



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES ZARAGOZA

“Crecimiento de *Artemia franciscana*, proporcionando alimento vivo e inerte, bajo condiciones de laboratorio”

Tesis

Que para obtener el título de

BIÓLOGO

PRESENTA

Alejandra Fernández Díaz

Director de tesis: Biól. José Luis Guzmán Santiago

Ciudad de México

Noviembre 28, 2017



Universidad Nacional
Autónoma de México



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.

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Nacional Autónoma de México, por permitirme ser parte de esta casa máxima de estudios.

A la Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, por haberme acogido como una de sus estudiantes y por brindarme los conocimientos y herramientas necesarias para formarme como profesional, integrando los valores humanos.

Por darme la oportunidad de aprender de profesores con extenso conocimiento y sobre todo, de gran calidad humana.

Al Biól. José Luis Guzmán Santiago, por darme todo su apoyo, conocimiento y amistad; por resolver cada una de mis dudas con toda paciencia. Quien además siempre tuvo palabras de motivación, que me ayudaron a seguir adelante.

Al Dr. José Luis Gómez Márquez, quien me permitió ser parte de su equipo de trabajo en el laboratorio de Limnología; por brindarme un espacio, equipo y material para poder llevar a cabo este proyecto.

Y sobre todo por estar al pendiente de las dudas e inquietudes de sus alumnos, quien a pesar de sus múltiples ocupaciones, siempre tiene un espacio para nosotros, y eso hay quienes lo valoramos mucho.

A la Biól. Angélica Elaine González Schaff, insito en mí la curiosidad de estudiar este maravilloso organismo, *Artemia*. Trabajar juntas fue una gran experiencia.

A la Dr. Bertha Peña Mendoza, por permitirme trabajar en su laboratorio, por sus observaciones y asesoría. Por siempre ser tan amable y apoyarme.

Al M, en C. Armando Cervantes Sandoval, por sus observaciones y comentarios.

Al Dr. Jorge Castro Mejía, de la Universidad Autónoma Metropolitana, unidad Xochimilco, ya que muy amablemente me abrió las puertas de su laboratorio, y con toda disposición me brindó su gran experiencia y conocimiento en el cultivo de *Artemia*. Sin duda un profesor muy importante en la realización de este proyecto.

Al M, en C. Guillermo A. Blancas Arroyo, por su apoyo y enlace con el Dr. Jorge Castro Mejía.

DEDICATORIA

A mi mamá Guadalupe M. Díaz Vargas, ya que siempre me ha dado su apoyo y confianza incondicionalmente. Quien creyó en la culminación de mi carrera desde el primer día en que la elegí. Gracias por estar siempre a mi lado motivándome cada día a ser mejor persona.

A mi papá Alejandro Fernández Domínguez, a quien en estas líneas quiero reconocerle mi enorme admiración, por ser un hombre con gran inteligencia e ingenio, apoyándome con sus virtudes en el diseño experimental de este proyecto.

A mis tíos Guadalupe Ortiz y Carlos Fernández, por creer siempre en mi, pero sobre todo por su enorme cariño, atenciones y consejos.

A todos quienes me motivaron e impulsaron con sus consejos, confianza y experiencia. MUCHAS GRACIAS!!!, por creer genuinamente, que este propósito dejara de serlo para convertirse en un hecho.

Alejandra Fernández Díaz

INDICE

RESUMEN.....	2
INTRODUCCIÓN.....	3
ASPECTOS GENERALES DE <i>Artemia</i> ssp.	5
■ Sinopsis de la familia	
■ Morfología	
■ Ciclo de vida	
■ Ecología y distribución natural	
■ Alimentación	
ANTECEDENTES.....	11
JUSTIFICACIÓN.....	14
HIPÓTESIS.....	14
OBJETIVOS.....	15
MATERIAL Y MÉTODOS.....	16
■ Investigación previa	
■ Fase de laboratorio	
• Porcentaje de eclosión	
• Cultivo de <i>Artemia franciscana</i>	
Eclosión de quistes	
Alimentación	
Densidad, mortalidad y supervivencia	
Crecimiento y peso	
■ Gabinete	
• Modelo de von Bertalanffy	
• Modelo de Gompertz	
RESULTADOS.....	26
■ Parámetros físicos y químicos	
■ Porcentaje de eclosión	
■ Supervivencia	

- Crecimiento
 - Modelo de Gompertz
 - Relación peso-longitud

DISCUSIÓN.....39

- Parámetros físicos y químicos
- Supervivencia
- Alimentación
- Crecimiento

CONCLUSIONES.....46

RECOMENDACIONES.....47

REFERENCIAS.....48

ANEXO.....56

RESUMEN

Se compararon dos diferentes dietas para estimar el crecimiento en talla y peso, así como la supervivencia de *Artemia franciscana*; la primera únicamente compuesta con cema y otra una combinación de cema y *Pinnularia* sp.

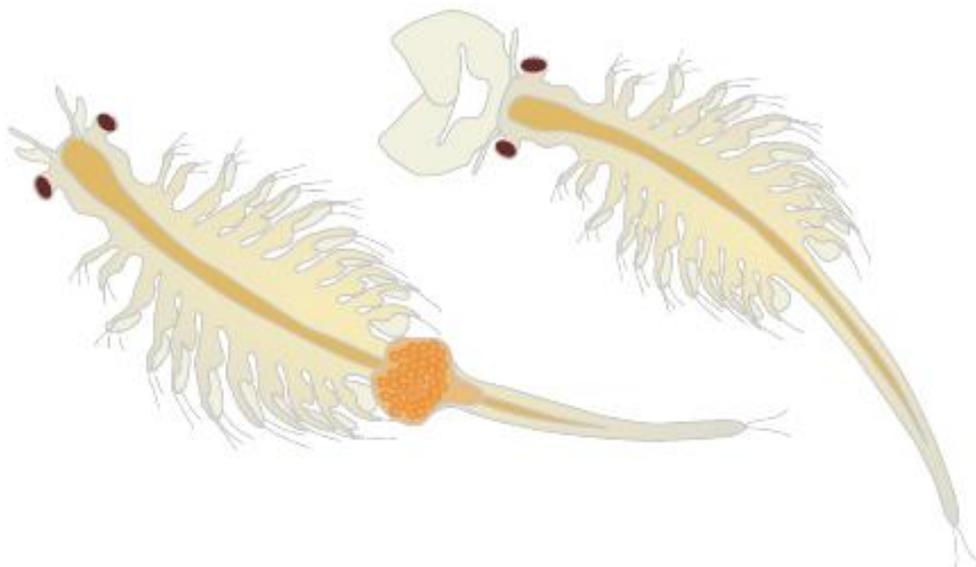
Para ello se inició un cultivo intensivo de *Artemia*, bajo condiciones controladas en cuatro acuarios (3 L de capacidad), con densidad de siembra de 10 organismos/mL, temperatura de $25\pm 1^\circ\text{C}$ y salinidad de 60 ups. Estos fueron alimentados "ad libitum" por la mañana y tarde.

Durante los primeros seis días a la totalidad del cultivo se le proporcionó cema, y a partir del séptimo día, a dos de los sistemas se les suministró una dieta mixta (*Pinnularia* sp. y cema). Se seleccionó una muestra aleatoria de 180 organismos que fue medida y pesada durante treinta días.

Las artemias tratadas con la dieta mixta crecieron más rápido, siendo significativamente más grandes (longitud promedio estimada 0.89 cm), comparadas con las sustentadas solo con cema, las cuales vivieron menos tiempo y presentaron un bajo crecimiento (longitud promedio estimada 0.20 cm).

La supervivencia se estimó mediante conteos cada tercer día. Ésta siempre tendió a disminuir llegando a valores menores al 1% al final del experimento, en ambos tratamientos. A pesar de esto, la tasa de supervivencia de los organismos alimentados con la dieta mixta, fue dos veces mayor respecto a la de los animales mantenidos con cema.

Por lo tanto sustentar los primeros estadios de *Artemia* con una dieta rica en carbohidratos y posteriormente complementarla con la microalga *Pinnularia* sp, favorece el crecimiento pero no su óptimo desarrollo que permita una alta supervivencia.



INTRODUCCIÓN

Uno de los aspectos al que los acuicultores han prestado atención es el relacionado con la adecuada nutrición de los organismos cultivados.

Ningún alimento artificial o suplementario podrá reemplazar al alimento natural vivo, sobre todo cuando éste se cultiva en adecuadas condiciones para mantenerlo libre de patógenos y rico en nutrientes (Villamar, 2004).

Desde que se dio a conocer a los nauplios de *Artemia* spp, como alimento de organismos acuáticos, (Seal 1933; Gross, 1937 y Rollefson, 1939), su empleo se ha generalizado rápidamente, hasta el punto de que en 85% de los organismos marinos que se cultivan, se emplea *Artemia* como alimento único (Amat, 1985; Amat *et al.*, 1992; De los Rios y Salgado, 2012).

Hoy en día, debido a su fácil manejo *Artemia* spp, es el microcrustáceo más empleado en la acuicultura como alimento vivo para alevines de muchos peces y larvas de crustáceos en cultivo (Persoone *et al.*, 1980; Vinatea, 1995; Godínez *et al.*, 2004; Bransdena *et al.*, 2005; Monroig *et al.*, 2006; Haga *et al.*, 2006).

Este crustáceo, tiene demanda por el tamaño que presenta en sus diferentes etapas de desarrollo (quistes, nauplios y adultos). Desde el punto de vista práctico, los quistes cuando se encuentran secos y deshidratados pueden almacenarse durante años, ya que los embriones se encuentran en estado de diapausa. Sin embargo, la forma de *nauplio* recién nacido, ha adquirido mayor uso debido a su alto valor nutritivo, en cuanto a lípidos (Torretera y Tacón, 1989), no obstante el empleo de animales adultos también proporciona numerosas ventajas, ya que éstos contienen mayor cantidad de proteínas que los nauplios (60 % de proteínas), lo que resulta beneficioso para el acondicionamiento reproductivo de organismos en cultivo (Versichele *et al.*, 1991).

A medida que la acuicultura ha ido progresando en el mundo, la oferta de quistes y sus productos alternativos, como biomasa viva, congelada, liofilizada, hojuelas y pellets, no han logrado cubrir la gran demanda existente en la actualidad (Sorgeloos *et al.*, 1986; Vinatea, 1999; Seoka *et al.*, 2007), tan solo el consumo de cistos se encuentra por arriba de 1700 toneladas al año a nivel mundial (Sorgeloos *et al.*, 1991). Más del 90% de la comercialización de quistes de este crustáceo proviene del Gran lago Salado (Utah, E.U.A), aunque esta actividad sea solamente de extracción, en los últimos cinco años se ha visto disminuida la oferta de este producto, debido a que existe una disminución en la población de *Artemia* spp, en el Gran lago Salado y a las variadas condiciones ambientales, de tal manera que actualmente está suspendida la cosecha en este lago (Castro *et al.*, 2001).

Una amplia variedad de alimento vivo (microalgas) e inerte (harina de trigo, arroz, soya.) se han usado con éxito para el cultivo de *Artemia* (Stottrup y McEvoy, 2003).

La elaboración de dietas artificiales es otro de los aspectos que se ha abordado intensamente con vistas a reducir los costos de producción y garantizar una adecuada nutrición de los organismos. Una variante es la modificación nutricional del alimento vivo mediante las técnicas de bioencapsulación, que permiten la incorporación de elementos esenciales en la dieta y en algunos casos, estimulan respuestas como el crecimiento, supervivencia, desarrollo y resistencia a condiciones estresantes que comúnmente se presentan en las actividades de cultivo (Sakamoto *et al.*, 1982; Clawson y Lovell, 1992; Fernández *et al.*, 1993; Rodríguez *et al.*, 1996; Sorgeloos *et al.*, 1998; Gara *et al.*, 1998; Narciso *et al.*, 1999; Han *et al.*, 2000; Gómez *et al.*, 2001).

Entre los indicadores empleados por investigadores y acuicultores para evaluar la producción larvaria en los sistemas experimentales y productivos, se encuentran la supervivencia, el crecimiento en talla y/o peso y la calidad del producto determinado por la respuesta ante pruebas de estrés. Entre estas últimas, una de las más empleadas por la rapidez con que se realiza y que no demanda de equipo especializado, es la prueba de resistencia al estrés salino (Palacios y Racotta, 2007).

ASPECTOS GENERALES

Artemia spp.

■ SINOPSIS DE LA FAMILIA

Artemia spp. es un crustáceo perteneciente a la Subclase Branchiopoda (organismos dotados de apéndices torácicos en forma de hoja) y al Orden Anostraca (ausencia de caparazón rígido) (Fig.1).

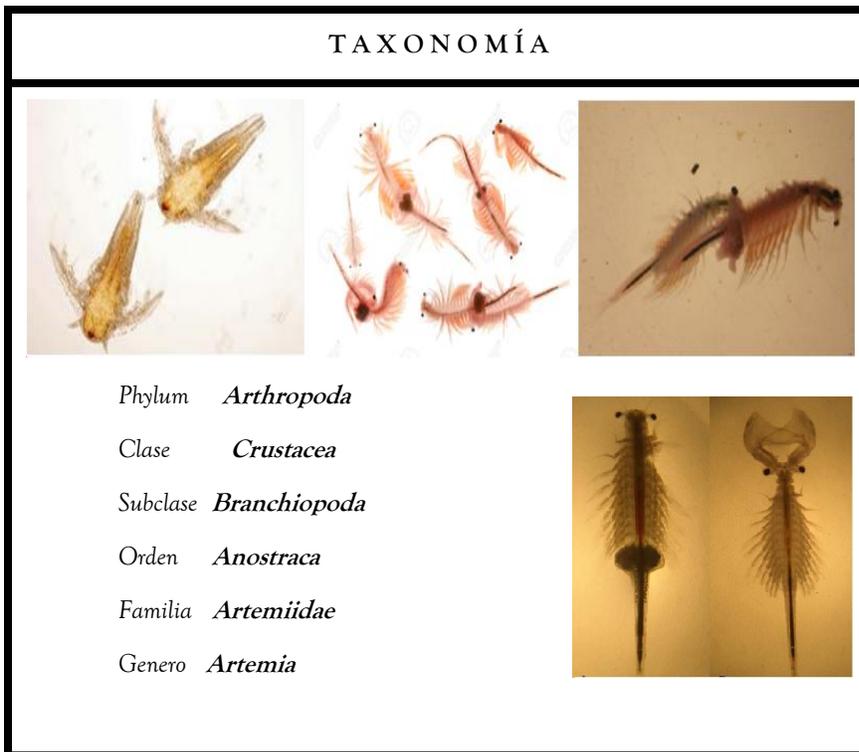


Figura 1. Taxonomía del genero *Artemia* (asoc-colombiana-de-acuariofilia.webnode.es)

De primera intención es válido precisar que el nombre específico *Artemia salina* (Linnaeus 1758), no es taxonómicamente válido en la actualidad (Bowen y Sterling, 1978), dado que se encuentra extinta.

Experiencias de cruzamiento entre diferentes poblaciones de *Artemia* han demostrado el aislamiento reproductivo de algunos grupos de poblaciones (Barigozzi, 1974; Clark y Bowen, 1976)

y esto ha llevado al reconocimiento de especies hermanas ("sibling") a las que se les ha dado nombres diferentes (Bowen y Sterling, 1978).

Entre las cepas bisexuales o zigogenéticas de *Artemia* se han descrito hasta la fecha 7 especies (Sorgeloos *et al.*, 1986).

- *Artemia salina*: Lymington, Inglaterra (extinta)
- *Artemia tunisiana*: Bowen-Sterling (1978), Europa
- **Artemia franciscana*: Kellog (1906), América (Norte, Centro y Sur)
- **Artemia persimilis*: Piccinelli-Prosdomici (1968), Argentina

- **Artemia urmiana*: Gunther (1900), (Lago Urmia, Irán)
- *Artemia sinica*: Asia central y Oriental
- **Artemia monica*: Verril (1869), (Mono Lake, CA, USA)
- *Artemia partenogenética*: Europa y Asia

*Cepas bisexuales

Algunas cepas partenogenéticas (poblaciones compuestas exclusivamente por hembras, no siendo necesaria la fertilización de los huevos para la reproducción), han sido encontradas en Europa y Asia.

■ MORFOLOGÍA

El cuerpo de *Artemia* en general es alargado y está segmentado a lo largo de su longitud; sin embargo, se encuentran pequeñas diferencias según la especie y características del medio.

La longitud del organismo adulto es de 10 a 12 mm, la coloración del cuerpo puede ser blanquecina con una tonalidad que puede llegar a ser roja o inclusive azul. Externamente es posible diferenciar tres partes del cuerpo: cabeza, tórax y abdomen. La cabeza está constituida por cinco segmentos fusionados, donde se encuentran cuatro pares de apéndices cefálicos (anténulas, antenas, mandíbulas, maxilas y un labrum) distinguibles solo por los órganos y apéndices que se localizan en ellos (Vinatea, 1995).

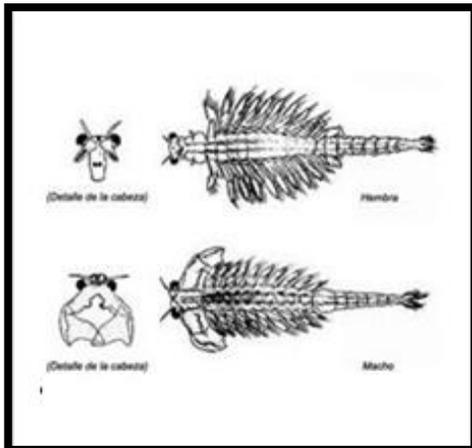


Figura 2. Principales diferencias entre machos y hembras de *Artemia* sp. (Tomado de Castro *et al.*, 1991)

En la parte frontal se localiza el ojo nauplio, (formado por tres ocelos de color rojizo en el primer estadio naupliar y oscuro en el adulto); un par de ojos compuestos pedunculados a cada lado de la cabeza, cerca de estos, hacia la pared dorsal se sitúan las anténulas o segundas antenas y hacia la parte ventral, las antenas verdaderas o primeras antenas (Castro *et al.*, 1991).

Las antenas en los machos están hipertrofiadas, con forma de tenaza y son utilizadas para sujetar a la hembra por la parte anterior de la bolsa ovígera o útero, antes de la cópula y la fertilización (Fig.2).

Los otros tres segmentos corresponden a las piezas bucales, consideradas un par de mandíbulas y dos pares de maxilas.

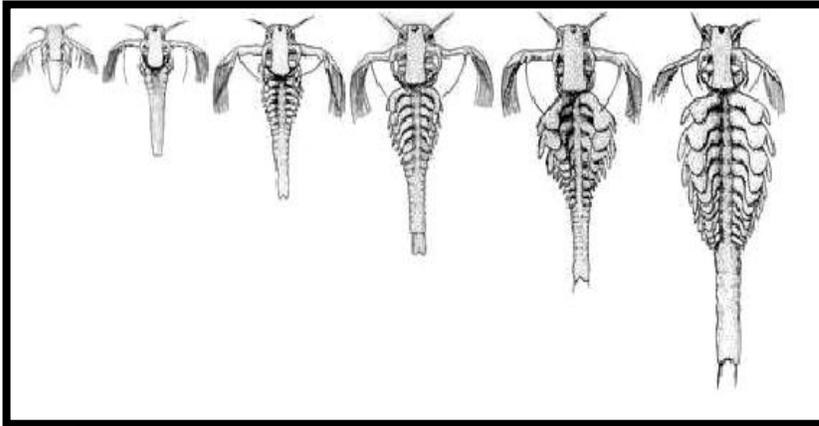


Figura 3. Morfología de los diferentes estadios larvales de *Artemia* sp (Tomado de Castro *et al.*, 1991)

El tórax está formado por once segmentos, cada uno con un par de toracópodos birrameos, con gran número de setas y que desempeñan diversas funciones de locomoción y filtración de alimento, osmoregulación y respiración (Vinatea, 1995). (Fig.3).

A su vez, cada toracópodo está formado por los exopoditos, los endopoditos y los telopoditos. Los exopoditos actúan como branquias y órganos de excreción de cloruro de sodio, cuando el medio es hipertónico. Los endopoditos, situados en el margen interior y en número de cinco, tienen como función principal la natación. Los telopoditos se encargan exclusivamente de la filtración de partículas alimenticias, encauzándolas al canal ventral (Castro *et al.*, 2001).

El abdomen está formado por ocho segmentos sin apéndice, los dos más próximos al tórax son los segmentos genitales y los otros seis constituyen el abdomen propiamente dicho, que termina con el telson donde se inserta la furca caudal. Los segmentos genitales se hipertrofian para dar cabida al útero en las hembras, por otro lado en los machos darán origen a las vesículas seminales y al doble pene.

Los ovarios y testículos se disponen en pares formando cordones delgados y largos, que se extienden hasta el quinto o sexto segmento abdominal. De cada ovario sale un oviducto donde descenden los huevos hasta el útero; en este trayecto se inicia la segmentación de los huevos, que se continúa en el útero hasta la formación de nauplios, o bien al llegar a la etapa de gástrula, se forma el corion que protege al embrión para constituir un quiste. Los testículos se continúan con las vesículas seminales en forma de U y estas a su vez, se comunican con los vasos deferentes, que desembocan en los penes.

El sistema nervioso está formado por un cerebro rudimentario, del cual parte un sistema localizado a lo largo del cuerpo, presenta dos ganglios por segmento, unidos por nervios longitudinales y transversales.

El aparato circulatorio está constituido por un corazón tubular con ostiolas, presenta senos en diversas partes del cuerpo, así se encuentran los senos pericardial, epidermal, intestinal y otros que se denominan de acuerdo a la zona en donde se localizan. El sistema circulatorio conduce a la hemolinfa, con células suspendidas y hemoglobina disuelta (Castro *et al.*, 2001).

■ CICLO DE VIDA

En cuanto a la reproducción existen formas bisexuales y partenogénicas, en ambos casos pueden reproducirse ovípara u ovovivíparamente.

En la reproducción ovovivípara el ciclo es continuo desde la fecundación del huevo hasta la forma adulta; consiste en la producción de nauplios directamente y se da cuando el animal no está expuesto a condiciones de estrés, es decir que están en ambientes que gozan de una adecuada concentración de oxígeno disuelto, dado generalmente en salinidades entre 35 y 100 partes por mil (UPS) (Amat, 1985; Gajardo *et al.*, 1998).

La reproducción ovípara se manifiesta cuando las condiciones ambientales no son favorables, se caracteriza por la formación de quistes llamados huevos císticos, que contienen un embrión en diapausa o criptobiosis, desarrollados hasta el nivel de blástula avanzada, o hasta gástrula incipiente, comenzando así un estado ametabólico, momento en que se rodea de una delgada cáscara de naturaleza lipoproteica (hematina) denominada corión (Sorgeloos *et al.*, 1977).

El ciclo se divide en dos fases: la fase de preemergencia y la fase de emergencia (Castro *et al.*, 1991).

La fase de preemergencia abarca desde el estado de blástula avanzada o gástrula incipiente, hasta la ruptura del corion e inicio de la salida del nauplio (prenauplio).

La fase de emergencia cubre el proceso de salida del nauplio envuelto en la membrana cuticular, la que aún permanece unida al corion roto, hasta la liberación completa del *nauplio* propiamente dicho, conocido como estadio larval II y a partir de este se habla de *metanauplios*, los que con el tiempo se desarrollan hasta juveniles y finalmente, alcanzan el estadio adulto. Se reconocen 18 estadios en el desarrollo desde *metanauplio* hasta adulto (Fig.4). (Castro *et al.*, 1991)

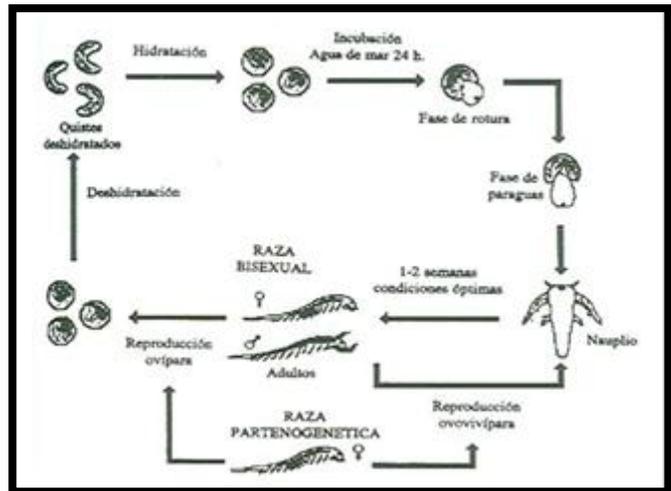


Figura 4. Ciclo de vida de la *Artemia* sp. en función del modo de reproducción. (Tomado de Castro *et al.*, 1991)

El número de quistes o de nauplios por hembra varía con la cepa, la salinidad, el alimento y la edad de las hembras. Las hembras jóvenes producen de 10 a 30 organismos; al alcanzar la madurez el número de organismos producidos fluctúa de 100 a 400 por puesta.

■ ECOLOGÍA Y DISTRIBUCIÓN NATURAL

Artemia spp tiene una distribución cosmopolita, es propia de hábitats acuáticos de elevada salinidad, que se encuentran ampliamente distribuidos en el mundo. Hasta la fecha se ha detectado su presencia en 44 países en 3000 localidades de sitios naturales o como salineras hechas por el hombre (Sorgeloos *et al.*, 1986).

En México se cuenta con 17 sitios salinos en donde se puede encontrar este pequeño crustáceo; 14 zonas en aguas costeras talasohalinas cuyo componente principal es el cloruro de sodio, los tres sitios restantes son hábitats de aguas interiores en donde predominan otras sales como fosfatos, sulfatos, carbonatos y sales de calcio (Persoone y Sorgeloos 1980). Por ejemplo Cuatro Ciénegas, Coahuila presenta aguas con fosfato de sodio (Castro *et al.*, 2001).

El viento y las aves acuáticas son considerados los vectores más importantes de dispersión; sin embargo, el hombre ha sido responsable de inoculaciones en diversos lugares (Vinatea, 1995).

La distribución y supervivencia de las poblaciones de artemia son fuertemente dependientes de la salinidad (la concentración y composición iónica de su ambiente), así como de la temperatura.

Se encuentra adaptado a escapar de sus depredadores habitando lugares hipersalinos, en donde estos no pueden sobrevivir y por consiguiente este crustáceo puede desarrollarse adecuadamente (Vanhaecke *et al.*, 1987; Triantaphyllidis *et al.*, 1998). Es un organismo eurihalino encontrándose en salinas con salmuera a 330 partes por mil (Amat, 1985). El límite inferior en el ambiente natural, está en la mayoría de los casos determinado, por la presencia de predadores, que son abundantes en salinidades inferiores a 45 partes por mil (ups).

Este crustáceo puede tolerar temperaturas de 6 a 35 °C, estando relacionada a las características de cada cepa geográfica.

En relación al pH del medio artemia se establece en ambientes que oscilan entre la neutralidad y una relativa alcalinidad, el óptimo se establece entre 8 y 10 unidades. (Castro *et al.*, 2001).

■ ALIMENTACIÓN

Artemia, es un filtrador no selectivo obligado, por tratarse de un crustáceo primitivo, no posee sustancias de reserva que le aseguren un sustento energético por largos periodos de carencia, estando la actividad natatoria directamente relacionada con las actividades de respiración y alimentación.

Su alimento se compone básicamente de microalgas que están presentes en los ambientes naturales hipersalinos como *Chateoceros*, *Dunaliella*, *Tetraselmis*, *Oscillatoria*, *Chlorella*, etc., pero también puede ingerir detritus ricos en bacterias halófitas (*Pseudomonas*, *Halobacterium*, *Acinetobacter*) (Arredondo y De Lara 1998).

Aunque las microalgas son consideradas como el alimento más adecuado, no se pueden valorar estas como alimento único, sobre todo cuando se cultiva de manera intensiva; pues en producciones a gran escala de biomasa, no es económicamente rentable por los grandes volúmenes necesarios (Tizol, 1994). Por ello, se ha seleccionado el uso de alimentos microparticulados como levaduras, salvados de arroz, maíz, etcétera (Vinatea, 1999).

ANTECEDENTES

Se realizó una búsqueda de información sobre el microcrustáceo *Artemia*, referente a su biología y uso en la acuicultura. A continuación se mencionan algunos trabajos revisados.

- ✓ Arriaga y Re Araujo (1997), alimentaron a *Artemia franciscana* con tres cepas de microalgas (vivas e inerte) y una combinación de dos de ellas. La combinación fue 90 % *Spirulina maxima* y 10 % *Chaetoceros* sp. (peso húmedo). La mejor supervivencia y mayor valor en el análisis proximal se obtuvieron con la dieta de *Chaetoceros* sp (94.1 %). Las artemias alimentadas con la dieta mixta fueron significativamente más grandes al final de la prueba, aunque con *Spirulina maxima* crecieron más rápidamente hasta la etapa de *metanauplio*. Los organismos alimentados con *Dunaliella* sp. alcanzaron primero el estadio adulto. Las artemias alimentadas con *Chaetoceros* sp. se aparearon más (67.54 % promedio).
- ✓ Quesada (1997), estudio el efecto del tipo de alimentación (*Tetraselmis tetrathele* y *Dunaliella viridis*), la concentración salina sobre el modo reproductivo y la obtención de biomasa de dos cepas de *Artemia* (Cepa Chilca y Gran lago salado), observando un efecto positivo al utilizar *Dunaliella viridis* a una salinidad de 120 ‰ (=UPS).
- ✓ Johnson (1980), evaluó cinco dietas para determinar su efecto sobre el crecimiento y supervivencia de *Artemia* al cabo de siete días de cultivo. El alimento utilizado fue *Dunaliella tertiolecta*, harina de *Spirulina*, harina de *Enteromorpha* (Macroalga), *Rhodotorula* (levadura marina) y salvado de arroz. El mayor crecimiento fue observado con harina de *Spirulina*.
- ✓ Teresita *et al.* (2004), evaluaron la producción de biomasa de la población de Real de Salinas y su composición bioquímica en condiciones de laboratorio. Los nauplios en estadio I fueron sembrados en unidades experimentales (tres), de 1.5 L de capacidad, con una densidad de 10 organismos/mL del día 2 al 6 del experimento, los organismos se alimentaron con salvado de arroz y a partir del día 7 al final del ensayo (día 15), con la microalga *Tetraselmis suecica*. La longitud total del promedio de *Artemia* al final del ensayo fue de 5.34 mm, la producción de biomasa fue de 15.72 g (peso Húmedo) y se obtuvo una supervivencia de 79 %. El análisis proximal y la composición bioquímica de la biomasa de *Artemia*, indicó que el porcentaje de nutrientes es adecuado para ser utilizado como alimento de peces y crustáceos.
- ✓ Castro *et al.* (2005), para obtener en el laboratorio una producción constante de biomasa de *Artemia franciscana* para la alimentación de otros organismos acuáticos, realizaron un cultivo semiintensivo con este organismo, proveniente de la salina de Juchitan, Oaxaca. Utilizaron dos contenedores cilíndricos de plástico (A y B) de 200 L, los cuales se mantuvieron a una salinidad de 60 g/L, aireación y luz constante. La alimentación de los organismos en sus primeras fases de desarrollo fue con salvado de arroz (300 g/4000 mL) y a partir del quinto día (cuando los organismos llegaron a la etapa juvenil), se suministraron dos litros de microalga (1 L de *Isochrysis galvana* y 1 L de *Tetraselmis suecica*). Se elaboró una tabla de vida.

Para el cilindro A, la sobrevivencia fue de 1.92 % y para el cilindro B fue de 7.21 %, la esperanza de vida en ambos casos fue del tipo II, que sin importar la clase de edad de la población, la mortalidad fue constante. Concluyeron que la población de *Artemia franciscana* de Juchitan, Oaxaca presentó alta mortalidad cuando es cultivada a 60 g/L de salinidad.

- ✓ Castro *et al.* (2006), plantearon el objetivo de establecer las características biométricas de quistes y nauplios de siete poblaciones de *Artemia* spp. Se abarcaron aspectos relacionados con el diámetro normal y después de la descapsulación de los quistes, espesor del corion y la longitud de nauplios en estadio I. Los quistes fueron recolectados en su hábitat natural, se limpiaron, secaron y almacenaron en el laboratorio. Se hicieron cien mediciones para cada una de las variables (diámetro del quiste normal y descapsulado, espesor del corion y longitud del nauplio) usando un microscopio óptico Olympus equipado con una cámara digital y un programa analizador de imágenes automatizado.

Para determinar las diferencias en los valores medios de las variables entre las poblaciones, se hizo un análisis de varianza (ANOVA) y una prueba de Tukey. En los quistes hidratados, el análisis de Tukey mostró diferencias significativas entre los pares: Yavaros / Cuatro Ciénegas y Cuatro Ciénegas / Texcoco. Las comparaciones de las longitudes naupliares entre Yavaros / Ohuira, Real de Salinas / Cuatro Ciénegas y San Luis Potosí / Texcoco no revelaron diferencias. Las poblaciones de Texcoco, San Luis Potosí, Yavaros y Ohuira tenían longitudes naupliares más pequeñas que las de las poblaciones de la Bahía de San Francisco. Es recomendable utilizar estas poblaciones en larvicultura y considerar su cultivo en sus propios hábitats como posibles proyectos viables.

- ✓ Cisneros y Vinatea (2008), realizaron un cultivo semiintensivo de *Artemia franciscana*, cepa Virrila, Perú, utilizando diferentes dietas con base en microalgas e insumos alimenticios que forman parte de algunos ingredientes que se utilizan para preparar alimento formulado de peces y crustáceos, con el fin de determinar la factibilidad del uso de estos para la obtención de biomasa de adultos. El estudio se ejecutó con base en un diseño experimental completamente aleatorio con 7 tratamientos y 3 réplicas cada uno, aplicándose a los datos obtenidos un análisis de varianza de una vía (ANOVA) y la prueba de Tukey para establecer diferencias significativas entre los tratamientos. Los resultados del análisis proximal de las dietas, mostraron que la harina de soya presentó la cantidad de proteínas requerida por *A. franciscana* durante su crecimiento (34.33 %), igualmente con esta dieta se obtuvo la mejor tasa de crecimiento (0.19), biomasa más alta (113.33 g) y el mejor Factor de Conversión Alimenticia (1.4). Así mismo, la biomasa de *A. franciscana* producida con harina de soya, presentó un nivel de proteínas adecuado para la maduración de reproductores de crustáceos (53.38 %).

- ✓ Castro *et al.* (2009a), evaluaron el efecto de la salinidad sobre el crecimiento y la supervivencia de cinco poblaciones bisexuales de *Artemia* provenientes de cuerpos de aguas Costeras del Pacífico Mexicano en condiciones de laboratorio.

Fueron utilizadas diversas concentraciones de salinidad (40, 60, 80, 100 y 120 g/L), 25 ± 2 °C, pH 8-10; luz y aireación continua). Los experimentos de cultivo fueron realizados en tanques de plástico de 200 L. Los valores finales de supervivencia y crecimiento fueron determinados después de 21 días de cultivo. Los organismos fueron alimentados con 100 mL de salvado de arroz y 2 L de *Tetraselmis suecica* (500 células/mL).

Las curvas de supervivencia y crecimiento fueron determinadas usando un análisis de regresión (R^2). Las diferencias significativas entre los valores promedio de distintas salinidades fueron determinadas por una prueba de ANDEVA ($p < 0.05$). Las mejores tasas de supervivencia y crecimiento se registraron a la salinidad de 100-120 g/L; cuando las poblaciones fueron cultivadas a 40 g/L de salinidad, hubo una mortalidad del 100 % de los organismos en estadio juvenil. A la salinidad de 80 g/L, los valores de supervivencia y crecimiento fueron menores que cuando se cultivaron entre 100 y 120 g/L. Las cinco poblaciones bisexuales de *A. franciscana* presentaron diferencias significativas en relación a la tasa de supervivencia bajo las salinidades estudiadas.

Las tasas de supervivencia fueron afectadas por la salinidad. Las poblaciones estudiadas experimentaron una alta mortalidad a salinidades por debajo de 60 g/L y por arriba de 200 g/L. Es importante mencionar que las altas mortalidades se observaron en el estadio *metanauplio*. Los autores confirmaron que las tasas de crecimiento de las poblaciones costeras del Pacífico Mexicano de *A. franciscana*, son inversamente proporcionales a la salinidad. Además, recomiendan que deban ser cultivadas en salinidades de 100 a 120 g/L para obtener mejores tasas de supervivencia y crecimiento.

- ✓ Castro *et al.* (2009b), en este estudio compararon el potencial productivo de seis poblaciones mexicanas de *A. franciscana* provenientes de aguas costeras del Pacífico y de la península de Yucatán, así como de aguas interiores de México. Cada población fue cultivada en cilindros de 200 L en salinidades de 100 y 120 UPS. La temperatura se mantuvo en 25 ± 2 °C, con luz y aireación continua y un pH de 8-10. Los organismos fueron alimentados "*ad libitum*" con 50 mL de salvado de arroz y microalga *Tetraselmis* sp.

Cuando las poblaciones alcanzaron la madurez sexual, fueron separadas en 25 frascos de 250 mL, con una proporción de dos machos por hembra para determinar sus características reproductivas (la cantidad de biomasa y quistes se obtuvo al final de dos meses de cultivo). Los valores reproductivos se incrementan en 120 ups. No se observaron diferencias significativas (Tukey $p < 0.05$) en número de puestas, nauplios producidos y duración del ciclo de vida, no así con los quistes producidos. Las poblaciones que mayor biomasa produjeron fueron Real de las salinas, Campeche y Juchitan, Oaxaca y en cuanto a quistes Juchitan, Oaxaca y Ohuira, Sinaloa.

JUSTIFICACIÓN

Artemia es una especie mundialmente utilizada en el sector acuícola, su adecuado tamaño, buena palatabilidad, digestibilidad y alto valor nutricional (el *nauplio* contiene 47% de proteína, 30% lípidos, 23% carbohidratos, los adultos 64% proteínas, 19% lípidos y 17% carbohidratos (Leger *et al.* 1986), la posiciona como un excelente alimento vivo para peces y crustáceos, que son cultivados para el consumo humano y uso ornamental. Bien se sabe que una buena alimentación en las etapas más tempranas de su desarrollo, es fundamental para obtener organismos sanos y minimizar la mortalidad, aspectos importantes para los acuicultores.

Conociendo el valor de esta especie, es importante realizar investigaciones que aporten mayor conocimiento de esta y en la Unidad Acuícola Experimental Zaragoza, no se ha realizado ningún estudio sobre ella, por lo cual esta tesis brindará información para investigaciones futuras.

HIPÓTESIS

Si se tiene en cuenta que la historia nutricional de los organismos cultivados influye notablemente en las características de sus descendientes (Hagiwara y Hino 1990; Molony, 1993), es de suponer que una adecuada alimentación en los primeros estadios larvarios de *Artemia franciscana*, favorecerá su crecimiento y supervivencia.

Se ha observado que los diferentes tipos de microalgas tienen un aporte nutrimental específico. Las pardas proporcionan principalmente carbohidratos y ácidos grasos, las verdes suministran proteínas y pigmentos, mientras que el alimento particulado como la cema, provee carbohidratos. Por lo tanto, al alimentar a los organismos con una dieta mixta de *Pinnularia* sp y cema, se esperaría observar mayor supervivencia y un crecimiento acelerado en las primeras etapas de su desarrollo, alcanzando la madurez sexual más rápido, comparados con los organismos que solo se alimenten de cema.

OBJETIVO GENERAL

Establecer un cultivo de *Artemia franciscana*, proporcionando dos dietas: alimento vivo (*Pinnularia* sp) e inerte (cema), para determinar diferencias en el crecimiento y supervivencia.

PARTICULARES

- Experimentar con dos condiciones diferentes de salinidad (25 y 36 UPS), para conocer la concentración, que permita alcanzar el mayor porcentaje de eclosión.
- Establecer las mejores condiciones de fotoperiodo para la eclosión de los quistes.
- Comparar el crecimiento de dos cultivos de *Artemia*, con diferente alimento (cema, y dieta mixta).
- Estimar la tasa de supervivencia en los sistemas.
- Determinar la densidad poblacional para cada uno de los cultivos.
- Obtener la ecuación de crecimiento en longitud y peso para cada tratamiento.
- Calcular la longitud máxima para *A. franciscana* por medio del modelo de von Bertalanffy.

MATERIAL Y MÉTODOS

Este trabajo se realizó en tres fases:

- I. Investigación previa
- II. Fase de laboratorio
- III. Gabinete

I. INVESTIGACIÓN PREVIA

Consistió en la búsqueda y recopilación de información que sirvió de apoyo para la realización de este experimento a través de artículos, manuales, revistas, libros, tesis, páginas electrónicas, entre otros.

II. FASE DE LABORATORIO

- **PORCENTAJE DE ECLOSIÓN**

Se determinó el porcentaje de eclosión, para las dos concentraciones de salinidad propuestas (25 y 36 UPS). Este valor se obtuvo contando el número de nauplios, que emergen de cien quistes; fue conveniente evitar la presencia de impurezas: cáscaras vacías, arena, cristales de sal e insectos. (Castro *et al.*, 2001).

Para ello, con ayuda de un microscopio se eligieron 100 quistes íntegros deshidratados, se colocaron en una cápsula de Petri con solución salina a 25 UPS, se taparon y se dejaron cerca de una fuente luminosa (foco de 20 watts) durante 24 horas. Al término del tiempo se contaron y separaron los nauplios. Para mayor precisión se repitió esta operación tres veces. El procedimiento fue el mismo para la concentración de 36 UPS (Castro *et al.*, 2001).

Además de realizar la técnica que propone (Castro *et al.*, 2001), también se llevó a cabo otro ensayo en donde se modificó el tiempo de exposición a la luz, por un fotoperiodo de 12 horas luz y 12 horas oscuridad.

- **CULTIVO DE *Artemia franciscana***

- Eclosión de quistes**

Se colocaron cuatro lotes con 0.5 g de quistes, para su eclosión, mismos que tuvieron un previo tratamiento de descapsulación con una solución de hipoclorito de sodio (Castro *et al.*, 2001). Para ello inicialmente los cistos fueron hidratados con agua destilada, durante una hora con el objetivo de alcanzar una mayor esfericidad. Transcurrido este tiempo, se eliminó el exceso de agua, e inmediatamente se les adicionó la solución descapsuladora previamente preparada (ver anexo) por no más de 10 minutos o hasta que la coloración del quiste tornó de una tonalidad café a una anaranjada.

Ocurrido este cambio de color, los cistos se lavaron inmediatamente con agua hasta que desapareció el olor a cloro, enseguida se agregó una solución de tiosulfato de sodio (ver anexo) para eliminar los residuos de cloro (Castro *et al.*, 1991).

A continuación, cada uno de los lotes se puso a eclosionar en cuatro contenedores tubulares (1L), provistos con una llave de salida; con agua a una salinidad de 36 UPS. Estos se colocaron a "baño María" con la finalidad de mantener siempre la temperatura en $25 \pm 1^\circ\text{C}$. Por medio de una bomba de aire, desde el fondo de cada contenedor la oxigenación fue constante (Amat, 1985; Castro *et al.*, 1991; Castro *et al.*, 2001)

A estos sistemas se les aplicó un fotoperiodo de 12 horas luz y 12 horas oscuridad, durante 36 horas.

Pasadas las 36 horas se colectaron los organismos que eclosionaron de cada uno de los contenedores tubulares en este tiempo; para ello se tuvo que suspender la oxigenación y también se instaló un foco por encima de cada sistema, para que de esta manera los nauplios migraran hacia la luz y se concentraran en la parte superior, las cáscaras vacías así como los huevos no eclosionados se depositaron en el fondo, de tal forma que al abrir la llave de paso se pudo eliminar la mayor cantidad de impurezas sedimentadas, y posteriormente extraer el concentrado de artemias.

Los nauplios colectados de cada contenedor se pasaron a cuatro unidades experimentales (3L). En el caso del cultivo de *Artemia franciscana* la literatura recomienda, sea cultivada en salinidades entre 60 ups y 80, ya que en este intervalo se obtiene mayor crecimiento y supervivencia (Castro *et al.*, 2001). Para este experimento se decidió trabajar con una salinidad de 60 ups (la sal utilizada fue de la marca "Roche", Industrial salinera de Yucatán, S.A DE C.V). Por medio de un calentador con termostato de 50 W se conservó la temperatura a $25 \pm 1^\circ\text{C}$ y la oxigenación fue constante utilizando difusores de aire.

Alimentación

Los organismos fueron alimentados "*ad libitum*" con dos dietas distintas:

- cema (subproducto de la molienda del frijol formado por salvado, aleurona y parte del endospermo)
- cema y *Pinnularia* sp (Mixta)

Una muestra de un cultivo de *Pinnularia* sp, fue proporcionada por el Dr. Jorge Castro Mejía, Jefe del Departamento el hombre y su ambiente de la UAM, Xochimilco.

Posteriormente se mantuvo con aireación y luz continua, en la Unidad Acuícola Experimental de la FES Zaragoza.

La alimentación se llevó a cabo en dos tiempos, mañana y tarde. Los primeros seis días los cuatro cultivos fueron alimentados con una solución de cema (0.3 mL) (ver anexo). A partir del séptimo día, la alimentación cambió, para dos de los cultivos, pues se les empezó a suministrar la microalga *Pinnularia* sp (500, 000 células/mL), los otros continuaron alimentándose con la solución de cema.

Densidad, mortalidad y supervivencia

Para evaluar estas características poblacionales, previamente se contó el número de cistos presentes en 0.5 g (cantidad que se puso a eclosionar). Este conteo se realizó tres veces.

Una vez que los quistes eclosionaron, la densidad de cada unidad experimental fue monitoreada cada tercer día; para ello, con un agitador de vidrio se homogenizó suavemente el cultivo, enseguida se tomó una alícuota de 1 mL y se colocó en una cápsula de Petri, para contar el número de organismos presentes en dicho volumen y este valor se extrapoló al volumen total del cultivo. Este procedimiento se realizó tres veces para obtener un valor más preciso.

El monitoreo de este parámetro, permitió determinar la mortalidad y supervivencia final que presentó cada unidad experimental.

Crecimiento y peso

Estos parámetros se cuantificaron diariamente para cada sistema durante 30 días.

Para el crecimiento, a partir del primer día de vida de los organismos, se tomó una muestra aleatoria del cultivo y de ella una submuestra de 30 organismos, cada uno de ellos se colocó en un portaobjetos excavado y fueron medidos por medio de un microscopio provisto de un ocular micrométrico, la medición se realizó con un aumento de 4X.

El peso de los organismos fue estimado por diferencia de pesos. Para ello se utilizó un tamiz pequeño con luz de malla menor a 50 μ m.

El tamiz fue humedecido totalmente y pesado en una balanza analítica por lo menos 10 veces para obtener su peso promedio.

Por otro lado, recurriendo al fototropismo positivo que presenta este tipo de crustáceos, se colocó una lámpara en la parte superior de los sistemas, para que las artemias migraran hacia la fuente de luz y ahí se concentraran.

Enseguida se tomó una alícuota de 5 mL del concentrado de artemias, este volumen se filtró e inmediatamente se pesaron en la balanza analítica de 0.0001 g de precisión. Se realizó tres veces por cada ensayo.

El peso promedio individual, se estimó a partir de los organismos contenidos en 5 mL de una muestra.

III. GABINETE

Para la fase de gabinete que comprendió el trabajo estadístico, se aplicó el análisis de la relación peso-longitud, el cual se obtuvo aplicando la siguiente fórmula:

$$P=aL^b$$

Donde:

P = peso total

L = longitud total

a y b son constantes

Para llevar a cabo la linearización de la relación se aplicaran logaritmos, obteniendo la ecuación transformada como:

$$\text{Log } P = \text{log } a + b \text{ log } L$$

Y por medio del análisis de regresión lineal con el método de mínimos cuadrados (Marquez, 1988), se obtuvieron los valores de la pendiente y del intercepto.

Se analizaron los valores de la pendiente obtenidos en cada una de las regresiones anteriores con el fin de verificar su igualdad o desigualdad con tres y de esta manera poder definir el tipo de crecimiento. Si $b=3$ se tiene un crecimiento isométrico, mientras que si $b \neq 3$ el crecimiento es alométrico (Ricker, 1975).

También se analizaron las pendientes mediante una prueba de "t" Student (Pauly, 1984), para determinar si existió diferencia en el crecimiento dependiendo el tipo de dieta consumida por los organismos.

Modelo de von Bertalanffy

El crecimiento de los organismos se determinó empleando el modelo de von Bertalanffy (Ricker, 1975; Everthart y Youngs, 1981):

$$L = L_{\infty} (1 - e^{-K(t-t_0)})$$

Cuya ecuación ponderal es:

$$P = P_{\infty} (1 - e^{-K(t-t_0)})^b$$

Donde:

L_{∞} = longitud asintótica del organismo

P_{∞} = peso asintótico del organismo

K = tasa de crecimiento o constante de catabolismo

t = edad

t_0 = tiempo teórico de inicio de crecimiento cuando $L_t = 0$ y $P_t = 0$

b = pendiente de la regresión peso- longitud

L_{∞} , P_{∞} , K y t_0 se calcularon por los siguientes métodos:

El gráfico de Beverton y Holt (1957). Se utilizó para estimar K y t_0 para una L_{∞} dada, la cual pudo obtenerse de alguno de los métodos antes mencionados.

Para tener una idea del valor máximo de longitud total se empleó el método gráfico de Ford-Walford (1933 y 1946, respectivamente), el cual consiste en una versión redondeada de la función de crecimiento de Von Bertalanffy (FCVB). Este método permite la estimación de L_{∞} y K .

Otra forma de estimación de L_{∞} puede ser mediante la utilización de la relación:

$$L_{\infty} = L_{\max}/0.95,$$

Donde L_{\max} es la longitud del organismo más grande de la muestra (Gulland, 1971; Ricker, 1975; Pauly, 1984; Gómez, 1994).

De acuerdo al procedimiento presentado en (Sparre y Venema 1997; y King, 1995) se obtuvo el crecimiento de las artemias en función del peso, utilizando el valor de la pendiente de la relación peso total-longitud total. Esto permitió realizar graficas de talla y peso con respecto al tiempo.

Tasa de crecimiento

La tasa de crecimiento se evaluó durante 30 días. Los muestreos se realizaron diariamente tomando una muestra de treinta organismos, por cada unidad experimental.

El carácter morfométrico utilizado para la biometría fue la longitud total (L_t), que comprendió el margen antero superior de la cabeza hasta la base de la furca caudal.

Para determinar la tasa de crecimiento se aplicó el siguiente modelo:

$$Y = (ae^{bt})$$

Donde:

Y= longitud total en centímetros

e= base exponencial neperiana

a= coeficiente 1

b= coeficiente 2 (tasa de crecimiento)

t= tiempo en días.

En primera instancia se estableció emplear el modelo de crecimiento de von Bertalanffy (el cual es utilizado, para evaluar el crecimiento individual de peces) para estimar la talla asintótica de *Artemia franciscana*, sin embargo al aplicarlo se sobreestimaba el valor; por tal razón se investigó el modelo de Gompertz y se consideró factible para estimar el crecimiento de esta especie.

A continuación se muestra el modelo de crecimiento de Gompertz, así como el procedimiento para la obtención de sus variables.

Modelo de Gompertz

➡ Ecuación 1

$$L_{(t)} = L_{\infty} e^{-e^{-b(t-t_0)}} \dots\dots\dots(1)$$

Donde:

$L_{(t)}$ = longitud al tiempo "t"

L_{∞} = longitud asintótica

b= coeficiente instantáneo de crecimiento

t_0 = edad teórica a la que el organismo tiene una longitud igual a cero

Para la linearización de la ecuación (1) del modelo de Gompertz se deberá considerar lo siguiente:

$$L_{\infty} = L_{max} - L_{min}$$

ó

$$\frac{L_{max}}{0.95} \approx L_{\infty}$$

Donde L_{max} y L_{min} corresponden a las longitudes máximas y mínimas observadas en los organismos.

A continuación se realiza el despeje algebraico para establecer la ecuación lineal y obtener las constantes "b" y "t₀"

$$\frac{L(t)}{L_{\infty}} = e^{-e^{-b(t-t_0)}} \dots\dots\dots(2)$$

Se aplican logaritmos a ambos lados de la ecuación:

$$\ln\left(\frac{L(t)}{L_{\infty}}\right) = -e^{-b(t-t_0)} \dots\dots\dots(3)$$

Se multiplica por (-1) ambos lados de la ecuación:

$$-\ln\left(\frac{L(t)}{L_{\infty}}\right) = e^{-b(t-t_0)} \dots\dots\dots(4)$$

Nuevamente, se aplican logaritmos a ambos lados de la ecuación:

$$\ln\left(-\ln\frac{L(t)}{L_{\infty}}\right) = -b(t-t_0) \dots\dots\dots(5)$$

Se aplica la función distributiva al lado derecho de la ecuación y re-arreglando:

$$\ln\left(-\ln\frac{L(t)}{L_{\infty}}\right) = bt_0 - bt \dots\dots\dots(6)$$

Por lo tanto:

$$\ln\left(-\ln\frac{L(t)}{L_{\infty}}\right) = bt_0 - bt$$

La expresión se equipara al modelo de la línea recta:

$$y = a - bx$$

Donde:

$$y = \ln\left(-\ln\frac{L_t}{L_\infty}\right)$$

$$a = bt_0 \quad \Rightarrow \quad t_0 = a/b$$

$$b = -b$$

Se realiza el gráfico de dispersión correspondiente

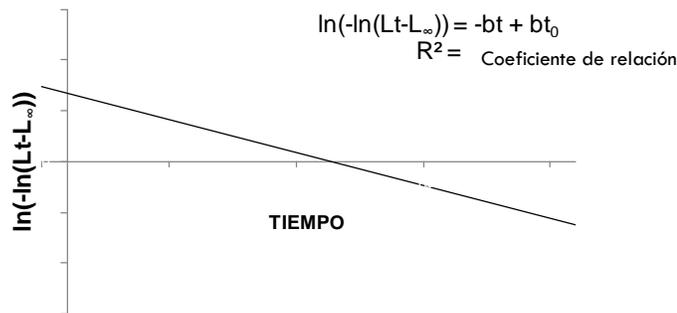


Figura 5. Gráfico de la ecuación 1 del Modelo de crecimiento de Gompertz

Posteriormente se pueden calcular las constantes de la ecuación por medio del método de mínimos cuadrados.

➡ Ecuación 2

$$L_{(t)} = L_\infty e^{-Be^{-kt}}$$

Donde:

$L_{(t)}$ = longitud al tiempo "t"

L_∞ = longitud máxima observada

B = máxima velocidad de crecimiento

k = tasa intrínseca de crecimiento

Procedimiento para la linearización y obtención de las constantes "B" y "k"

$$\frac{L(t)}{L_{\infty}} = e^{-Be^{-kt}} \dots\dots\dots(1)$$

Se aplican logaritmos a ambos miembros de la ecuación:

$$\ln\left(\frac{L(t)}{L_{\infty}}\right) = \ln\left(e^{-Be^{-kt}}\right) \dots\dots\dots(2)$$

$$\ln\left(\frac{L(t)}{L_{\infty}}\right) = -Be^{-kt} \dots\dots\dots(3)$$

Ambos lados de la ecuación se multiplican por -1

$$-\ln\left(\frac{L(t)}{L_{\infty}}\right) = Be^{-kt} \dots\dots\dots(4)$$

Se aplican logaritmos a ambos miembros de la ecuación:

$$\ln\left(-\ln\left(\frac{L(t)}{L_{\infty}}\right)\right) = \ln(Be^{-kt}) \dots\dots\dots(5)$$

$$\ln\left(-\ln\left(\frac{L(t)}{L_{\infty}}\right)\right) = \ln B + \ln(e^{-kt}) \dots\dots\dots(6)$$

$$\ln\left(-\ln\left(\frac{L(t)}{L_{\infty}}\right)\right) = \ln B + (-kt) \dots\dots\dots(7)$$

$$\ln\left(-\ln\left(\frac{L(t)}{L_{\infty}}\right)\right) = \ln B - kt \dots\dots\dots(8)$$

Donde:

$$\ln\left(-\ln\left(\frac{L(t)}{L_{\infty}}\right)\right) = \ln B - kt$$

$$y = a - bx$$

Donde:

$$y = \ln\left(-\ln\left(\frac{L_{(t)}}{L_{\infty}}\right)\right)$$

$$a = \ln B \Rightarrow B = e^a$$

Posteriormente se pueden calcular las constantes de la ecuación por medio del método de mínimos cuadrados.

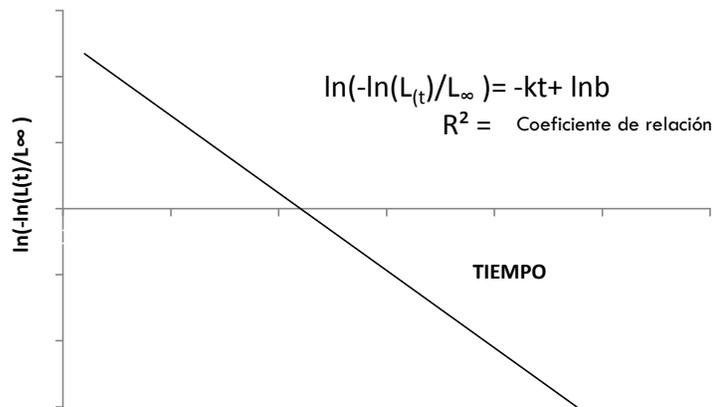


Figura 6. Gráfico de la ecuación 2 del Modelo de crecimiento de Gompertz

AL utilizar ambas ecuaciones de Gompertz, los valores que representan mejor el crecimiento son los obtenidos con la ecuación de Gompertz 2.

RESULTADOS

Se realizaron dos cultivos de *Artemia franciscana* a partir de la eclosión de quistes, (con una repetición) mantenidos con diferente alimentación.

La densidad de siembra fue de 10 organismos/mL por cada acuario. A partir del tercer día posterior a la eclosión la totalidad de los cultivos fueron alimentados "ad libitum" con una solución de cema. A partir del séptimo día, a dos de los acuarios se les proporcionó *Pinnularia* sp (densidad de 500 células/mL) los otros sistemas continuaron su alimentación con cema.

◆ PARÁMETROS FÍSICOS Y QUÍMICOS

Los parámetros más importantes en el cultivo controlado de la *Artemia*, fueron la temperatura, oxígeno, salinidad y pH.

A pesar de que se instalaron calentadores con regulador para mantener la temperatura en 25 °C, en ocasiones este parámetro fluctuó, esto pudo deberse a factores como la temperatura ambiente y a las condiciones del laboratorio en donde se realizó el experimento, sin embargo las fluctuaciones se ajustaron diariamente para mantener la temperatura en 25 ± 1 °C.

La temperatura observada en los cultivos alimentados con la dieta mixta estuvo en un intervalo de 25 a 27 °C, el valor promedio fue de 25.4 °C, para los cultivos sustentados con cema la temperatura fue de 25 a 26 °C y el promedio fue de 25.2 °C (Fig.7).

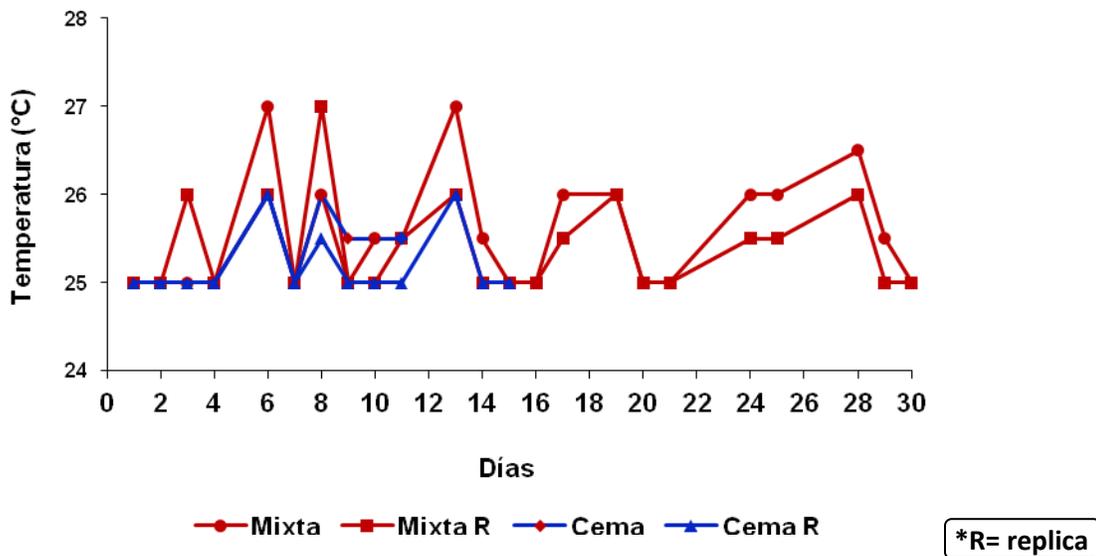


Figura 7. Comportamiento de la temperatura, registrada en los cultivos en crecimiento de
A. *Franciscana*

La salinidad establecida inicialmente fue de 60 UPS; sin embargo, por efecto de la evaporación la concentración de sal aumentó provocando variaciones. En los cultivos sustentados con dieta mixta se registró una salinidad promedio de 63.3 UPS, un mínimo de 63 UPS y un máximo de 67 UPS, para los sistemas mantenidos con cema, el valor promedio fue de 63 UPS con un mínimo de 62 UPS y un máximo de 65 UPS (Fig.8).

El pH se mantuvo en un mínimo de 9.4 y un máximo de 9.7, con un valor promedio de 9.6, para los sistemas alimentados con la dieta mixta. Para los sistemas mantenidos con cema, el valor promedio fue de 9.3, el valor mínimo de 8.9 y el máximo de 9.6 (Fig.9).

Para comprobar si existieron diferencias significativas entre los parámetros físicos y químicos en los diferentes tratamientos se realizó una prueba de Kruskal-Wallis.

En cuanto a la temperatura este análisis reveló que no existe ninguna diferencia estadísticamente significativa (Kruskal-Wallis $H = 3.156$; $P > 0.05$)

Con respecto a los valores presentados para la salinidad se probó que estadísticamente existen diferencias significativas ($H = 13.960$; $P < 0.05$).

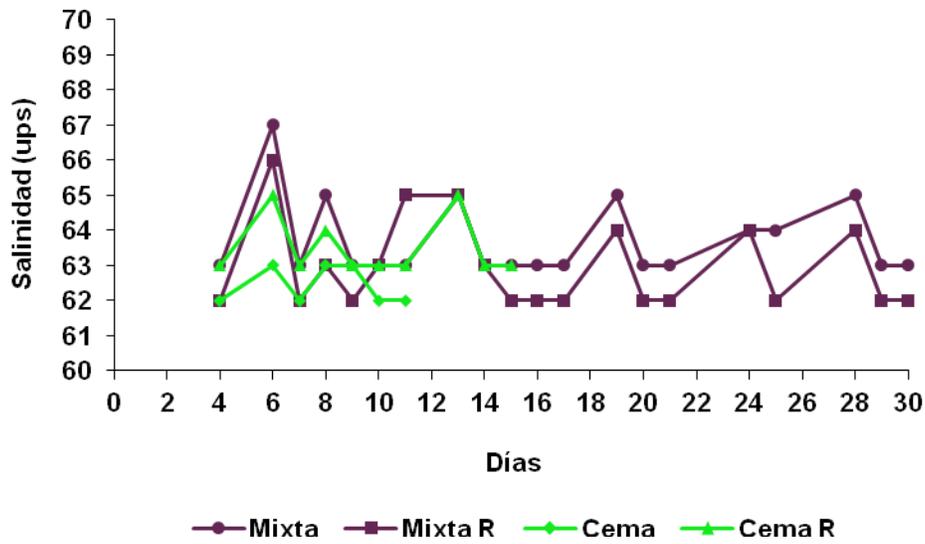


Figura 8. Variación temporal de la salinidad, registrada para los cultivos en crecimiento de *A. franciscana*

En el pH se determinó que se presentaron diferencias significativas con respecto a los valores presentados entre los diferentes ensayos ($H = 20.633$; $P < 0.05$).

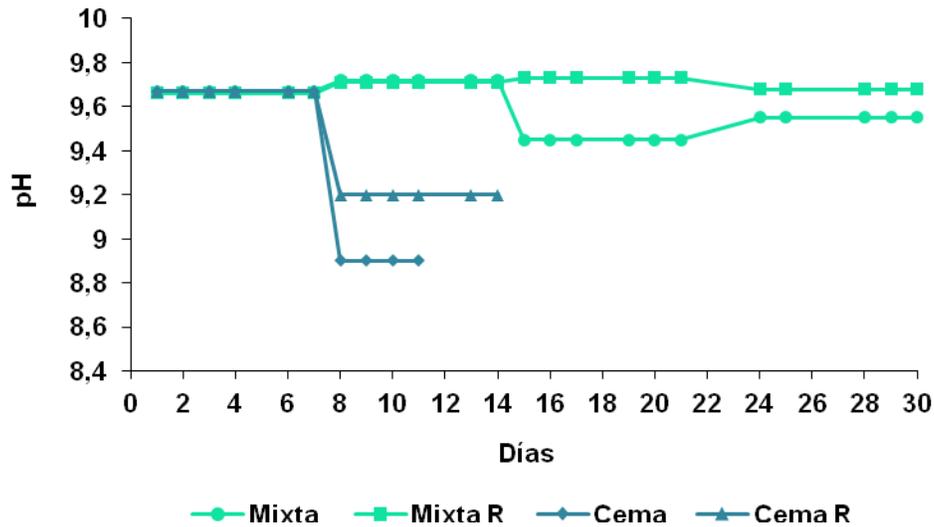


Figura 9. Variación del pH registrado, para los cultivos en crecimiento de *A. franciscana*

Debido a que el análisis de Kruskal-Wallis presentó diferencias significativas entre el pH y la salinidad se procedió a realizar una prueba de U de Mann-Whitney, para establecer las diferencias entre los tratamientos y su réplica.

Para la salinidad se registraron diferencias estadísticas ($W = 114.500$; $P = 0.015$). La salinidad de los sistemas alimentados con cema presentaron diferencias significativas ($W = 10.500$; $P = 0.004$) y el pH no mostros diferencias significativas ($W = 60$; $P = 0.733$)

◆ PORCENTAJE DE ECLOSIÓN

Después de 24 horas se contó el número de nauplios que habían emergido de cada caja. Los resultados de este ensayo mostraron que se obtiene una eclosión mínima (15.6 %) con una salinidad de 25 UPS, comparado con la salinidad de 36 UPS, en la que se obtuvo una eclosión por arriba del 80 % (Tabla1). Teniendo en cuenta estos valores se utilizó la salinidad más alta (36 UPS) para los próximos experimentos.

Tabla 1. Porcentaje de eclosión en función de la salinidad

Cápsula	25 UPS	36 UPS
1	13	85
2	19	65
3	15	92
MEDIA	15.6	80.6

Una vez establecida la salinidad, como parte adjunta del trabajo, se realizaron pruebas con diferente fotoperiodo. Para ello en 10 cápsulas de Petrí se colocaron 100 huevos deshidratados, en cada una a 36 UPS de salinidad. Cinco de estas cápsulas a fotoperiodo de 12 horas luz y 12 horas oscuridad y a las otras cinco con fotoperiodo inverso al anterior, es decir 12 horas oscuridad y 12 horas luz. Cada 12 horas se contó el número de nauplios emergidos en cada caja, hasta las 48 horas. En las siguientes tablas se muestra el porcentaje de eclosión para cada fotoperiodo.

Tabla 2. Promedios del porcentaje de eclosión con fotoperiodo 12 luz – 12 oscuridad

CAJA	12 h	24 h	36 h	48 h	total	muertas
1	70	9	3	0	82	3
2	61	2	2	0	65	
3	75	10	9	2	96	3
4	66	9	6	4	85	6
5	65	12	0	0	77	1
MEDIA	67.4	8.4	4	1.2	81 %	

En ambos ensayos se pudo observar que en las primeras 12 horas eclosionó arriba del 50 % de los huevos. Para el primer fotoperiodo 12 hrs luz – 12 hrs oscuridad (Tabla 2) eclosionó el 67.4 % con luz, posteriormente sometiendo los huevos a 12 hrs de oscuridad eclosionó el 8.4 %.

En el segundo fotoperiodo 12 oscuridad – 12 luz (Tabla 3.) eclosionó el 53.2 % en la oscuridad y el 13 % con luz. En ambos ensayos cualesquiera que sea el fotoperiodo la mayor eclosión se obtuvo dentro de las 24 hrs, a las 36 hrs la eclosión que se produce esta entre el 4 % y 6 % y a las 48 hrs la eclosión que se produjo es realmente mínima.

Si se emplea el fotoperiodo con el inicio de luz – oscuridad se produce una eclosión del 81 %; sin embargo, si se someten los cistos a un fotoperiodo de luz continua, causa que algunos organismos mueran; por el contrario si se aplica y se inicia con el fotoperiodo oscuridad – luz, aparentemente no les afecta, no obstante se obtiene un menor porcentaje de eclosión 72.4 %.

Tabla 3. Promedios del porcentaje de eclosión con Fotoperiodo 12 oscuridad – 12 luz

CAJA	12 h	24 h	36 h	48 h	total
1	62	9	7	0	78
2	52	21	11	2	86
3	50	12	2	0	64
4	49	14	5	0	68
5	53	9	4	0	66
MEDIA	53.2	13	5.8	0.4	72.4 %

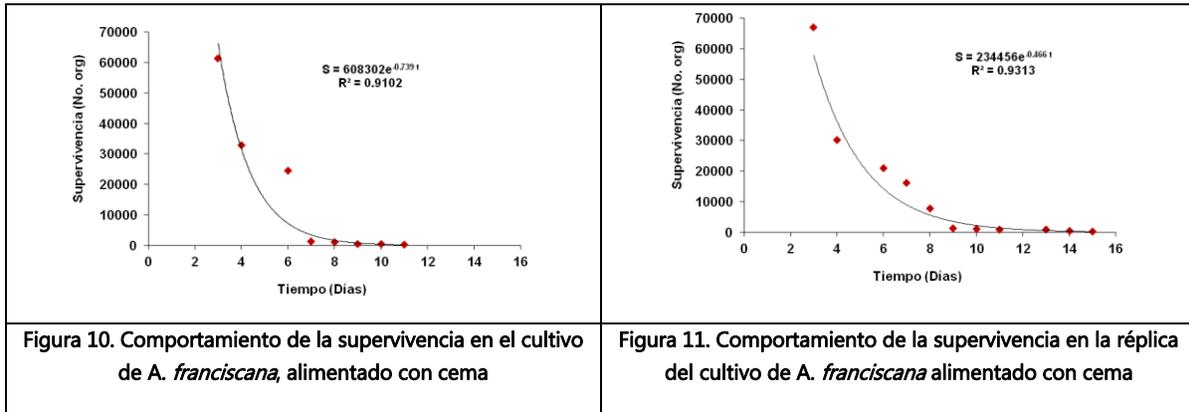
◆ SUPERVIVENCIA

En los cuatro sistemas el porcentaje de eclosión fue del 70 %, a partir de este valor se calculó la supervivencia, misma que fue medida a partir del tercer día del cultivo. Pudiendo observar que la supervivencia desciende en forma gradual en todos los experimentos.

Cultivos alimentados con cema

Los valores de supervivencia de los cultivos alimentados con cema, presentaron un comportamiento similar. En la figura 9, se puede apreciar que a partir del cuarto día del cultivo el 50 % de los organismos ya habían muerto, para el séptimo día la densidad bajo a menos de 10,000 (1 %) organismos, este comportamiento se mantuvo constante, hasta presentar una súbita mortalidad superior al 90 % en el día 13. El valor máximo de supervivencia fue de 60,000 (53.51 %) organismos y el mínimo de 280 (0.22 %) organismos (Fig.10).

Para el caso de la réplica, los valores de supervivencia de este cultivo mantuvieron un comportamiento semejante al anterior. Se puede apreciar en la figura 11, que en el día 4 la supervivencia estuvo alrededor de 30,000 (40 %) organismos, hasta el día 9 en donde mermó (1400 organismos). El valor máximo fue de 67,000 (44.92 %) organismos y el mínimo de 280 (0.010 %) organismos.



Cultivos alimentados con cema y *Pinnularia* sp (Mixta)

En la figura 12, se puede observar que la mortalidad fue continua durante todo el estudio. En el día 3 la supervivencia fue 62,300 (51 %) organismos y hasta el día 8 baja a 12,600 (20 %). Sin embargo, a partir del día 9, los cambios en los valores de este parámetro no fueron tan radicales como en los primeros días.

El valor máximo para la supervivencia de este cultivo fue de 62,300 (51.68 %) artemias y el mínimo de 420 (0.674 %) organismos.

En el caso de la réplica en la figura 13, los valores de supervivencia en este cultivo, mantuvieron un comportamiento semejante al del cultivo anterior, los cambios drásticos se presentaron del día 3 con 59,380 (51 %) organismos al día 9 con 11,200 artemias (18 %) y a partir de este (día 9), la supervivencia disminuyó a 280 artemias (0.46 %) al final del cultivo (día 30).

El valor máximo para la supervivencia de este cultivo fue de 59,380 (51.35 %) y el mínimo de 280 (0.46 %) individuos.

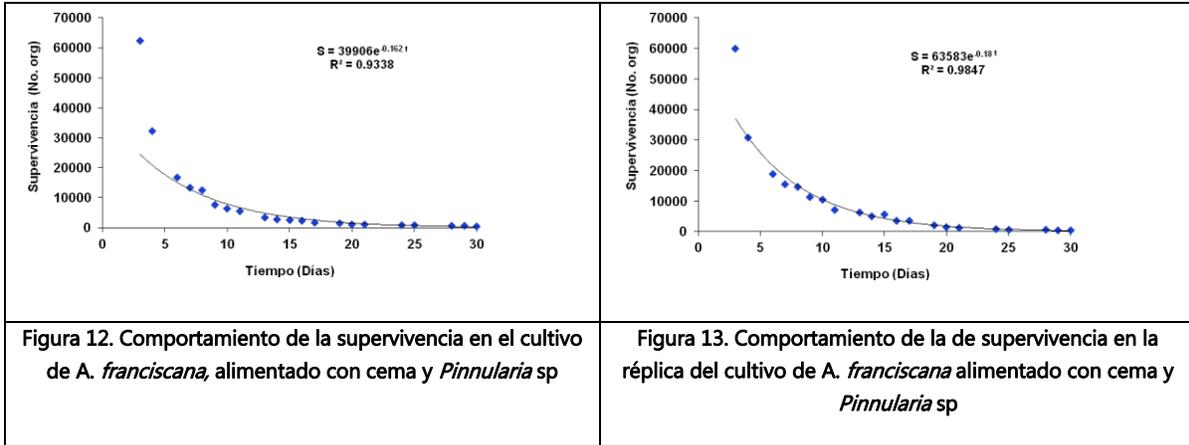


Figura 12. Comportamiento de la supervivencia en el cultivo de *A. franciscana*, alimentado con cema y *Pinnularia* sp

Figura 13. Comportamiento de la de supervivencia en la réplica del cultivo de *A. franciscana* alimentado con cema y *Pinnularia* sp

◆ CRECIMIENTO

Cultivos alimentados con cema

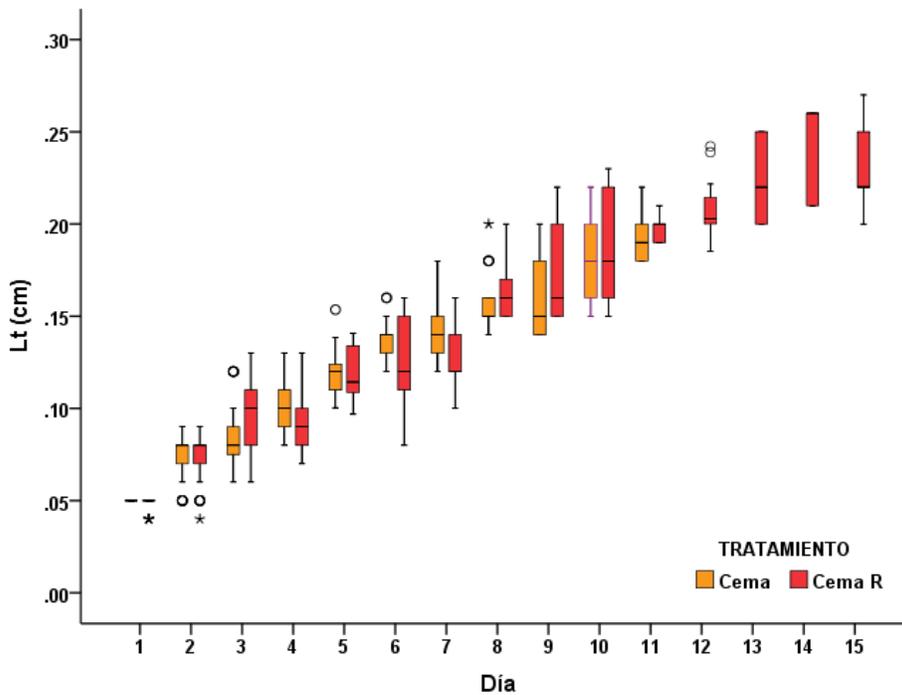


Figura 14. Variación de la talla representando el crecimiento entre los cultivos de *A. franciscana* alimentados con cema

En la figura 14, se puede observar que la longitud media de los organismos alimentados con cema en el día 1, tuvo un valor mínimo de 0.04 cm y un máximo 0.05 cm, ambos cultivos presentaron un comportamiento semejante, hasta el tercer día en donde ya se aprecia una diferencia en el crecimiento de los organismos. Este punto en donde empieza a variar el comportamiento es justo cuando se empezó a alimentar a los nauplios (día 3).

Las artemias de la réplica (Cema R), del cultivo alimentado con cema siempre fueron de mayor talla. El análisis de U de Mann Whitney reveló este patrón ($U = 69131$; $P = .000$)

En cuanto a la subsistencia el ensayo tratado con cema tuvo una duración de 11 días, mientras que su réplica (Cema R) continuó por tres días más (14 días), ambos duraron aproximadamente la mitad del tiempo en comparación con los cultivos alimentados con la dieta mixta. Se observó que en el 9no día el acuario 1 (Cema) empezó a presentar cierta turbidez, esto pudiera atribuirse a que al transferir los nauplios de los sistemas eclosionadores a los acuarios, fue imposible evitar que fueran acompañados de algunas cáscaras y quistes que no eclosionaron, estos residuos aunado al tipo de alimento suministrado probablemente pudieron haber ocasionado que se acelerara el proceso de descomposición del material orgánico y generara una baja en la cantidad de oxígeno disuelto, afectando la supervivencia de los animales y a pesar de que su réplica (Cema R) duró tres días más, la supervivencia siempre tendió a disminuir.

La longitud media máxima alcanzada por los organismos de Cema fue 0.19 cm (día 11), y 0.23 para Cema R (día 15).

Cultivos alimentados con cema y *Pinnularia* sp (Mixta)

El crecimiento de *A. franciscana* alimentada con la dieta mixta se puede observar en la figura 15. A pesar de que a ambos sistemas se les proporcionó el mismo tipo de alimento y proporción, hubo variaciones. Las artemias del acuario 2 (Mixta) siempre fueron un poco más grandes que las de la réplica (Mixta R); la longitud media inicial de estos organismos tuvo un valor de 0.04 cm y 0.05 cm respectivamente; del día 1 al 7 presentaron un comportamiento más o menos semejante, pero a partir del día 8, los organismos del acuario 2 (Mixta) tuvieron un crecimiento más acelerado.

La longitud media máxima alcanzada por los crustáceos hasta el día 30 fue de 0.77 cm para Mixta y 0.71 cm para Mixta R.

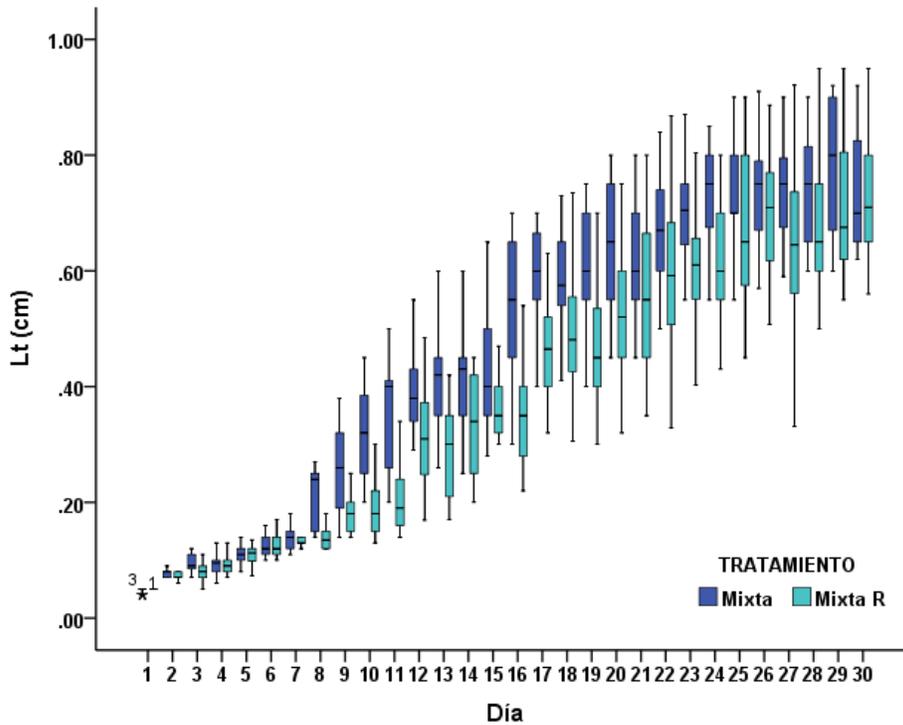


Figura 15. Variación de la talla en el crecimiento entre los cultivos de *A. franciscana* alimentados con cema y *Pinnularia* sp

◆ Modelo de Gompertz

Con la finalidad de encontrar un modelo que representara mejor el crecimiento de *Artemia franciscana*, bajo las condiciones postuladas en este estudio, se eligió el modelo de von Bertalanffy; sin embargo, al aplicarlo este no se ajustó a los datos obtenidos.

Por tal motivo se optó por aplicar el modelo de Gompertz; (Weymouth *et al.*, 1931) menciona que este ha sido ampliamente utilizado para organismos invertebrados, frecuentemente para crustáceos.

Al aplicar el modelo de Gompertz se observó que éste sí, se ajustó mejor a los datos obtenidos y por lo tanto, representó mejor el crecimiento de *A. franciscana*.

Cultivos alimentados con cema

Las artemias alimentadas solo con cema presentaron una talla promedio inicial, igual a la de los organismos que se les proporcionó la dieta mixta, 0.05 y 0.04 cm, la talla máxima alcanzada fue de 0.22 y 0.27 cm (para 11 y 15 días de cultivo respectivamente). Con base en el modelo de Gompertz la longitud asintótica estimada fue de 0.17 y 0.23 cm (Figura 16, 17).

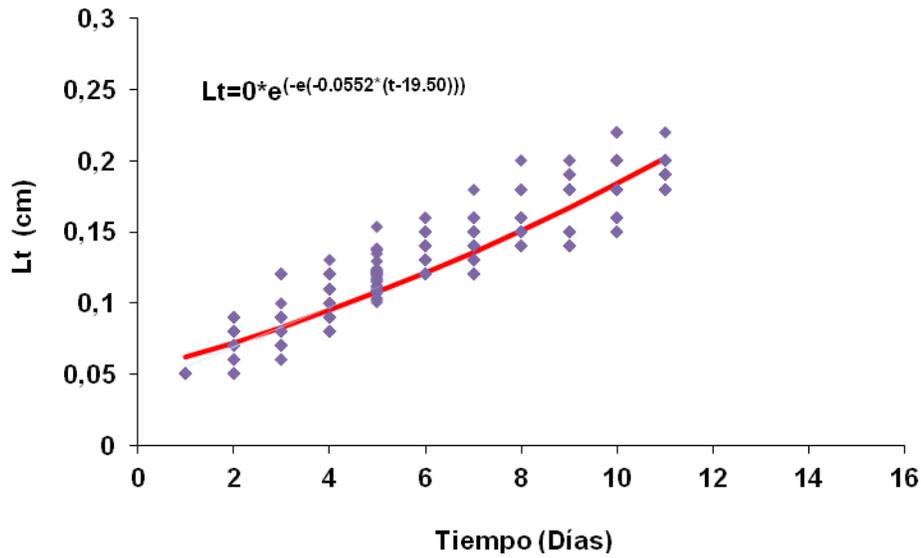
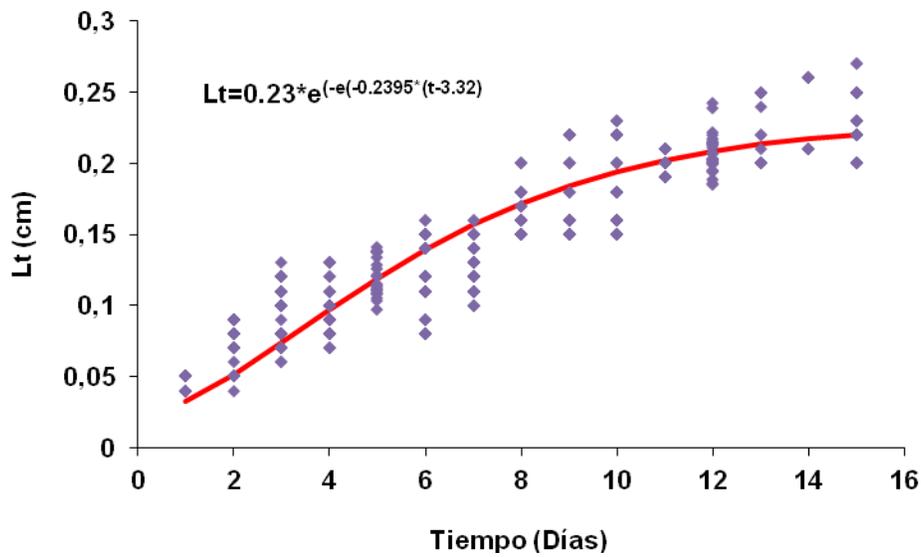
Figura 16. Modelo de Gompertz, para el cultivo de *A. franciscana* alimentada con cema

Figura 17. Gráfico de Gompertz, de la réplica del cultivo alimentado con cema

Cultivos alimentados con cema y *Pinnularia* sp (Mixta)

La talla promedio inicial de las artemias alimentadas con la dieta mixta fue de 0.04 cm y para su réplica 0.05 cm, la talla máxima alcanzada fue de 0.92 y 0.95 cm respectivamente.

Con base en el modelo de Gompertz la longitud asintótica estimada fue de 0.88 y 0.90 cm (para 30 días del cultivo. (Figura 18, 19).

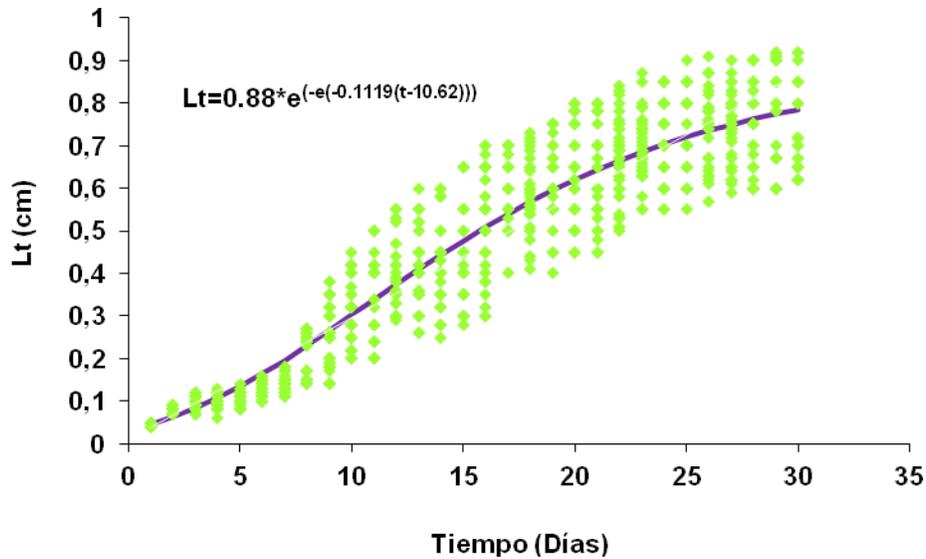


Figura 18. Modelo de Gompertz, para el cultivo de *A. franciscana* alimentada con cema y *Pinnularia* sp

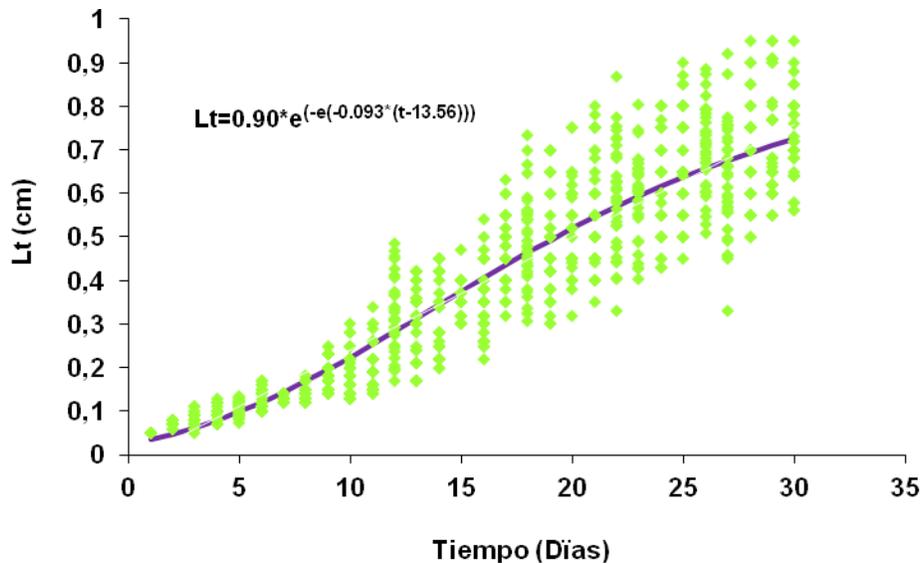


Figura 19. Modelo de Gompertz, para réplica del cultivo de *A. franciscana* alimentada con cema y *Pinnularia* sp

◆ Relación Peso-Longitud

La relación peso-longitud de las artemias fue del tipo potencial obteniéndose diferentes grados de correlación.

La figura 19 indica los valores de regresión para el cultivo alimentado con cema (N=180 $r^2= 0.9095$), la figura 20 muestra los valores que se obtuvieron para el cultivo sustentado con la dieta mixta, (N=180; $r^2=0.937$) y finalmente la figura 21 muestra los valores para la réplica de este último cultivo (N=180; $r^2=0.9563$).

Como se puede observar el mayor crecimiento en talla y en peso lo obtuvieron los organismos sustentados con la dieta mixta, específicamente mixta R.

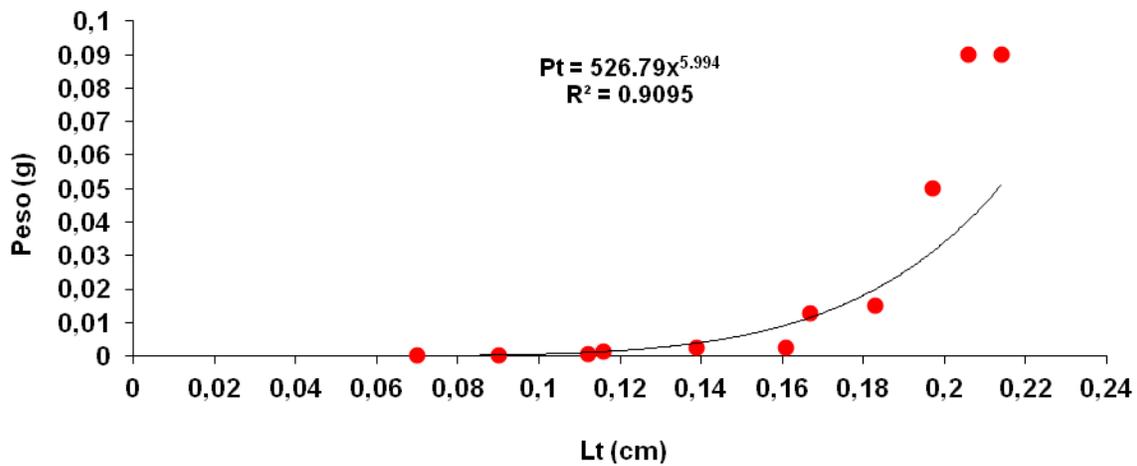


Figura 20. Relación peso-longitud para el cultivo de *A. franciscana* alimentado con cema

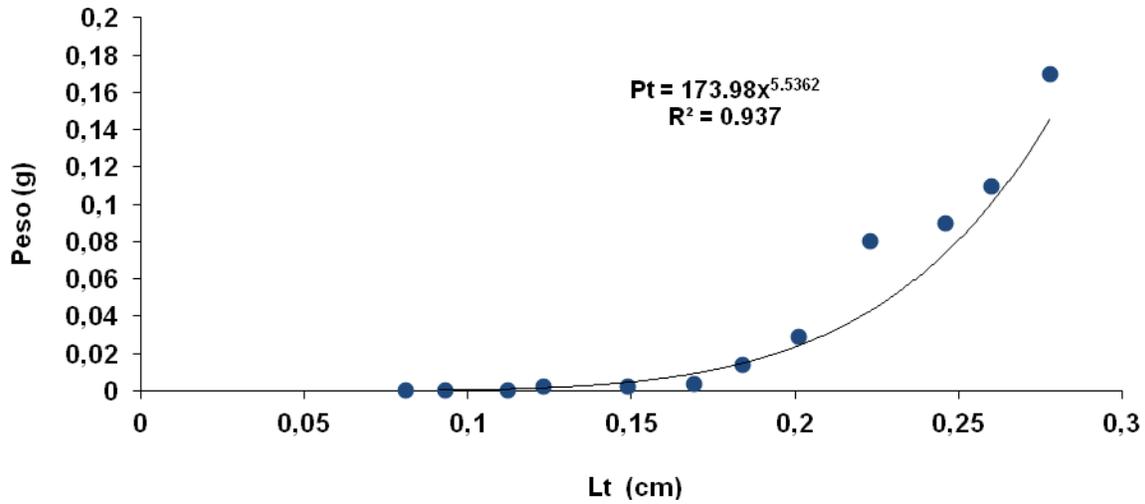


Figura 21. Relación peso-longitud para el cultivo de *A. franciscana* alimentado con cema y *Pinnularia* sp

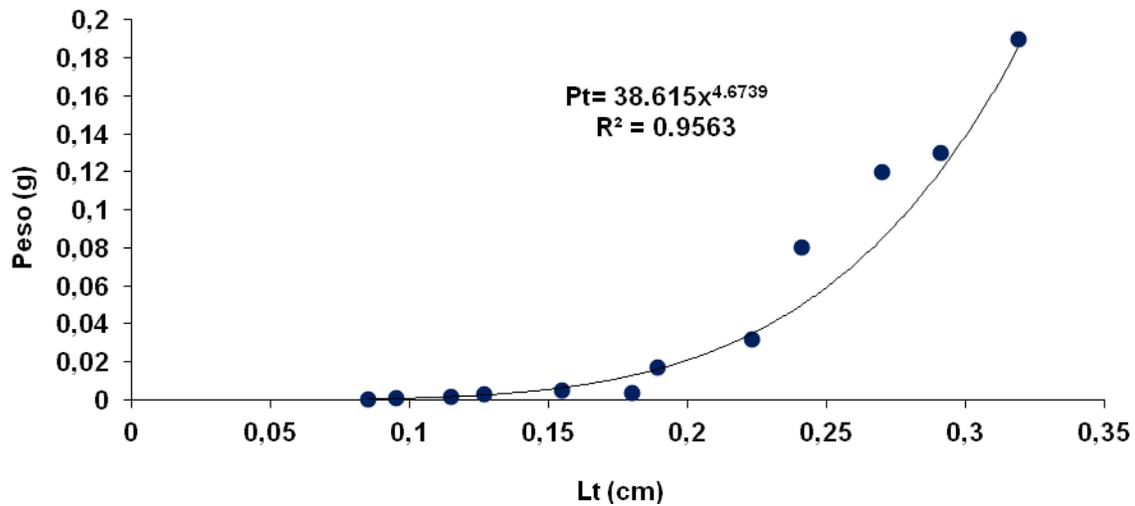


Figura 22. Relación peso-longitud para la réplica del cultivo de *A. franciscana* alimentado con cema y *Pinnularia* sp

DISCUSIÓN

➤ PARÁMETROS FÍSICOS Y QUÍMICOS

El crecimiento de los organismos acuáticos, depende en gran parte de la calidad del agua, por lo que para lograr una buena producción, es necesario mantener las condiciones físicas y químicas del agua dentro de los límites de tolerancia para la especie a cultivar (Meyer, 1999).

En el caso específico de *Artemia* es relevante mantener la temperatura, oxígeno disuelto, pH y salinidad dentro de intervalos adecuados para su crecimiento.

La temperatura del agua es un factor principal que afecta los procesos fisiológicos de los organismos, entre ellos el crecimiento y la reproducción (Wetzel, 2001). Dhont y Lavens (1996), mencionan que para una adecuada producción de *Artemia franciscana* en condiciones controladas, la temperatura debe estar entre 19 °C y 25 °C; Sarabia (2002), reduce el intervalo de este parámetro y plantea un óptimo entre 25 °C y 27 °C. A lo largo de la parte experimental la temperatura del agua en los acuarios se mantuvo en un intervalo de 25.2°C a 25.4°C. Por lo tanto, se puede considerar que dicho parámetro no afectó de manera negativa el crecimiento de los organismos.

Todos organismos acuáticos requieren de una concentración de oxígeno disuelto (OD) adecuada para su supervivencia y crecimiento; la concentración mínima de este gas depende según la especie y el tiempo de exposición (Arredondo y Ponce, 1998; De la Lanza, 1998). La concentración crítica de oxígeno disuelto para el caso de *Artemia franciscana* es a concentraciones menores a los 2 mg de O₂/L, por ello es necesario que la cantidad de oxígeno sea mayor a esta concentración (Dhont y Lavens, 1996; Castro *et al.*, 2001).

Gilchrist (1956), menciona que cuando se realiza el cultivo de la *Artemia* en condiciones marinas, en aguas con salinidades de 150 UPS ó más, en donde el oxígeno disuelto es frecuentemente muy bajo, la hemoglobina le permite a *Artemia* obtener bastante oxígeno para sobrevivir. Al mantener aireación constante, la concentración de este gas durante todo el periodo de estudio no afectó el crecimiento de los organismos en cultivo.

El pH del agua es el resultado de las interacciones de los procesos bióticos y abióticos y es una medida de acidez y alcalinidad o neutralidad del agua; (Romero, 1999). La mayoría de los organismos toleran cambios de pH dentro del intervalo de 6.5 a 9, lo que es adecuado para que se desarrolle la vida acuática (Swingle, 1961; Arredondo y Ponce, 1998; De Lanza, 1998; Gómez *et al.*, 2014). El crecimiento y la reproducción disminuyen en valores inferiores de 6.5, condiciones ácidas y mayores a 9, condiciones básicas; (Arredondo, 1986). Para el cultivo de este crustáceo Castro *et al.* (2001), menciona que el pH debe mantenerse entre 8 y 10, mientras que Dhont y Lavens (1996) sugieren que sea entre 6.5 y 8.0 unidades. En el experimento, el valor de pH se consideró ligeramente alcalino, debido en parte a las características del agua potable con la cual se realizó el estudio y por otro lado, por la salinidad utilizada en el cultivo.

La salinidad es considerada como el factor principal para que una población de *Artemia* pueda estar presente o no en un hábitat determinado. Esto se debe principalmente al límite superior de salinidad que los depredadores de este crustáceo pueden soportar (Hammer *et al.*, 1975). En un hábitat natural se ha llegado a encontrar *Artemia* sp sobreviviendo por arriba de 340 UPS (Post y Youssef, 1977), aunque en realidad el organismo solamente sobrevive, ya que todas sus funciones fisiológicas y metabólicas se encuentran seriamente afectadas. Hurlbert *et al.*, 1986 y Williams *et al.*, 1995; ambos citados en De los Ríos y Salgado, 2012) mencionan que en los lagos con concentraciones de agua salada $>90 \text{ gL}^{-1}$, los miembros del género *Artemia* son los miembros dominantes del zooplancton.

Dhont y Lavens (1996), han sugerido que la salinidad debe conservarse entre 32 y 65 UPS; Castro *et al.*, 2001 recomienda que se conserve entre 60 y 80 UPS, ya que de esa manera se obtiene una mayor supervivencia de los organismos.

En cuanto a la salinidad en la primera etapa de este estudio, se utilizaron dos salinidades 25 UPS y 36 UPS con la finalidad de alcanzar el mayor porcentaje de eclosión, obteniendo 15 % y 80 % de eclosión respectivamente, coincidiendo con autores como Sorgelos *et al.* (1986) y Castro *et al.* (2001), quienes sugieren que las producciones de este crustáceo realizadas en laboratorio, a partir de la eclosión de los cistos se realicen a 36 UPS de salinidad.

En la segunda etapa del trabajo, una vez obtenidos los nauplios, estos continuaron su desarrollo cultivándolos a una temperatura de 25 °C y 60 UPS de salinidad, parámetros similares manejaron Medina *et al.* (2007), en donde se comparó la respuesta reproductiva de dos especies: *Artemia franciscana* y *Artemia permisilis*, con salinidades de 30, 60, 90 y 120 gL^{-1} y temperaturas de 12, 21 y 28 °C. Estos autores encontraron que a cualquier salinidad, pero con una temperatura de entre 21 y 28 °C se presenta mayor supervivencia, fecundidad y fertilidad de las cruces realizadas con *Artemia franciscana*, mientras que con *Artemia permisilis* se obtiene mejor resultados cuando se maneja a temperaturas por debajo de los 21°C.

En este estudio las temperaturas oscilaron entre 25 y 27 °C, concordando con Dhont y Lavens (1996), Sarabia (2002) y Medina *et al.* (2007); el oxígeno disuelto se mantuvo entre 7 y 8 mg/L, valores adecuados de acuerdo a la propuesto por Dhont y Lavens (1996), Castro *et al.* (2001) y Medina *et al.* (2007). Castro *et al.* (2001) menciona que el pH debe mantenerse entre 8 y 10 unidades, mientras que Dhont y Lavens (1996), sugieren que sea entre 6.5 y 8.0. Se pudiera pensar que al tener una salinidad elevada los valores debieran estar por arriba de 10: sin embargo, se debe tomar en cuenta que el componente del agua de los cultivos fue cloruro de sodio, siendo este una sal débil es lógico que los valores de pH presentaran un mínimo de 8.7 y un máximo de 9.63.

Uno de los trabajos más completos en cuanto a la respuesta fisiológica de diferentes especies de *Artemia*, es el de Browne y Wanigasekera (2000), quienes utilizaron las especies *Artemia franciscana*, *Artemia salina*, *Artemia sinica* y *Artemia persimilis*, cultivadas a 15, 24 y 30 °C y combinadas con salinidades de 60, 120, y 180 UPS.

Las especies de *Artemia partenogénica*, *Artemia sínica* y *Artemia franciscana*, obtuvieron un mejor crecimiento y mejores producciones de nauplios y quistes cuando se cultivan a 24 °C y a 120 UPS de salinidad; mientras que *Artemia salina* y *Artemia persimilis*, obtienen sus óptimos de crecimiento y características reproductivas a 24 °C y una salinidad de 180 UPS.

Hammer y Hurlbert (1992), observaron que los organismos juveniles de *Artemia franciscana* crecen muy lentamente y que los adultos mueren en salinidades por debajo de 38 UPS.

Como se puede notar la temperatura y la salinidad son parámetros que han sido ampliamente estudiados en el cultivo de *Artemia*. Por lo tanto, en este estudio se puede corroborar que los valores de temperatura y salinidad coinciden con lo reportado por Sorgeloos *et al.* (1986), Dhont y Lavens (1996), Browne y Wanigasekera (2000), Castro *et al.* (2001).

En condiciones naturales cada población tiene un nivel óptimo de temperatura y salinidad, en el que se va a obtener un óptimo desarrollo reflejado en crecimiento individual, fecundidad y supervivencia adecuada (Wear y Hasslett, 1986). Sin embargo, por lo general un aumento de temperatura en condiciones naturales lleva consigo similar respuesta en evaporación y salinidad, que puede llegar a un punto máximo en que puede afectar negativamente a la población y por lo tanto, disminuir drásticamente el tamaño de la población (Wear y Haslett, 1986; Del Castillo y Farfan, 1997). De los Ríos y Salgado (2012), mencionan que las condiciones hidrológicas de de estanques someros en la costa, son un factor importante debido a que regulan el ciclo reproductivo de *Artemia*.

➤ SUPERVIVENCIA

Dhont y Lavens (1996), reportan una supervivencia del 72 % en cultivos de *Artemia franciscana* con una densidad de 10 organismos/mL, alimentada con microalgas vivas. Teresita *et al.* (2005), obtuvieron un porcentaje similar de supervivencia de 79 %, proporcionando una dieta mixta del día 2 al 6 las cuales se alimentaron con salvado de arroz y a partir del día 7 al 15 con la microalga *Tetraselmis Suecica*.

Lora y Voltolina (2003), realizaron un experimento en el cual se evaluó el crecimiento y supervivencia de *Artemia franciscana* alimentada con tres porciones diferentes (11.7, 23.4 y 46.8 mg.1⁻¹d⁻¹) de *Chaetoceros* sp y *Chlorella* sp. durante siete días, al final del experimento la supervivencia media estuvo en un intervalo entre el 89 % y 100 %, sin ninguna diferencia significativa.

No obstante ellos si encontraron diferencias significativas relacionadas con las dietas y las raciones que influenciaron en la tasa de crecimiento y desarrollo. Al hacer comparaciones estadísticas, no se registró ninguna diferencia significativa entre las dietas y las porciones, hasta el tercer día. Posterior a este, en todos los casos los organismos alimentados con las raciones 23.4 y 46.8 mg.l⁻¹d⁻¹ de *Chaetoceros* sp fueron significativamente más grandes y pesados, comparados con los organismos que fueron alimentados con *Chlorella* sp, con cualquiera que fuera la ración.

Lora (2004), comparó el crecimiento mediante el balance energético de *Artemia franciscana* durante los primeros 5 a 7 días, utilizando como dietas a las microalgas *Chlorella capsulata*, *Chaetoceros muelleri*, *Isochrysis* sp y *Nannochloropsis oculata*. El crecimiento se determinó diariamente mientras que el balance energético se hizo en días alternos (1, 3, 5 y 7).

En este estudio se obtuvo una supervivencia entre el 85 y 90 %, con todas las dietas con excepción de *Nannochloropsis oculata* (31 a 45 %). El crecimiento de los organismos mostró el siguiente comportamiento *C. muelleri* > *Isochrysis* sp > *C. capsulata* > *N. oculata*.

Los pesos finales fueron cercanos al 200 % con *C. muelleri* en comparación con los de *Isochrysis* sp, y cercanos o iguales o cercanos a cero con las otras dos dietas.

Arriga y Re Araujo (1997), al cultivar *A. franciscana* con tres microalgas, registraron que el mejor porcentaje de supervivencia fue con *Chaetoceros* sp (94.1 %), mientras que con *Spirulina maxima* y *Dunaliella* sp se obtuvo de 0.6 % y 2.1 % respectivamente.

Castro *et al.* (2006), obtienen una supervivencia entre 1.9 % y 7.2 % de *A. franciscana*, procedente de la salinera de Juchitán Oaxaca, cultivada a una salinidad de 60 g/L, su alimentación fue con salvado de arroz, en sus primeras etapas de desarrollo y a partir del quinto día se les suministró *Isochrysis galvana* y *Tetraselmis Suecica*. La supervivencia en este estudio fue muy baja, incluso menor al 1 %, para ambos dietas utilizadas.

En todos los reportes citados anteriormente a excepción del de Castro *et al.* (2006) todos los valores se reportan por encima de este estudio, cuyos valores en particular de supervivencia fluctuaron entre 51.35 % y 0.466 %, los cuales reflejan que los organismos presentan una alta mortalidad hacia el final del estudio y por lo tanto, muy diferente a los datos reportados en la literatura.

➤ ALIMENTACIÓN

La alimentación juega un papel importante en el crecimiento y supervivencia de los organismos en cultivo. Castro *et al.* (2001), mencionan que es recomendable alimentar a las artemias con microalga a partir del séptimo día.

Esta especie requiere abundantes carbohidratos durante los primeros días de vida Johnson (1980). Probablemente la cema solo satisfice las necesidades nutrimentales de *Artemia* durante los primeros estadios, pero conforme avanza en su desarrollo, los requerimientos nutrimentales cambian y mantenerla solo con una dieta rica en carbohidratos es insuficiente para continuar con su óptimo desarrollo, que a nivel de cultivo se refleje en la supervivencia de los mismos.

Por lo tanto, la cema como alimento único no puede ser considerada como una dieta adecuada para *Artemia franciscana*, tal y como se demuestra en este estudio, porque la cantidad de energía obtenida no es suficiente para sostener su crecimiento óptimo.

En cuanto a la dieta mixta, Castro *et al.* (2001) mencionan que al proporcionar una combinación de microalgas verdes y pardas se obtiene un mejor resultado, ya que las microalgas verdes suministran proteínas y pigmentos y las pardas proporcionan principalmente carbohidratos y ácidos grasos.

Arriaga y Re Araujo (1997) y Lora y Voltolina (2003) utilizando a las diatomeas como alimento para esta especie, principalmente con *Chaetoceros* sp., reportan un buen crecimiento y supervivencia; en este estudio las artemias alimentadas con cema y microalga, presentaron tallas más grandes y la supervivencia fue mejor. Sin embargo, no se encontró alguna referencia con la que se pudiera comparar los resultados de este trabajo, no obstante aparentemente *Pinnularia* sp, puede ser otra opción alimenticia para este branquiópodo, por lo que se requieren más estudios referentes al aporte nutrimental de esta diatomea para el cultivo de *Artemia*.

Ribero y Da (1989), manejó dos tipos de alimento, el inerte a base de salvado de trigo y *Tetraselmis Suecica* y *Dunaliella salina*. El valor nutritivo aumento con este tipo de alimentación, ya que analizando los resultados y valores de biomasa obtenidos, concluyen que para el cultivo de *A. franciscana*, los mejores resultados se obtienen con *Tetraselmis suecica*.

Por lo tanto, los diferentes valores de supervivencia registrados pueden ser atribuidos al tipo de dieta y a la desigualdad en los requerimientos nutricionales de los nauplios de diferente edad, esto es debido a que no todos los organismos eclosionan al mismo tiempo y además conforme se van desarrollando, sus necesidades nutricionales van cambiando, que a su vez están relacionados con los cambios en la ontogenia del sistema digestivo.

Otro factor importante que influye en la alimentación es el proceso de maduración de los organismos, Castro *et al.* (1987) reportan formación de parejas a los 25 y 28 días alimentando a este branquiópodo con salvado de arroz y *Spirulina* fresca respectivamente. Arriaga y Re Araujo (1997), reportan que el apareamiento se dio entre el 12avo y 13avo día. En este estudio se observó la copulación a partir del 25avo día, pero solo en los cultivos a los que se les proporcionó la dieta mixta. Por lo anterior, se puede establecer que el tipo de alimento fue determinante, para que se dieran estas condiciones.

➤ CRECIMIENTO

Los resultados obtenidos en este trabajo se encuentran dentro de los niveles de tiempo señalados en la literatura, el que se extiende entre 10 a 30 días (Sorgelos *et al.*, 1986, Wear y Halett 1986, Correa *et al.*, 1994, Savage y Knott 1998).

El crustáceo *Artemia* ha adquirido mucha importancia en la actualidad por su gran demanda en la acuicultura (Sorgelos *et al.*, 1986), puesto que representa una de las dietas vivas de más amplia utilización en el cultivo de peces marinos y crustáceos (De los Ríos, 2001).

En el presente estudio la población de *A. franciscana* que fue alimentada con cema y la microalga, alcanzó tallas de 0.92 a 0.95 cm a los 30 días de cultivo; sin embargo, al comparar los resultados obtenidos por De los Ríos (2001), quien trabajó con dos poblaciones de *A. franciscana* (Great Salt Lake, Estados Unidos y Yape; Chile), obtuvo valores de máximo crecimiento después de 12 días de cultivo de 0.71 y 0.67 cm respectivamente; se observa que los valores de este estudio (0.50 cm) son menores a los que se reportan para el mismo tiempo cultivo.

Una posible explicación a esta diferencia en el crecimiento, puede atribuirse a los factores ambientales, como el tipo de ión predominante en el hábitat, que influye en el desarrollo de poblaciones de *Artemia*, en especial en el crecimiento individual de los organismos.

Así se tiene que hay poblaciones adaptadas a salmueras ricas en cloruros, sulfatos y carbonatos, desarrollándose al máximo en predominancia de uno de estos tres iones (Cole y Brown, 1967) y si son cultivadas en un medio con otra composición iónica, su crecimiento y fecundidad disminuirían ya que se gastaría energía en el proceso de osmorregulación. Los individuos estudiados tienen en sus hábitats naturales gran predominancia de cloruros (Zúñiga *et al.*, 1999), por lo que no serían afectados por este parámetro al ser mantenidos en agua de mar.

Por otro lado, representar el crecimiento de *A. franciscana* mediante algún modelo de crecimiento, en este estudio se observó que el modelo de Gompertz ajusta mejor la representación del crecimiento en talla para la especie, ya que el modelo de von Bertalanffy y el logístico registran valores por debajo de los máximos registrados durante el cultivo, por lo tanto subestimaban el crecimiento.

Ricker (1979), menciona que esta curva expresa la tasa decreciente de crecimiento a través de las etapas adultas de la vida del pez y puede considerarse como la expresión de la actividad de dos tipos diferentes y opuestos de factores reguladores durante el crecimiento. Además, Moreau (1987), cita que la función de Gompertz es adecuada para especies tropicales de corta vida con cambios significativos en su alimentación al pasar de etapas juveniles a adultas.

Wear y Haslett (1986), realizaron el cultivo de *A. franciscana* y observaron que el modelo que mejor ajustaba el crecimiento era el logístico. Eligieron este modelo porque los datos reflejaron un comportamiento no lineal y además mostraron evidencia de ser mejor ajustados por este modelo, el cual incluye una fase exponencial, un gradiente en descenso y una fase asintótica. Las hembras crecieron a una longitud media de 12 mm en temperaturas de 17 y 26 °C y salinidades de 140 y 200 UPS y los machos midieron 11 mm, valores más altos que los registrados en el presente estudio.

En consecuencia, ellos mencionan que la capacidad de que *A. franciscana* crezca rápidamente y sobreviva mejor en altas salinidades, depende de la adaptación genética en el biotopo en el cual se encuentra, ya que se ha observado que *A. franciscana* alcanza más rápido crecimiento a temperaturas de 20 a 28 °C en salinidades de 100 a 170 UPS; además, más del 90 % de nauplios sobrevive a la madurez dentro de este rango y los individuos pueden vivir por 5 meses (Wear y Haslett, 1986).

Por lo tanto, se considera que los resultados de crecimiento obtenidos en las salinidades y temperaturas, son adecuados a pesar de que las recomendaciones sugieran valores más altos de los que aquí se utilizaron.

CONCLUSIONES

- La salinidad indicada para iniciar un cultivo de *Artemia* a partir de la eclosión de cistos deshidratados es de 36 ups.
- Cualquiera que sea el fotoperiodo aplicado a los huevos, el mayor porcentaje de eclosión se obtiene dentro de las primeras 12 horas.
- El mínimo porcentaje de supervivencia, así como la obtención de organismos de tallas bajas en los cultivos alimentados con cema, reflejó la baja calidad de este alimento. Por lo tanto, aparentemente la cema proporcionada como único alimento, no reúne los requerimientos necesarios para el desarrollo de este crustáceo.
- Sustentar los primeros estadios de *A. franciscana* con una dieta rica en carbohidratos y posteriormente complementarla con la microalga *Pinnularia* sp, favorece el crecimiento pero no su óptimo desarrollo que permita una alta supervivencia.
- El modelo de von Bertalanffy no fue el más adecuado para estimar la talla asintótica de crecimiento de *Artemia* en este experimento, ya que los valores obtenidos por este método son sobreestimados.
- Al ser un crustáceo la especie en estudio, aplicar a los datos el modelo de Gompertz si permitió estimar la talla asintótica de crecimiento.

RECOMENDACIONES

Es importante implementar un diseño experimental que permita la eliminación de las impurezas (cáscaras y huevos no viables) con la finalidad de perder el menor número posible de organismos al momento de traspasar los nauplios del sistema eclosionador a los acuarios.

Es preponderante mejorar la técnica para pesar a organismos vivos tan pequeños, en este estudio se filtró cierto volumen de organismos y por diferencia de pesos entre el tamiz seco, húmedo y con artemias se pudo estimar el peso de los microcrustáceos; sin embargo, esta técnica no permitió datos tan precisos ya que los organismos pesados corresponderían a diferentes tallas.

Es necesario realizar más estudios en relación a la calidad nutrimental de la diatomea *Pinnularia* sp, para corroborar su efecto sobre la supervivencia y crecimiento de *Artemia franciscana*.

REFERENCIAS

- Amat, F. 1985. Uso de *Artemia* en acuicultura. Inf. Tec. Instituto de Investigación Pesquera. 128-129: 3-59.
- Amat, F.D., Hontoria F. y Navarro J.C. 1992. Valor nutritivo de nauplios de *Artemia* como alimentos de larvas de peces y crustáceos. Pp. 81-93. Programa Iberoamericano de Ciencia y Tecnología para el desarrollo. Subprograma II Acuicultura. CYTED-D.
- Arredondo, F. J.L. 1986. Piscicultura. Breve descripción de los criterios y técnicas para el manejo de calidad del agua en estanques de piscicultura intensiva. Secretaría de Pesca. México. 182 p.
- Arredondo, F. J.L. y De Lara I.G. 1998. Tecnologías de cultivo de microalgas con fines acuiculturales. Rev. Soc. Mex. Hist. Nat. 39(1): 112.
- Arredondo, F. J.L. y Ponce J.T. 1998. Calidad del agua en la acuicultura: conceptos y aplicaciones. AGT Editor. México. 222 p.
- Arriaga, H. V. y Re Araujo A.D. 1997. Uso de microalgas vivas e inertes como alimento para *Artemia franciscana* (Anostraca: Artemiidae). Revista. Biología. Tropical, 45(2): 803-811.
- Barigozzi, C. 1974. *Artemia*. A survey of its significance in genetic problems. Pp. 221-232. En: Evolutionary Biology. Vol. 7. Dobzhansky T. Hecht, M. Steere, W. (Eds). Plenum Press, New York, USA.
- Beverton, R. J.H. y Holt S.J. 1957. On the dynamics of exploited fish populations. UK. Min. Agric. Fish. Invest. (Ser.2). Pag.19-533.
- Bowen, S. y Sterling G. 1978. Esterase and malate dehydrogenase isozyme polymorphism in *Artemia* populations. Comp. Biochem. Physiol., 61B: 593-595.
- Bransdena, M.P., Battaglenea S.C., Moreheada D.T., Dunstanb G.A. y Nichols P.D. 2005. Effect of dietary 22:6n-3 on growth, survival and tissue fatty acid profile of striped trumpeter (*Latris lineata*) larvae fed enriched *Artemia*. Aquaculture. 243: 331-344.
- Browne, R.A. y Wanigasekera G. 2002. Combined effects of salinity and temperature on survival and reproduction of five species of *Artemia*. Journal of Experimental Marine Biology and Ecology 244 (1): 29-44.
- Castro, T., G. Castro y R De Lara. 1987a. Experimental production of an introduced *Artemia* strain in alkaline waters in the State of Mexico. En: Sorgeloos P, DA Bengston, W Decler y E Jaspers (eds). *Artemia* research and its application Vo.3 Ecology, culturing, use in aquaculture, pp. 319-325. Universa Press, Wetteren, Belgium.

- Castro, M.J., De Lara A.R. y Castro B.T. 1991. Técnicas para el manejo del cultivo de *Artemia* sp. Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Xochimilco. Departamento El hombre y su ambiente. México. 111-117 p.
- Castro, B. T. 1993. "*Artemia* spp.". Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Xochimilco. *Series Académicas*. División de Ciencias Biológicas y de la Salud, Departamento de Hidrobiología. México. 27-43 p.
- Castro, M.G., Malpica S.A., De Lara A.R., Castro M.J. y Castro B.T. 2001. Técnicas de cultivo de especies planctónicas e invertebrados útiles en la acuicultura. Universidad Autónoma Metropolitana. Series Académicas. N° 37. México. 37- 47 p.
- Castro, M.J., Castro M.G., Castro B.T. y De Lara A.R. 2005. Cultivo semiintensivo de *Artemia franciscana* proveniente de la salinera del Istmo, Juchitan, Oaxaca, bajo condiciones controladas en laboratorio. Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Xochimilco. División de Ciencias Biológicas y de la Salud. Departamento El hombre y su ambiente. México. 49 p.
- Castro, J., Castro B.T., Sánchez J., Castro G., Castro A., De Lara R y Monroy M.C. 2006. Características biométricas de quistes y nauplios de siete poblaciones de *Artemia franciscana* (Kellog, 1906) Santiago, México. *Revista de Biología Marina y Oceanografía* 41 (2): 187-193.
- Castro, B.T., Gajardo G., Castro M.J. y Castro M.G. 2006. Biometric and ecologic comparison between *Artemia* from Mexico and Chile. *Saline Systems* 2:13. <http://www.salinesystems.org/content/2/1/13>; revisado el 31 de mayo de 2016.
- Castro, M. J., Castro M.G., Castro B.T., De Lara A.R, Arredondo F. J.L. y Hernández H. L.H 2009(a). Efectos de la salinidad sobre el crecimiento y la supervivencia de cinco poblaciones de *Artemia franciscana*, (Anostraca: Artemiidae) de la costa del Pacífico, México. En *World Wide Science*. 14(2): 98.
- Castro, M.J., Castro M.G., Castro B.T., De Lara A.R, Arredondo F. J.L., Hernández H. L.H y Monroy M.C. 2009(b). Potencial reproductivo de seis poblaciones mexicanas de *Artemia franciscana* Kellog 1906, cultivadas en laboratorio a 100 y 120 UPS. *BIOCYT*. 3(10): 145.
- Cole, G. y Brown R.J. 1967. The chemistry of *Artemia* habitats. *Ecology* 48: 858-861.
- Cisneros, R. y Vinatea E. 2008. Producción de biomasa de *Artemia franciscana* (Kellogg 1906) utilizando diferentes dietas. Departamento Académico de Biología, Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú. 9 p.
- Clark, L. y S. Bowen. 1976. The genetics of *Artemia salina*. VII. Reproductive isolation. *J. Hered.*, 67(6): 385-388.

- Clawson, J.A. y Lovell R.T. 1992. Improvement of nutritional value of *Artemia* for hybrid striped bass/white bass (*Morone saxatilis* x *M. chrysops*) larvae by n-3 HUFA enrichment of nauplii with menhaden oil. *Aquaculture* 108: 125-134.
- Correa, S.F., Voltolina O., Lobina L. F., Buckle R. y Cordero E.B. 1994. The growth rates of four populations of *Artemia franciscana* (Anostraca, Artemidae). *Rev. Biol. Trop.* 42: 605.
- Del Castillo, A. E. y Farfan C. 1997. Hidrobiology of a salt from the Peninsula of Baja California, México. *Int. J. Salt Lake. Res.*, 6: 233-248.
- De la Lanza, E.G. 1998. Aspectos fisicoquímicos que determinan la calidad del agua. En Córdova, M. L. R. 1998. *Ecología de los sistemas acuáticos*. AGT Editor. México. 221 p.
- De los Ríos, P. 2001. Crecimiento en poblaciones de *Artemia franciscana* y *A. persimilis* (Crustacea, Anostraca) en condiciones controladas. *Rev. Biol. Trop* vol.49 n.2: 1-6.
- De los Rios, E. P. y Salgado, I. 2012. *Artemia* (Crustacea, Anostraca) in Chile: a review of basic and applied biology. *Lat. Am. J. Aquat. Res.*, 40(3): 487-496.
- Dhont, J. y P. Lavens. 1996. Tank production and use of on grown *Artemia*. Pp. 164-195. *En: P. Lavens y P. Sorgeloos (eds.). Manual on the Production and Use of Live Food for Aquaculture*. FAO Fisheries Technical Paper. Rome.
- Everhart, W.H. y W.D. Youngs. 1981. *Principles of Fisheries Science*. 2nd edition. Cornell University Press, London. 350 p.
- Fernández, R., .M.J., Labarta U. y Ferreiro M.J. 1993. Effects of commercial enrichment diets on the nutritional value of the rotifer *Brachionus plicatilis*. *Aquaculture* 112: 195-206.
- Ford, E. 1933. An account of the herring investigations conducted at Phymouth during the years from 1924-1933. *J. Mar. Biol. Assoc. U.K.*, 19: 305-384.
- Gajardo, G.N., Colihueque M. Parraguez y P. Sorgeloos. 1998. International study on *Artemia*. VIII. Morphologic differentiation and reproductive isolation of *Artemia* populations from South America. *Int. J. Salt Lake Res.*, 7(2): 133-151.
- Gilchrist, M.B. 1956. The oxygen consumption of *Artemia salina* (L.) in different salinities. *Hydrobiologia*, Volumen 8, No. 1: 54-65.
- Godínez, D.E., Gallo M.C., Gelabert R., Díaz A.H., Gamboa J., Landa V. y Godínez E. M. 2004. Crecimiento larvario de *Artemia franciscana* (Kellog 1906) alimentada con dos especies de microalgas vivas. *Zootecnia Tropical* 22(3):265-275.
- Gómez, M. J.L. 1994. Métodos para determinar la edad en los organismos acuáticos. FES Zaragoza. UNAM, México. 64 p.

- Gómez, G.B., Cabanillas R.J., Páez B.S. y Roque A. 2001. Standardization of the bioencapsulation of enrofloxacin and oxytetracycline in *Artemia franciscana* (Kellogg, 1906). *Aquaculture* 196: 1-12.
- Gómez, M. J.L., Blancas A. A.G., Constanzo C.E. y Cervantes Sandoval. 2014. Análisis de aguas naturales y residuales de aplicación a la microescala. UNAM. FES. Zaragoza. 204 p.
- Gulland, J.A. 1971. The fish resources of the ocean. Fishing News Books; West By-fleet, Surrey, Reino Unido. 255 p.
- Gross, F. 1937. Notes on the culture of some marine Plankton organisms. *J. mar. Biol. ASS N.* K, 21: 753-768.
- Haga, Y., Tarui F., Ohta K., Shima Y. y Takeuchi T. 2006. Effect of light irradiation on dynamics of vitamin A compounds in rotifers and *Artemia*. *Fisheries Science*. 72: 1020-1026.
- Hagiwara, A. y Hino A. 1990. Feeding history and hatching of resting eggs in the marine rotifer *Brachionus plicatilis*. *Bull. Jap. Soc. Sci. Fish.* 56: 1965-1971.
- Hammer, U.T., Haynes R.C., Heseltine J.M. y Swanson S.M. 1975. The saline lakes of Saskatchewan. *International Vereinigung fur Theoretische und Aangewandte Limonologie Verhandlungen* 19: 589-598.
- Han, K., Geurden I. y Sorgeloos P. 2000. Enrichment strategies for *Artemia* using emulsions providing different levels of n-3 highly unsaturated fatty acids. *Aquaculture* 183: 335-347.
- Johnson, D. 1980. Evaluation of various diets for optimal growth and survival of selected life stages of *Artemia*. Pp. 185-192. En. *The Brine Shrimp Artemia*. P. Persoone, P.Sorgeloos, O. Roels and E. Jaspers (Editors). Universal Press. Wetteren, Belgium.
- King, M. 1995. Fisheries biology, Assessment and Management. Fishing News Books, Blackwell Science. 341 p.
- Leger, P., Bengtson K., Simpson P. y Sorgeloos. 1986. The use and nutritional value of *Artemia* as a food source. *Oceanogr. Mar. Biol. Ann. Rev.* 24(5): 521-535.
- Lora, V. M.C. y D. Voltolina. 2003. "Growth and survival of *Artemia franciscana* (KELLOGG) fed with *Chaetoceros muelleri* Lemmerman and *Chlorellacapsulata* GUILLARD". *Rev. Invest. Mar.* 24(3): 241-246.
- Lora, V. M.C. 2004. Evaluación de la calidad dietética de microalgas mediante el estudio del balance energético de *Artemia franciscana*. Centro de investigaciones biológicas del noroeste, S.C. La Paz B.C.S. México. 149:1-2 p.

- Medina, G. R.J., Goenaga F., Hontoria G. Cohen y F. Amat, 2007. Effects of temperatura and salinity on prereproductive life span and reproductive traits of two species of *Artemia* (Branchiopoda, Anostraca) from Argentina: *Artemia franciscana* and *A. permisilis*. *Hidrobiologia*, 579:41-53.
- Meyer, D.E. 1999. La calidad del agua. Manual de introducción a la acuicultura. Zamorano. Honduras. 67 p.
- Molony, B.W. 1993. Effects of feeding history on mobilization and deposition of body constituents and on growth in juvenile *Ambassis vachelli* (Pisces: *Chandidae*). *Mar. Biol.* 116: 389-397.
- Monroig, O., Navarro J. C., Amat F., González P. y Hontoria F. 2006. Effects of naupliar density, product concentration and product dosage on the survival of the nauplii and EFA incorporation during *Artemia* enrichment with liposomes. *Aquaculture*. 261: 659-669.
- Moreau, J. 1987. Mathematical and biological expression of growth in fishes: Recent trends and further developments. Pp. 81-113. En: R.C. Summerfelt y G. E. Hall (Eds.). *The Age and Growth of Fish*. Iowa State University Press, Ames.
- Palacios, E., y Racotta I.S. 2007. Salinity stress test and its relation to future performance and different physiological responses in shrimp postlarvae. *Aquaculture* 268: 123-135.
- Pauly, D. 1984. Fish population dynamics in tropical waters: A manual for use with programmable calculators. International Center for Living Aquatic Resources Management. *Studies and Reviews* 8, Manila, Philippines. 325 p.
- Persoone, G. y Sorgeloos, P. 1980. General aspects of the ecology and biogeography of *Artemia*. Pp. 3-24. En: *The Brine Shrimp Artemia*. Vol.3. Ecology, Culturing. Use in aquaculture. Eds.
- Persoone, G., Sorgeloos P., Roels O. y Jaspers E. 1980. *The brine shrimp Artemia*. (Eds.) Universa Press. Wetteren, Belgium. 77 p.
- Post, F. y Youssef N. 1977. A prokaryotick intracellular symbiont of the Great Salt Lake brine shrimp *Artemia salina* (L.). *Canadian Journal of Microbiology*, 23:1232-1236.
- Quesada, J. 1997. Efecto de la salinidad y tipo de alimentación sobre el modo reproductivo y la obtención de biomasa de dos cepas de *Artemia*. Tesis de licenciatura. Facultad de Ciencias Biológicas. Universidad Superior de San Marcos. Lima, Peru. 21 p.
- Ribeiro, V. y Da N. 1989. Contribuicao para o conhecimento da biologia de *Artemio* sp. en acuicultura e na dinamica daquele ecosistema. Asistente da Faculdade de Ciencias da Universidade do Porto. Portugal. 73 p.

- Ricker, W. 1975. Computation and interpretation of biological statistics fish populations. Journal of the Fisheries Research Board of Canada 191:382.
- Ricker, W.E. 1979. Growth rates and models. Pp. 677-743. En: W.S. Hoar, D.J. Randall, and J.R. Brett (Eds.). Fish Physiology, volume VIII. Bioenergetics and growth. Academic Press, New York.
- Rollefson, G. 1939. Artificial rearing of fry seawater fish. En: Preliminary communication. Rapp. P.V. Reun. Conts. Perm. Int. Explor. Mer.133 p.
- Romero, R.J. A. 1999. Calidad del agua. Ed. Alfaomega. México, DF. 273 p.
- Sakamoto, M., Holland D.L., y Jones D.A. 1982. Modification of the nutritional composition of *Artemia* by incorporation of polyunsaturated fatty acids using micro-encapsulated diets. Aquaculture 28: 311-320.
- Sarabia, A. 2002. Toxicidad y acumulación de cadmio en poblaciones de diferentes especies de *Artemia*. Universidad de Valencia, Facultad de Ciencias Biológicas. Burjassot, Valencia. 126 p.
- Savage, A. y Kanott B. 1998. *Artemia parthenogenética* in lake Hayward, Western Australia. I. interrupted recruitment. Into adult stages in response to seasonal limnology. Int: J.Salt.Lake Res. 7: 9.
- Seoka, M., Kurata M. y Kumai H. 2007. Effect of docosahexaenoic acid enrichment in *Artemia* on growth of Pacific bluefin tuna *Thunnus orientalis* larvae. Aquaculture. 270: 193-199.Ba
- Seal, A. 1933. The Ann Meeting of the Am. Fisheries Soc. Transactions: Pp. 129-130. En: Encyclopedia of Live Foods. C. O. Masters 1975 TFH Publications.
- Sorgeloos, P., Bossuyt E., Lavinia E., Baeza M. M. y Persoone G. 1977. Descapsulation of *Artemia* cyst a simple technique for the improvement of the use of brine shrimp in aquaculture. Aquaculture 12(4): 311-315.
- Sorgeloos, P., Lavens P., Leger W., Tackaert W. y D Versichele. 1986. Manual for the culture and use of brine e shrimp *Artemia* in aquaculture. Prepared for the Belgian Administration for Development Cooperation. The Food and Agricultura! Organization of the United Nations. State University of Ghent, Belgium. Faculty of Agriculture. 319 p.
- Sorgeloos, P., Leger Ph. y Tackaert W., 1991. State of the art in larvicultura the fish and shellfish. En: Lavens, P., Sorgeloos, P., Jaspers, E., & Ollevier, F. (Eds.). Larvi 9 1. Fish and Crustacean Larviculture Symposium, European Acuaculture Society Special Publication 15. Gante, Bélgica. 454 p.
- Sparre, P. y Venema S.C. 1997. Introducción a la evaluación de recursos pesqueros tropicales. Parte I. Manual. FAO Documento Técnico de Pesca, No. 306. 1Rev.2: 420 p.

- Stottrup, J.G. y McEvoy L.A. (Eds.). 2003. Live Feeds in Marine Aquaculture. Blackwell Science. UK. 114: 42.
- Swingle, H.S. 1961. Relationship of pH of pond water to their suitability for fish culture. Proc. Pacific Sci. Congress 9. Fisheries. Vol. 10: 72-75.
- Teresita, D. N. J., Maldonado M. y Rodríguez C. L.G. 2004. Producción de biomasa y el valor nutricional de *Artemia sp* (Anostraca: Artemiidae) en Campeche, México. Revista de Biología Tropical. 53 (3-4): 447-449.
- Tizol, R. 1994. Uso de la levadura torula (*Torulopsis utilis*) en la obtención de biomasa de *Artemia*. An. Inst. Invest. Mar. Punta Betín. Santa Martha. Colombia. 23: 165-167.
- Torrentera, L. y Tacon A. 1989. La producción de alimento vivo y su importancia en acuicultura. Documento de Campo N° 12. Proyecto Aquila, FAO. Pag. 42: 55-57.
- Triantaphyllidis, G.V., Abatzopoulos T.J. y Zorruelos P. 1998. Review of the biogeography of the genus *Artemia* (Crustacea: Anostraca). Journal of Biogeography 25: 213-226.
- Vanhaecke, P., Tackaert W. y Sorgeloos P. 1987. The biogeography of *Artemia*: an updated review". Pag. 129-155. En: "*Artemia* research and its applications. Vol.1. genetics, Strain characterization, toxicology. P. Sorgeloos, D. A. Bengston, W. Declair & E. Jaspers (Eds). Universa press, Wetteren, Bélgica.
- Versichele, D., Leger P., Lavens P. y Zorruelos P. 1991. El uso de *Artemia*. Acuicultura, Gilbert Barnabé. Ediciones Omega, S.A. Barcelona. 374:200-215.
- Villamar, O. C.A. 2004. Protocolo para la cría de biomasa de *Artemia* adulta en raceways. Revista AQUATIC. N° 21. 8 p.
- Vinatea, L. 1995. Biología, cultivo y uso en acuicultura del camarón de salmuera, *Artemia sp*. Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Escuela de Post-Grado. 85 p.
- Vinatea, L. 1999. Manual de producción de *Artemia* (quistes y biomasa) en módulos de cultivo. Universidad Autónoma Metropolitana, México, Unidad Xochimilco, División de Ciencias Biológicas y de la Salud. 15 p.
- Walford, L.A. 1946. A new graphic method of describing the growth of animals. Biol. Bull. Mar. Biol. 90(2): 141-147.
- Wear, R. y Haslett S. 1986. Effects of temperature and salinity on the biology of *Artemia franciscana* Kellog, from lake Grassmere, New Zealand.1.Growth and mortality. J. Exp. Mar. Biol Ecol. 98: 153-166.
- Wetzel, R.G. 2001. Limnology. Lake and river ecosystems. Third Edition. Academic Press. USA. 1006 p.

- Weymouth, P.W., H. McMillin y W. Rich. 1931. "Latitude and relative growth in the razor clam *Siliqua patula* . Exp, Biol.,:228-249.
- Zúñiga O., Wilson R., F. Amat y F. Hontoria. 1999. Distribution and characterization of Chilean populations of the brine shrimp *Artemia* (Crustacea, Branchiopoda, Anostraca). Int. J. Salt Lake Res. 8: 23-40.

ANEXO

- **Solución descapsuladora con hipoclorito de sodio**

Antes que nada se recomienda que la botella de cloro sea nueva, o que no se haya abierto por más de cinco días.

Se debe preparar una salmuera (por cada litro de agua adicionar 100 g de sal) y esta solución se debe mezclar en partes iguales, con el hipoclorito de sodio. Es recomendable preparar esta solución con previa anticipación y dejarla en refrigeración a 5°C (Castro, 2001).

- **Solución de tiosulfato de sodio**

En cuatro litros de agua destilada se agregan dos gramos de tiosulfato de sodio (Castro, 2001).

- **Emulsión de cema**

Este alimento se prepara de la siguiente manera:

En dos litros de agua salada a 90 g/L se agregan 300 g de cema y se licuan durante un minuto. Este licuado se hace pasar por un tamiz cuya apertura de malla sea de 50 μm .

La cema deberá seguirse lavando con agua a la salinidad antes indicada, hasta completar un volumen de cuatro litros.

El salvado con salmuera se almacena en refrigeración, para evitar que se deteriore por efecto de los lípidos (arrancie) (Castro, 2001).

