



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO
FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLÁN

Manual para la preparación y mantenimiento de alimento vivo para
peces de ornato

T E S I S

Que para obtener el título de:
Médico Veterinario Zootecnista

P R E S E N T A:
Carlos Alberto Torres Ortega

ASESOR:
Dr. Gabriel Ricardo Campos Montes

Cuautitlán Izcalli, Estado de México, 2019



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.



UNIVERSIDAD NACIONAL
AUTÓNOMA DE
MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLÁN
SECRETARÍA GENERAL
DEPARTAMENTO DE EXÁMENES PROFESIONALES

U. N. A. M.
FACULTAD DE ESTUDIOS
SUPERIORES CUAUTITLÁN
ASUNTO: VOTO APROBATORIO



DEPARTAMENTO DE
EXÁMENES PROFESIONALES

M. en C. JORGE ALFREDO CUÉLLAR ORDAZ
DIRECTOR DE LA FES CUAUTITLÁN
PRESENTE

ATN: I.A. LAURA MARGARITA CORTAZAR FIGUEROA
Jefa del Departamento de Exámenes Profesionales
de la FES Cuautitlán.

Con base en el Reglamento General de Exámenes, y la Dirección de la Facultad, nos permitimos comunicar a usted que revisamos el: Trabajo de Tesis

Manual para la preparación y mantenimiento de alimento vivo para peces de ornato

Que presenta el pasante: CARLOS ALBERTO TORRES ORTEGA

Con número de cuenta: 30007600-2 para obtener el Título de la carrera: Medicina Veterinaria y Zootecnia

Considerando que dicho trabajo reúne los requisitos necesarios para ser discutido en el EXAMEN PROFESIONAL correspondiente, otorgamos nuestro VOTO APROBATORIO.

ATENTAMENTE

“POR MI RAZA HABLARÁ EL ESPÍRITU”

Cuautitlán Izcalli, Méx. a 20 de noviembre de 2018.

PROFESORES QUE INTEGRAN EL JURADO

	NOMBRE	FIRMA
PRESIDENTE	M.V.Z. Carlos Raúl Romero Basurto	
VOCAL	M. en C. Tiziano Santos Morin	
SECRETARIO	M. en C. César Garzón Pérez	
1er. SUPLENTE	M.V.Z. Claudia Gutiérrez Casillas	
2do. SUPLENTE	Dr. Jesús Jonathan Ramírez Espinosa	

NOTA: los sinodales suplentes están obligados a presentarse el día y hora del Examen Profesional (art. 127).

AGRADECIMIENTOS

Comienzo por hacer mención a la Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán y a los docentes que la conforman, por brindarme un lugar y los conocimientos para formarme profesionalmente.

Al Laboratorio de Sistemas Acuícolas del departamento de El Hombre y su Ambiente (UAM – Xochimilco), en particular al Ing. Bq. David Martínez Espinosa, jefe del Laboratorio, por darme la oportunidad y su apoyo en este proceso; también necesito hacer mención a la gente que conforma el equipo de trabajo, por enseñarme, no me refiero solo a sus conocimientos, también con su manera de ser, por mostrarme que el lugar de procedencia es indistinto, cuando la suma de las fuerzas puede mover el mundo.

Las etapas de la vida por las cuales se decide andar, a veces no tienen un sendero delimitado, afortunadamente el destino tiene designado el coincidir con las personas indicadas que aluzan ese camino. A mi asesor, Dr. Gabriel Ricardo Campos Montes por estar presente en una etapa importante en mi vida, por ser un maestro, por ser un amigo.

Todas aquellas personas con las cuales tuve el gusto de compartir diversas experiencias dentro de esta maravillosa etapa, con las cuales aprendí a conocerme mejor y madurar, al día de hoy algunas de esas personas tengo el gusto de llamarlos y considerarlos amigos.

En el término de esta lista están las personas de primera importancia en mi vida, son esas personas a las que les debo todo, desde aguantar un mal día, hasta el existir. Agradezco el poder contar con estos grandes pilares que con su amor y comprensión me han impulsado a concluir una meta más en mi vida, gracias familia.

INDICE

RESUMEN.....	1
INTRODUCCIÓN	2
MARCO TEÓRICO	5
Microgusano (<i>Panagrellus redivivus</i>)	5
Gusanos Grindal (<i>Enchytraeus buchholzi</i>)	6
Gusano de vinagre (<i>Turbatrix aceti</i>).....	6
Microalga (<i>Chlorella sp.</i>).....	7
Rotíferos (<i>Brachionus plicatilis</i>)	9
<i>Artemia spp.</i>	10
Gusano de fango (<i>Tubifex tubifex</i>)	11
OBJETIVO GENERAL	12
OBJETIVOS PARTICULARES	12
METODOLOGÍA	13
Primera Etapa: Sistematización de los procesos de producción.	13
Segunda Etapa: Evaluación del manual con productores de peces de ornato.	13
RESULTADOS.....	15
DISCUSIÓN	18
CONCLUSIÓN.....	19
BIBLIOGRAFÍA.....	20
ANEXO 1	25

RESUMEN

El alimento vivo en acuicultura describe el grupo de organismos que constituyen la base en la alimentación de los estadios larvarios y juveniles en peces ornamentales. Es importante mencionar que dentro del área productiva de la acuicultura, existen organismos que reúnen las características suficientes para utilizarse en la alimentación de peces no sólo por ser un nutrimento fisiológicamente valioso, sino por ser un factor conductual importante en la dieta de peces.

Una alternativa a esta situación se fundamenta en el conocimiento, optimización y automatización de los sistemas de cultivo, que a su vez permite reducir costos, tiempos y esfuerzo. Una opción es la elaboración de manuales de procedimientos, que es un documento que contiene de forma metódica los pasos y operaciones que deben seguirse para la realización de las funciones de un área.

En este documento se lleva a cabo el diseño de un manual para la elaboración y mantenimiento de alimento vivo, usando organismos de fácil producción y alto valor nutricional. El manual se escribió pensando que fuese de fácil entendimiento para el productor de peces de ornato.

El manual se evaluó con productores de peces de ornato del estado de Morelos, por ser uno de los principales estados productores en el país. El procedimiento de la evaluación se llevó a cabo mediante el desarrollo de un taller, con una técnica de grupo operativo. Aproximadamente el 50% de los productores que participaron en el taller mantuvieron los cultivos en sus unidades de producción, a partir de los procedimientos descritos en el manual.

INTRODUCCIÓN

La acuicultura, se refiere al uso de métodos y técnicas para el manejo y control de organismos acuáticos, desde su reproducción hasta su cosecha, procesamiento, comercialización o consumo. En general podríamos dividir la acuicultura en la producción de peces para consumo y para uso ornamental¹.

El aumento de la demanda de peces de ornato que se presentó en el mercado nacional entre 1995 y 1999, fue el escenario que provocó que diversos productores rurales del estado de Morelos abandonaran los cultivos agrícolas tradicionales (maíz y trigo) para dedicarse a la acuicultura de ornato, formándose unidades de producción extensivas y semiintensivas². A pesar de que la producción nacional de peces de ornato tuvo un importante crecimiento en el número de organismos producidos durante la década del 2000, las variedades que se producen en el estado de Morelos son pocas con respecto al total de las que se comercializan actualmente en el país, lo que provoca una fuerte competencia por el mismo nicho de mercado, impactando directamente en los precios del producto; aunado a otros factores como los costos del terreno, la inadecuada infraestructura, la disponibilidad y calidad del agua, así como estrategias inadecuadas de alimentación, hacen que muchas de las unidades de producción desaparezcan en el primer año de operaciones^{3,4}.

En México el acuarismo creció en 250% entre 2005 y 2017, comercializándose cerca de 60 millones de organismos vivos durante 2015 en 5 mil establecimientos comerciales registrados y 15 mil puntos de venta informales; se tiene registro de más de 250 granjas de producción, de los cuales, alrededor de 32 millones de organismos se produjeron en el estado de Morelos, entidad líder en la producción de peces de ornato, seguido por Yucatán con 15 millones de organismos, de lo que se exportó el 70% a Estados Unidos siendo el Goldfish, (*Carassius auratus*), el principal producto que reproduce y se distribuye por todo el mundo^{2,5,6,7}.

Los gobiernos y agencias de desarrollo se han preocupado por apoyar la viabilidad de estas unidades de producción a través de capacitación en diversos rubros. Lo anterior ha resultado poco efectivo, ya que generalmente no se considera la escasa formación técnica y educativa de los responsables de las granjas o bien por qué se basan en el uso de tecnología

acuícola poco accesible para estas unidades de producción acuícola, caracterizadas por sus limitaciones técnicas y económicas⁶.

Uno de los principales problemas, y que además representa el principal costo de producción en la acuicultura es la alimentación, que además debe ser la adecuada para cada etapa de desarrollo. Por otro lado, una de las limitantes más importantes para la introducción de nuevas especies es que los alimentos empleados no son adecuados para garantizar la viabilidad y el crecimiento óptimo, especialmente en las primeras etapas de vida, que es donde se presenta la mayor mortalidad⁸.

Se ha tratado de sustituir los alimentos vivos por alimento microencapsulado, congelado o liofilizado pero en términos generales no han resuelto el problema nutricional, ya que persisten algunas deficiencias en las propiedades físicas en ellos, tales como: estabilidad en el agua, flotabilidad y palatabilidad, además, el precio de estos es una limitante importante para su adquisición en sectores sociales con bajos recursos económicos, como es la acuicultura ornamental⁹.

Tanto en ambientes naturales como en sistemas acuícolas, los microorganismos desempeñan un papel fundamental como productores y consumidores de oxígeno disuelto, reciclando nutrientes y produciendo alimento para organismos mayores. Aunque son pequeños, se multiplican rápidamente. En vida libre estos organismos desempeñan un papel fundamental en la manutención de la calidad del agua, como mediadores del impacto ambiental de los efluentes y en el control de posibles patógenos lo que hace de ellos el más versátil y numeroso grupo de organismos presente en el ambiente acuático^{8,9}.

Existe una amplia variedad de organismos que pueden ser utilizados como alimento vivo, entre los que podemos mencionar la *Artemia salina*, el *Tubifex*, la *Daphnia pulex*, el *Brachionus plicatilis*, y el *Culex pipiens*, que cuentan con alto contenido proteico, elevada disponibilidad y abundancia, tamaño aceptable, cuerpo blando, altas densidades de cultivo y movimiento. A pesar de poder demostrar sus beneficios es difícil reportar con exactitud la composición nutrimental de las diferentes especies a utilizar como alimento vivo para peces de ornato¹⁰ (Cuadro 1).

Cuadro 1. Análisis inmediato y tamaño de partícula de alimentos vivos utilizados en acuicultura ornamental ^{8, 15, 16, 17, 20, 26, 31, 32}

	<i>Panagrellus redivivus</i>	<i>Enchytraeus buchholzi</i>	<i>Turbatrix aceti</i>	<i>Chlorella sp.</i>	<i>Brachionus plicatilis</i>	<i>Artemia spp.</i>	<i>Tubifex tubifex</i>
Humedad %	76	80	-	-	86	89	81
ELN %	10	-	-	-	-	-	-
EE %	-	-	-	3.9	-	-	-
Proteína %	40	58	-	46 - 63	39	57	59
Lípidos %	20	28	-	4 - 61	11	13	11
Ceniza %	-	8.8	-	-	8.8	9.3	9.7
Tamaño µm	50	50 - 100	50	2 - 10	100 - 300	400 - 500	Longitud variable

Existen reportes de ácidos grasos esenciales (DHA) y ácido eicosapentaenoico (EPA), en *Turbatrix aceti*, las cantidades representantes no son mencionadas.

Luna Figueroa *et al.* (2010) realizaron un comparativo de diferentes tipos de alimento vivo con un alimento comercial, obteniendo mejores resultados con alimento vivo en las etapas larvales, favoreciendo la supervivencia y en los juveniles favoreció la ganancia de peso¹¹. Lazo J (2000) menciona que de 1980 a 2000 se realizaron estudios de dietas artificiales para evaluar el crecimiento y la supervivencia con respecto a la utilización del alimento vivo, siendo consistentemente inferiores¹². Si bien la dieta “ideal” no ha sido plenamente definida, los avances sobre el conocimiento del sistema digestivo y los requerimientos nutricionales de las larvas permiten acercarse a una dieta que reemplace la utilización de alimento vivo. Sin embargo, existen aspectos nutricionales que aún quedan por determinar para facilitar su desarrollo y que sean aptas para el cultivo larvario de peces¹³.

El uso del alimento vivo en las unidades de producción de peces de ornato requiere de procedimientos puntuales donde es común que ocurran fallas, por lo que el uso de manuales operativos asequibles para los productores y personal que labora en ellas, facilitará su producción. El uso de manuales para la producción de alimento vivo permitiría delimitar los lineamientos y mecanismos de acción, además de determinar las responsabilidades de cada individuo, maximiza el uso de los recursos evitando malentendidos¹⁴.

MARCO TEÓRICO

Microgusano (*Panagrellus redivivus*)

La utilización del *Panagrellus redivivus* como alimento inicial para peces se remonta a 1963, cuando se demostró que dicho organismo era presa fácil de larvas de peces. Entre las especies ícticas de importancia económica susceptibles de ser alimentadas con estos organismos podemos mencionar al pez ángel *Pterophyllum scalare*, pez beta *Betta splendens*, Gourami enano *Colisa lalia*, Tetra neón *Paracheirodon innesi*, Corydora *Corydoras aeneus* y Pez cebra *Brachidanio rerio*¹⁵.

El *Panagrellus redivivus* es un nematodo de vida libre de 1.5 mm de longitud y 0.05 mm de diámetro. Los machos tienen la cola curvada. Son ovovivíparos de reproducción sexual que liberan de 10 a 40 crías en un periodo de 24 a 36 h durante los 20 a 25 días que dura su ciclo de vida, por lo que se considera que cada hembra produce aproximadamente 300 crías durante su etapa reproductiva. Las crías incrementa su tamaño tres veces durante el primer día y alcanzan la madurez sexual, posteriormente aumentan su tamaño de cinco a seis veces durante los siguientes tres días, pueden permanecer vivos al menos unas 12 h en agua dulce¹⁶.

El *P. redivivus*, no solo es fisiológicamente una forma valiosa de nutrimento, también ha sido utilizado eficientemente como indicador de contaminación¹⁶. En promedio general, los microgusanos son 76% agua y 24% materia seca; 40% de la materia seca es proteína y 20% es grasa, el 40% restante corresponde a extracto libre de nitrógeno y a otros micronutrientes¹⁵. *P. redivivus* constituye una alternativa nutricional y económica viable como alimento inicial de larvas de peces y crustáceos, cotejada mediante la acelerada tasa de crecimiento y alta tasa de sobrevivencia de los organismos alimentados con el microgusano. No obstante, Schlechtriem *et al.* (2005) afirman que, aunque digeribles para peces adultos, la posible resistencia de los nematodos a la digestión larval, provocada por la cutícula que cubre su cuerpo, constituida principalmente de colágeno (Castro *et al.*, 2001; De Lara *et al.*, 2003), limitaría su uso como alimento vivo inicial¹⁵.

Gusanos Grindal (*Enchytraeus buchholzi*)

Son gusanos de cuerpo redondo, delgado y segmentado. La mayoría de los Oligocheta viven en suelo húmedo y agua dulce. Son blancos y miden 14-40 mm de largo y 0.5-1.0 mm de diámetro. Sin una cabeza distintiva, tienen una boca en la parte anterior y un ano en la parte posterior¹⁷.

Para un desarrollo óptimo requiere de una temperatura de 10° a 15°C, a temperaturas mayores de 20°C los gusanos empiezan a perecer, a temperaturas menores de 5°C, dejan de reproducirse y comienzan una hibernación forzosa. La composición nutrimental del gusano grindal se reporta de la siguiente manera: humedad 80.2%, 58.58% de proteína, 27.7% de grasa y 8.8% de ceniza^{17,18}.

Se encuentra en hábitats muy cercanos a los de *T. tubifex*, o lombrices de tierra y también en cantidades abundantes en lugares con características de putrefacción como el estiércol o en lugares húmedos con troncos y vegetales, formando una capa donde esta especie se puede albergar. Este gusano puede medir 1 cm en estado adulto, se caracterizan por ser hermafroditas, esto hace que puedan realizar reproducción a partir de un solo ejemplar, pero el *E. buchholzi*, preferentemente se aparea¹⁸.

Gusano de vinagre (*Turbatrix aceti*)

Vinagre de manzana es el producto de la fermentación alcohólica, seguida de la fermentación acética del zumo de manzana, posee un pH de 2.9, la fermentación alcohólica debe ser conducida con una levadura apropiada que aporta el complejo enzimático para la conversión de los azúcares del jugo de manzanas en alcohol etílico. La fermentación acética tiene buenos resultados por el empleo de una bacteria acética y en general, las condiciones de temperatura, pH, concentración del sustrato y oxígeno disuelto son factores fundamentales en la calidad del vinagre¹⁹.

El nematodo de vida libre *Turbatrix aceti*, ha sido utilizado durante años como alimento en el cultivo de peces ornamentales y es muy similar a *P. redivivus*, miden aproximadamente de 1-2 mm de largo, 0.05 mm de diámetro y son tolerantes a numerosos factores ambientales. Es fácil de cultivar en altas densidades y con un bajo riesgo de contaminación por microorganismos patógenos debido a las propiedades antibióticas naturales del medio de crecimiento^{20,21}.

Contrario a muchas otras especies de nematodos, puede nadar activamente en la columna de agua, lo que puede aumentar su disponibilidad a larvas de peces. El *T. aceti* posee la capacidad de producir ácidos grasos poliinsaturados y por lo tanto podría ser adecuado para suplementar comúnmente con nauplios de *Artemia*. Las temperaturas entre 20 y 29 °C son las más propias para el desarrollo del nematodo, requiere poco oxígeno para su supervivencia y no tiene requerimientos específicos de luz^{21,22}.

Microalga (*Chlorella sp.*)

El término microalga, es normalmente usado para referirse a un amplio grupo de microorganismos fotosintéticos. *Chlorella sp.* es un organismo eucarionte unicelular con cloroplasto único laminar, parietal, que forma diferentes especies, es un alga verde de forma esférica, cerca de 2 a 10 micras de diámetro que es extensamente encontrada en lagos y pantanos por todo el mundo. Investigaciones con alga verde han demostrado que la biomasa producida por ella puede ser usada para distintas aplicaciones, como son: alimento para animales, biofertilizantes, condicionador del suelo, alimento en los acuarios o puede ayudar a resolver problemas de salud pública, por medio de la purificación biológica de las aguas negras de las ciudades²³.

Foto, significa luz y síntesis se refiere a la producción de compuestos orgánicos, lo cual refiere que hay una conversión de energía lumínica en química, que se utiliza para convertir el dióxido de carbono proveniente de la atmósfera en compuestos carbónicos reducidos, sobre todo en azúcares. Comparada con otras plantas, *Chlorella sp.* tiene una alta concentración de clorofila, así que su capacidad de fotosíntesis es elevada. *Chlorella vulgaris* puede dividirse en cuatro células cada 20 horas²⁴.

El cultivo de microalgas esencialmente se puede dividir en dos tipos: sistemas cerrados (fotobiorreactores) y sistemas abiertos (tanques a cielo abierto). La palabra fotobiorreactor hace referencia a un cultivo en el cual la mayor parte de la luz no incide directamente sobre el cultivo, en vez de esto, debe pasar a través de la pared transparente del reactor para llegar al cultivo; de acuerdo con su operación se pueden clasificar en: mezclados por burbujeo, de fase única y de doble fase; de acuerdo a su diseño se pueden clasificar en: plana o tubular, horizontal, vertical, inclinado o espiral, colector o serpentina. La principal ventaja de los sistemas cerrados es su control sobre la contaminación del cultivo, variable que es

importante si se requiere de un monocultivo, adicionalmente por lo general permiten un mejor control sobre algunos parámetros importantes en el crecimiento de las microalgas tales como: pH, iluminación, temperatura, entre otros, permitiendo de esta forma alcanzar altas productividades de biomasa²⁵.

Los parámetros fisicoquímicos más importantes que regulan el crecimiento de las algas son:

- **Temperatura.** La mayoría de la especies de algas verdes toleran temperaturas entre 16 y 27°C, aunque esto puede variar de acuerdo a la composición del medio de cultivo o la especie cultivada. El desarrollo óptimo de *Chlorella sp.* ocurre a 25°C.
- **Luz.** Es la fuente de energía que promueve las reacciones fotosintéticas en las algas. Aquí, la intensidad debe ser entre 2000 – 4000 lux de manera constante, esta iluminación es equivalente a la emitida por un tubo de luz fluorescente de 17 W.
- **pH.** El rango para la mayoría de las especies de algas cultivadas es entre 7 y 9, siendo el rango óptimo para *Chlorella sp.* está entre 7 - 8.
- **Aireación.** Es necesaria para prevenir la sedimentación de las algas, para asegurar que todas las células de la población están igualmente expuestas a la luz y los nutrientes, para mantener un pH aceptable y mejorar el intercambio de gases entre el medio de cultivo y el aire²⁶.

La biomasa de las algas verdes contiene tres componentes principales: las proteínas, cuyo porcentaje sobre el peso seco puede variar del 46-63%; los carbohidratos, con porcentajes generalmente entre el 10-17% (hasta 32% en *Dunaliella salina*); y los lípidos, con porcentajes que varían del 4-61%²³.

En la acuicultura las microalgas constituyen la principal fuente de alimento utilizada en la nutrición de moluscos, rotíferos y fases larvarias de crustáceos, siendo además utilizadas como complemento en las dietas de peces o como medio para mantener la calidad del agua²⁶.

En la última década los fotobiorreactores tubulares y de placas planas han recibido, entre otros, mucha atención, ya que permiten establecer cultivos de alta densidad celular, 3 o más veces en comparación con los sistemas convencionales. Esto tiene ventajas como 1) facilidad para cosechar la biomasa, 2) mantenimiento del cultivo sin contaminación, 3)

mejor control de las condiciones de cultivo y 4) menor inversión de capital en el fotobiorreactor^{27,28}.

Rotíferos (*Brachionus plicatilis*)

Los rotíferos o *Brachionus plicatilis* son pequeños organismos acuáticos invertebrados no segmentados de simetría bilateral. La mayoría son nadadores aunque se han encontrado especies sedentarias y coloniales. Generalmente tienen forma de saco y se pueden distinguir 4 regiones: una cabeza poseedora de la corona, un cuello de longitud variable, un cuerpo y un pie²⁹.

Existen dos diferentes morfotipos de rotíferos: el pequeño (S) y el grande (L). El tipo L tiene un rango de temperatura más amplio, mientras el tipo S posee mayor resistencia a una temperatura más alta. El rango de tolerancia de los rotíferos a la salinidad oscila entre 1 y 97 g/L siendo óptimo entre 4 y 35g/L y el rango de pH óptimo de producción ha sido establecido entre 6.6 y 8.0³⁰. Cuando es adulto *Brachionus plicatilis* llega a medir de 0.1 a 0.3 mm de longitud³¹.

El lapso de vida de los rotíferos depende de la temperatura del cultivo, pero en un ambiente controlado (25°C) el período de vida se ha estimado en 3 a 5 días. Generalmente, las larvas llegan a ser adultas después de 12 a 36 horas por lo cual las hembras comienzan a poner huevos aproximadamente cada 4 horas. Se cree que las hembras pueden producir diez generaciones de progenie antes que ellas eventualmente mueran³¹.

La actividad reproductiva depende de la temperatura del ambiente. Cuando las condiciones ambientales son óptimas, lo hacen asexualmente, cuando las son desfavorables se reproducen sexualmente, obteniendo con ello machos pequeños y huevos inactivos³¹.

Brachionus plicatilis es ampliamente utilizado para la primera alimentación de muchos organismos (no solo de peces sino también de muchas especies de crustáceos) y algunas de las características que lo hacen ideal para este fin se enlistan a continuación:

- Tamaño
- Baja velocidad de nado
- Se mantiene siempre en la columna de agua

- Capacidad de ser cultivado a grandes densidades (hasta 2000 ind/ml)
- Elevada tasa reproductiva
- Amplio rango de salinidades
- Puede ser usado como biocapsula, ya que es fácilmente enriquecido con ácidos grasos, antibióticos, etc. para servir como un vehículo que transfiera dichas sustancias a sus depredadores³².

El cultivo larvario de muchos peces y crustáceos depende del abastecimiento de rotíferos como alimento vivo, estos toman la energía que las microalgas obtienen de la luz solar y la transfieren en forma de energía química a los peces³².

Los rotíferos del género *Brachionus* como filtrador no selectivo, puede ingerir partículas de alimento de 0.02 - 0.03 mm. En la naturaleza consumen microalgas, bacterias, levaduras y protozoarios. Los animales cultivados se alimentan mayormente con algas unicelulares y/o levaduras²⁹.

La composición bioquímica y valor nutricional es determinada por la dieta, pero estos valores fluctúan alrededor de: 86.1% de humedad, 39.8% de proteína, 11.7% de lípidos, 8.8% de ceniza¹⁷.

Artemia spp.

La *Artemia spp.* es un crustáceo dotado de un caparazón blando, se alimenta de microorganismos como microalgas y de materia orgánica particulada, los especialistas en este crustáceo manifiestan que es un gran convertidor y que su composición está íntimamente relacionada con lo que ingiere o filtra y su tamaño varía entre 0.4 y 0.5 mm. Debido a su elevada cantidad de proteínas (50 a 60%), amplia gama de aminoácidos y ácidos grasos poliinsaturados, es muy empleada como alimento vivo en las actividades de producción acuicola^{33,34}. Estos crustáceos están caracterizados por estar dotados de apéndices torácicos en forma de hoja, que ejercen funciones locomotoras, respiratorias y filtradoras (*Subclase Branchiopoda*), y presentan ausencia de caparazón rígido (*Orden Anostraca*)³⁵.

Tiene dos tipos de reproducción: anfigónica o zigogenética, con presencia de machos y hembras y, partenogenética, donde la presencia de machos es testimonial, en ambas las hembras pueden dar lugar a dos tipos de huevos: a) los que completan el desarrollo embrionario en el interior del útero (proceso ovovivíparo) y b) los que detienen su desarrollo, quedando en forma de quiste (diapausa). El diámetro de los quistes varía entre 0.20 y 0.27 mm, según la especie. Después de una desecación efectiva presentan una forma semiesférica, con un hemisferio casi completamente invaginado en el otro. Cuando se hidratan recuperan su forma totalmente esférica^{35,36}.

Debido a que carece de mecanismos de defensa *Artemia spp.* ha sido capaz de desarrollar una serie de adaptaciones bioquímicas y fisiológicas para su supervivencia, como: la regulación de oxígeno disuelto, esto se lleva a cabo mediando la concentración de los pigmentos respiratorios según sus necesidades, y en sintetizar diferentes tipos de hemoglobina de su hemolinfa, toleran un rango de salinidades comprendido entre 45 g/L y 370 g/L, ambientes caracterizados por una alta productividad, una baja diversidad de especies, donde sus potenciales predadores no pueden sobrevivir. Los rangos óptimos de temperatura se sitúan entre los 5° y los 35°C, aunque también se han encontrado poblaciones a temperaturas más altas³⁷.

La calidad de los quistes depende de factores, como la nutrición, las características de la diapausa, la talla de los quistes y nauplios, entre otras, que influyen en el valor comercial de los mismos. Para que los quistes en diapausa puedan eclosionar necesitan una activación previa del embrión (hidratación), que puede variar entre 24 y 48 horas según las características físico-químicas del medio: salinidad, temperatura y pH. Nutricionalmente se reportan: 89.09% de humedad, 57.20% de proteína, 12.85% de lípidos, 9.34% de ceniza^{37,38,17}.

Gusano de fango (*Tubifex tubifex*)

El *Tubifex tubifex* tiene un grosor de alrededor de 1 mm y tiene longitud variable, su cuerpo está dividido en subunidades denominadas metámeros. Una característica fundamental en este organismo es la ausencia de cabeza y se observa una pequeña estructura con una boca como órgano principal que constituye el inicio del tubo digestivo. Se encuentra en aguas dulces con baja oxigenación y abundante materia orgánica en descomposición, viven

parcialmente enterrados en el fango manteniendo una porción de la parte superior del cuerpo en el exterior en contacto con el agua ondeándose continuamente para facilitar el intercambio gaseoso en la superficie del cuerpo ya que carecen de branquias, manteniendo entre cada individuo una separación entre uno o dos milímetros. Cuenta con un porcentaje de humedad de 81.22%, 58.68% de proteína, 11.39 de lípidos y 9.74% de ceniza^{39,17}.

El tiempo de generación de *T. tubifex* es corto en comparación con otros organismos (42 días), se produce en una amplia gama de hábitats, tiene una alta fecundidad, de 92 a 340 huevos y se reproduce dentro de un intervalo de temperatura entre 0.5-30°C, en condiciones de cultivo controlado se pueden obtener poblaciones limpias^{39,40}.

En México la principal forma de obtención de este recurso es por extracción en áreas expuestas a la intemperie donde desembocan drenajes de aguas residuales o drenajes de riegos agrícolas. Debido a las condiciones de su hábitat, el gusano de fango se considera portador de bacterias patógenas de alto riesgo, como *Salmonella*, *Shigella*, *Escherichia coli*, entre otras, que pueden afectar tanto a los cultivos como al ser humano. La estrategia de desinfección del gusano, hasta el momento está restringida a baños con antibiótico, siendo el de mayor uso el metronidazol que ataca principalmente bacterias anaeróbicas y algunos protozoarios. También se limpia usando baños de agua corriente y oxigenación, aunque no se garantiza una limpieza efectiva usando este método^{40,41,42}.

OBJETIVO GENERAL

Elaborar un manual para la producción de alimento vivo para peces ornamentales a bajo costo.

OBJETIVOS PARTICULARES

- Sistematizar los procedimientos para la producción de alimento vivo con contenido suficiente para su entendimiento.
- Evaluar la eficiencia del manual mediante el desarrollo de un taller dirigido a productores de peces de ornato.

METODOLOGÍA

Primera Etapa: Sistematización de los procesos de producción.

El manual se realizó en el Laboratorio de Sistemas Acuícolas de la Universidad Autónoma Metropolitana - Unidad Xochimilco (LSA – UAMX), ubicado en la Ciudad de México.

En el manual se consideraron las siguientes especies:

- Microgusano (*Panagrellus redivivus*)
- Gusano grindal (*Enchytraeus buchholzi*)
- Gusano de vinagre (*Turbatrix aceti*)
- Microalga (*Chlorella sp.*)
- Rotíferos (*Brachionus plicatilis*)

También se presenta las instrucciones para el mantenimiento de las siguientes especies:

- *Tubifex tubifex*.
- Eclosión de quiste de *Artemia sp.*

Para cada organismo, en el manual se presentaron:

1. Generalidades.
 - a. Ciclo de vida. Donde se mencionaron las etapas importantes para mantener una producción continua.
 - b. Información Nutrimental. Se mencionaron las características nutritivas importantes que pueden aportar.
2. Instrucciones y materiales para la reproducción y/o mantenimiento de cada alimento. Las instrucciones estarán apoyadas con material ilustrativo, ejemplificando la acción a realizar.
 - a. Procedimientos para la recolección y administración del alimento.
3. Literatura recomendada.

Segunda Etapa: Evaluación del manual con productores de peces de ornato.

Para probar la eficacia del manual se diseñó el taller “Alimento vivo para sala de crianza”, el cual fue impartido los días 14 y 15 de abril del 2018, en la granja Ecopia ubicada en el

municipio de Temixco Morelos. Se contó con la participación de 11 personas, 10 de ellos productores y un pasante de medicina veterinaria y zootecnia.

La estructura del taller tomó como base una técnica de grupo operativo, con conformación de grupos pequeños trabajando alrededor de una misma tarea. Se formaron equipos de 3 productores, cada grupo fue monitoreado por un facilitador, al mismo tiempo se contó con dos observadores los cuales supervisaron el desarrollo de las técnicas, así como un coordinador general del taller, el cual tuvo como finalidad, que el productor pueda llevar a cabo la producción de los diferentes organismos descritos en el manual de manera autárquica.

La dinámica del taller consistió en explicar la finalidad de este, proporcionar el manual y el material descrito (plásticos, garrafones, recipientes, filtros, sustratos y cultivos). Para considerar la importancia de las imágenes se realizaron impresiones a color y otras a blanco y negro.

Para cada alimento, el coordinador hizo una breve introducción del organismo a trabajar, acerca de sus características morfológicas y nutricionales. Posteriormente los participantes llevaron a cabo la elaboración del organismo en cuestión; para reforzar la práctica los coordinadores y facilitadores realizaron paso a paso el desarrollo de la práctica. Al final de la elaboración se abrió una sesión de preguntas y observaciones.

Para la evaluación se realizó una entrevista corta con los participantes, con la finalidad de tener información si existía experiencia previa sobre el organismo en cuestión y si podría sustituir algún material por alguno existente en su unidad de producción. Al final de las sesiones el equipo de trabajo analizó lo ocurrido durante el desarrollo del taller.

A partir de las valoraciones realizadas por el grupo de trabajo y los productores se realizaron las modificaciones pertinentes al documento. El manual que acompaña la tesis es el que contiene las observaciones.

RESULTADOS

La información demográfica de los asistentes al taller: Alimento vivo para sala de crianza, se presentan en el cuadro 2.

Cuadro 2. Información demográfica y de especies producidas de los asistentes al taller: Alimento vivo para sala de crianza.

Productor	Sexo	Edad (años)	Grado Escolar	Especies que Reproducen	Experiencia de producción (años)
1	Masculino	80	Secundaria	<i>Pterophyllum scalare</i> , <i>Poecilia reticulata</i> , <i>Trichogaster trichopterus</i> , <i>Xiphophorus maculatus</i> , <i>Poecilia sphenops</i> , <i>Betta splendens</i> , <i>Danio rerio</i> .	50
2	Femenino	72	Primaria	<i>Pterophyllum scalare</i> , <i>Poecilia reticulata</i> , <i>Trichogaster trichopterus</i> , <i>Xiphophorus maculatus</i> , <i>Poecilia sphenops</i> , <i>Betta splendens</i> , <i>Danio rerio</i> .	50
3	Masculino ¹	-	-	-	-
4	Masculino	59	Primaria	<i>Betta splendens</i> , <i>Gymnocorymbus ternetzi</i> , <i>Puntius tetrazona</i> , cíclidos africanos.	21
5	Masculino	25	Licenciatura	<i>Oreochromis</i> , <i>Carassius auratus auratus</i> , cíclidos, <i>Poecilia reticulata</i> , <i>Xiphophorus hellerii</i> , <i>Trichogaster trichopterus</i> , <i>Betta splendens</i> .	10
6	Masculino	50	Licenciatura	<i>Danio rerio</i> , <i>Cyprinus carpio</i> , <i>Trichogaster trichopterus</i> , <i>Betta splendens</i> , <i>Gymnocorymbus ternetzi</i> , <i>Hyphessobrycon eques</i> , <i>Puntius tetrazona</i> .	23
7	Masculino	32	Secundaria	<i>Danio rerio</i> , <i>Cyprinus carpio</i> , <i>Trichogaster trichopterus</i> , <i>Betta splendens</i> , <i>Gymnocorymbus ternetzi</i> , <i>Hyphessobrycon</i>	28

eques, Puntius tetrazona.

8	Femenino ¹	-	-	<i>Carassius auratus auratus</i>	-
9	Femenino ¹	-	-	<i>Carassius auratus auratus</i>	-
10	Masculino ¹	-	-	<i>Carassius auratus auratus</i>	-
11	Masculino ²	-	-	-	-

¹No fue posible recopilar la información debido a que no se pudo contactar con el productor

²No fue posible recopilar la información debido a que no concluyó el taller

Se cuestionó a los asistentes sobre si habían manejado los distintos tipos de cultivos que se presentaron en el taller. (Cuadro 3)

Cuadro 3. Resultados sobre conocimiento de los cultivos que forman parte del taller.

	Conocían el alimento	
	si	no
Microgusano	9	2
Grindal	1	10
Gusano de vinagre	2	9
Microalga	10	1
Rotíferos	2	9
<i>Artemia</i>	9	2
<i>Tubifex</i>	10	1

Durante el desarrollo del curso los asistentes mostraron atención por los organismos que no conocían, mostrando interés en su elaboración y posteriormente cuestionando sobre las posibilidades de intercambiar algunos materiales por algunos existentes en sus unidades de producción, por último se mostró interés por implementar los cultivos en sus unidades de producción.

En el cierre del curso se tomaron observaciones finales, se hace mención que los procesos descritos procuran mantener la inocuidad de los cultivos y bajas mortalidades en la población descrita; al aplicar las nuevas prácticas es recomendable llevar a cabo una planeación con el objetivo de optimizar el recurso para cuidar la inversión, por otro lado el cuidar y programar los procesos encausa a sistematizar y así mantener buenas prácticas de producción.

Con la finalidad de considerar un parámetro más, se decide dar seguimiento sobre el éxito de los cultivos después de 30 días dentro de las unidades de producción. (Cuadro 4.)

Cuadro 4. Continuidad sobre el desempeño de los cultivos en las unidades de producción después de 30 días

Productor	Cultivos						
	Micro gusano	Grindal	Gusano de Vinagre	Microalga	Rotífero	<i>Artemia</i>	<i>Tubifex</i>
1	Mantiene	Fracasó	Mantiene	Fracasó	Fracasó	Mantiene	Mantiene
2	Mantiene	Fracasó	Mantiene	Fracasó	Fracasó	Mantiene	Mantiene
3	-	-	-	-	-	-	-
4	Mantiene	Fracasó	Fracasó	Fracasó	Fracasó	Mantiene	No se utiliza
5	Mantiene	Mantiene	Mantiene	Mantiene	30 días Murió	Mantiene	No se utiliza
6	Mantiene	Mantiene	Mantiene	Fracasó	Fracasó	Fracasó	Fracasó
7	Mantiene	Mantiene	Mantiene	Fracasó	Fracasó	Fracasó	Fracasó
8	Fracasó	Fracasó	Fracasó	Fracasó	Fracasó	Fracasó	Fracasó
9	Fracasó	Fracasó	Fracasó	Fracasó	Fracasó	Fracasó	Fracasó
10	Fracasó	Fracasó	Fracasó	Fracasó	Fracasó	Fracasó	Fracasó
11	Fracasó	Fracasó	Fracasó	Fracasó	Fracasó	Fracasó	Fracasó

En los casos particulares de *Artemia sp.* y *Tubifex* algunos de los productores que implementaban estos organismos en sus unidades de producción mencionaron que adoptaron las nuevas estrategias de manejo descritas en el manual.

Con respecto a las observaciones de los asistentes, facilitadores, observadores y coordinador, se llevaron ajustes al manual para facilitar su mejor entendimiento, estos cambios fueron:

1. Cambio de tamaño (manual), ya que el tamaño de letra y de imágenes complicaba para algunos productores la lectura.

2. Se observó que las imágenes a color beneficia la comprensión de las indicaciones.
3. La presentación de la metodología e imágenes se modifica, se ponen en un mismo nivel la actividad a realizar junto con la imagen de apoyo. Los pasos que contienen cantidades se adjuntan en la misma instrucción.
4. Para contribuir a la identificación de los organismos presentados, se toman fotografías y se agregan a la introducción.
5. Se modificó la introducción de cada organismo dejando la información básica sobre este, ya que las inquietudes de los productores eran enfocadas a la producción del cultivo, así como a las cantidades de individuos que se pueden mantener con este.
6. Se produjo una población suficiente para realizar las pruebas de cada organismo mencionado en el manual.
 - a. Se contabilizó una porción de cada cultivo.
 - b. Posteriormente se tomaron diferentes concentraciones y se observó el consumo a diferentes tiempos.
 - c. Finalmente las cantidades que se recomiendan administrar se mencionaron en el manual (Anexo 1).

DISCUSIÓN

Los conocimientos necesarios para mejorar la producción, en un marco de sustentabilidad, se encuentra en la riqueza de conocimientos que los productores han creado en su labor cotidiana y que, además, cuentan con sus propios mecanismos de conversión y creación de conocimientos desarrollados en función de sus necesidades y condiciones⁴.

Con respecto a los resultados podemos interpretar que conforme aumenta el nivel de complejidad en la elaboración de los cultivos, existe menor interés por parte de los productores por adaptar estas técnicas, cuando algún productor conocía o manejaba alguno de los organismos presentados en el taller, dificultaba la comunicación en el momento de querer enseñar una técnica distinta, sin embargo, cuando se realiza la encuesta 30 días posteriores al taller, una parte de estos manifestaron que realizan la metodología aprendida dentro de sus unidades de producción⁴⁴.

El desarrollo del manual pretendía facilitar la inclusión de nuevas prácticas las cuales podían ser en beneficio de las unidades de producción. Sin embargo, la inserción de

productores con distintos perfiles laborales, la falta de infraestructura dentro de las unidades de producción e inclusive el grado de estudios de los productores, influye en el éxito de la adaptación de estos nuevos conocimientos⁴⁵.

En la introducción se llevaron a cabo cambios: 1) Se retiró la información aportada sobre la biología de cada organismo, ya que fue de poca relevancia para los productores, 2) Se incluyó el rendimiento de cada cultivo evaluado en diferentes especies ya que fue la duda más recurrente entre los asistentes y 3) se ajustó la redacción para facilitar la lectura⁴⁶. Lo que indicaría que la finalidad de los asistentes es resolver problemas a corto plazo, sin interés en los aspectos teóricos relacionados.

Los cambios que se llevaron a cabo sobre la estructura física del manual y el diseño de la metodología pretenden dar mayor continuidad a la lectura y comprensión del documento, de esta manera facilitar el llevar a cabo la instrucción descrita para completar cada uno de los pasos en cuestión⁴⁶.

Sin embargo garantizar el éxito del manual, así como la permanencia de los cultivos, dependen de las condiciones de cada unidad de producción, en las cuales difícilmente se podría intervenir⁴.

CONCLUSIÓN

La implementación de manuales, como el presentado en este documento, es una técnica para poder afrontar una problemática importante como la alimentación, principalmente, en la etapa de alevinaje dentro de las unidades de producción. De lo anterior se pudo constatar su funcionalidad, ya que algunos productores pudieron adaptar prácticas en el manejo de su unidad de producción.

BIBLIOGRAFÍA

1. Aguilera HP, Noriega CP, Guzmán CJ. ¿Qué es la Acuicultura? México D.F. Editorial, Secretaria de Pesca. ISBN-968-817-305-3.
2. Ramírez MC. Estado Actual y perspectivas de la producción y la comercialización de peces de ornato de agua dulce en México. Mendoza, Aguilera. Monterrey (México): Universidad Nacional Autónoma de Nuevo León; 2010.
3. Martínez ED, Sánchez RJ, Matus PJ, Binnqüist CG. 2013. Análisis de los factores que condicionan la idoneidad de la estructura productiva de las granjas acuícolas de peces de ornato del estado de Morelos. *Sociedades Rurales Producción y Medio Ambiente*, 25(13):93-114.
4. Matus PJ, Martínez ED, Sánchez RJ 2015. Extensionismo en la acuicultura de bajos recursos. *Sociedades Rurales. Sociedades Rurales Producción y Medio Ambiente*, 15(29):111–136.
5. SAGARPA [domingo 1 de marzo de 2015] México D.F. <http://www.sagarpa.gob.mx/saladeprensa/2012/Paginas/2015B162.aspx> [14 Julio 2016].
6. SAGARPA Prensa [01 de marzo de 2015] México D.F. <http://www.gob.mx/sagarpa/prensa/impulsa-sagarpa-conapesca-la-acuicultura-de-peces-ornamentales-como-alternativa-de-negocio-en-el-pais-23189> [14 julio 2016].
7. SIAP. Atlas Agroalimentario 2017. México (CDMX): Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera; 2017.
8. Martínez CLR, Martínez PM, López EJA, Campaña TA, Miranda BA, Ballester E, Porchas CMA. 2010. Alimento natural en acuicultura: una revisión actualizada. X Simposio Internacional de Nutrición Acuícola. Universidad Autónoma de Nuevo León, Monterrey. 668–699.
9. Castro BT, De Lara AR, Castro G, Mejía, Castro MJ, Malpica SA. 2003. Alimento vivo en la acuicultura. *ContactoS*, 48:27–33.

10. Olascoaga TJ, Luna-Figueroa J. 2005. Aprovechamiento de alimento vivo *Culex quinquefasciatus* en la dieta del pez cebrá *Brachidanio rerio* (Pisces: *Cyprinidae*) con énfasis en la reproducción. *AquaTIC*, 22:20–25.
11. Luna FJ, Vargas Z T de J, Figueroa TJ. 2010. Alimento vivo como alternativa en la dieta de larvas y juveniles de *Pterophyllum scalare* (Lichtenstein, 1823). *Avances En Investigación Agropecuaria* 14(3):63–72.
12. Lazo JP. 2000. Conocimiento actual y nuevas perspectivas en el desarrollo de dietas para larvas de peces marinos. V Simposio Internacional de Nutrición Acuícola. 300–312.
13. Rodríguez A. Avances y Perspectivas en Microdietas para Larvas de Peces. *AquaTIC*, 2009;30:1-18.
14. Universidad Nacional Autónoma de México. 1994. Guía técnica para la elaboración de manuales de procedimiento. México D.F. Ciudad Universitaria.
15. Figueroa J, Soriano M, Luna-Figueroa J. El microgusano. *Revista Hypatia* [Internet]. 2006 [citado: Abril - Junio 2006]; 19. Disponible en: <https://revistahypatia.org/el-microgusano-revista-19.html>
16. Luna J. Nematodo de vida libre *Panagrellus redivivus* (Goodey, 1945): Una alternativa para la alimentación inicial de larvas de peces y crustáceos. *Investigación y Ciencia*. 2009; 45(4-11):4-10.
17. Meryem Ö, Mehmet B, Dilek S, Zafer K, Ünal Ö. Using white worm (*Enchytraeus spp.*) as a live feed in aquarium fish culture. *Journal of Academic Documents for Fisheries and Aquaculture*. 2015;1:165-168.
18. Romo S. Efecto del alimento vivo *Daphnia magna* y *Enchytraeus buchholzi* en juveniles de *Apistogramma cacatuoides* en condiciones de cautiverio, en la ciudad de Palmira, valle de Cauca. [tesis de Licenciatura] Pasto (Col). Universidad de Nariño; 2014.
19. Erazo R, Reyna L, Robles R, Huamán M. Producción de vinagre de manzana por fermentación a escala piloto. *Revista Peruana de Química e Ingeniería Química* [Internet]. 2001[citado 19 marzo 2018];11(1):67-72. Disponible en: <http://revistasinvestigacion.unmsm.edu.pe/index.php/quim/article/view/4225/33>

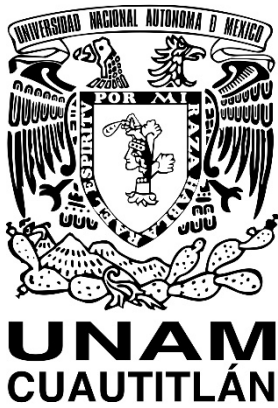
20. Hundt M, Brüggemann J, Grote B, Bischoff A, Martin-Creuzburg D, Gergs R, Buck B. Fatty acid composition of *Turbatrix acetii* and its use in feeding regimes of *Coregonus maraena* (Bloch, 1779): is it really a suitable alternative to *Artemia nauplii*? J. Appl. Ichthyol. 2015;31:343- 348.
21. Buck B, Brüggemann J, Hundt M, Bischoff A, Grote B, Strieben S, Hagen W. Improving nematode culture techniques and their effects on amino acid profile with considerations on production costs. J. Appl. Ichthyol. 2015;31:1-9.
22. Corrêa J. Algulvias observações sobre a vida do nematoide do vinagre *Turbatrix acetii*. Rev. Inst. Adolfo Lutz. 1953;1:83-90.
23. Rodríguez P, Sánchez Y, Zumalacárregui L, Pérez O, Hernández A, Echeveste P, Teresa A. Obtención de biomasa de microalga *Chlorella vulgaris* en un banco de prueba de fotobiorreactores de columna de burbujeo. AFINIDAD. 2016;73:125-129.
24. Benavente J, Montañez J, Aguilar C, Méndez A, Valdivia B. Tecnología de cultivo de microalgas en fotobiorreactores. AQM 2009 Revista de Divulgación Científica. 2012;4(7):1-12.
25. Viveros J. Evaluación de las aguas residuales domesticas de la universidad autónoma de occidente como medio de cultivo natural para la microalga nativa *chlorella sp.* y simultáneamente su capacidad para remover nitrato y DQO de dichas aguas. [Tesis de Licenciatura]. Santiago de Cali (Col): Universidad Autónoma De Occidente; 2014.
26. Gómez L. Microalgas: aspectos ecológicos y biotecnológicos. Revista Cubana de Química. 2015;19(2):3-20.
27. Contreras C, Peña J, Flores L, Cañizares R. Avances en el Diseño Conceptual de Fotobiorreactores Para el Cultivo de Microalgas. Interciencia. 2003;28(8):450-456.
28. Hernández A, Labbé J. Microalgas, cultivo y beneficios. Biología Marina y Oceanografía. 2014;49(2):157-173.
29. Rosales R. Efecto de la temperatura, la salinidad y sus interacciones en el crecimiento poblacional del rotífero nativo *Brachionus sp.*, Cayman, cepa Chilca, Perú. [tesis de licenciatura]. Lima (PE). Universidad Ricardo Palma; 2012.

30. Romero L. Caracterización morfométrica y aspectos filogenéticos de cepas de rotíferos del grupo *Brachionus plicatilis* (Rotífera: *Brachionidae*) utilizados en la acuicultura peruana. [tesis de licenciatura]. Lima (PE): Universidad Nacional Mayor de San Marcos; 2008.
31. Centro de Investigación pesquera (CRIP). Protocolo de Rotíferos. Agencia de Desarrollo Tecnoplades [internet]. 2010 [Citado 10 abril 2018]; Disponible en: <https://es.scribd.com/document/314954283/Protocolo-de-Rotiferos>
32. Carbajal C. Producción en masa del rotífero *Brachionus plicatilis* alimentado con 4 diferentes microalgas, para su uso como alimento vivo de larvas de peces marinos. [tesis de licenciatura]. Guadalajara (MX): Universidad de Guadalajara; 2008.
33. Navarro R, Casanova G, Aguilera M, Barbé F. Resultados y lecciones en producción del crustáceo *Artemia* en Salinas. Chile. 2009.
34. Salgado I. La *Artemia* y su cultivo en el Perú. Universidad Nacional de Piura [Internet]. 2001 [Citado 10 abril 2018]; Disponible en: <http://portal.unap.cl/~cordunap/archivos/amunoz/Nutrici%F3n%20y%20Enfermedades/La%20Artemia%20y%20su%20Cultivo.pdf>
35. Ruiz O. Caracterización de diversas poblaciones de *Artemia* desde el punto de vista de su composición en ácidos grasos y de sus patrones moleculares [tesis de doctorado]. Valencia (Esp): Universitat de València; 2008.
36. Cruz J. Producción de quistes de *Artemia franciscana* (Kellog, 1906) bajo condiciones controladas y determinación de su calidad con fines acuícolas [tesis de maestría]. Colima (MX): Universidad de Colima; 1999.
37. Redón S. Parasitismo por cestodos en *Artemia spp.* y su implicación en la invasión biológica de *Artemia franciscana* en la región mediterránea [tesis de doctorado]. Valencia (Esp): Universitat de València; 2015.
38. Sato N, Mallo J, Fenucci J. Calidad de los quistes de *Artemia persimilis* (Piccinelli & Prosdocimi) (Crustacea: Branchiopoda) de diferentes zonas de Argentina, como alimento en acuicultura. *Revista de Biología Marina y Oceanografía*. 2004;39(2):79-92.

39. Pérez R. Actividad antimicrobiana de ácidos grasos aislados de *Tubifex tubifex*. Revista Mexicana de Ciencias Farmacéuticas. 2005;36(1):5-10.
40. Negrete P, Romero J, Cruz S, Guzmán E. *Oedogonium capillare* (Linnaeus) (Kuetzing, 1845) como estrategia para purificar alimento vivo *Tubifex tubifex* (Müller, 1974) para peces. Veterinaria México. 2010;41(3):201-210.
41. Negrete P, Monroy C, Romero J. Evaluación de la calidad bacteriológica del alimento vivo (*Artemia*, *Daphnia*, *Tenebrio* y *Tubifex*) para peces en los sitios de su recolección, producción y venta. Veterinaria México. 2008;39(3):255-268.
42. Castro T, Lara R, Castro G, Castro J, Malpica A. Alimento vivo para organismos acuáticos. ContactoS. 2003;48:27-33.
43. Lewbart G. Fish Medicine Handbook. North Carolina (E.U.A): Zoological Education Network; 2009.
44. Landini' F. Necesidades formativas de los extensionistas rurales paraguayos desde la perspectiva de su función, sus problemas y sus intereses. Trabajo y Sociedad [Internet]. 2013 [citado 18 octubre 2018];20:149-160. Disponible en: <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=387334692010>
45. Cuevas V, Baca J, Sánchez J. Actores en el desarrollo territorial rural: elementos relevantes y redes de conocimiento de los extensionistas pecuarios en Sinaloa, México. Spanish Journal of Rural Development [Internet]. 2012 [citado 18 octubre 2018];3(4):63-78. Disponible en: <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=4195346>
46. Galindo G, Pérez H, López C, Robles A. Estrategia de comunicación en el medio rural zacatecano para transferir innovaciones agrícolas. Terra Latinoamericana [Internet]. 2001 [citado 18 octubre 2018];19(4):393-398. Disponible en: http://www.redalyc.org/pdf/573/Resumenes/Abstract_57319412_2.pdf

ANEXO 1

Manual para la preparación y mantenimiento de alimento vivo para peces de ornato



Manual para la Preparación y Mantenimiento de Alimento Vivo para Peces de Ornato

Manual Ilustrativo

PMVZ Carlos Alberto Torres Ortega

Laboratorio de Sistemas Acuícolas
Departamento El Hombre y Su Ambiente, UAM-Xochimilco
Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán

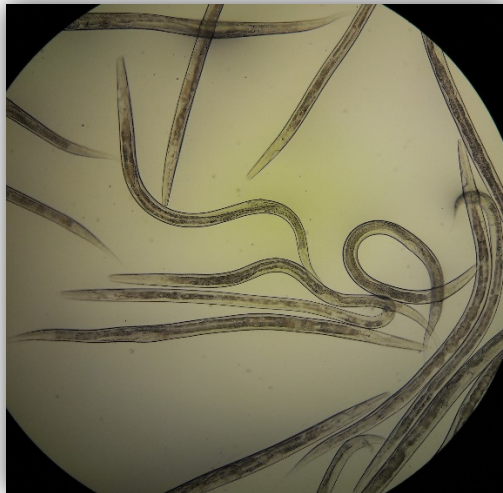
Agosto, 2018



Indice

Microgusano (<i>Panagrellus redivivus</i>)	1
Gusanos Grindal (<i>Enchytraeus buchholzi</i>)	6
Gusano de vinagre (<i>Turbatrix aceti</i>)	12
Microalga (<i>Chlorella sp.</i>)	17
Rotíferos (<i>Brachionus plicatilis</i>)	22
Gusano de fango (<i>Tubifex tubifex</i>)	27
<i>Artemia spp.</i>	32
Bibliografía recomendada	37

Microgusano (*Panagrellus redivivus*)



Panagrellus redivivus fijado con formol

(Fotografía: C. Torres)

Introducción

El Microgusano (*Panagrellus redivivus*) puede medir 1.5 mm de longitud y 0.05 mm de diámetro, su reproducción es sexual, liberan de 10 a 40 crías en un periodo de 24 a 36 h durante los 20 a 25 días que dura su ciclo de vida. La cutícula del cuerpo es constituida principalmente de colágeno, esta característica puede limitar su uso como alimento vivo inicial, permanecen vivos al menos unas 12 h en agua dulce. En promedio general, los microgusanos son 76% agua y 24% materia seca. El 40% de la materia seca es proteína y 20% es grasa y el 40% restante corresponde a extracto libre de nitrógeno y a otros micronutrientes.

Se recomienda utilizar este alimento a partir del tercer o cuarto día posterior a la absorción del saco vitelino y durante diez días, para después comenzar a utilizar un alimento vivo de mayor tamaño o bien alimento concentrado. En esta edad se observan buenos resultados en las diferentes especies como: Betas, colisas, diferentes variedades de tetras, cebras, sumatranos, entre otros, puede alimentarse desde la primera etapa a *Melanotaenia boesemani* mostrando un buen desarrollo.

Utilizando un cultivo con 20 días de siembra, se calculó que un centímetro cuadrado de este puede usarse, dividido en 2 dosis, para alimentar 100 alevines de pez cebra (*Danio rerio*) de 3 mm de largo, dividido en dos dosis al día.

Material

- Cultivo de *P. redivivus*
(Microgusano)
- Recipiente cuadrado de plástico con tapa y esquinas redondeadas con capacidad de 2 L, con una superficie de 18 cm²
- 250 g de Avena en hojuela
- Tamiz¹
- Pizeta
- Recipiente de 1L
- 2 Vasos medianos
- Cuchara
- Pincel

¹ El Tamiz está hecho con malla de serigrafía de 120 hilos por cm lineal y tiene una abertura de 0.038 a 0.045 milímetros.

Método

Reproducción del Microgusano (*P. redivivus*)



1.- Colocar en un recipiente de 1 L la mitad del vaso con avena, esto equivale a 250 g.



2.- Colocar en el recipiente rectangular y agregar 300 ml de agua (una botella chica de refresco son 355 ml).

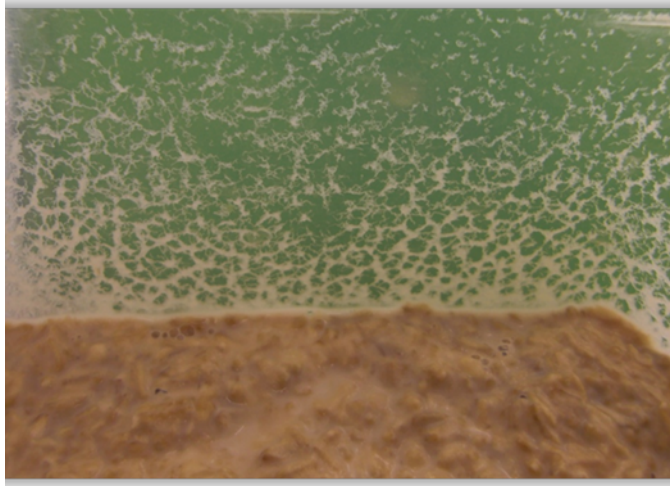


3.- Colocar la tapa del recipiente y dejar que fermente a una temperatura de entre 26 y 28 °C por un periodo de 24 a 48 horas, hasta que despida un aroma a fermentación.



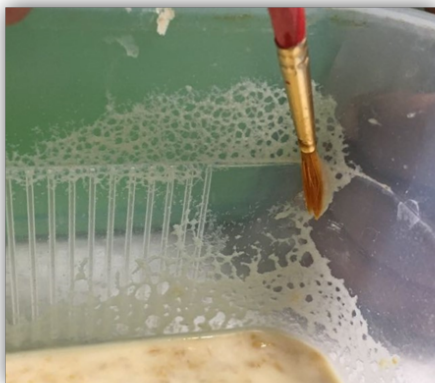
4.- Colocar 2 cucharadas del cultivo origen de *P. redivivus* (15 g) y mezclar en el recipiente. Tapar y almacenar entre 26 y 28 °C por un periodo de 5 días, mover el cultivo diariamente.

Se puede observar el éxito del cultivo por la presencia de un olor a fermentación y en las paredes manchas blanquecinas, que cuando se observan a más detalle, es posible apreciar el movimiento del *P. redivivus*. Es importante mover el cultivo diariamente y mantenerlo húmedo con la finalidad de mantener las condiciones necesarias para que este se mantenga.



Apariencia del *P. redivivus* en las paredes del contenedor.

Recolección del Microgusano (*P. redivivus*)



1.- Pasar gentilmente un pincel sobre las paredes del recipiente o la superficie del cultivo.



2.- Retirar del pincel el microgusano con una pizeta y depositar en un vaso de plástico.



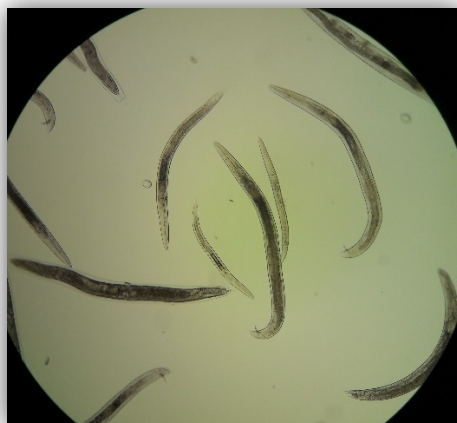
3.- Filtrar con el tamiz para eliminar la mayor cantidad de materia orgánica procedente del sustrato de cultivo.



4.- Utilizar la pizeta para recolectar los nematodos del tamiz, consecutivamente pasar el contenido a un vaso mediano.

Considerar que el medio proveerá las condiciones para el cultivo durante tres o cuatro semanas aproximadamente. Este cultivo puede servir como origen para uno nuevo.

Gusanos Grindal (*Enchytraeus buchholzi*)



Enchytraeus buchholzi fijado con formol

(Fotografía: C. Torres)

Introducción

El gusano Grindal es un gusano cilíndrico de 0.5-1.0 mm de diámetro y de 14-40 mm de largo. No posee una cabeza distintiva, en su lugar presenta una boca en la parte anterior y un ano en la parte posterior. Puede sobrevivir en el acuario durante 24 h. Para un desarrollo óptimo requiere de una temperatura de 10 a 20 °C. La composición nutricional del nematodo se reporta de la siguiente manera: humedad 80.2%, 58.58% de proteína, 27.7% de grasa y 8.8% de ceniza.

Se encuentra en hábitats muy cercanos a los de *T. tubifex*, o lombrices de tierra y también en cantidades abundantes en lugares con características de putrefacción como el estiércol o en lugares húmedos con troncos y vegetales, formando una capa donde esta especie se puede albergar. Este gusano puede medir 1 cm en estado adulto, se caracterizan por ser hermafroditas, esto hace que puedan realizar reproducción a partir de un solo ejemplar, aunque preferentemente se aparean.

Este organismo se puede utilizar como alimento una vez que se absorbe el saco vitelino, hasta alevines de un mes de vida, dependiendo del tamaño del nematodo. Su disponibilidad de manera individual es recomendable en los primeros 5 días, posterior a ello se recomienda combinar este alimento con algún otro alimento vivo. En esta edad se observan

buenos resultados en las diferentes especies como: Betas, colisas, diferentes variedades de tetras, tiburón arcoíris, cebras, kilis, sumatranos, entre otros, puede alimentarse desde la primera etapa a *Melanotaenia boesemani* mostrando un buen desarrollo.

Utilizando un cultivo con 30 días de siembra, se calcula que medio cm² de este puede utilizarse, dividido en 2 dosis, para alimentar 100 alevines de pez cebrá (*Danio rerio*) de 3 mm de largo, dividido en dos dosis al día.

Material

- Cultivo de *Enchytraeus buchholzi*
- Turba Peat Moss® o fibra de coco
- Recipiente rectangular de plástico con tapa y esquinas redondeadas con capacidad de 2 L
- Galleta Salada
- Bicarbonato de sodio
- Vaso 1L
- Vaso para muestra de laboratorio
- 2 Vasos de plástico mediamos
- Vaso de plástico pequeño
- Mica PVC
- Olla de 5 L
- Cuchara
- Pizeta
- Colador con abertura de 2 mm aproximadamente

Método

Reproducción Gusano Grindal (*Enchytraeus buchholzi*)



- 1.- Tomar turba Peat Moss®¹ y colocarla en el recipiente rectangular, aproximadamente una base 1 cm de alto. Puede sustituirse por fibra de coco.

¹ Este sustrato puede adquirirse en tiendas con venta de productos de jardinería.



2.- Hervir la turba en una olla con 4 L de agua durante 10 minutos. Tomar tiempo cuando comienza la ebullición.



3.- Dejar reposar hasta que el sustrato este a temperatura ambiente.



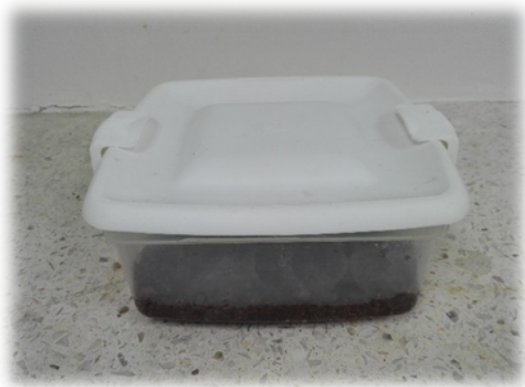
4.- Eliminar la mayor cantidad agua pasando la turba por un colador, posteriormente colocarla en el recipiente rectangular.



5.- Tomar del cultivo de origen de *E. buchholzi* la cantidad suficiente para cubrir hasta la línea de 40 ml (25 g) del vaso para muestra de laboratorio, consecutivamente agregar a la turba preparada.



6.- Fragmentar una galleta en pedazos medianos (0.5 cm), colocarlos sobre el medio.



7.- Tapar y almacenar por un periodo de 5 días.



8.- Cada quince días agregar 5 g de bicarbonato de sodio disuelto en 30 ml de agua para disminuir la acidez del cultivo. Corroborar que el cultivo no contiene residuos de galleta, de ser así extraerlo.



9.- Mover el cultivo con la cuchara integrando el bicarbonato de sodio a todo el cultivo, y colocar nuevamente galleta como en el paso 5.

Se puede observar el éxito del cultivo por la presencia de un olor a fermentación y en la superficie el movimiento del gusano grindal.



Apariencia de *E. buchholzi* sobre el sustrato

Recolección de Gusano Grindal (*Enchytraeus buchholzi*)



1.- Colocar cuadros de mica de PVC esparcidos en el medio dejar por 24 h.



2.- Extraer la mica y con ayuda de la pizeta pasar los nematodos de la mica a un vaso mediano.

Considerar que la galleta proveerá alimentación para el cultivo durante algunos días por lo que se debe de estar al pendiente en cuanto esta se termine para añadir más. Se recomienda un cambio parcial del medio cada 30 días.

Este cultivo puede servir como origen para uno nuevo, si es el caso recordar tomar en cuenta el tiempo que necesitará para su maduración.

Gusano de vinagre (*Turbatrix aceti*)



Turbatrix aceti fijado con formol

(Fotografía: C. Torres)

Introducción

El nematodo de vida libre *Turbatrix aceti*, es similar a *P. redivivus*, miden aproximadamente de 1-2 mm de largo, 0.05 mm de diámetro y son tolerantes a numerosos factores ambientales. Es fácil de cultivar en altas densidades y con un bajo riesgo de contaminación por microorganismos patógenos debido a las propiedades antibióticas naturales del medio de crecimiento. Puede llegar a vivir 10 meses, y producir aproximadamente 45 crías cada 10 días.

Contrario a muchas otras especies de nematodos, puede nadar activamente en la columna de agua, lo que puede aumentar su disponibilidad a larvas de peces. El *T. aceti* posee la capacidad de producir ácidos grasos poliinsaturados y por lo tanto podría ser adecuado para suplementar comúnmente con nauplios de *Artemia sp.* Las temperaturas entre 16 y 30 °C son las óptimas para el desarrollo del nematodo, requiere poco oxígeno para su supervivencia y no tiene requerimientos específicos de luz.

Este nematodo puede emplearse como primer alimento después de la absorción del saco vitelino y durante tres o cuatro días, posteriormente se puede cambiar por un alimento de mayor tamaño o suplementar con algún otro. Es un organismo que se puede utilizar en la

alimentación de cualquier pez de ornato, debido a sus cualidades se recomienda su uso en alevines de pez ángel (*Pterophyllum scalare*).

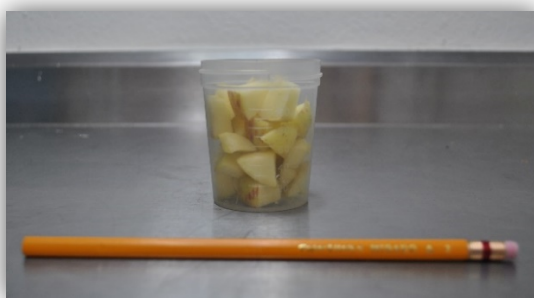
Un volumen de 75 ml, obtenido de un litro de cultivo madurado por 30 días, puede ser suficiente para alimentar 100 alevines de pez cebrá (*Danio rerio*) de 3 mm de largo, dividido en dos dosis al día.

Material

- Cultivo de Gusano de Vinagre
(*Turbatrix aceti*)
- Frasco cilíndrico de 1 L con tapa y pequeñas perforaciones
- 50 g manzana en cubos de 1cm^3
- Vinagre de manzana
- Papel filtro
- Azúcar
- Embudo
- Vaso de plástico pequeño
- Vaso de plástico mediano
- Vaso para muestra de laboratorio
- Vaso 1

Método

Reproducción de Gusano de vinagre (*Turbatrix aceti*)



1.- Partir 50 g de manzana en cubos de 1 cm^3 . Aproximadamente lo que cabe en un vaso para muestra de laboratorio.



2.- Verter 375 ml de vinagre de manzana en el frasco cilíndrico (una botella chica de refresco son 355 ml).



3.- Llenar con agua previamente aireada hasta 375 ml y depositar en el nuevo frasco cilíndrico.



4.- Tomar 100 ml de un cultivo de origen de gusano de vinagre con ayuda del vaso para muestra de laboratorio y verter en el frasco cilíndrico.

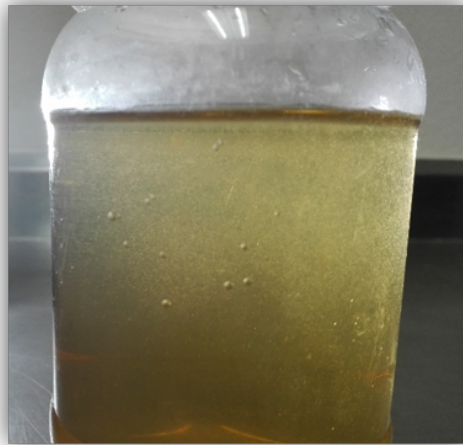


5.- Colocar azúcar hasta la primera (5 g) línea del vaso pequeño y depositar al cultivo nuevo.

6.- Tapar y dejar cultivar entre 26 y 28 °C.

7.- Cada quince días agregar 5 g de azúcar. Cambiar la manzana aproximadamente cada 30 días, donde disminuye el proceso de fermentación por parte de la manzana.

Se puede corroborar el éxito del cultivo por la presencia turbidez en la parte superior del cultivo elaborado, que al observarse a más detalle, es posible apreciar el movimiento del *T. aceti*.



Apariencia de *T. aceti* en la columna del medio

Recolección del Gusano de vinagre (*Turbatrix aceti*)



1.- Para la recolección se decanta lentamente el frasco del cultivo por el embudo que debe tener en su interior papel filtro y pasar aproximadamente la mitad del contenido, es importante no agitar para mantener la manzana en el fondo y para recolectar la mayor cantidad de nematodos que se encuentran en la parte superior del cultivo. Regresar el vinagre filtrado al cultivo.



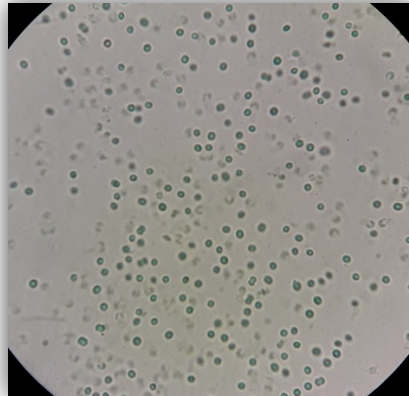
3.- Dejar pasar abundante agua con ayuda de la pizeta para eliminar los residuos del cultivo. Cuidar no sobrepasar nivel del papel.



4.- Desdoblar el papel filtro, decantar dentro de un vaso de plástico mediano y con ayuda de la pizeta pasar los nematodos del papel al vaso.

Este cultivo puede servir como origen para uno nuevo, si es el caso recordar tomar en cuenta el tiempo que necesitará para su maduración, aproximadamente 30 días.

Microalga (*Chlorella sp.*)



Chlorella sp.

(Fotografía: C. Torres)

Introducción

El término microalga, es utilizado para un grupo de microorganismos fotosintéticos, entre ellos la *Chlorella sp* es uno de los más populares en acuicultura. Es un organismo eucarionte unicelular con cloroplasto único laminar, parietal de forma esférica, de 0.002 a 0.01 mm de diámetro, es extensamente encontrada en lagos y pantanos por todo el mundo.

Los sistemas de cultivos cerrados permiten un mejor control para prevenir contaminación y por lo general permiten una mejor supervisión sobre algunos parámetros importantes en el crecimiento tales como: pH (7 – 8), iluminación (led o tubo fluorescente de 17 W), temperatura (16 – 27 °C), aireación, permitiendo de esta forma alcanzar altas productividades de biomasa, estas contienen tres componentes principales: las proteínas, cuyo porcentaje sobre el peso seco puede variar del 46-63%; los carbohidratos, con porcentajes generalmente entre el 10-17% (hasta 32% en *Dunaliella salina*); y los lípidos, con porcentajes que varían del 4 - 61%.

En la acuicultura las microalgas constituyen la principal fuente de alimento utilizada en la nutrición de moluscos, rotíferos y fases larvarias de crustáceos, siendo además utilizadas como complemento en las dietas de peces o como medio para mantener la calidad del agua. Se recomienda su uso en combinación con algún otro alimento vivo para complementar la

dieta, debido a sus cualidades se recomienda su uso en alevines de pez ángel (*Pterophyllum scalare*), tiburón arcoíris (*Epalzeorhynchus frenatum*).

Un volumen de 1 L, obtenido de 4 L de cultivo madurado por 8 días, puede ser suficiente para mantener un cultivo de rotíferos durante 8 días.

Material

- Cepa de *Chlorella sp.*
- Escobillón
- Hipoclorito de sodio 6.15% (CLOROX®)
- Anticloro
- 1 recipiente cilíndrico de 5 L
- Fertilizante (Triple 17®, urea o Ferti plus+)
- Tamiz¹
- Embudo
- Vaso de plástico pequeño
- Vaso de plástico mediano
- Vaso 1 L
- Recipiente cilíndrico 5 L
- Cubeta 4 L
- Manguera
- Piedra difusora
- Jeringa 5ml

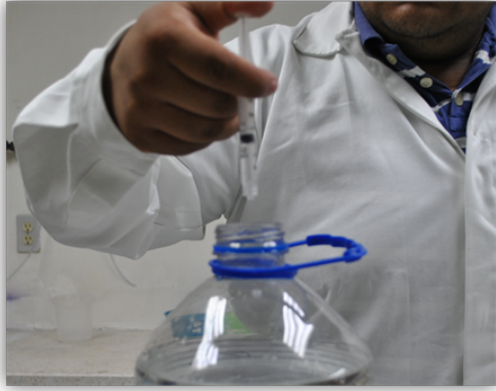
¹ El Tamiz está hecho con malla de serigrafía de 120 hilos por cm lineal y tiene una abertura de 0.038 a 0.045 milímetros

Metodología

Producción y recolección de Microalga (*Chlorella sp.*)



1.- Desinfección: Lavar el contenedor de 5 L con una solución de agua y Clorox® al 5% utilizando un escobillón para limpiar las paredes.



2.- Se toma agua a la cual se le tiene que agregar 1 ml de Clorox® dejando reposar 2 horas y posteriormente dechlorar (anticloro 1 ml para 10 L) para eliminar el cloro que pueda alterar el medio.



3.- Filtrar el cultivo origen de microalgas verdes y depositar en un contenedor previamente desinfectado (Cubeta).



4.- Tomar 1 L del cultivo filtrado y colocarlo en el contenedor previamente desinfectado, el resto puede utilizarse para alimentar



5.- En un vaso mediano colocar media cucharada de Triple 17® (1 g), colocar 5 ml de agua y agitar hasta disolver por completo y agregar al contenedor.



6.- En el vaso mediano colocar una cuarta parte de una cuchara de urea fertilizante (0.5 g) y colocar 5 ml de agua. Agitar hasta disolver por completo la urea fertilizante y agregar al contenedor².

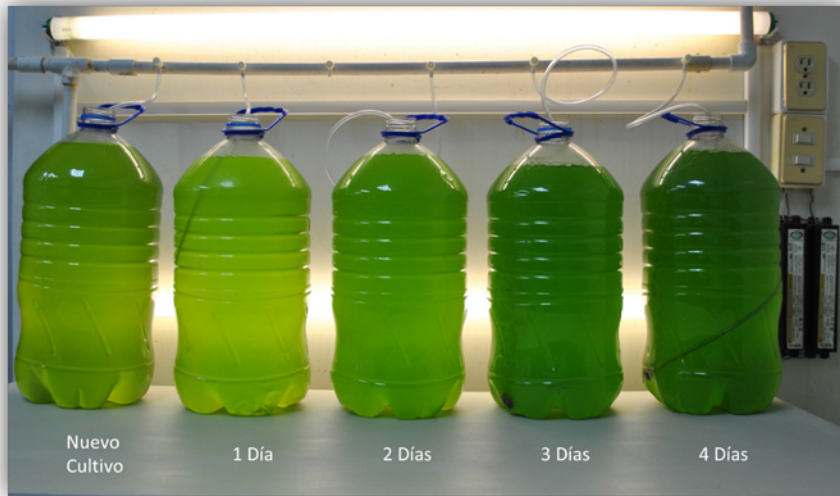


7.- Rellenar con agua previamente aireada el contenedor donde añadimos las soluciones anteriores hasta completar.



8.- Colocar en el área designada el cultivo junto con la manguera y la piedra difusora para la aireación del medio.

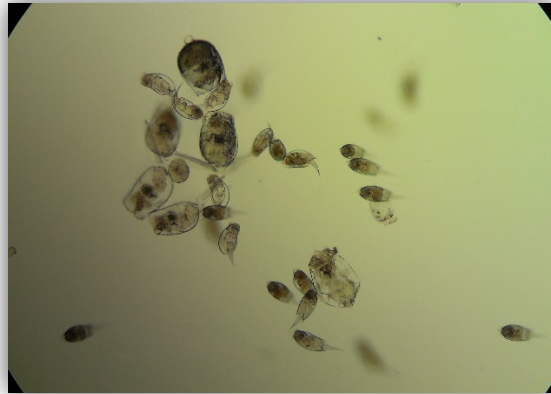
² El Paso 5 y 6 pueden sustituirse por Fertilizante Ferti plus+®, 0.3 ml por cada litro de agua que se añadió.



Apariencia de *Chlorella sp.* y su crecimiento al paso de los días.

El mantenimiento de los contenedores se debe realizar cada vez que se lleve a cabo el filtrado, como se indica en el paso 1 y 2. Es importante no realizar la remoción del cultivo hasta lograr una coloración obscura (4 – 5 días), esto nos garantiza que el cultivo tenga un periodo durante el cual recupere su biomasa. Es recomendable mantener al menos 5 garrafones de 5 litros.

Rotíferos (*Brachionus plicatilis*)



Brachionus plicatilis fijados con formol

(Fotografía: C. Torres)

Introducción

Los rotíferos o *Brachionus plicatilis* son pequeños organismos acuáticos invertebrados no segmentados de simetría bilateral, cuando son adultos los rotíferos llega a medir de 0.1 a 0.3 mm de longitud. La mayoría son nadadores de baja velocidad, por lo cual se mantiene siempre en la columna de agua. Tiene una tolerancia a la salinidad de entre 4 y 35g/L y el rango de pH propicio para su cultivo es entre 6.6 y 8.0.

El lapso de vida depende de la temperatura del cultivo, pero en un ambiente controlado, alrededor de 25 °C se estima que es entre 3 y 5 días. Generalmente, las larvas llegan a ser adultas después de 12 a 36 horas por lo cual las hembras comienzan a poner huevos aproximadamente cada 4 horas. Se cree que las hembras pueden producir diez generaciones de progenie antes que ellas eventualmente mueran. La composición bioquímica y valor nutricional es determinada por la dieta, pero estos valores fluctúan entre: 86.1% de humedad, 39.8% de proteína, 11.7% de lípidos, 8.8% de ceniza.

Este organismo es utilizado para alimento de muchas especies de crustáceos además de diversas variedades de peces, se puede utilizar como primer alimento durante cinco o seis días después de la absorción del saco vitelino. Debido a sus cualidades se recomienda su uso en alevines de pez ángel (*Pterophyllum scalare*), tiburón arcoíris (*Epalzeorhynchos frenatum*).

Un volumen de 100 ml, obtenido de un litro de cultivo madurado por 5 días, puede ser suficiente para alimentar 100 alevines de pez cebra (*Danio rerio*) de 3 mm de largo, dividido en dos dosis al día.

Material

- Cultivo de *Brachionus plicatilis*
- Cultivo de *Chlorella sp.*
- Sal de grano
- Embudo
- Hipoclorito de sodio 6.15% (CLOROX®)
- Anticoloro
- Recipiente cilíndrico de 5 L
- Tamiz¹
- Vaso 1 L
- Vaso de plástico mediano
- Vaso de plástico pequeño
- Pizeta

¹ El Tamiz está hecho con malla de serigrafía de 120 hilos por cm lineal y tiene una abertura de 0.038 a 0.045 milímetros

Método

Recolección de Rotíferos (*Brachionus plicatilis*)



1.- Filtrar el cultivo original de rotíferos en el tamiz.



2.- Utilizar la pizeta para recolectar los rotíferos del tamiz, consecutivamente pasando el contenido a un vaso de plástico mediano.

Este filtrado debe dividirse en dos partes, una servirá para alimentar el alevinaje, aproximadamente un 90% y el 10% restante para mantener el cultivo. Se debe realizar mantenimiento (paso 1, Desinfección) a los contenedores cada vez que se realice una recolección.

Cultivo de Rotíferos (*Brachionus plicatilis*)



1.- Desinfección: Lavar el contenedor de 5 L con una solución de agua y Clorox® al 5% utilizando un escobillón para limpiar las paredes.



2.- Se toma agua a la cual se le tiene que agregar 1 ml de Clorox® dejando reposar 2 horas y posteriormente declorar (anticloro) para eliminar el cloro que pueda alterar el medio.



3.- En el recipiente de 5 L agregar 1 L del cultivo de microalga (previamente filtrada).



4.- En el vaso de plástico pequeño colocar 10 g de sal de grano (hasta la segunda línea marcada), posteriormente pasar esta al contenedor y disolver perfectamente.



5.- Agregar la porción recolectada de rotíferos del cultivo de origen.



6.- Colocar el cultivo en el área designada.

Recordar que se necesitan proporcionar las condiciones para mantener el cultivo de microalga que es donde se desarrolla el de rotíferos. Se debe monitorear diariamente el cultivo de rotíferos para observar si la coloración verde ha disminuido (consumo de alga por los rotíferos). Cuando se transparenta hay que repetir los pasos anteriores, si se desea aumentar el volumen de rotíferos se recomienda hacerse de manera gradual.

Gusano de fango (*Tubifex tubifex*)



Tubifex tubifex

(Fotografía: C. Torres)

Introducción

El *Tubifex tubifex* tiene un grosor de alrededor de 1 mm y tiene longitud variable, una característica fundamental en este organismo es la ausencia de cabeza y se observa una pequeña estructura con una boca, que constituye el inicio del tubo digestivo. Se encuentra en aguas dulces con baja oxigenación y abundante materia orgánica en descomposición, la parte superior de cuerpo en el exterior en contacto con el agua ondeándose continuamente para facilitar el intercambio gaseoso, se reproduce dentro de un intervalo de temperatura entre 0.5-30 °C, en condiciones de cultivo controlado se pueden obtener poblaciones limpias. Cuenta con un porcentaje de humedad de 81.22%, 58.68% de proteína, 11.39 de lípidos y 9.74% de ceniza.

Debido a las condiciones de su habitat, el gusano de fango se considera portador de bacterias patógenas de alto riesgo, como *Salmonella sp*, *Shigella sp* y *Escherichia coli*, entre otras, que pueden afectar tanto a los cultivos como al ser humano. La estrategia de desinfección del gusano, hasta el momento está restringida a baños con antibiótico, siendo el de mayor uso el metronidazol que ataca principalmente bacterias anaeróbicas y algunos protozoarios. También se limpia usando baños de agua corriente y oxigenación.

Este gusano se puede utilizar para alimentar peces adultos principalmente, se observan buenos resultados en la alimentación previa a la reproducción en diferentes especies como: Colisas, diferentes variedades de tetras, cebras, kilis, sumatranos, entre otros.

En pruebas realizadas en el Laboratorio de Sistemas Acuícolas (UAM- Xochimilco) se utilizaron 5 especies distintas con 20 organismos por acuario (Cuadro 1). En cada acuario de 40 litros se colocaron 15 g de *Tubifex* y se obtuvo el consumo 24 horas después.

CUADRO 1. Consumo (g) *T. tubifex* en 24 horas por cardumen de 20 organismo en 40 L de agua.

	Colisa fuego (<i>Trichogaster lalius</i>)	Guppy (<i>Poecilia reticulata</i>)	Cebras (<i>Danio rerio</i>)	Sumatranos (<i>Puntius tetrazona</i>)	Gurami (<i>Trichogaster trichopterus</i>)
Biomasa cardumen (g)	20.5	11.6	20.0	88.3	149.6
Consumo 24 h (g)	10.3	5.6	5.9	11.6	15

Materia

- Cultivo de *Tubifex tubifex* 500 g
- Recipiente rectangular de plástico con tapa y esquinas redondeadas con capacidad de 3 L
- Hipoclorito de sodio 6.15% (CLOROX®)
- Fibra de limpieza
- Manguera de aireación
- Piedra difusora
- Metronidazol suspensión oral 5.0 g/ 100 ml
- Vaso de plástico mediano
- Vaso 1 L
- Cuchara
- Jeringa 3 ml

Método

Mantenimiento del Gusano de fango (*Tubifex tubifex*)



1.- Lavar el recipiente de 3 L con una solución de agua y cloro al 5% utilizando una fibra para limpiar las paredes y enjuagar hasta eliminar el olor a cloro y colocar 2 L de agua



2.- Poner el *T. tubifex* en el recipiente y lavarlo con abundante agua llenando y decantando hasta que el agua sea cristalina. Dejar el recipiente con 2 L de agua.



3.- Colocar el recipiente en lugar designado e introducir la manguera con piedra difusora para proporcionar aireación.



4.- En un vaso de plástico mediano colocar 15 ml de agua y 0.5 ml del metronidazol suspensión oral, mezclar hasta homogenizar.



5.- Añadir el contenido del vaso de plástico mediano y dejar actuar el producto durante 24 horas. Realizar limpieza del cultivo como en el paso 2.

Se recomienda no utilizar *el T. tubifex* durante las 24 horas en que se agrega el metronidazol ya que este producto lo podrían estar consumiendo los peces a los cuales se alimentarán, de lo contrario repetir los pasos desde el punto número dos.

Recolección o mantenimiento del *T. tubifex*



1.- Enjuagar con abundante agua llenando el recipiente y decantando hasta que el agua sea cristalina.



2.- Recolectar los gusanos que se necesite en el vaso.

Se debe dar mantenimiento diariamente al medio de *T. tubifex* como se explica en la metodología, aunque no se utilice, ya que constantemente hay materia de desecho en esta y evitar la abundante proliferación de microorganismos.

NOTA

Es importante recordar que durante el manejo de este tipo de cultivo existe la posibilidad de infectarse accidentalmente con algún microorganismo, por lo cual es importante lavar perfectamente bien las manos antes y después de manipular el cultivo. Es recomendable utilizar gel antibacterial y utilizar guantes, si es posible. Es importante evitar el contacto directo con heridas expuestas.

Artemia spp.



Artemia sp. fijada con formol

(Fotografía: C. Torres)

Introducción

La *Artemia spp.* tiene un tamaño entre 0.4 y 0.5 mm, su composición está íntimamente relacionada con lo que ingiere o filtra. Toleran un rango de salinidades comprendido entre 45 g/L y 370 g/L ambientes caracterizados por una alta productividad, una baja diversidad de especies, donde sus potenciales predadores no pueden sobrevivir. Los rangos óptimos de temperatura se sitúan entre los 5° y 35°C, aunque también se han encontrado poblaciones a temperaturas más altas.

El quiste de *Artemia sp.* regularmente se puede obtener de manera comercial, la calidad de estos depende de factores como la calidad nutricional, las características de la diapausa, la talla de los quistes y nauplios, entre otras, que influyen en el valor comercial de los mismos. Para que los quistes en diapausa puedan eclosionar necesitan una activación previa del embrión (deshidratación), que puede variar entre 24 y 48 horas según las características físico-químicas del medio: salinidad, temperatura y pH. Nutricionalmente se reportan: 89.09% de humedad, 57.20% de proteína, 12.85% de lípidos y 9.34% de ceniza, estas pueden variar dependiendo del proveedor o localidad.

Debido a las características descritas se recomienda el uso de los nauplios de *Artemia* a partir de catorce a quince días después de la absorción del saco vitelino y durante diez a

quince días. Este alimento puede combinarse con alimento concentrado para complementar la alimentación por una parte y por otra ayuda a la transición de alimento vivo a alimento concentrado. Dentro del laboratorio se observan bajas mortalidades con esta estrategia alimenticia en especies como: Betas, colisas, diferentes variedades de tetras, cebras, sumatranos, tiburón arcoíris, guppys, ángeles, kilis, entre otros.

Se calculó que se necesita extraer aproximadamente 150 ml de una incubadora con 1.5 L de agua con 1.5 g de *Artemia spp.* dividido en dos dosis por día para alimentar 30 alevines de pez beta (*Betta splendens*) de 20 días post eclosión de vida. La incubadora completa alcanzaría para alimentar 300 alevines, aproximadamente de 6 mm de largo.

Material

- Quiste de *Artemia*
- Incubadora¹
- Sal de grano
- Manguera
- Tamiz²
- Pizeta
- Vaso 1 L
- Vasos
- Fibra
- Piedra difusora
- Tubo de plástico rígido
- Sifón

¹ La incubadora es un recipiente donde necesitan introducirse 2 L de agua, puede hacerse con una botella de refresco retornable, cortando la base.

² El Tamiz Esta hecho con malla de serigrafía de 120 hilos por cm lineal y tiene una abertura de 0.038 a 0.045 milímetros.

Método

Descapsulación de quiste de *Artemia spp.*



1.- Mantenimiento: Lavar la incubadora con una solución de agua y Clorox® al 5% utilizando una fibra para limpiar las paredes y hacer énfasis al limpiar las esquinas (dependiendo de la conformación de la incubadora). Posteriormente enjuagar hasta quitar el olor a cloro.



2.- Introducir 1.5 L de agua del grifo a la incubadora con el vaso de 1 L.



3.- Conectar la manguera con la piedra difusora a la aireación e introducir a la incubadora.



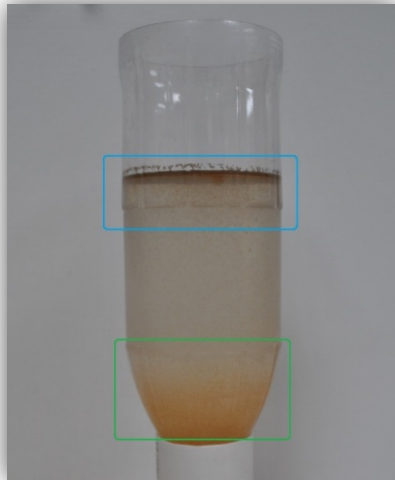
4.- En el vaso para muestra de laboratorio medir sal de grano hasta la línea que marca los 40 ml (50 g) e introducir a la incubadora.



5.- Colocar quiste de *Artemia* en un vaso pequeño de plástico ligeramente debajo de la primera línea (1.5 g) y agregar a la incubadora.

6.- Mantener los organismos 24 - 48 horas con aireación y temperatura entre 26 y 28 °C.

Recolección de nauplios de *Artemia spp.*



1.- Para la recolección quitar la aireación y dejar reposar el contenido hasta que la capsula de los quistes floten (cuadro azul) y los nauplios de *Artemia spp.* dejen de agitarse en la incubadora (cuadro verde).



2.- Tomar el sifón para colar por el tamiz hasta pasar el contenido deseado. Importante no agitar la incubadora para mantener los nauplios de *Artemia spp.* eclosionados separados de los que no eclosionaron y la capsula del quiste.



3.- Utilizar la pizeta para recolectar los nauplios de *Artemia spp.* del tamiz, consecutivamente pasando el contenido a un vaso.

Bibliografía recomendada

- Córdova L, Martínez M, López J, Campaña A, Miranda A, Ballester E, Porchas M. Alimento natural en acuicultura: una revisión actualizada. Avances en Nutrición Acuícola X - Memorias del X Simposio Internacional de Nutrición Acuícola [internet]. 2010 [citado 5 enero 2019]; 10:668-699. Disponible en: http://www.uanl.mx/utilerias/nutricion_acuicola/X/archivos/26-LuisMartinez.pdf
- Prieto M. Alimento vivo y su importancia en acuicultura. Revista Electrónica de Ingeniería en Producción Acuícola. 2006;2(2).
- Figueroa J, Soriano M, Luna-Figueroa J. El microgusano. Revista Hypatia [Internet]. 2006 [citado: Abril - Junio 2006]; 19. Disponible en: <https://revistahypatia.org/el-microgusano-revista-19.html>
- Hernández A, Labbé J. Microalgas, cultivo y beneficios. Biología Marina y Oceanografía. 2014;49(2):157-173.
- Centro de Investigación pesquera (CRIP). Protocolo de Rotíferos. Agencia de Desarrollo Tecnoplades [internet]. 2010 [Citado 10 abril 2018]; Disponible en: <https://es.scribd.com/document/314954283/Protocolo-de-Rotiferos>
- Salgado I. La *Artemia* y su cultivo en el Perú. Universidad Nacional de Piura [Internet]. 2001 [Citado: 10 abril 2018]; Disponible en: <http://portal.unap.cl/~cordunap/archivos/amunoz/Nutrici%F3n%20y%20Enfermedades/La%20Artemia%20y%20su%20Cultivo.pdf>
- Negrete P, Monroy C, Romero J. Evaluación de la calidad bacteriológica del alimento vivo (*Artemia*, *Daphnia*, *Tenebrio* y *Tubifex*) para peces en los sitios de su recolección, producción y venta. Veterinaria México. 2008;39(3):255-268.

Laboratorio de Sistemas Acuícolas
UAM-Xochimilco
Tel: 54837500
Correo: lsauamxoc@gmail.com