensiva de postlarvas de *Litopenaeus vannamei*. Dom Cien 2021; 7(2):1167-1189. <https://dominiodelasciencias.com/ojs/index.php/es/article/view/1854>
26. Cobo ML, Wouters R, Wille M, Sonnenholzner S, Sorgeloos P. Evaluation of frozen umbrella-stage *Artemia* as first animal live food for *Litopenaeus vannamei* (Boone) larvae. Aquac Res 2015; 46:2166-2173. <https://doi.org/10.1111/are.12372>
27. Martínez-Córdova LF, Martínez-Porchas M, López-Elías JA, Enríquez-Ocaña LF. Uso de microorganismos en el cultivo de crustáceos. Biotecnia 2014; 16(3):50-55. <https://biotecnia.unison.mx/index.php/biotecnia/article/view/141>
28. Rodríguez EO, López-Elías JA, Aguirre-Hinojosa E, Garza-Aguirre MDC, Constantino-Franco F, Miranda-Baeza A, et al Evaluation of the nutritional quality of *Chaetoceros muelleri* schutt (Chaetocerotales: Chaetocerotaceae) and *Isochrysis sp.* (Isochrysidales: Isochrysidaceae) grown outdoors for the larval development of *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) (Decapoda: Penaeidae). Arch Biol Sci 2012; 64(3):963-970. <https://doi.org/10.2298/ABS1203963R>
29. Yoshimatsu T, Hossain MA. Recent advances in the high-density rotifer culture in Japan. Aquacult Int 2014; 22:1587-1603. <https://doi.org/10.1007/s10499-014-9767-5>