

Producción de alimento vivo en acuicultura



UNIVERSIDAD JUÁREZ
AUTÓNOMA DE TABASCO

“ESTUDIO EN LA DUDA. ACCIÓN EN LA FE”

Universidad Juárez Autónoma de Tabasco

Guillermo Narváez Osorio

Rector

Producción de alimento vivo en acuicultura

*Wilfrido Miguel Contreras Sánchez
Leonardo Cruz Rosado
Ulises Hernández Vidal
María de Jesús Contreras García
Alejandro Mcdonal Vera*

INDICE

Agradecimientos	7
Introducción	8
Fitoplancton como alimento vivo	10
Mantenimiento de cepas de fitoplancton	13
Requerimientos ambientales para el cultivo de fitoplancton	17
Desarrollo del cultivo de fitoplancton	19
Conteo de fitoplancton	22
Rotíferos como alimento vivo	24

Mantenimiento de cepas de rotíferos	25
Requerimientos ambientales para el cultivo de rotíferos	25
Alimentación de rotíferos con pasta algal, levadura y microalga viva	26
Producción masiva y rápida de rotíferos	29
Enriquecimiento de rotíferos	30
Conteo de rotíferos	32
Cultivo de <i>Artemia</i>	35
Importancia del cultivo de <i>Artemia</i> en acuicultura	37
Desarrollo larval de <i>Artemia</i>	38
Descapsulación, incubación y eclosión de quistes de <i>Artemia</i>	39

Quietes de <i>Artemia</i>	41
Enriquecimiento de <i>Artemia</i>	44
Cuantificación de nauplios de <i>Artemia</i>	45
Galería fotográfica de rotíferos	47
Galería de Producción masiva de fitoplancton	48
Referencias	49



Agradecimientos

Este trabajo es resultado de los esfuerzos compartidos de la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco y el Aqua Fish Collaborative Research Support Program (CRSP) financiado en parte por CA/LWA No. EPP-A-00-06-0012-00. Las opiniones expresadas aquí pertenecen a los autores y no necesariamente reflejan el punto de vista de AQUAFISH-CRSP o la Agencia de los Estados Unidos de América para el Desarrollo Internacional. Agradecemos de manera puntual al MC. Adolfo Sánchez Zamora (laboratorio de cultivo de peces marinos), a la MC. Iveth Gabriela Palomino Albarrán y a la Técnico Auxiliar Patricia M. Balam Uc (laboratorio de alimento vivo) de la Unidad Académica Sisal de la UNAM, por la capacitación en manejo y producción de alimento vivo y la donación de cepas de microalgas y rotíferos.



Introducción

El término plancton, del griego planktos (πλαγκτός): errante, comprende aquellos organismos cuya capacidad de movimiento es nula o baja, de manera que su distribución horizontal está determinada por los desplazamientos de las aguas en las que habitan y no por su propia motilidad; es decir, están a merced de las corrientes (Boltovskoy, 1981).

Los organismos planctónicos son la base de la cadena alimenticia en los cuerpos de agua marinos y continentales, el primer grupo está formado por las algas, considerados productores primarios por ser organismos fotosintéticos; y el segundo por organismos zooplanctónicos, que se alimentan de ellas y corresponden a los consumidores primarios.

El uso de estos organismos como alimento vivo es una práctica común en la acuicultura, un ejemplo es el uso de copépodos, que son de talla pequeña, poseen un alto valor nutricional y alta digestibilidad. Sus patrones de movimiento provocan una fuerte respuesta a la alimentación en larvas de peces carnívoros por el simple hecho de que son parte del alimento del pez en su medio silvestre (Schipp, 2006; Puello *et al.*, 2008). Además se ha demostrado que organismos cultivados en conjunto con diferentes especies de microalgas, rotíferos, copépodos y otros microorganismos en sistemas denominados mesocosmos son una de las fuentes de alimento vivo más importantes para la acuicultura marina, pues incrementan la supervivencia y la calidad de las larvas que los consumen (Prieto *et al.*, 2006). Berasain *et al.* (2006) enfatizan la importancia del uso de copépodos, cladóceros y rotíferos en las primeras etapas larvarias de peces; mencionando que son clave para su nutrición.

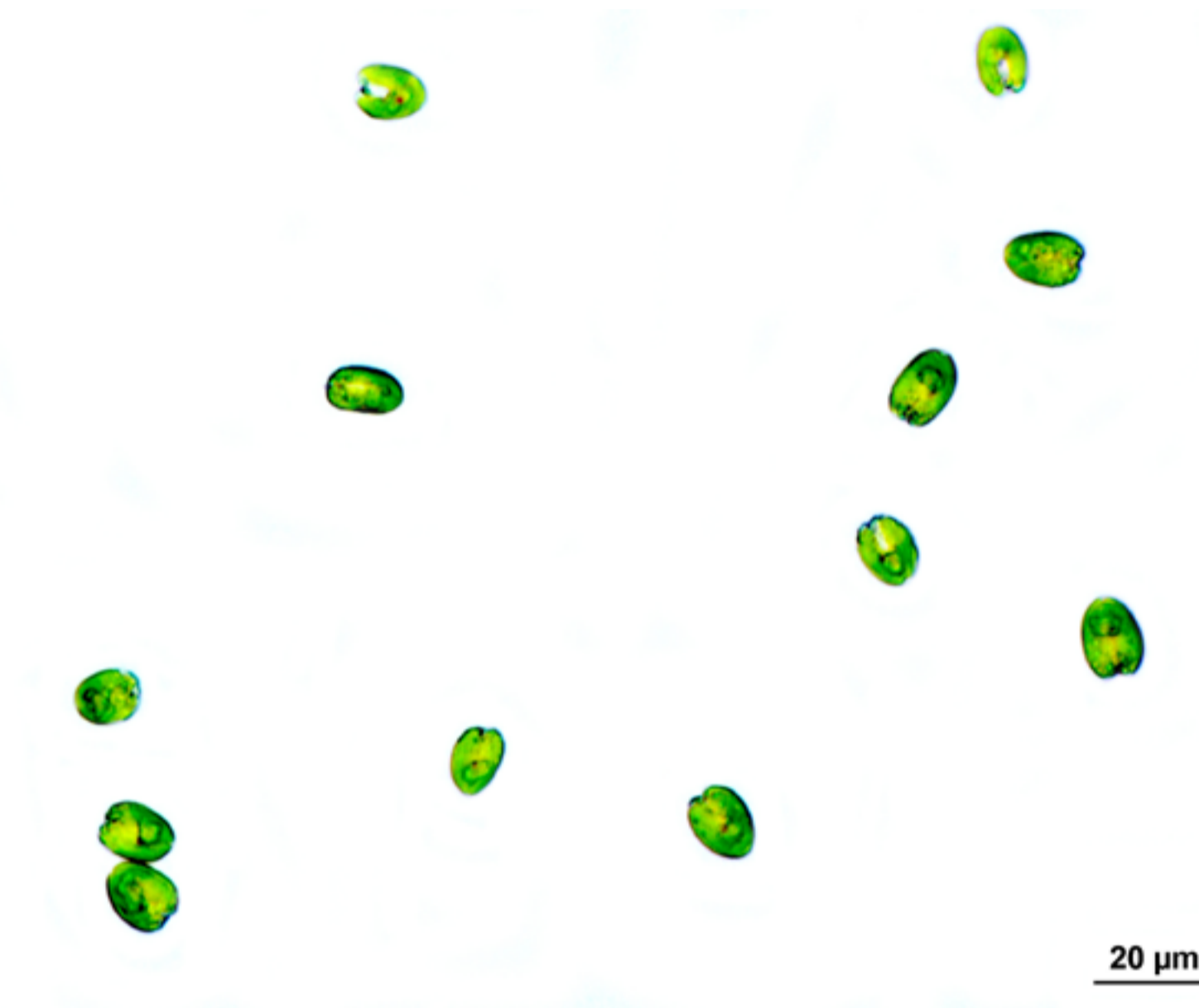


La producción de alimento vivo en la en la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco (UJAT) se lleva a cabo en el Cepario del Laboratorio de Acuicultura Tropical de la División Académica de Ciencias Biológicas (LAT-DACBiol) que se encuentra ubicada en la Carretera Villahermosa-Cárdenas Km. 0.5 S/N, Villahermosa, Tabasco. Si bien, el enfoque de la producción se basa principalmente en el cultivo de organismos marinos: microalgas, rotíferos y *Artemia* para la fase larval de peces marinos, también se trabaja con algas, rotíferos y cladóceros de agua dulce para alimentar larvas de peces de aguas interiores. Por la relevancia de nuestras actividades, este libro se centra en organismos marinos empleados en la alimentación de larvas de robalos y pargos del Golfo de México.

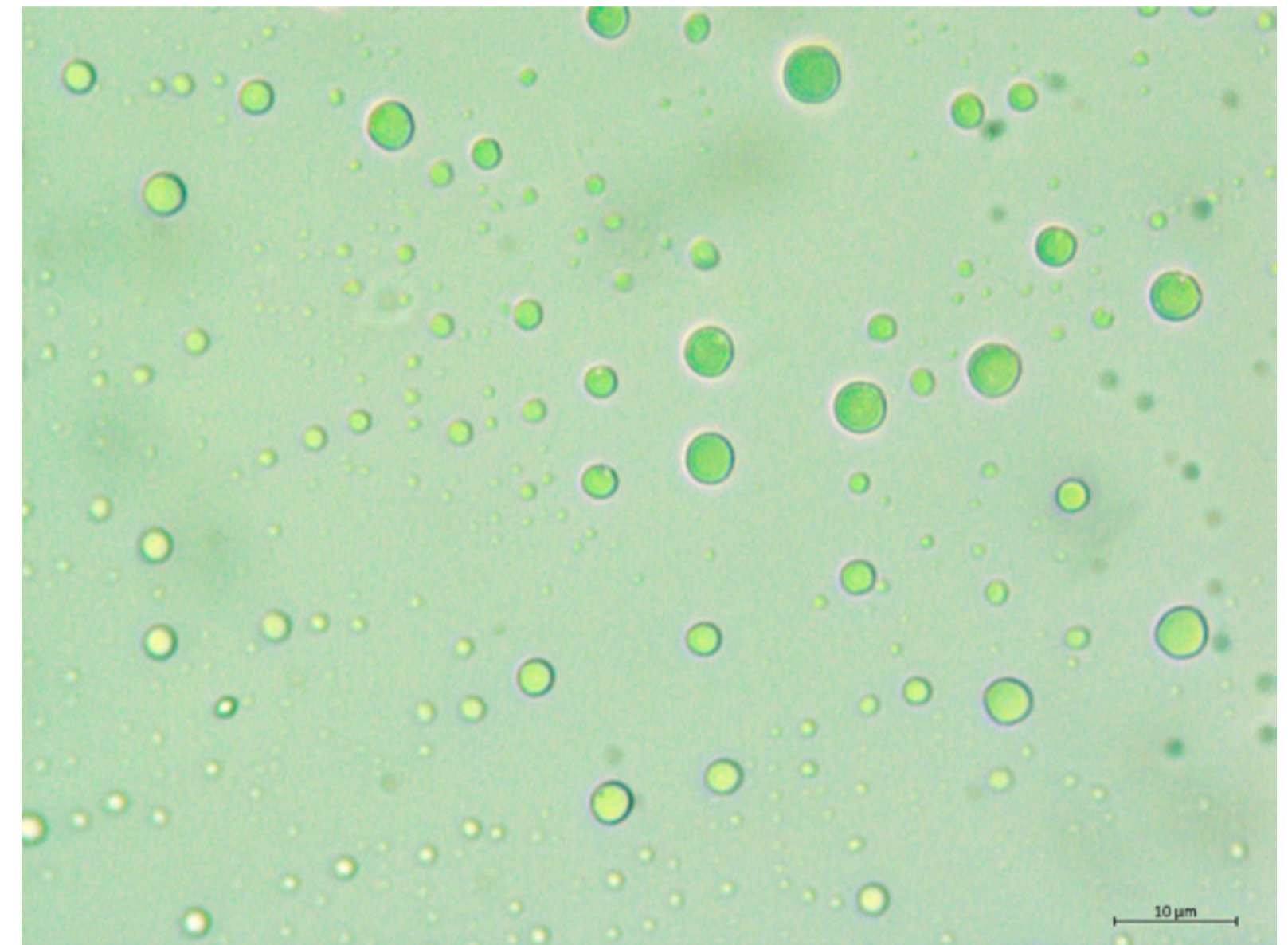


Fitoplancton como alimento vivo

El fitoplancton está constituido por algas microscópicas, organismos que se cultivan para alimentar al zooplancton, o a las larvas de peces. El zooplancton a su vez, se emplea también como alimento para los peces. Las microalgas constituyen la base de la alimentación usada durante los primeros estadios de desarrollo en la acuicultura en general, y reúnen una serie de características bioquímicas y nutritivas que justifican su cultivo (Trinidad *et al.*, 2012). Estas especies aportan un alto contenido de aminoácidos y ácidos grasos a los peces y ofrecen facilidades de manejo en sistemas de cultivo en laboratorio. En acuicultura destaca el uso de microalgas de la división *Chlorophyta* como son *Tetraselmis chuii* y *Tetraselmis suecica* (Fotografía 1). De la división *Chromophyta* se cultiva *Isochrysis galbana* y por último las algas pertenecientes a las *Bacillariophytas*, también conocidas como diatomeas como son *Chaetoceros calcitrans*, *Chaetoceros muelleri* y *Nitzschia closterium*.



a) *Tetraselmis* spp.



b) *Nannochloropsis oculata*.

Fotografía 1. Algunas de las especies de microalgas cultivadas en acuicultura.



Muchos factores contribuyen al desarrollo óptimo de los cultivos de microalgas, aunque los más relevantes son la aireación constante, la disponibilidad de luz, la temperatura, el pH, la salinidad y los nutrientes. En cultivos masivos, la aireación es muy importante para mantener a las microalgas en suspensión, evitándose la sedimentación. También contribuye a la homogenización de los nutrientes disponibles para las microalgas. La penetración de la luz en los tanques de cultivo es esencial para obtener la energía requerida por las algas mediante el proceso de fotosíntesis. La temperatura es otro factor limitante pues regula la velocidad a la que se llevan a cabo los procesos biosintéticos. Es importante conocer el rango óptimo de temperatura para las especies a cultivar, y así optimizar la producción. Para muchas especies de diatomeas, la temperatura óptima oscila entre los 15 y 20 °C; pocas especies de esta familia crecen a más de 28 °C.

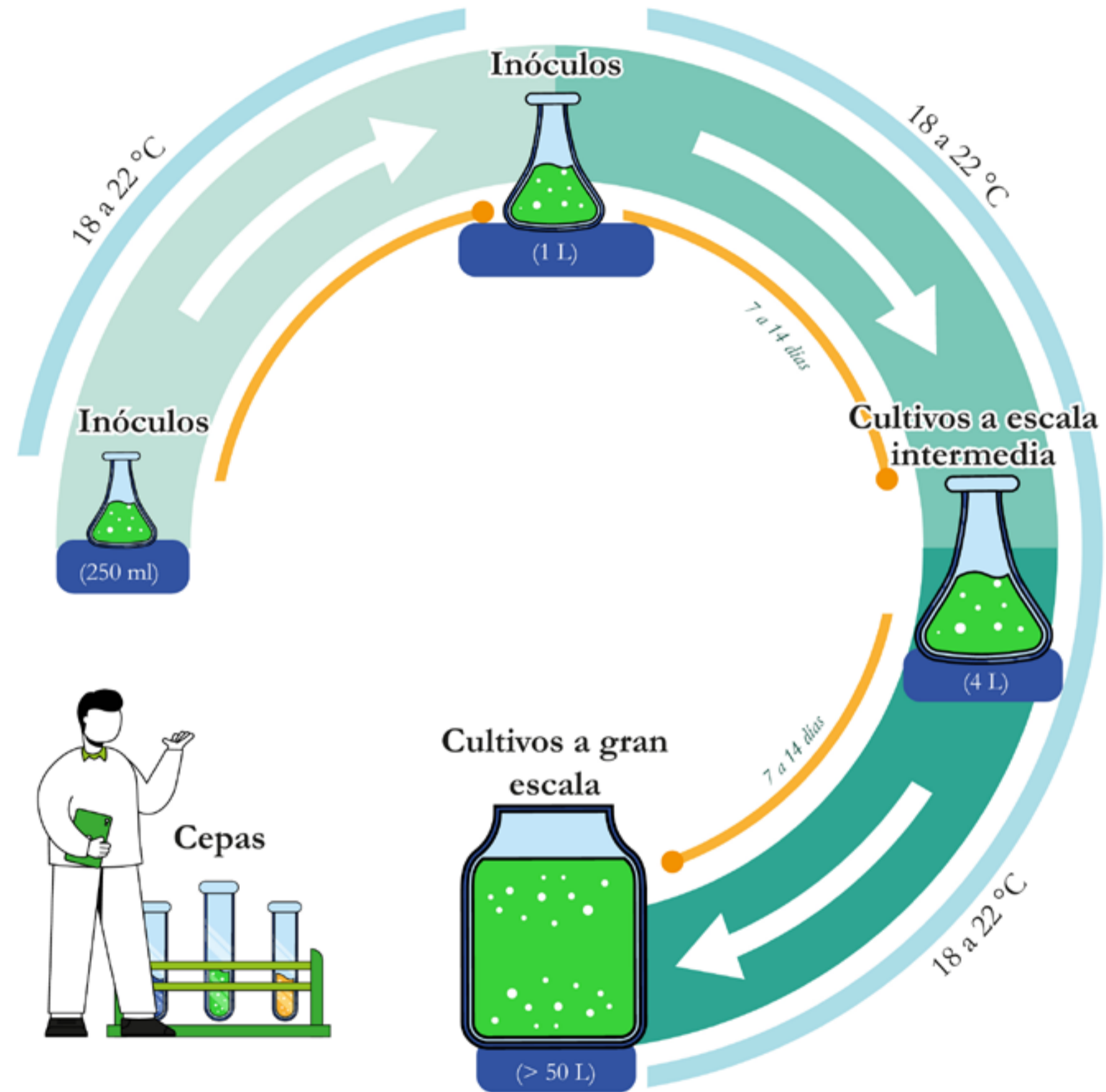
El fitoplancton se desarrolla y multiplica en función de la presencia de condiciones fisicoquímicas favorables en el medio. En términos generales, los macronutrientes son factores limitantes del crecimiento. Entre estos encontramos al carbono, nitrógeno, fósforo, silicio, magnesio, potasio, calcio y se requieren en cantidades relativamente grandes, mientras que los llamados micronutrientes: hierro, manganeso, cobre, zinc, sodio, molibdeno, cloro y cobalto, se necesitan en menores cantidades (Torrentera y Tacon, 1989). En muchos casos se adicionan sustancias orgánicas a los medios de cultivo (vitaminas y aminoácidos) necesarios para aquellas especies de microalgas auxótrofas, es decir que no sintetizan por medio de la fotosíntesis este tipo de compuestos y resultan ser factores que pueden limitar su crecimiento; tal es el caso de *Chrysophytas* y algunas *Bacillariophytas* (Torrentera y Tacon, 1989).



Mantenimiento de cepas de fitoplancton

El cepario es un área destinada a la identificación, aislamiento y purificación de cepas que pueden ser diferentes tipos de organismos como hongos, bacterias, rotíferos y microalgas, donde permanecen bajo condiciones controladas para garantizar su calidad. Este proceso se realiza por etapas, de manera escalonada (Fig. 1). Dentro del fitoplancton se incluyen diversas especies de microalgas: desde organismos autótrofos hasta microflagelados y microciliados auxótrofos, los cuales, junto con el zooplancton, representan la unidad básica de producción del material orgánico en los ecosistemas acuáticos (Prieto, 2006). Estas especies aportan un alto contenido nutricional a los peces, crustáceos y moluscos, ofreciendo facilidades de manejo en sistemas de cultivo en laboratorio. Para ser empleadas como alimento vivo en la acuicultura, se requiere establecer un cepario que cuente con especies de microalgas susceptibles de ser utilizadas con estos fines (Torreterra y Tacon, 1989).

Figura 1. Etapas de producción de fitoplancton. Adaptado de FAO 2006.





En el Cepario del Laboratorio de Acuicultura Tropical se mantienen tres cepas de algas marinas que incluyen a: *Nannochloropsis oculata* (2–5 μm), perteneciente a la clase *Eustigmatophyceae*, *Tetraselmis chuii*, y *Tetraselmis suecica* (8–10 μm) pertenecientes a la clase *Chlorophyceae*, la primera cocoide y las dos últimas flageladas. Las cepas se mantienen en tubos de 5 mL que se renuevan cada 10 días inoculando ocho gotas de cultivo en su máxima etapa de crecimiento a cada tubo nuevo con medio de cultivo previamente esterilizado.

Para iniciar la cadena de crecimiento de un cultivo, se lleva a cabo el desdoblamiento de cepas, sembrándose en matraces de 250 mL y posteriormente en matraces de 1000 mL, para transferirlas a frascos de vidrio con capacidad de 5 L. Por último, se da inicio a la producción masiva en bolsas de 50 L o tanques de 120 L dependiendo de las necesidades de producción (Fotografía 2).



a) Cepas originales.



b) Cultivo en matraces y
jarrones de vidrio.



c) Cultivo en bolsas de
polietileno de 50 L.

Fotografía 2.



Requerimientos ambientales para el cultivo de fitoplancton

En las instalaciones de la UJAT, los cultivos de microalgas se mantienen a una temperatura de entre 25 y 26 °C, lo que ha permitido una buena producción. El rango para su crecimiento óptimo oscila entre 18 y 25 °C (Darley, 1987) y en cultivos de laboratorio, según Trinidad *et al.* (2012), las algas prefieren un rango de entre 16 y 27 °C.

Para asegurar el abasto de luz, se utilizan tubos fluorescentes que producen menos calor por unidad de iluminación, lo que facilita el control de la temperatura, además emiten menos radiación ultravioleta -que puede ser dañina para las microalgas- y reparten mejor la luz (Helm, 2006). La intensidad luminosa en esta área es de 2500 lux y debe ser controlada de acuerdo a las necesidades del cultivo (Romo, 2002 y Band, 2007).

El medio de cultivo para el crecimiento de las microalgas se prepara en tanques de fibra de vidrio con capacidad de 70 o 150 L con agua marina a 30 UPS y con aireación constante para evitar la sedimentación de los nutrientes y tener una disponibilidad homogénea de luz para el cultivo.

La esterilización del material que se utiliza es un factor relevante, pues este procedimiento evita la contaminación de los cultivos y el consecuente colapso de los mismos; el medio de cultivo se debe esterilizar independientemente del volumen de trabajo; desde tubos de 5 mL hasta frascos con capacidad de 5 L. Los recipientes de mayor capacidad deben ser desinfectados con solución de hipoclorito comercial. También es indispensable renovar las cepas de microalgas empleadas y realizar cultivos de mantenimiento, con la finalidad de mantener los cultivos jóvenes que garanticen la productividad del sistema (Fotografía 3).



a) Renovación de cepas de microalgas.



b) Cultivos de mantenimiento en matraces.

Fotografía 3.



Torrentera y Tacón (1989) mencionan que es importante considerar el diseño de los materiales en los cultivos, evitar el uso de materiales tóxicos y fomentar el uso de materiales plásticos y de concreto; los primeros, siempre y cuando sean transparentes y de poca profundidad, porque la luz incidente puede no ser suficiente para la fotosíntesis. La baja profundidad permite una buena penetración de la luz, lo que trae como consecuencia un rápido aumento de la concentración celular.

En el Cepario LAT-DACBiol se trabaja producción masiva en bolsas de plástico de polietileno con capacidad de 50 L y profundidad de 0.70 m y cilindros de fibra de vidrio con capacidad de 150 L a una profundidad de 0.85 m. Ambos medios son muy prácticos y dan buenos resultados de producción.

Desarrollo del cultivo de fitoplancton

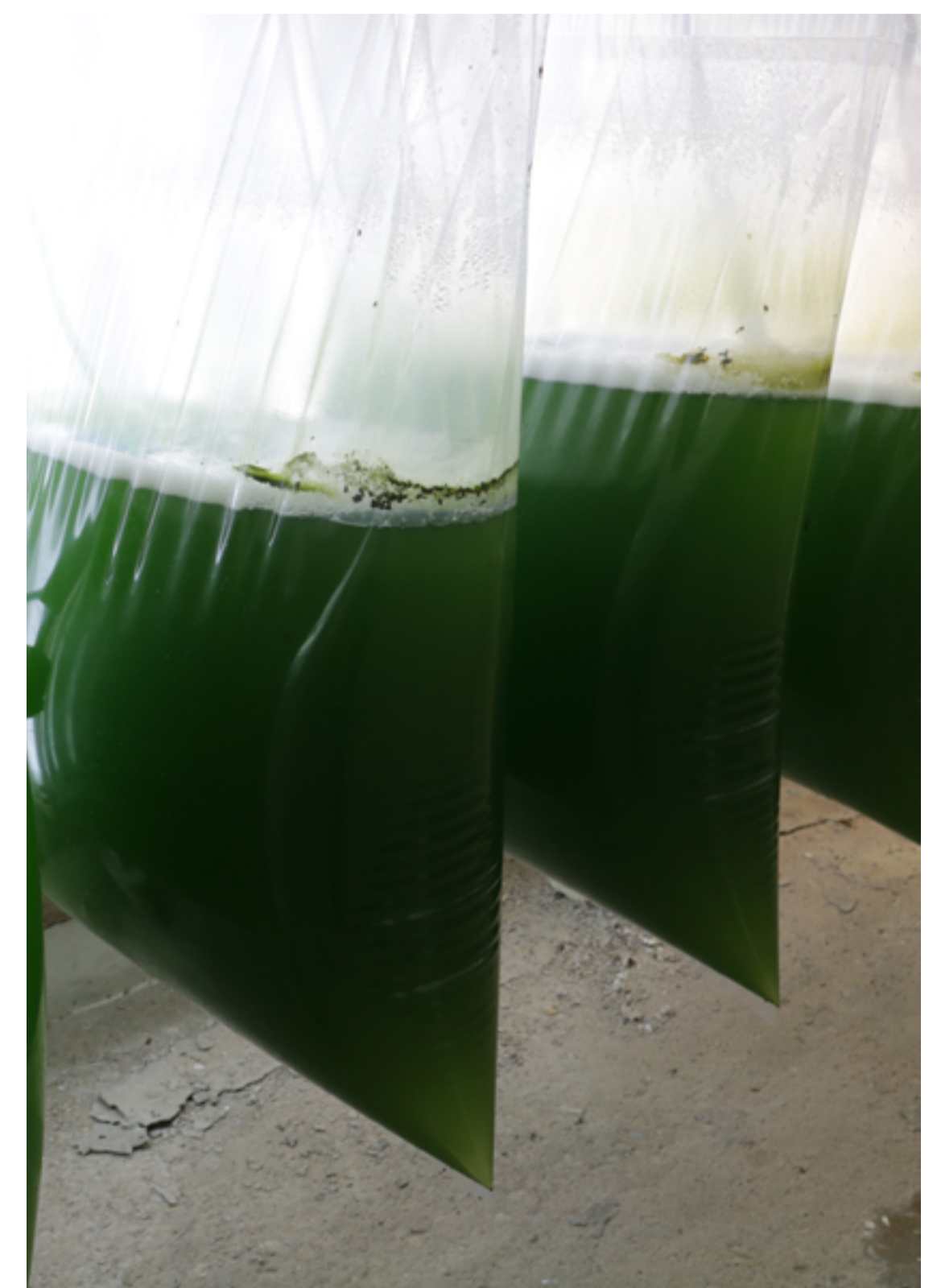
El agua marina se filtra a 50 μm de retención para evitar organismos indeseables y basura; posteriormente, se adiciona una solución de hipoclorito de sodio comercial (5 %) para eliminar microorganismos no deseados. El cloro residual se neutraliza con tiosulfato de sodio y finalmente se agregan las soluciones de nutrientes concentradas que contienen los minerales y las vitaminas. En el Cepario LAT-DACBiol se emplean nutrientes de la marca comercial PROLINE listo para usarse. Este producto está conformado por dos formulaciones denominadas por el productor como soluciones A y B, lo que ayuda a prevenir la descomposición de vitaminas y la precipitación de elementos traza.



En seguida se resumen los cuatro pasos principales para la preparación del medio de cultivo necesario para la producción masiva de fitoplancton (aplica para bolsas, tanques y estanques): Se usa un 10 % de inóculo de algas y el restante 90 % es agua marina con medio de cultivo.

1. Se desinfecta el agua de cultivo con hipoclorito de sodio comercial al 5 %. Se añaden 0.3 mL de hipoclorito comercial por cada litro de agua. Se deben esperar 15 minutos mientras se mezcla continuamente.
2. Se prepara una solución madre de tiosulfato de sodio para desactivar el hipoclorito añadido diluyendo 250 g de tiosulfato en 1 L de agua purificada.
3. Se desactiva el hipoclorito añadiendo 0.25 mL de la solución madre de tiosulfato de sodio por cada litro de agua de cultivo y se esperan 10 minutos.
4. Se añaden 0.165 mL de medio de cultivo PROLINE (A) y la misma cantidad de medio de cultivo PROLINE (B) por cada litro de agua y se mezclan. Con esto, se tiene el medio listo para usarse.

La desinfección y limpieza previa de los tanques es muy importante para evitar contaminación, éstos se cepillan y enjuagan. Posteriormente, se dejan llenos de agua con hipoclorito durante la noche.



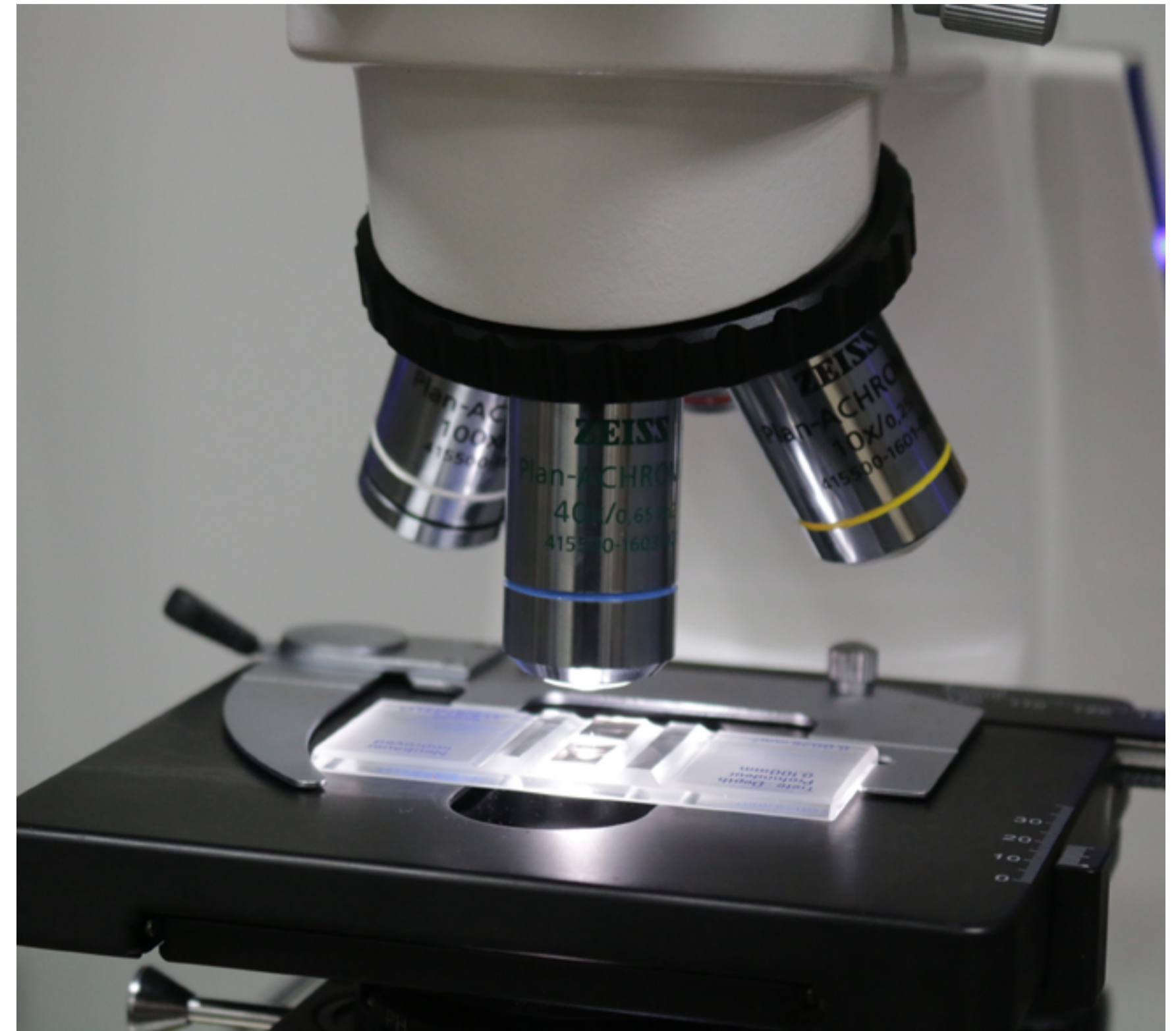
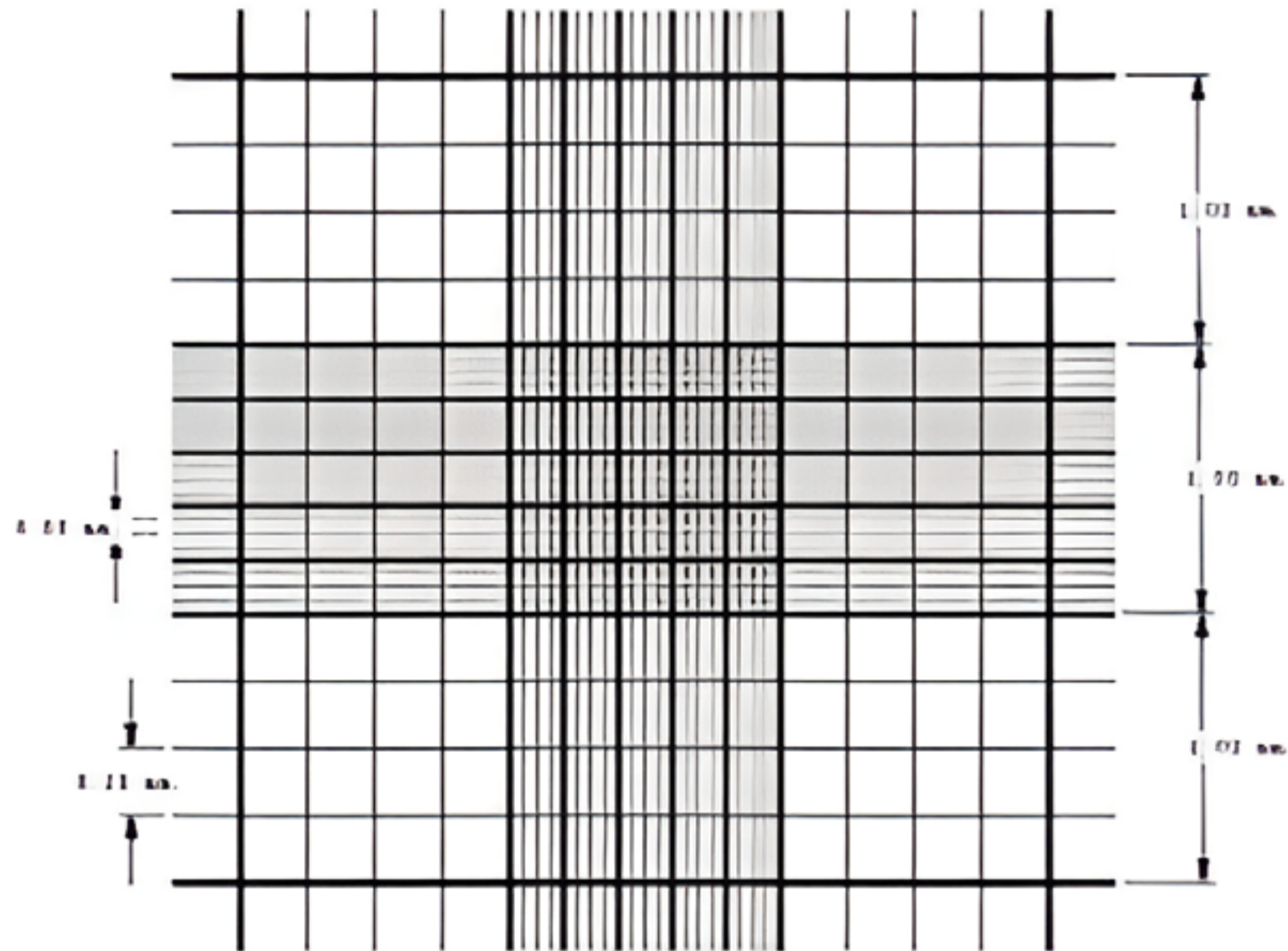
Fotografía 4. Producción masiva de microalgas en el Cepario LAT-DACBiol.



Conteo de fitoplancton

Los conteos de fitoplancton son esenciales para el seguimiento y mantenimiento del cultivo. Los datos son empleados para elaborar curvas de crecimiento de las microalgas cultivadas en condiciones de laboratorio. Diversos autores mencionan que las microalgas llegan a la fase más alta de su crecimiento entre los días cinco y seis (Trinidad *et al.*, 2012). En nuestro laboratorio se cosechan o desdoblan en estos días.

Para realizar el conteo de las microalgas se emplea una cámara Neubauer en la cual se contabilizan los cuatro cuadrantes de las esquinas (a) y se obtiene un promedio de los mismos (b) (Fotografía 5). Este promedio se multiplica por un valor constante, que en este caso es por 10,000 (c) para obtener el número de células por mililitro (cel/mL):



a) Cámara Neubauer donde se realizan los conteos celulares mostrando la división en cuadrantes.

b) Conteo de muestra de microalgas bajo microscopio.

Fotografía 5.



Ejemplo:

- a. Conteos de cuadrantes = 53, 25, 33 y 28
- b. $53 + 25 + 33 + 28 = 139/4 = 34.75$ (promedio)
- c. $34.75 * 10,000 = 347,500$ cel/mL

Rotíferos como alimento vivo

Los rotíferos son organismos zooplanctónicos filtradores no selectivos. Aprovechando esta condición, en cautiverio pueden ser alimentados con microalgas, consideradas de alta calidad nutricional (Rosas *et al.*, 2007), pero también se puede usar levadura. Existen varias especies de rotíferos empleadas en acuicultura, pero en general se pretende que existan al menos dos especies: una de talla pequeña y otra de talla grande. Esto se hace con la finalidad de alimentar larvas de peces de diferentes tamaños en un mismo lote. Dos especies representativas de esto son *Brachionus rotundiformis* y *B. plicatilis*. El primero conocido como pequeño (S-type) con un tamaño promedio de 160 μm y el segundo conocido como grande (L-type) con un tamaño promedio de 239 μm . Estas dos especies de rotíferos son marinas y son las más utilizadas en la acuicultura. Su distribución es cosmopolita y su cultivo está ampliamente documentado (Lavens y Sorgeloos, 1996).

En nuestro laboratorio, para la producción de rotíferos se emplean tanques de fibra de vidrio con capacidad de 150 L, 500 L y 1000 L. En estos contenedores se realizan cultivos de mantenimiento y cultivos de producción de rotíferos de las especies arriba mencionadas.



Mantenimiento de cepas de rotíferos

Las cepas de rotíferos se mantienen en matraces de 125 mL y se alimentan diariamente con microalga viva o pasta algal (disponible comercialmente), de igual forma se revisan frecuentemente en busca de organismos indeseables que puedan contaminar el cultivo como es el caso de los protozoarios.

Requerimientos ambientales para el cultivo de rotíferos

Para el cultivo de *B. plicatilis* en condiciones óptimas se recomienda emplear agua de mar natural (32~35 UPS) y para *B. rotundiformis* (25~26 UPS) con una temperatura considerada como óptima de 25°C (Hirata y Mori, 1963; Watanabe, 1978; Hirata, 1980). Las principales ventajas que ofrece el cultivo de *B. plicatilis* y *B. rotundiformis* respecto a otras especies de rotíferos son sus tolerancias a rangos amplios de temperatura y salinidad. Los rotíferos se mantienen en aireación constante para mantener un nivel adecuado de oxígeno disuelto y temperatura, procurando que esta temperatura no sea muy elevada, ya que esto acelera la descomposición de los desechos o materia orgánica y provoca consecuentemente la caída de la producción.



Alimentación de rotíferos con pasta algal, levadura y microalga viva

La pasta algal es un producto comercial usado regularmente. En nuestro laboratorio empleamos Nanno 3600™ que consiste en un concentrado de la microalga *Nannochloropsis spp.*, que contiene 68 billones de células por cada mL de producto. Se caracteriza por su alto valor nutrimental compuesto por 58.6 % de proteína, 14.5 % de lípidos, 20.0 % de carbohidratos y 5.9 % de minerales. Este producto se diluye en agua marina para la alimentación de los rotíferos.

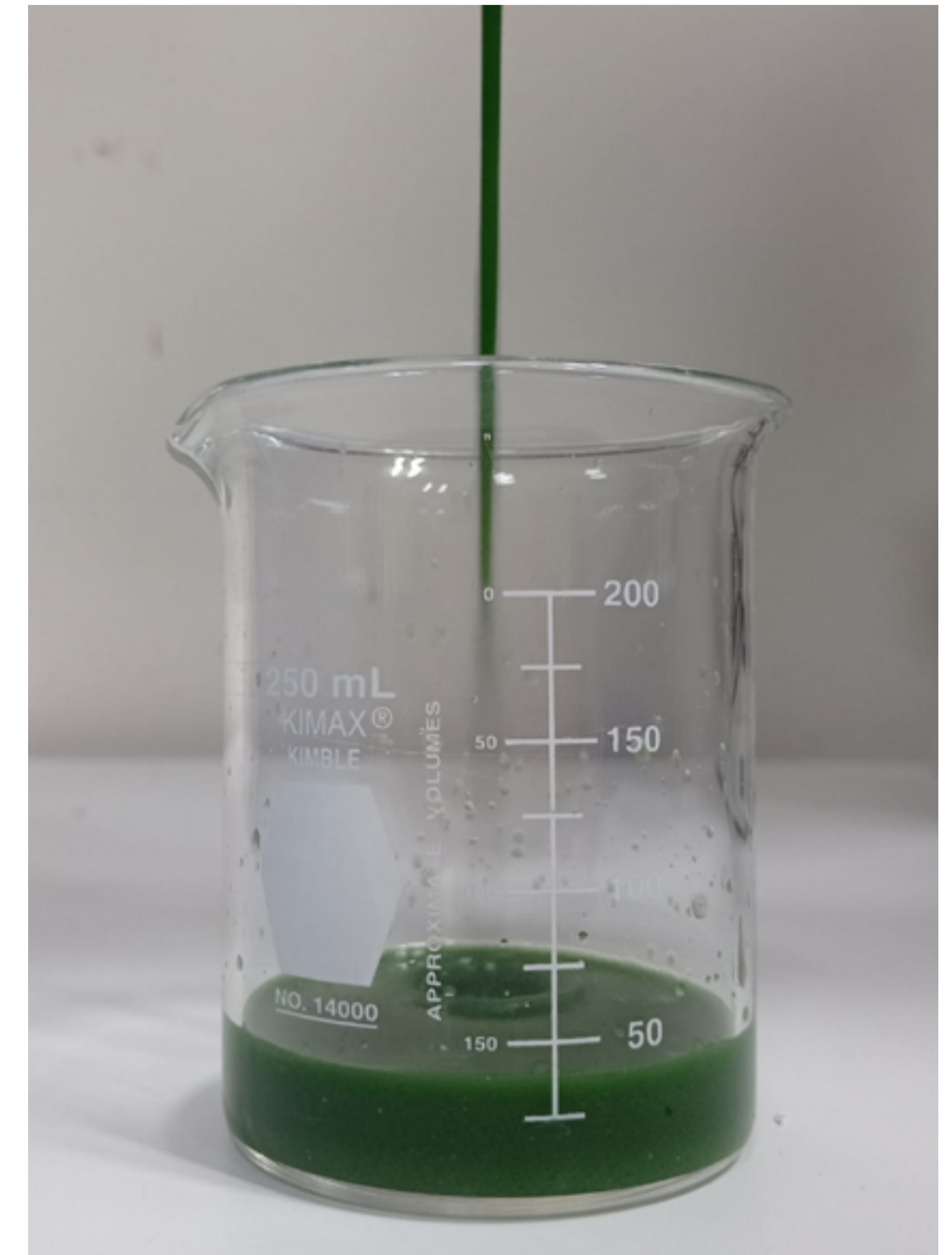
En el caso del uso de levadura para elaborar pan, en el cepario LAT-DACBiol se emplea la marca comercial NEVADA®, aunque se pueden emplear otras disponibles. El uso de levadura para pan aporta buenos resultados en la producción masiva de rotíferos. Cuando estos rotíferos se usan para alimentar larvas de peces y otros invertebrados se requiere un enriquecimiento llamado “tratamiento verde” (6 a 12 h en un cultivo de microalgas). Esto permite que el zooplancton obtenga la concentración necesaria de ácidos grasos y aminoácidos esenciales para el buen desarrollo de las diferentes especies de invertebrados y peces producidos mediante esta técnica, ya que el simple uso de levadura no permite una alta calidad nutrimental (Fotografía 6).



a) Levadura comercial usada en la alimentación de rotíferos.



b) Pesado de la levadura.



c) Elaboración de “tratamiento verde” mediante la adición de pasta algal Nanno 3600®.

Fotografía 6.



Torrentera y Tacon (1989) describen a detalle las recomendaciones para procedimientos de suministro de pasta algal, levadura y microalga viva. En términos generales se resalta lo siguiente:

Pasta algal. Por cada millón de rotíferos en cultivos de producción, se usan 1.3 mL de pasta algal. La cantidad se puede reducir en cultivos de mantenimiento o en fases iniciales de la corrida de producción.

Levadura. Se pesan 0.3 g de levadura por cada millón de rotíferos y se diluye en agua marina o se mezcla en licuadora durante 3 minutos.

Microalga viva. La microalga viva se cosecha y se administra como alimento cuando el fitoplancton tiene 6 días desde que inició la cadena de crecimiento, que es cuando alcanza generalmente la mayor concentración celular.

Todos los cultivos tienen regularmente una fibra para retener detritus. Esta fibra se cambia y se limpia diariamente.



Producción masiva y rápida de rotíferos

En los casos que se requiere alcanzar una producción rápida se emplea el producto comercial Sparkle®. Este producto se emplea partiendo de una densidad mínima de 250-500 rot/mL (Fotografía 7). Se debe considerar que el cultivo debe iniciar con un mínimo de 20 millones y se debe cosechar en un máximo de entre 5 y 6 días de sembrado. Estos cultivos deben prepararse en agua limpia, preferentemente nueva, y que debe ser desinfectada previamente. Para iniciarlo se selecciona un cultivo en crecimiento rápido, se cosecha y se resiembra en el tanque. Enseguida se realiza un conteo para determinar la densidad inicial y posteriormente alimentar con Sparkle® de acuerdo a lo sugerido por el fabricante; por lo general, se suministran 0.65 g de Sparkle® por millón de rotíferos en producción masiva o 0.32 g por millón en caso de cultivos preparativos. Es recomendable en el caso del empleo de este producto se sigan las siguientes recomendaciones:

1. Contar diariamente muestras de agua con rotíferos y ajustar alimentación. La cantidad se suministra en tres comidas como mínimo.
2. Cosechar al día cinco o seis; por cuestiones prácticas, con aireación normal la concentración máxima no debe exceder 400 r/mL y se debe explorar el uso de oxígeno con Sparkle® a mayor densidad.



Enriquecimiento de rotíferos

Aunque existen otros productos en el mercado, para el enriquecimiento de los rotíferos se usa un producto de la marca Selco llamado S.presso[®] que proporciona a los rotíferos una mejor calidad nutricional, adicionándoles principalmente proteínas, lípidos, vitaminas y antioxidantes; el modo de preparación es el siguiente:

Se suministra 0.35 g por cada litro de agua para tratar un lote de rotíferos con una densidad por debajo de 1000 r/mL, se mezcla en licuadora o batidora durante 3 minutos y se adiciona a los rotíferos a enriquecer. Se mantienen en esta mezcla por un tiempo máximo de doce horas: después de doce horas se han observado mortandades masivas, por lo que se recomienda la cosecha a un término no mayor a este tiempo.



a) Cultivo de rotíferos en tanques de 500 L.



b) Tamiz con abertura de malla de 50 μm para la cosecha de rotíferos.

Fotografía 7.



Conteo de rotíferos

El conteo es una práctica diaria del cultivo de rotíferos y permite una visión permanente de la calidad del cultivo.

Paso 1. Tomar una muestra de 500 mL o 1 L de agua del tanque de rotíferos a contabilizar; la muestra debe ser colocada con aireación desde su toma para evitar estratificación.

Paso 2. Homogenizar la muestra con la aireación y tomar cuatro alícuotas de 0.5 mL.

Paso 3. Observar en el estereoscopio que los rotíferos estén vivos y libres de posible contaminación. Si el cultivo es aceptable, fijar con solución de lugol cada alícuota e iniciar el conteo.

Paso 4. Contar el número de rotíferos en cada alícuota considerando por separado las hembras ovígeras.

El resultado de las cuatro alícuotas contabilizadas se suma (a); el total de rotíferos se divide entre 4 para calcular el promedio (b); posteriormente, se divide entre 0.5 para obtener el resultado en rotíferos/mL (c), y por último se multiplica por el volumen total (mL) del tanque de cultivo (d).



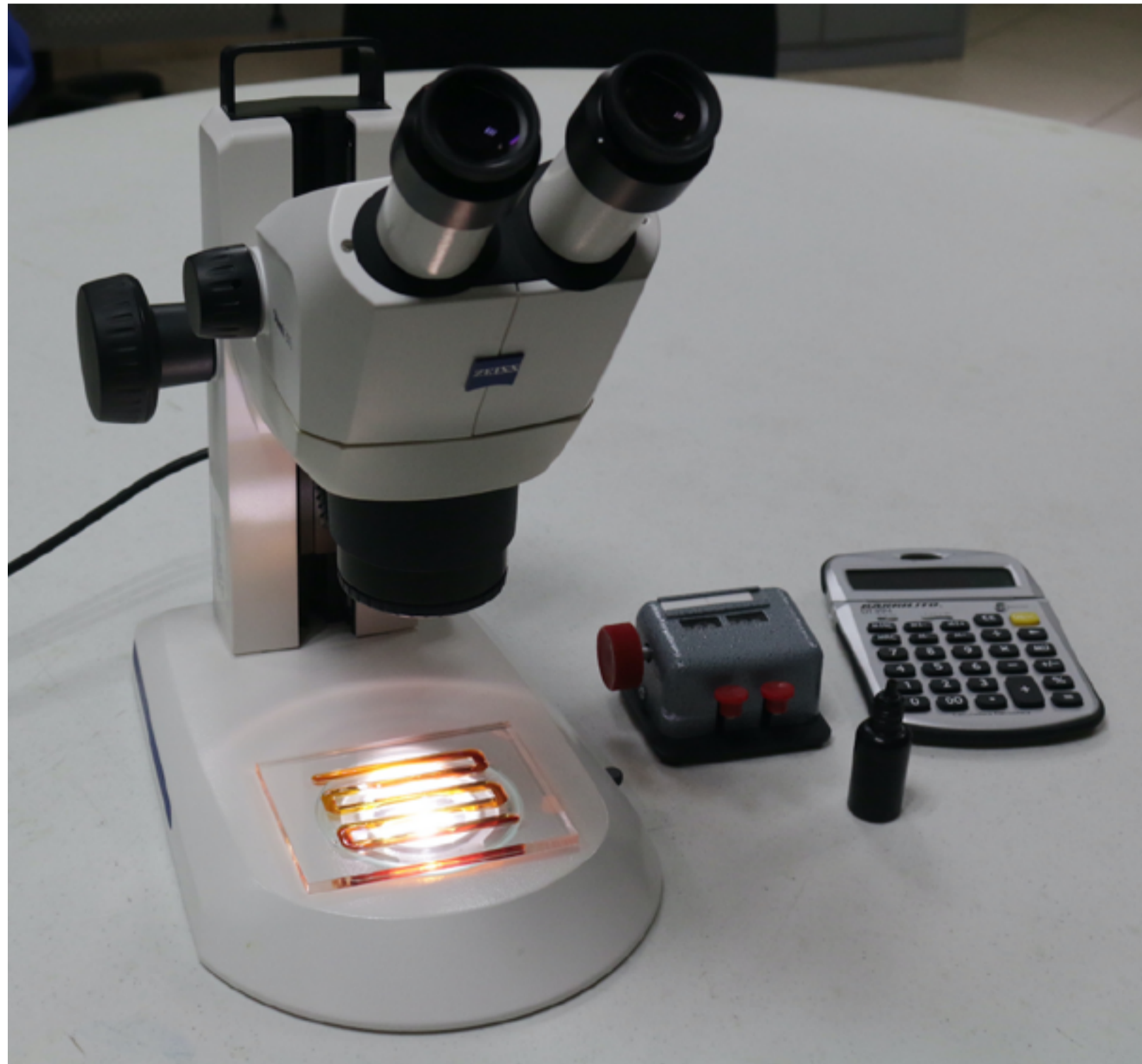
Ejemplo: para un tanque con 300 L de cultivo con 4 muestras contadas (Fotografía 8).

a. $34 + 36 + 33 + 38 = 141$

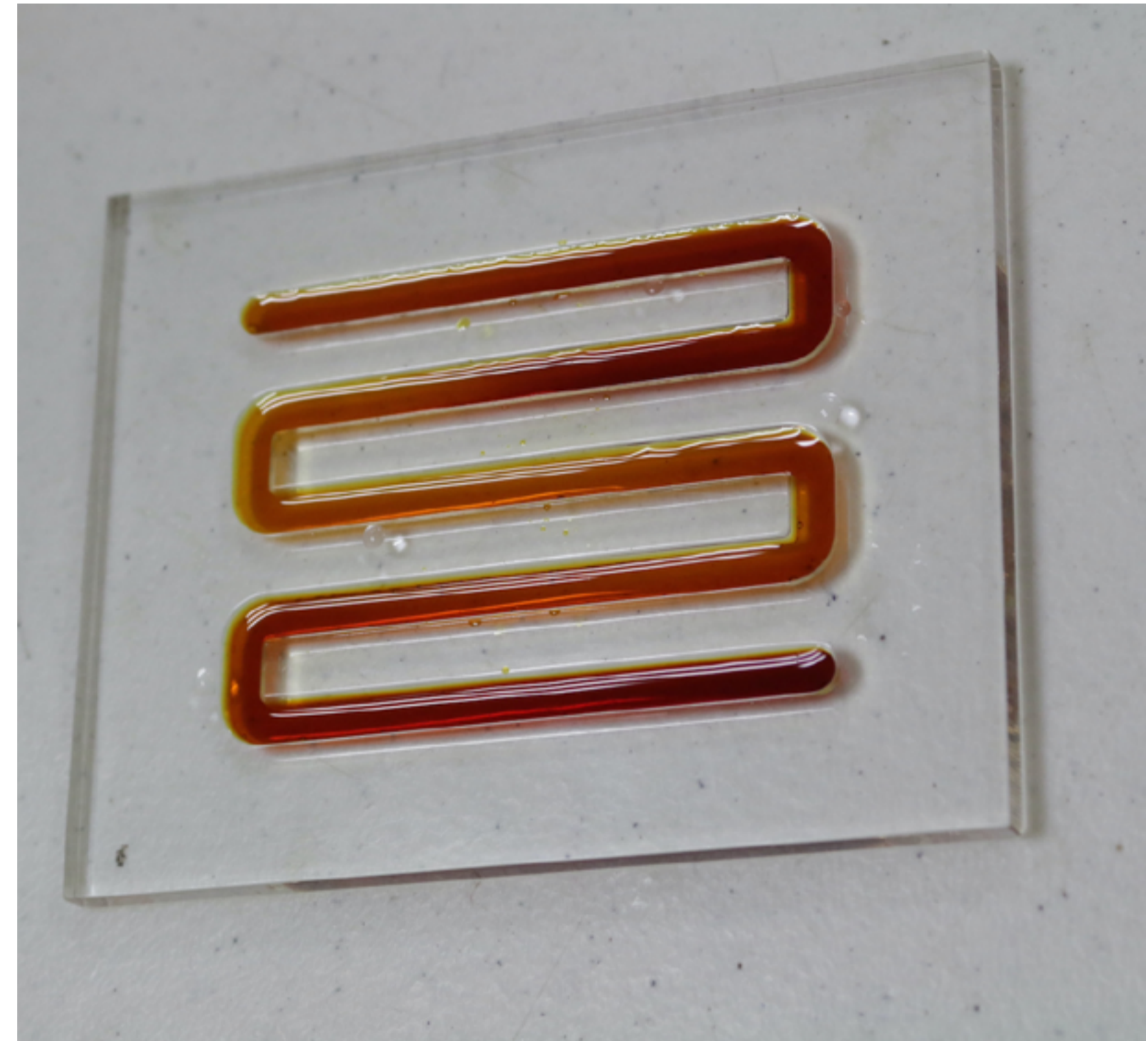
b. $141/4 = 35.25 \text{ rot/mL}$ (promedio)

c. $35.25 \text{ rot/mL} / 0.5 = 70.5 \text{ mL}$

d. $70.5 \text{ mL} * 300000 \text{ mL} = 21,150,000 \text{ rotíferos}$



a) Equipos y materiales utilizados en el conteo de rotíferos.



b) Conteo de muestra de rotíferos bajo microscopio.

Fotografía 8.



Cultivo de *Artemia*

La *Artemia* es un crustáceo que en estado adulto mide entre 17 y 18 mm (Fotografía 9), posee un par de apéndices prensiles, ojos pedunculados, 17 pares de apéndices y una furca (rameada o bifurcada). La hembra adulta posee un ovisaco en el que incuba generalmente entre 10 y 30 huevecillos y, en condiciones óptimas, hasta 70 huevecillos. Algunos autores reportan un promedio de entre 50 y 200, según la especie. Presenta un ciclo de vida sexual y asexual. Existen especies bisexuales y especies partenogenéticas en ambas (Torreñera y Tacon, 1989).



Fotografía 9. Hembra adulta de *Artemia*.



Importancia del cultivo de *Artemia* en acuicultura

En acuicultura la *Artemia* se utiliza en dos formas: la producción de quistes descapsulados o nauplios de *Artemia* recién eclosionados. Los prenauplios o nauplios de *Artemia* son comúnmente utilizados como presas vivas para larvas de peces o crustáceos.

La criptobiosis o diapausa es un proceso natural en *Artemia* que genera huevos resistentes (quistes). Este proceso se debe a que la gástrula permanece en este estado en períodos de desecación ambiental; esta gástrula enquistada, en condiciones favorables, se hidrata y continúa su desarrollo hasta eclosionar el nauplio. La condición de quiste hace a este recurso una alternativa importante como alimento en acuicultura, pues los quistes pueden conservar su viabilidad durante varios años hasta que se dan las condiciones necesarias para la eclosión (Lavens, 2000; Villamar, 2000).

La *Artemia* como recurso alimenticio para la acuicultura representa una buena fuente nutritiva debido a sus propiedades, particularmente en sus primeros estadios. Esto la hace muy adecuada para su empleo como alimento vivo para peces y crustáceos. Es un alimento rico en lípidos y ácidos grasos insaturados. En métodos de enriquecimiento guardan aún mayor calidad nutritiva en ácidos grasos (DHA, EPA), pero poseen muy poco calcio (Tacon, 1987; Sorgeloos, 2001).



Desarrollo larval de *Artemia*

Los quistes pueden permanecer metabólicamente inactivos durante largos períodos de tiempo en condiciones de total ausencia de agua y oxígeno y a temperaturas por debajo de los 0 °C. Una vez que el entorno es adecuado, la membrana externa de los quistes se rompe y aparece el embrión rodeado de la membrana de eclosión (Castro Barrera, 2003).

Posteriormente el embrión abandona completamente la cáscara del quiste. Dentro de la membrana de eclosión se completa el desarrollo del nauplio, sus apéndices comienzan a moverse y en un corto tiempo la membrana de eclosión se rasga emergiendo el nauplio que nada libremente. La eclosión dura solo unas horas (Sorgeloos *et al*, 2001).

El primer estadio larvario (Estadio I) mide entre 400 y 500 μm de longitud, tiene un color pardo anaranjado y posee tres pares de apéndices: el primer par de antenas (también llamadas anténulas con función sensorial) el segundo par de antenas (con función locomotora y filtradora) y las mandíbulas (con una función de toma de alimento). Un único ocelo de color rojo, también llamado ojo naupliar, se encuentra situado en la cabeza entre el primer par de antenas. La cara ventral del animal se encuentra cubierta por un amplio labro que interviene en la toma de alimento (transfiriendo las partículas desde las setas filtradoras hasta la boca). En el estadio larvario I no se alimenta, ya que su aparato digestivo no es todavía funcional, permaneciendo aún cerrados la boca y el ano (Sorgeloos *et al*, 1986).



Después de transcurridas 24 horas, el organismo muda al segundo estadio larvario (Estadio II). Se alimenta de pequeñas partículas alimenticias (tales como células de microalgas, bacterias y detritus) con un tamaño que varía entre 1 y 40 micras y que son filtradas por el segundo par de antenas, siendo entonces ingeridas por un aparato digestivo ya funcional.

La larva continúa su crecimiento apareciendo diferenciaciones a lo largo de las 15 mudas. Así, van apareciendo unos apéndices lobulares pares en la región torácica que se diferenciarán posteriormente en toracópodos, se desarrollan ojos complejos laterales a ambos lados del ojo naupliar. Desde el estadio X en adelante, se producen importantes cambios tanto morfológicos como funcionales, por ejemplo: las antenas pierden su función locomotriz y se transforman en elementos de diferenciación sexual. Los futuros machos desarrollan unos apéndices curvados y prensiles mientras que las antenas de las hembras degeneran en apéndices sensoriales. Los toracópodos están ya completamente formados y presentan 3 partes funcionales: los telopoditos y endopoditos con acciones locomotrices y filtradoras, y los exopoditos, que actúan como branquias (Sorgeloos *et al*, 1986; Torrentera y Tacon, 1989).

Descapsulación, incubación y eclosión de quistes de *Artemia*

Dentro del proceso de producción, ya sea de nauplios, metanauplios o adultos, los quistes deben ser procesados para que ocurra la eclosión. En el Cepario de LAT-DACBiol se emplea el proceso denominado descapsulación, que elimina la cubierta protectora del quiste y permite una producción limpia. Los remanentes de la cubierta del quiste no son deseables en larvicultura, pues si son consumidos por los peces, estos no son digeridos, generando problemas de obstrucción intestinal.



Materiales para descapsular quistes de *Artemia*:

- 2 botellas de plástico de 2.5 L con una base
- 1 vitrolera de vidrio de capacidad de 5 L
- 1 tamiz de luz de malla de 50 μm
- 1 sistema de aireación (mangueras de aireación, piedras aireadoras)
- 1 caja Petri
- 2 lámparas de luz blanca
- Agua marina o sintética marina de entre 28 y 30 UPS
- Yodo
- Hipoclorito al 5 %
- Agua corriente



Quistes de *Artemia*

Procedimiento:

1. Todo el material a usar se lava muy bien con agua dulce y se desinfectan (preferentemente con yodo) las botellas de plástico, la caja de Petri, las mangueras y las piedras de aireación.
2. Se prepara 1 L de solución de hipoclorito de sodio al 4.5 %. (solución descapsuladora)
3. Se pesan 3 g de quistes de *Artemia* y se colocan en 1 L de agua corriente en una botella de plástico con suficiente aireación (Fotografía 10).
4. Se hidratan los quistes en agua corriente por al menos 30 minutos.
5. Después de transcurrida la hidratación, se escurren los quistes con el uso del tamiz (50 μm) y se lavan con agua corriente por un minuto.
6. Se colocan los quistes escurridos en la segunda botella y se les agrega 500 mL de hipoclorito comercial para descapsular los quistes, suministrando aireación constante para generar el movimiento de los quistes



(Fotografía 10); se observa con cuidado el cambio de coloración de los quistes: se deben tornar de un color café a un color naranja oscuro. Se debe tener precaución en este paso para no exceder el tiempo en el hipoclorito.

7. Después de haber lavado perfectamente los quistes descapsulados, se colocan en un recipiente de vidrio con 5 L de agua marina entre 28 y 30 UPS (Fotografía 10).

8. Se coloca una manguera de aireación en el recipiente para suministrar movimiento a los quistes en el agua marina. El área en donde se coloquen debe estar perfectamente iluminada con las lámparas de luz blanca en forma horizontal a una distancia de 15 cm.

9. La eclosión debe de transcurrir en aproximadamente 24 horas.



Fotografía 10. a) Pesado de quistes de *Artemia*, b) Descapsulación de quistes de *Artemia*, c) Lavado de quistes con cloro, d) Eclósión de nauplios de *Artemia*.



Enriquecimiento de *Artemia*

Al igual que el enriquecimiento en los rotíferos las *Artemias* en producción también pueden ser enriquecidas; se puede usar de la misma manera Spresso[®], que les proporciona mejor calidad nutricional adicionándoles proteínas, lípidos (DHA, EPA), vitaminas y antioxidantes principalmente. El modo de preparación es el siguiente:

1. Se suministra 0.35 g de Spresso[®] por cada litro de agua para una densidad de entre 5000 a 10,000 nauplios de *Artemia* por litro.
2. Se cosechan los nauplios de *Artemia* recién eclosionados y se transfieren a un tanque nuevo con agua salina a 30-35 UPS.
3. La emulsión se mezcla con agua dulce y se adiciona a la *Artemia*. Se mantiene aireación suficiente por un tiempo máximo de 12 horas.



Cuantificación de nauplios de *Artemia*

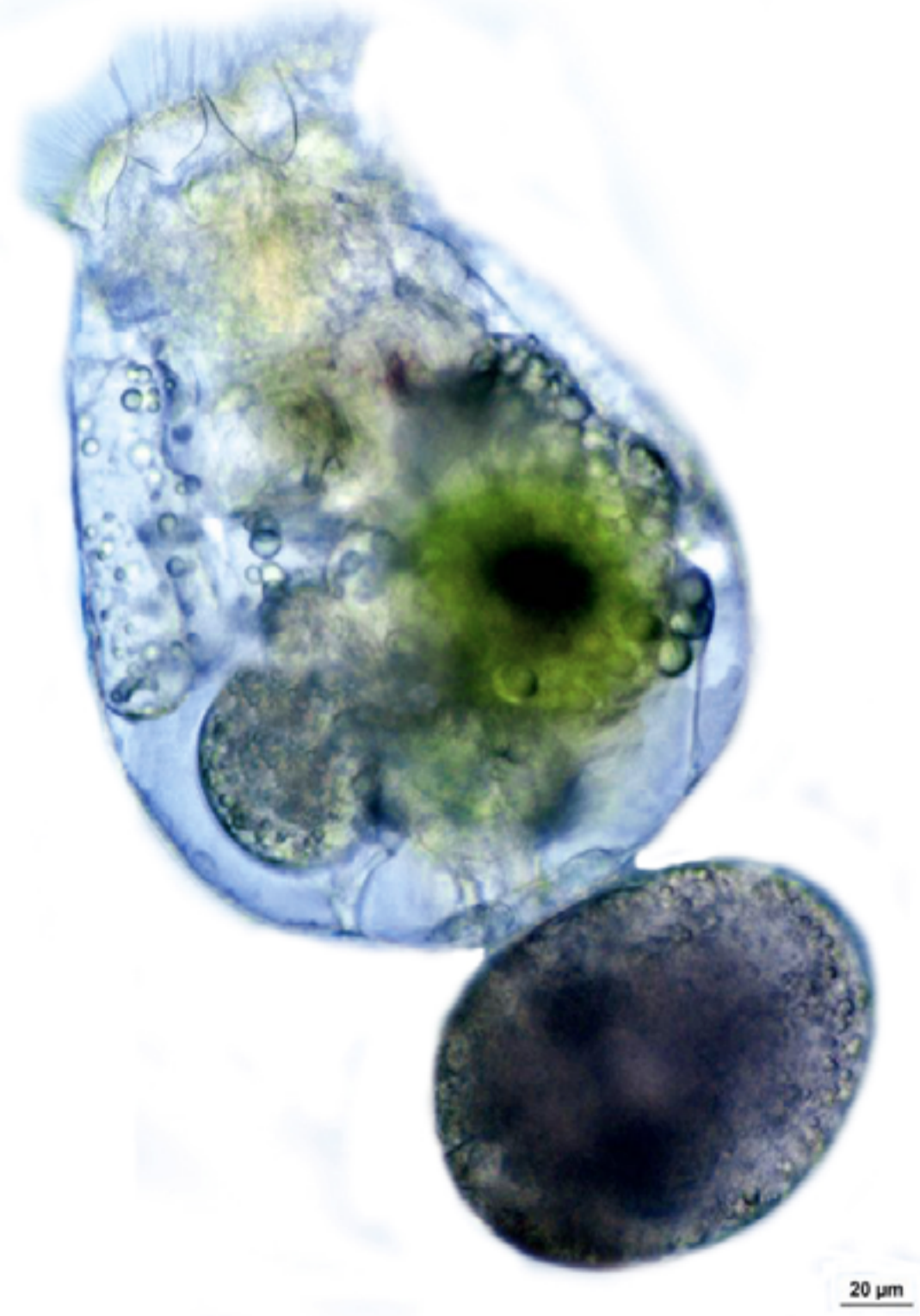
1. El conteo o cuantificación de los nauplios (Fotografía 11) de *Artemia* se realiza para determinar el número exacto de individuos por volumen y así poder ofrecer el número adecuado según el esquema de alimentación de larvas de peces. A continuación, se presentan los pasos para realizarlo:
2. Se toman 500 mL o 1 L de muestra del cultivo de *Artemia*; se suministra aireación para mantener homogeneidad.
3. Se toman cuatro alícuotas de 0.5 mL y se colocan en una cámara de conteo Bogorov.
4. Se observa en el estereoscopio que los nauplios de *Artemias* estén vivas y libres de posible contaminación. Se fija la muestra con cuatro gotas de solución de lugol.
5. Se realiza el conteo tal y como se indicó en el apartado de rotíferos.
6. El resultado de las cuatro muestras contabilizadas se suma y el total se divide entre 4; posteriormente entre 0.5, de modo que el resultado se dé en nauplios/mL; por último, se multiplica por el volumen total del tanque de cultivo para conocer el número de individuos disponibles.



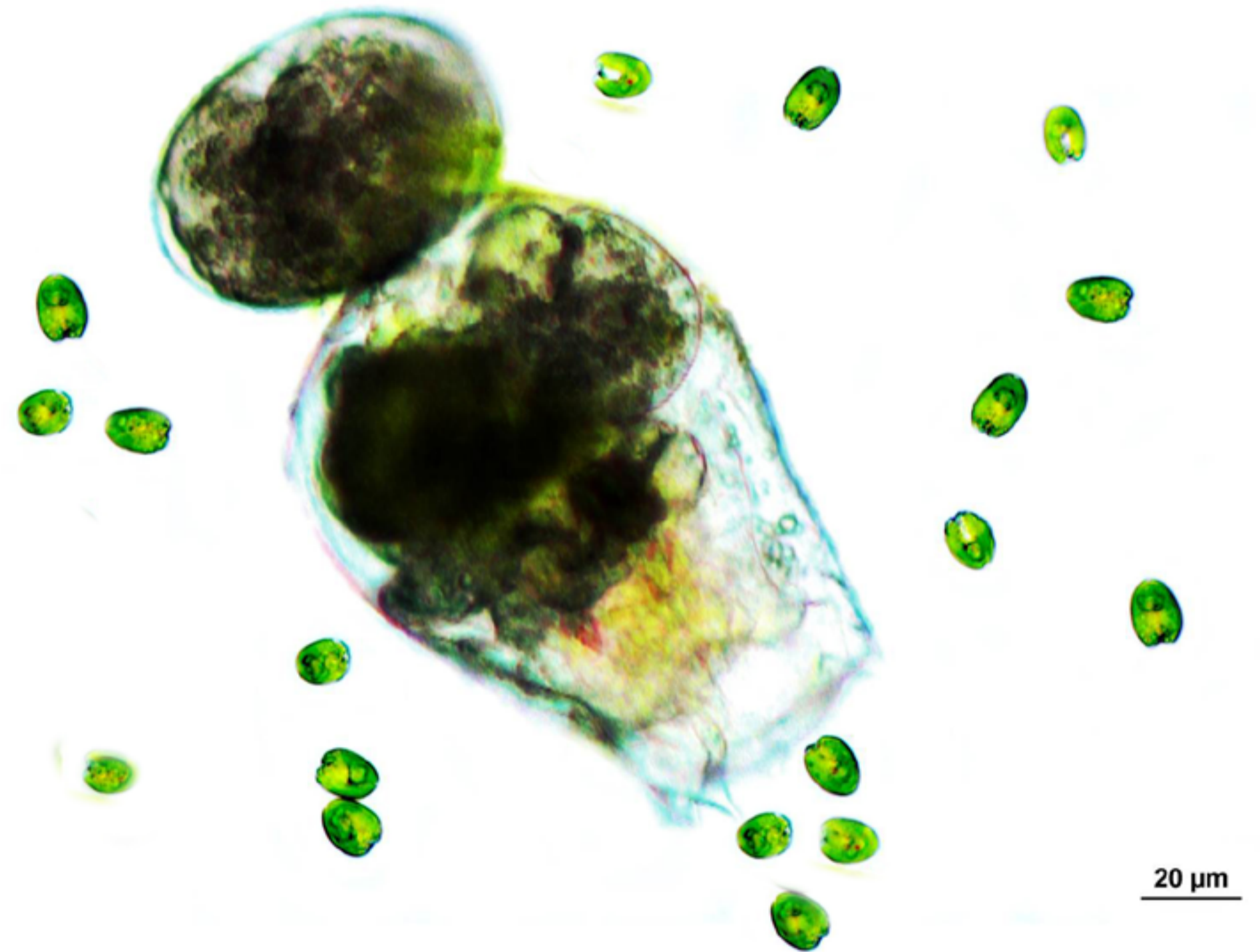
1000 μm

Fotografía 11. Nauplio de Artemia.

Galería fotográfica de rotíferos



Hembra ovada de *Brachionus* spp.



Brachionus spp. alimentándose de *Tetraselmis chuii*.



Galería de producción masiva de fitoplancton





Referencias

- BAND SCHMIDT, C. J. (2007). *Generación biotecnológica para la producción de microalgas*. Instituto de Industrias. Universidad del Mar, Oaxaca. (Suplemento 1) 23-30
- BERASAIN, G., Velasco, C., Shiroyo, Y., Colautti, D., & Lenicov, M. R. (2006). *Cultivo intensivo de juveniles de Pejerrey (Odontesthes bonariensis) en estanques*. En Actas del IV Congreso Iberoamericano Virtual de Acuicultura. Disponible en <http://www.civa2006.Org>.
- BOLTOVSKOY, D. (ed), (1981). *Atlas del Atlántico Sudoccidental y métodos de trabajo con el zooplancton marino*. Publ. Especial INIDEP, Mar del Plata, 936 pp.
- CASTRO BARRERA, T., De Lara Andrade, R., Castro Mejia, G., Castro Mejia, J., Malpica Sánchez, A. (2003). *Alimento vivo en acuicultura*. Contactos. 48, 27-33.
- DARLEY, W. M. (1987). *Biología de las algas: Enfoque Fisiológico*. LIMUSA. México. 236 pp.
- HIRATA H. & Y. Mori, (1963). *Mass culture of marine rotifer Brachionus plicatilis fed the bread yeast Saibai-Gyogyo*, 5:36–40.
- HIRATA H., (1980). *Culture methods of the marine rotifer, Brachionus plicatilis*. *Mem. Rev. Data File Fish. Res.*, 1, 27–46.
- HELM, M.M.; Bourne, N.; Lovatelli, A. (comp./ed.) (2006). *Cultivo de bivalvos en criadero. Un manual práctico*. FAO Documento Técnico de Pesca. No. 471. Roma, FAO. 184 p.
- LAVENS P. y Sorgeloos P. (1996). *Manual sobre producción y uso de alimento vivo en la acuicultura*. FAO. Documento técnico de



pesquerías. Bélgica Universidad de Ghent. 295 p.

LAVENS, P., Sorgeloos, P. (2000). *The history, presente status and prospects of the availability of Artemia cyst for aquaculture*. Aquaculture. 181, 397-403.

PRIETO, M., Castaño. F., Sierra. J., Logato. P., Botero. J. (2006). *Alimento vivo en la larvicultura de peces marinos: copépodos y mesocosmos*. Revista MVZ Córdoba, enero-junio 30-36 p.

PUELLO, A., González Rodríguez, B. y A. García. (2008). *C Investigación en Producción y Uso de Copépodos en Larvicultura*. 90-107pp. Editores: L. Elizabeth Cruz Suárez, Denis Ricque Marie, Mireya Tapia Salazar, Martha G.

ROMO, P. A.K. (2002). *Manual para el cultivo de microalgas, memoria técnica de un trabajo profesional*. Universidad Autónoma de Baja California Sur. La Paz B.C.S. 57.

ROSAS, J, Cabrera, G, Velásquez, A., y Cabrera, T. *Crecimiento poblacional y valor nutricional del copépodo Oithona ovalis, Herbst 1955 (Copepoda: Cyclopoida) alimentado con cuatro especies de microalgas*. Ciencia [online]. (2007), vol.15, n.2. 141-149.

SCHIPP, G. (2006). *The use of calanoid copepods in semi-intensive, tropical marine fish larviculture*. Cruz Suárez LE, Marie DR, Salazar MT, Nieto López MG, Villarreal Cavazos, DA, 84-94.

TACON A.G.J., (1987). *The nutrition and feeding of farmed fish and shrimp - a training manual I. The essential nutrients*. FAO Field Document No. 2., Project GCP/RLA/ 075/ITA, September 1987, pp. 129.



TORRENTERA, B. L., y Tacon, A. G. J. (1989). *La producción de alimento vivo y su importancia en acuicultura una diagnosis*. FAO. Documento de campo 12. GCP/RLA/075/ITA, Roma. 120 pp.

SORGELOOS, P. Lavens, P. Leger, P. Tackaert, W. Versichele, D. (1986). *Manual para el cultivo y uso de artemia en acuicultura*. Brasilia (Brasil). FAO. 1986. 312 p.

SORGELOOS, P., Dhert, P., Candreva, P. (2001). *Use of brine shrimp, artemia spp. In marine fish larviculture*. Aquaculture. 200, 147-159.

VILLAMAR, O.C.A. *La Artemia salina y su importancia en la producción camaronera*. Revista AquaTIC, nº 11, Octubre 2000.

WATANABE T. F. Oowa, C. Kitajima & S. Fujita, (1978). *Nutritional quality of brine shrimp Artemia salina, as a living feed from the view point of essential fatty acids for fish*. Bull. Japan. Soc. Sci. Fish. 44:1115-1121.

Primera edición, 2022

© Universidad Juárez Autónoma de Tabasco

www.ujat.mx

ISBN: 978-607-606-601-0

Para su publicación esta obra ha sido dictaminada por el sistema académico de pares ciegos. Los juicios expresados son responsabilidad del autor o autores y fue aprobada para su publicación.

Queda prohibida la reproducción parcial o total del contenido de la presente obra, sin contar previamente con la autorización expresa y por escrito del titular, en términos de la Ley Federal de Derechos de Autor.

Corrección de estilo: Francisco Cubas

Maquetación: Walk Iria Chi Balan.

Diseño de portada: David Fernando Mirabal León.

Fotografía: Gustavo Alberto Pérez Mendoza, Leonardo Cruz Rosado y Meritxell Sanlúcar González.

Diseño de diagramas: Leidy Gabriela Moreno Olán.

Hecho en Villahermosa, Tabasco, México

Producción de alimento vivo en acuicultura

COLECCIÓN
JOSÉ N. ROVIROSA
Biodiversidad, desarrollo sustentable y trópico húmedo

Wilfrido Miguel Contreras Sánchez
Secretario de Investigación, Posgrado y Vinculación

Pablo Marín Olán
Director de Difusión, Divulgación Científica y Tecnológica

Francisco Cubas Jiménez
Jefe del Departamento Editorial de Publicaciones No Periódicas