

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA
UNIDAD XOCHIMILCO

DIVISIÓN DE CIENCIAS BIOLÓGICAS Y DE LA SALUD
DEPARTAMENTO EL HOMBRE Y SU AMBIENTE
LICENCIATURA EN BIOLOGÍA

INFORME FINAL DE SERVICIO SOCIAL
POR ACTIVIDADES VINCULADAS CON LA PROFESIÓN

PARA OBTENER EL GRADO DE
LICENCIADO EN BIOLOGÍA

**Mantenimiento y producción de dos crustáceos (Daphnia sp y
Artemia franciscana) en el laboratorio de Alimento Vivo de la
UAM-Xochimilco**

QUE PRESENTA EL ALUMNO

Percy Plowes García

2183026791

ASESORES:

Maestro, Germán Castro Mejía
Doctor, Jorge Castro Mejía

Ciudad de México

6/Feb/2024

Resumen:

Este proyecto de servicio social, consistió en el mantenimiento y la producción de cultivos de dos crustáceos, siendo *Artemia franciscana* y *Daphnia sp*, realizado en el laboratorio de Alimento Vivo de la UAM-Xochimilco, por cuestiones del manejo de los cultivos, el trabajo se tuvo que realizar en fases distintas, dependiendo del comportamiento del cultivo de los organismos por separado, se realizaron primero un cultivo de Artemia y uno de Daphnia, posteriormente se dividió cada cultivo en tres tambos de agua distintos con volumen de 118 L, tres de agua salada para la Artemia y tres de agua dulce para la Daphnia, se les observó y apuntó su número de individuos, este proceso se realizó mediante 3 muestreos de 1 L cada tercer día, para posteriormente hacer extrapolación al volumen total de agua. Tras el paro estudiantil, se tuvo que realizar un segundo cultivo y fase del proyecto, debido a la caída total de los cultivos anteriores, primero se realizó con las Artemias, esta vez con 6 tambos, cada uno sería alimentado con una fuente de carbono diferente y se observaría cuál de las poblaciones resultaba ser más próspera mediante su fuente de carbono. Al finalizar con las Artemias, se intentó hacer el cultivo y muestreo con Daphnia, y se procedió a hacer separaciones de muestras para evitar la presencia de copépodos carnívoros, pero a las tres semanas, se presentó de nuevo la presencia de estos organismos, se comieron la Daphnia y no se pudo llevar a cabo. Finalmente, tras haber realizado todas los muestreos, anotaciones y cálculos, se realizó una base de datos en Excel, registrando cada una de las fases y muestreos del proyecto, y con base a los datos registrados, se hicieron gráficas para ver las curvas de crecimiento de cada población de Artemia y Daphnia para finalmente dar los resultados y conclusiones.

Palabras clave: Artemia, Daphnia, muestreo, carbono

Summary:

This social service project, consisted of the maintenance and production of cultures of two crustaceans, being *Artemia franciscana* and *Daphnia sp*, carried out in the laboratory of Alimento Vivo of the UAM-Xochimilco, due to issues of culture management, the work had to be done in different phases, depending on the behavior of the culture of the organisms separately, First, an Artemia culture and a Daphnia culture were performed, then each culture was divided into three different water drums with a volume of 118 L, three of salt water for the Artemia and three of fresh water for the Daphnia, the number of individuals was observed and noted, this process was carried out through 3 samplings of 1 L every third day, to later extrapolate to the total volume of water. After the student stoppage, a second culture and phase of the project had to be carried out, due to the total failure of the previous cultures, first it was carried out with the Artemias, this time with 6 drums, each one would be fed with a different carbon source and it would be observed which of the populations turned out to be more prosperous by means of its carbon source. After finishing with the Artemias, we tried to do the culture and sampling with Daphnia, and proceeded to make sample separations to avoid the presence of carnivorous copepods, but after three weeks, the presence of these organisms appeared again, they ate the Daphnia and could not be carried out. Finally, after having done all the sampling, notes and calculations, a database was made in Excel, recording each of the phases and sampling of the project, and based on the data recorded, graphs were made to see the growth curves of each population of Artemia and Daphnia to finally give the results and conclusions.

Key words: Artemia, Daphnia, sampling, carbon

Índice

Resumen	1
Marco Institucional.....	3
Introducción.....	3
Ubicación.....	4
Objetivos.....	4
Fundamentos.....	4
Actividades a desarrollar.....	5
Reporte.....	6
Referencias.....	10

Marco Institucional

La Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Xochimilco es un punto de referencia a nivel nacional e internacional debido a su modelo educativo; el sistema modular que vincula el proceso de enseñanza-aprendizaje con la solución de problemáticas sociales definidas con una visión realista de las necesidades del país a través de la generación y aplicación de conocimiento, así como el compromiso con la preservación y difusión de la diversidad cultural del país y el cuidado del medio ambiente. La Licenciatura en Biología en la UAM-X tiene como objetivo formar profesionales cuyas habilidades, competencias y conocimientos les permitan participar de manera interdisciplinaria en el diagnóstico, gestión y planeación del uso, conservación y restauración de los recursos naturales (UAM, 2019).

Introducción

Artemia

En la actualidad, *Artemia* es el microcrustáceo más empleado como alimento vivo para larvas de muchos peces y crustáceos marinos en cultivo, desde nauplio hasta la etapa adulta, (Monroig et al., 2006; Haga et al., 2006; Godínez et al., 2004) . La importancia de su valor nutricional radica en que es fuente rica en nutrientes, incluyendo aminoácidos esenciales y ácidos grasos altamente insaturados de la serie w3 (HUFAs w3) como el ácido eicosapentaenoico (EPA, 20:5w3) y docosahexaenoico (DHA, 22:6 w3). En acuicultura mayormente se utiliza *Artemia* bajo la forma de nauplio recién nacido, cuyo valor nutritivo es muy alto en cuanto a lípidos (Torretera y Tacón, 1989), sin embargo, el empleo de animales adultos presenta 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). Actualmente ha cobrado mayor importancia el uso de adultos (Verschuere et al., 1999) y existe una creciente demanda de los laboratorios productores de postlarvas de camarones peneidos, para inducir la maduración ovárica de los reproductores (Godínez et al., 2004). La biomasa de *Artemia* también puede ser usada como ingrediente en las dietas para larvas de peces y crustáceos y su más interesante aplicación es la completa sustitución del nauplio recién eclosionado por biomasa seca congelada y micronizada en la producción de camarones peneidos en (Sorgeloos et al., 1986).

Cladóceros

Dentro de los crustáceos se encuentran dos géneros de agua dulce de gran calidad que son *Daphnia* y *Moina*. El género *Daphnia* se compone de aproximadamente 100 especies de las cuales las más conocidas son: *D. magna*, *D. pulex*, *D. longispina*. Este género se conforma de crustáceos planctónicos que se alimentan de partículas suspendidas en el agua por lo que se consideran filtradores (Ocampo et al. 2010). *D. pulex* se desarrolla en temperaturas de 27-28°C y no sobrevive a cambios extremos de temperatura. Estos organismos habitan en medios donde la concentración de O₂ es variable ya que pueden crecer tanto en completa saturación hasta concentraciones por debajo de 2 mg L⁻¹. Es abundante en ambientes con alta concentración de materia orgánica en donde proliferan bacterias, levaduras y microalgas de las cuales se alimenta (Torretera y Tacon 1989).

Soporta rangos muy bajos de metales pesados, así como desechos industriales que resultan mortales (Martínez et al.2010). Por lo antes mencionado la producción de *D. pulex* en condiciones de laboratorio puede ser relativamente sencilla, ya que las condiciones ambientales pueden controlarse y debido a la posibilidad de suministrar diversas dietas que se pueden usar como alimento. No obstante, los mejores resultados se han observado cuando se utilizan microalgas verdes unicelulares, de preferencia *Chlorella vulgaris*. También se han utilizado *Haematococcus pluvialis* y *Sphaerocystis*, además de una dieta con la combinación de las tres, permitiendo utilizar diferentes microalgas e implementar el cultivo de este pequeño crustáceo filtrador y obtener densidades poblacionales adecuadas para su producción masiva.

Ubicación geográfica

Las actividades se realizarán apoyando al Laboratorio de Producción de Alimento Vivo del Departamento El Hombre y su Ambiente en el edificio W, planta baja de la Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Xochimilco. Localizado en Calzada del Hueso #1100, colonia Villa Quietud, Alcaldía Coyoacán, cp. 04960, Ciudad de México.

Objetivo general

El objetivo general de este servicio social es el mantenimiento de los cultivos de artemias y cladóceros dentro del laboratorio de alimento vivo de la UAM-Xochimilco.

Objetivos particulares

- Determinar las curvas de crecimiento poblacional de *Daphnia* y *Artemia* alimentadas con diferentes dietas.
- Determinar la producción de biomasa en los cultivos de *Artemia* y *Daphnia* en el laboratorio de alimento vivo.

Fundamento de las actividades

En la Acuicultura, uno de los factores limitantes es la obtención y producción de alimentos que cubran todos los requerimientos para las especies de cultivo y que resulten costeables. El alimento vivo (fitoplancton y zooplancton) es esencial durante el desarrollo larvario de peces, crustáceos y moluscos. Uno de los principales problemas que afronta la acuicultura ha sido sin duda la alimentación en cultivos intensivos de peces y crustáceos. Por lo cual, gran parte del interés se ha enfocado en la producción de organismos vivos que forman parte en determinada etapa de la dieta de diversos organismos acuáticos de consumo humano. Los organismos que se utilizan como alimento vivo poseen un alto valor nutricional y son utilizados en su mayoría sin experimentar ningún proceso que haga disminuir su valor nutritivo original. Actualmente es común el cultivo de fitoplancton y zooplancton a fin de procurar alimento disponible para alevines de peces. El alimento vivo es un recurso de gran valor nutricional la principal razón de esto radica en el hecho de que

estos organismos utilizados como “alimento vivo” constituyen una cápsula nutritiva que contiene por lo general los constituyentes básicos de una dieta balanceada, es decir, proteínas, lípidos, carbohidratos, minerales y vitaminas en concentraciones adecuadas para crías de peces y larvas de crustáceos, entre otros grupos acuáticos. Las principales especies utilizadas como alimento vivo en la acuicultura son: Microalgas (*Chlorella vulgaris*, *C. variegata*, *Tetraselmis sp*, *Spirulina sp*), Protozoarios (*Paramecium sp.*), Rotíferos (*Brachionus plicatilis*), Crustáceos (*Streptocephalus mackini*, *Daphnia pulex*, *Artemia franciscana*), Nemátodos (*Panagrellus redivivus*) con base en sus características como alto contenido proteico, alta disponibilidad y abundancia, tamaño aceptable para alevines de peces y larvas de crustáceos, cuerpo blando, altas densidades de cultivo, ciclo de vida corto y movimiento. Dado el interés que existe por la Acuicultura en Latinoamérica y el Caribe, dirigido principalmente a las especies de importancia comercial de peces, moluscos y crustáceos en condiciones controladas para la producción y alta supervivencia de semillas en sistemas de cultivo semi-intensivo e intensivo, se hace necesario el conocer las diferentes alternativas de producción de alimento vivo a gran escala, ya que es difícil sustituir el alimento natural, pues las dietas artificiales generalmente provocan altas mortalidades por deficiencias nutricionales cuando no están balanceadas. Por otra parte, en la última década se ha tratado de sustituir los alimentos vivos por dietas microencapsuladas o por técnicas que permitan el almacenamiento por congelación o liofilización por tiempo indefinido de estos alimentos y en términos generales no resuelven el problema real que es la demanda constante de alimento vivo y resultan incosteables. Una solución a este problema se fundamenta en el conocimiento, optimización y automatización de los sistemas de cultivo de fitoplancton y zooplancton, para llevarlos a niveles masivos de producción semicontinua o continua. Se logra optimizar un cultivo conociendo la concentración adecuada de nutrientes, buscando una coordinación entre el crecimiento y la utilización de estos nutrientes, estandarizando una tasa de dilución o cosecha óptima a intervalos periódicos para lograr una producción alta y sostenida a largo plazo. El conocimiento y control de los parámetros ambientales óptimos en los cultivos de fitoplancton y zooplancton es muy importante, ya que no sólo permiten la supervivencia y desarrollo de los organismos en cultivo, sino además factores como la temperatura y la salinidad regulan la concentración y calidad de nutrientes esenciales como son las vitaminas, los aminoácidos y los ácidos grasos.

Actividades a desarrollar

Artemia

En tres tambos de plástico Rotoplast® de 52 cm de diámetro y 80 cm de alto, se les agrega agua a 40 gL⁻¹ de salinidad a un volumen conocido de 118 L (50 cm de profundidad) y se dejarán aireando durante 48 hrs. Mientras se pondrán a eclosionar 2 gr de quistes de *Artemia franciscana* y a las 48 hrs se cosecharán los nauplios eclosionados y se colocarán en los recipientes en cantidades iguales. Cada día se alimentarán con las microalgas producidas en la sección de fitoplancton del laboratorio de alimento vivo, se les agrega aproximadamente 3 L de microalgas, aun tambo solo microalga verde, al otro una alga parda y al otro tambo una combinación de 50:50. Cada semana se contarán los organismos que se encuentran en los tambos, tomando tres muestras de 1 L, se contarán y se extrapolarán al volumen total del agua. Todos los datos se guardarán en una base de datos de hoja de Excel para realizar las curvas de crecimiento de los organismos. Al final del experimento se pesarán a todos los organismos para obtener la biomasa total con la ayuda de una balanza analítica. Se espera repetir el experimento hasta en tres ocasiones durante el periodo de servicio social.

Cladóceros (Daphnia)

En tres tambos de plástico Rotoplast® de 52 cm de diámetro y 80 cm de alto, se les agregará 118 L de agua dulce (50 cm de profundidad) y se dejarán aireando durante 48 hrs. Durante este periodo se colectará pulga de los estanques del Centro Acuícola de Cuemanco, se pondrán en un recipiente y se separarán las pulgas por género, se colocarán en envases de 4 L y se alimentarán con microalgas. Cuando la población crezca, se colocarán en los tambos con agua ya preparada y se alimentarán con las microalgas producidas en la sección de fitoplancton del laboratorio de alimento vivo, se les agregará aproximadamente 3 L de microalgas, a un tampo solo microalga verde, al otro una alga parda y al otro tampo una combinación de 50:50. Cada semana se contarán los organismos que se encuentran en los tambos, tomando tres muestras de 1 L, se contarán y se extrapolarán al volumen total del agua. Todos los datos se guardarán en una base de datos de hoja de Excell para realizar las curvas de crecimiento de los organismos. Al final del experimento se pesarán a todos los organismos para obtener la biomasa total con la ayuda de una balanza analítica. Se espera repetir el experimento hasta en tres ocasiones durante el periodo de servicio social.

Reporte de lo hecho en el servicio

A lo largo del tiempo del servicio social, se estuvo trabajando sobre los cultivos de Artemia y Cladóceros (pulga). Por cuestiones del propio manejo de los cultivos, se tuvo que trabajar en tres fases distintas, dependiendo de cómo se iba comportando el cultivo de estos organismos.

Fase 1: Artemia

Se comenzó a llevar el conteo de los organismos en tres tambos de plástico de Rotoplast con 118 L de agua salada a 40 g/L-1 de salinidad, con aireación constante y alimentadas con microalgas producidas en la sección de fitoplancton del laboratorio de Alimento vivo. Cada tercer día se sacaron tres muestras de 1 L, se contaron los organismos y se traspolaron a los 117 L del tampo. Los cultivos empezaron con una siembra de 1,257 organismos, al final del periodo de cultivo, en la tabla 1 y Figura 1 se muestran los datos de los conteos, teniendo en cuenta que el tampo 1 se obtuvo la mayor cantidad de artemias con 20,907 organismos y en el tampo 3 fue el que obtuvo la menor abundancia con 4,581 organismos.

Tabla 1. Conteo de artemias en los diferentes tambos de cultivo

Días de muestreo	Tambo 1	Tambo 2	Tambo 3
0	1257	1257	1257
1	747	1180	1062
2	787	551	669
3	1377	590	472
4	2517	1297	471
5	4207	2672	666
6	6447	4715	1057

7	9237	7426	1644
8	12577	10805	2427
9	16467	14852	3406
10	20907	19567	4581

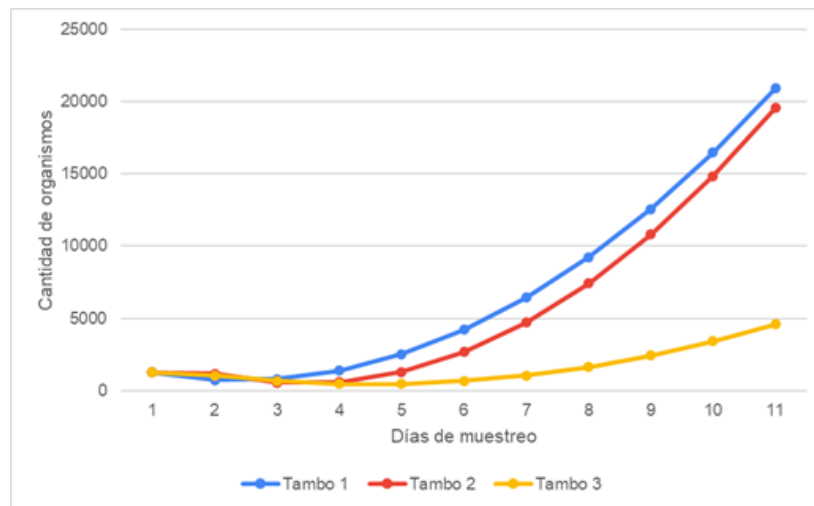


Figura 1. Crecimiento poblacional de las artemias en los diferentes tambos a lo largo de la fase 1 del muestreo.

Fase 1: Pulga.

Los cultivos con la población de cladóceros se llevaron a cabo en tambos de plástico de Rotoplast de 160 L de capacidad. Cada tambo se llenó a 118 L de agua dulce, se cloró y se le puso aireación constante. Se sembraron 747 organismos colectados del Centro CIBAC. El conteo se llevó a cabo durante 11 semanas (tabla 2 y figura 2). Se observa que en el tambo 2 y 3 los organismos tuvieron una mortalidad del 100% al séptimo muestreo. En el tambo 1 la población de pulga permaneció hasta el muestreo 11, alcanzando un máximo de abundancia de 10,856 organismos en el muestreo 7. Para la semana 11 la mortalidad fue del 100% en este tambo también. Durante los muestreos se observó la presencia de un copépodo, que resultó ser carnívoro, y por eso, achacamos la mortalidad de los cultivos de pulga.

Tabla 2. Cantidad de cladóceros en los diferentes tambos de plástico

Días de muestreo	Tambo 1	Tambo 2	Tambo 3
0	747	747	747
1	472	157	157
2	472	393	236
3	590	354	236
4	1534	236	158
5	5310	158	236
6	7906	158	158
7	10856	0	0
8	5782	-	-
9	826	-	-
10	158	-	-
11	0	-	-

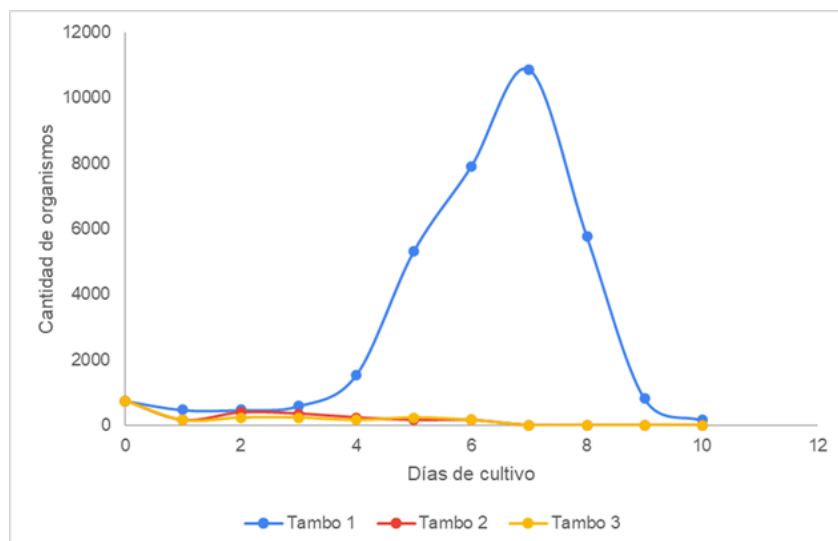


Fig. 2. Cantidad de cladóceros en los cultivos

Fase 2: Artemia

Tomando en cuenta los resultados anteriores con la Artemia, y actualizando la información en el cultivo de este organismo, se encontraron varios artículos de investigación en donde se ponían a cultivar a las artemias en Biofloc con buenos resultados. Se utilizaron siete tambos de Rotoplast y a cada uno se les proporcionó una fuente de carbono, que ya se había probado en peces con buenos resultados, durante 15 días antes de sembrar nauplios de Artemia; las fuentes de carbono utilizadas durante esta fase fueron: Harina de Macroalga, Desechos de café, Harina de Mezquite, Melaza líquida, Harina de Betabel, Harina de Mango, Harina de Zanahoria y se les proporcionó en la cantidad de 0.5 g cada una diariamente. Cada tercer día se realizó un conteo de las artemias,

sacando tres litros y extrapolando al tambo de 117 L. El conteo se puede observar en la tabla 3. Donde se observa que el tratamiento de Desechos de Café, Harina de Betabel, Harina de mango y Harina de Zanahoria, los organismos tuvieron una mortalidad del 100%.

Tabla 3. Conteo de artemias en los diferentes tratamientos experimentales

Muestras	Harina de Macroalga	Desechos de Café	Harina de Mezquite	Melaza líquida	Harina de Betabel	Harina de Mango	Harina de Zanahoria
0	4130	4012	4838	4720	4844	4782	4540
1	3658	354	5074	2242	2360	18	1652
2	1416	0	26	11	0	826	1652
3	590	0	10	10		0	1298
4	472	118	708	708			236
5	787	236	5821	2242			629
6	511	157	6411	1730			0
7	2596	0	905	1298			
8	747		315	354			
9	551		236	393			
10	393		197	275			
11	472		157	433			
12	1180		629	1023			
13	2242		4995	2203			
14	5782		3618	4838			
15	9755		7434	10895			
15	12547		10738	15969			
17	7395		11524	15694			
18	3658		6726	6136			
19	2635		5664	5349			
20	3815		5113	4208			
21	15812		9676	9794			
22	10266		7552	7316			

Se puede observar que el tratamiento con Harina de Macroalga fue la que alcanzó la mayor cantidad de organismos con 10,266 artemias al final del experimento; le siguieron los tratamientos con Harina de Mezquite y el de Melaza líquida con 7,552 y 7,316 artemias respectivamente. Se realizaron curvas de crecimiento de la población de Artemia en estos últimos tratamientos (ver figura 3)

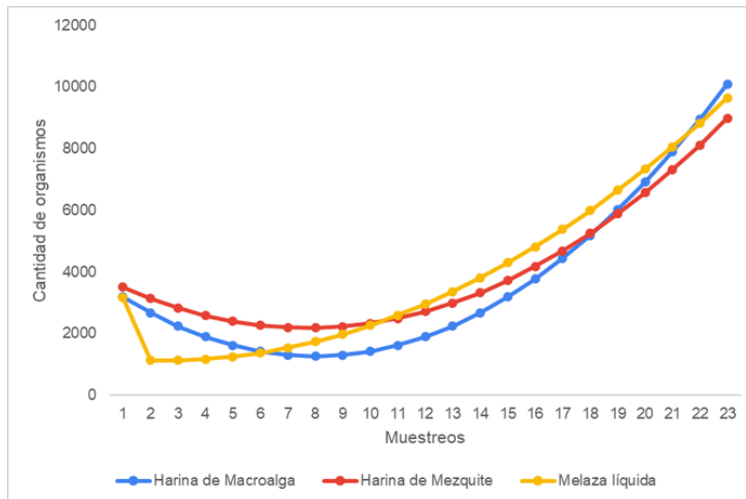


Figura 3. Curvas de cantidad de organismos en tres tratamientos experimentales.

Encontrando que estas tres fuentes de carbono pueden ser utilizadas en el cultivo de *Artemia* utilizando el Biofloc como fuente de alimento. Se recomienda que además del Biofloc, se agregue una cierta cantidad de microalgas de agua salada como son *Navicula*, *Pinnularia*, y algas verdes, que se tienen en el laboratorio de Alimento Vivo de la UAM-Xochimilco.

Fase 2: Pulga.

Tras haber finalizado el experimento con *Artemia*, se reanudó el cultivo de pulga, ya que se pudo tomar una muestra del centro Acuícola CIBAC. Se procedió a separar la muestra para evitar la presencia de copépodos carnívoros, pero a los 21 días se volvió a presentar el problema de la presencia de estos organismos, los cuales se comieron a la pulga y el cultivo de pulga no se pudo llevar a cabo.

Referencias.

Castro, Ge, Alcántara-Azuara AK, Contreras-Rodríguez AI, Reyes-Arroyo NE, Mejía J, Castañeda, (2014). Comparación de la densidad de población de *Daphnia pulex* Müller, 1785 en cultivos de laboratorio alimentadas con tres microalgas verdes unicelulares (*Sphaerocystis* sp., *Chlorella vulgaris* y *Haematococcus pluvialis*). Revista digital e-Bios. 1. 18-25. https://www.researchgate.net/publication/274710395_Comparacion_de_la_densidad_poblacion_de_Daphnia_pulex_Muller_1785_en_cultivos_de_laboratorio_alimentadas_con_tres_microalgas_verdes_unicelulares_Sphaerocystis_sp_Chlorella_vulgaris_y_Haematococcus_plu

Castro J, Castro G, Castro T, Monroy MC, de Lara R. 2006. Cultivo semiintensivo de *Artemia franciscana* proveniente de la salinera del Istmo, Juchitán, Oaxaca, bajo condiciones controladas en laboratorio. *Contactos* 60, 49-54. <http://www2.izt.uam.mx/newpage/contactos/anterior/n60ne/artemia.pdf>

Castro-Mejía J, Ocampo-Cervantes JA, Cruz-Cruz I, Castro-Mejía G, Monroy-Dosta MC, Becerril-Cortés D, Orozco-Rojas DI. 2016. Mantenimiento de un cultivo de *Ceriodaphnia dubia*

(Richard 1894) y *Daphnia pulex* (Forbes, 1893), alimentadas con *Sphaerocystis* sp. y *Chlorobion* sp. para su uso en el laboratorio. Revista Digital del Departamento El Hombre y su Ambiente ISSN: 2007-5782 Vol. 1 (12): 07-16. https://www.researchgate.net/publication/312196170_Mantenimiento_de_un_cultivo_de_Ceriodaphnia_dubia_Richard_1894_y_Daphnia_pulex_Forbes_1893_alimentadas_con_Sphaerocystis_sp_y_Chlorobion_sp_para_su_uso_en_el_laboratorio

Cisneros R, Vinatea E. 2009. PRODUCCIÓN DE BIOMASA DE *Artemia franciscana* Kellogg 1906 UTILIZANDO DIFERENTES DIETAS. Ecología Aplicada, 8(1). <http://www.scielo.org.pe/pdf/ecol/v8n1-2/a02v8n1-2.pdf>

Gaspar W, Niño A, Alejos R, Ynga G. 2021. Manual para la producción de *Artemia franciscana* como alimento para larvas y juveniles de peces. Inf Inst Mar Perú. 48(1): 35-49. https://repositorio.imarpe.gob.pe/bitstream/20.500.12958/3531/1/Informe%2048-1%20Articulo8.pdf?fbclid=IwAR2ET263P6_AnfmfMWDpqN84gDmTNKIOSFsYUYUqODMhJd7SQu1jyPSq4Ulo

Godínez D.E., Gallo M.C., Gelabert R., Díaz A.H., Gamboa J., Landa V. & Godínez E.M. 2004. Crecimiento larvario de *Artemia franciscana* (Kellogg 1906) alimentada con dos especies de microalgas vivas. 14 Zootecnia Tropical. 22(3): 265-275.

Haga Y., Tarui F., Ohta K., Shima Y. & Takeuchi T. 2006. Effect of light irradiation on dynamics of vitamin A compounds in rotifers and *Artemia*. Fisheries Science. 72: 1020-1026.

Monroig O., Navarro J.C., Amat F., González P. & Hontoria F. 2007. Oxidative stability and changes in the particle size of liposomes used in the *Artemia* enrichment. Aquaculture. 266: 200-210.

Ocampo LE, Botero MC, Restrepo LF. 2010. Evaluación del crecimiento de un cultivo de *Daphnia magna* alimentado con *Saccharomyces cerevisiae* y un enriquecimiento con avena soya. Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias; 23(1), 78-85. <https://www.redalyc.org/pdf/2950/295023458009.pdf>

Rojas, ML., Navarrete, NA., Elías G, Contreras G. (1999). Efecto de jugos vegetales sobre la producción de *Daphnia pulex* (Cladocera: Daphnidae) en condiciones de laboratorio. Revista de Biología Tropical, 47(3), 429-435. https://www.scielo.sa.cr/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0034-77441999000300016

Sorgeloos P., Lavens P. Leger W. Tackaert & Versichele D. 1986. Manual for the culture and use of brine shrimp *Artemia* in aquaculture. State University of Ghent, Belgium.

Torrentera L. & Tacon A. 1989. La producción de alimento vivo y su importancia en la acuicultura. Documento de campo N° 12. Proyecto Aquila, FAO. Van Stappen G. 1996. Introduction, biology and ecology of *Artemia*. En: P. Lavens & P. Sorgeloos (Eds). Manual on the production and use of live food for aquaculture. FAO Fisheries technical paper. : 79- 251.

Verschuere L., Rombaut G., Huys G., Dhont J., Zorruelos P., & Verstraete W. 1999. Microbial control of the cultura of *Artemia* juveniles through preemptive colonization by selected bacterial strains. Appl Environ Microbiol. 65(6): 2727-2533.

Van Donk E, K. Martínez S, Vela A, Botero, F Arandia y P Mollinedo.(2010). Nuevo micro-bioensayo de ecotoxicidad de extractos acuosos de plantas medicinales sobre *Daphnia magna* sp., Revista Boliviana de Química, 27(1):29-32. Versichele D., Leger P., Lavens P. & Sorgeloos P. 1991. El uso de Artemia. Acuicultura, Gilbert Barnabé. Ediciones Omega, S.A. Barcelona: 200-215.

Villamar CA. 2004. Protocolo para la cría de biomasa de Artemia adulta en raceways. 2004. Revista AquaTIC, nº 21, pp. 8-15. <https://www.redalyc.org/pdf/494/49402102.pdf>