

26
2EJ



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA
DE MEXICO

FACULTAD DE CIENCIAS

Efectos tóxicos de Cloranfenicol, Cloramina T,
Furazolidona y Oxitetraciclina en nauplios de
camarón azul (Penaeus Stylirostris).

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE
BIOLOGO

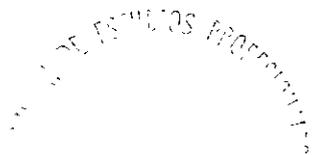
P R E S E N T A :

Marco Antonio Castro Mota



Director de Tesis

Dr. Héctor Garduño Argueta



271383

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

1999



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.



UNIVERSIDAD NACIONAL
AVENIDA DE
MEXICO

M. en C. Virginia Abrín Batule
Jefe de la División de Estudios Profesionales de la
Facultad de Ciencias
P r e s e n t e

Comunicamos a usted que hemos revisado el trabajo de Tesis:
Efectos tóxicos de Cloranfenicol, Cloramina T, Furazolidona
y Oxitetraciclina en nauplios de camarón azul (Penaeus
stylirostris).

realizado por Marco Antonio Castro Nota

con número de cuenta 8841094-6 , pasante de la carrera de Biología

Dicho trabajo cuenta con nuestro voto aprobatorio.

Atentamente

Director de Tesis Propietario Dr. Héctor Garduño Argueta

Propietario Biol. María de Lourdes Barboza Saldaña

Propietario N.V.Z. María Estela Ana Auró Angulo

Suplente M. en C. María del Pilar Torres García

Suplente Biol. Ignacio Daniel González Mora

FACULTAD DE CIENCIAS
UNIVERSIDAD NACIONAL AVENIDA DE MEXICO

Consejo Departamental de Biología

Edna María Suárez Díaz

Dra. Edna María Suárez Díaz



DEPARTAMENTO
DE BIOLOGIA

DEDICATORIA.

*A mi madre Yolanda Castro
por su amor, por el apoyo y la comprensión
sin todo ello y sin muchas otras cosas más
este trabajo no hubiera sido posible.
Palabra cumplida madre.*

AGRADECIMIENTOS.

Hay muchas personas a las cuales tengo que agradecer su apoyo para la realización de este trabajo y en la formación de mi vida personal y académica

Comenzare con las personas más importantes en mi vida, mi familia. Gracias a Mayté, Edgar, Elia, Paco, Martín y Ramón que siempre me impulsaron a seguir adelante y no dejarme vencer por las adversidades que día con día tuve que sortear.

Gracias, al comité que reviso esta tesis al Dr. Héctor Garduño, a los biólogos Lourdes Barbosa (Lulú) e Ignacio González (Nacho), a la M.V.Z. Ana Auró y a la M. en C Pilar Torres, por los comentarios acertados para la mejor realización de este trabajo. Además de Francisco Miguel que junto con Héctor, Lulú y Nacho me iniciaron en este negocio llamado camaronicultura.

Un agradecimiento al Lic José Ramón Lizárraga Bernal y al Biol Pesq. Jesús Peiro López, por las facilidades otorgadas durante la realización del presente trabajo y por permitirme aprender, conocer y experimentar en el Laboratorio de Producción de Postlarvas de Camarón, Generación Cincuenta S.A. de C.V. y a todas y cada una de las personas que ahí laboran, Manuel P., Manuel Ll., Jesús A., Pablo R., Armando R., Miguel Z., Felipe M., Miguel B., Ernesto C., Héctor C., Julio V. a un buen compañero y amigo que desgraciadamente se nos adelanto en el camino Inti Lizárraga (qepd), por el apoyo incondicional en el momento que lo necesite, pero sobre todo gracias por su amistad.

A los amigos de siempre Edgar A., Rene M , J. Popoca y Laura P que de alguna u otra forma siempre me ayudaron a sobrellevar y aligerar la carga académica junto con los problemas personales.

De manera especial a cada uno de los mexicanos, anónimos todos, que hicieron posible mi formación académica y profesional, unos con sus contribuciones y otros que con su trabajo diario me sirvieron de ejemplo y a los cuales siempre estaré agradecido

RESUMEN.

En el presente trabajo se probó el efecto tóxico medidos por la sobrevivencia y la metamorfosis a protozoa 1, en nauplio de camarón azul (*Penaeus stylirostris*) con Cloranfenicol (CP), Cloramina T, Furazolidona (NF) y Oxitetraciclina (OTC), en diferentes concentraciones y tiempos de exposición (12, 24 y 48 horas). Encontrándose que la aplicación de dosis en forma indiscriminada así como largos tiempos de exposición, tiene efectos sobre las poblaciones bajo cultivo y específicamente con *P. stylirostris*.

Asimismo los resultados obtenidos mostraron una tendencia a la reducción de la sobrevivencia con diferencias significativas ($p < 0.001$) conforme se aumentó la concentración y el tiempo de exposición. Encontrándose que las dosis de CP y NF no deberán ser mayores a 1 mg/L, de OTC a 4 mg/L y que el tiempo de exposición no debe exceder las 12 horas, para no tener efectos adversos en la sobrevivencia y la metamorfosis. Con respecto a Cloramina T presentó una alta toxicidad hacia las primeras fases larvianas de *P. stylirostris* en los diferentes tiempos de exposición por lo que no se recomienda su uso en ninguna concentración.

INDICE.

RESUMEN.	1.
I. INTRODUCCIÓN.	1.
II. OBJETIVOS.	4.
III. MATERIAL Y MÉTODO.	5.
IV. RESULTADOS.	9.
V. DISCUSIÓN.	11.
VI. CONCLUSIONES.	16.
VII. LITERATURA CITADA.	17.
VIII. TABLAS Y FIGURAS.	24.
ANEXO.	27.

I. INTRODUCCIÓN.

La producción de larvas de camarones peneidos saludables requiere de un medio ambiente sanitariamente limpio y estable. Para la prevención de enfermedades en el cultivo larvario el uso de quimioprotectores, especialmente antibióticos debe hacerse de forma responsable (Chen, 1992).

Cuando se presenta una enfermedad causada por algún tipo de patógeno durante el cultivo larvario, muchas veces se comete el error de aplicar medicamentos en concentraciones excesivas, sin tomar en cuenta la sensibilidad del organismo a tratar. Esto se practica por la inminente necesidad de salvar la producción de larvas, pero cuando se presenta una alta mortalidad queda la duda de si ésta se debió al ataque de los patógenos o a la sensibilidad de los organismos cultivados hacia los medicamentos, que en dosis altas pueden llegar a ser tóxicos y acarrear serias consecuencias a las larvas. Entre los efectos más importantes está el retraso en la metamorfosis (Tareen, 1982; Castille y Lawrence, 1986; Lio-po y Sanvictores, 1986; Drewa, 1988 y Cuo y Liao, 1993), una baja sobrevivencia (Corliss *et al.*, 1977; Lio-po *et al.*, 1978, Kutasekarapandian, 1982; Castille y Lawrence, 1986; Stuck *et al.*, 1992, Cuo y Liao, 1993 y Díaz y Rivero, 1994) e incluso deformaciones (Tareen, 1982 y Hameed y Rao, 1994).

Corliss *et al.* (1977) proponen que antes de utilizar cualquier medicamento o químico deben tomarse en consideración dos puntos:

- 1) La sensibilidad del organismo causante de la enfermedad hacia el medicamento a usar y
- 2) El efecto del medicamento sobre el organismo enfermo o sano.

El uso regular y abuso en la aplicación de antibióticos, fungicidas y otros químicos, para conseguir un buen desarrollo en las diferentes fases larvarias (desde nauplio hasta poslarvas), ha provocado un aumento en la resistencia hacia éstos por parte de los diferentes tipos de patógenos que atacan al camarón (Mialhe, 1990; Sundararaj y Jeyasseelan, 1993 y Landesman, 1994). Los principales patógenos reportados en el cultivo larvario de camarón son bacterias del genero Vibrio (Brown, 1989 y Shariff y Subasinghe, 1992), riketsias, Escherichia coli y bacterias filamentosas tales como Leucotrix (Lighner, 1993 y 1994); infecciones causadas por hongos de los géneros Langenidium y Fusarium (Amstrong et al., 1976 y Abrahams y Brown, 1977), así como ataque de los protozoarios Zoothamnium, Epistylis, Vorticella y Acineta (Fiegel et al , 1992), entre otros.

De acuerdo con Schnick (1988), la Cloramina T y la Oxitetraciclina (OTC) están dentro de los ocho terapéuticos más usados en la acuicultura tanto marina como de agua dulce. Actualmente, junto con el Cloranfenicol (CP) y la Furazolidona (NF) son los que han mostrado mejores resultados para tratar enfermedades en el cultivo del camarón (Subasinghe, 1992; Supiriyadi y Rukyani, 1992 y Lighner, 1994)

Estos medicamentos son los que utilizan con mayor frecuencia varios laboratorios de producción de poslarvas en México.* Las dosis que utilizan estos laboratorios son. Cloranfenicol de 1 a 5 mg/L, Cloramina T de 1 a 3 mg/L, Furazolidona de 1 a 2 mg/L y OTC de 2 a 10 mg/L. Estas concentraciones son el resultado directo de los antibiogramas practicados por los respectivos departamentos de bacteriología en cada uno de los laboratorios como respuesta a diversas enfermedades que atacan el cultivo larvario. Estas dosis llegan a sobrepasar hasta tres veces las recomendadas por varios autores dependiendo de la agresividad con que ataque el patógeno y por lo tanto, éstas pueden variar de un laboratorio a otro y de un tratamiento a otro.

La aplicación de dosis en forma indiscriminada así como largos tiempos de exposición, deben tener efectos sobre las poblaciones bajo cultivo y específicamente con *P. stylirostris*.

El uso de medicamentos, sin conocer sus efectos inmediatos o colaterales en el tratamiento y prevención de enfermedades de los laboratorios de producción de poslarvas de camarón puede resultar contraproducente.

* Entre los que se pueden mencionar a Aquanova S A de C V , Generación Cincuenta S A de C V , Maricultura del Pacífico S A de C V , Maritech S A de C V y Super Shrimp S A de C V

II. OBJETIVOS.

- Conocer el efecto tóxico de los principales medicamentos en la sobrevivencia y la metamorfosis de los nauplios de camarón azul (*P. stylirostris*).
- Conocer cual es la dosis efectiva de los diferentes medicamentos para proponer un manejo adecuado y cuidadoso en el cultivo larvario.
- Conocer el efecto que provocan Cloranfenicol, Cloramina T, Furazolidona y Oxitetraciclina a diferentes tiempos de exposición y saber como se relacionan con las diferentes concentraciones.

III. MATERIAL Y MÉTODO.

Se utilizaron nauplios de camarón azul (*Penaeus stylirostris*) provenientes de diferentes hembras en fase larvaria III- IV, obtenidos del área de maduración del Laboratorio de Producción de Poslarvas de Camarón, Generación Cincuenta S.A. de C.V. de Rosario, Sinaloa. Para definir la fase en que se encontraban, se recurrió a observación directa en un microscopio óptico y apoyado por las descripciones de Cook y Murphy (1971) y Nabuo *et al.* (1987).

Una vez que los nauplios alcanzaban la fase III-IV se procedió a la selección por medio de luz, ya que presentan fototropismo positivo. De esta manera se obtenían los organismos más sanos. Se contabilizaron de acuerdo al procedimiento propuesto por Nabuo *et al.* (1987). Posteriormente se procedió a la siembra de los nauplios en cajas de Petri de 80 mm de diámetro, en una densidad de 280 a 290 nauplios por litro (promedio de 13 a 17 nauplios por caja). Se hicieron 8 repeticiones y dos testigos, a los cuales no se les agregó nada.

Se usaron cuatro concentraciones de los diferentes medicamentos. Para Cloranfenicol, Cloramina T y Furazolidona las dos primeras corresponden a la mínima y la máxima utilizadas en los laboratorios mexicanos; las dos siguientes equivalen al doble y al triple de la dosis máxima. En el caso de la Oxitetraciclina debido a que se tiene un amplio rango de concentración (de 2 a 10 mg/L) se usaron las dosis intermedias entre ambos valores. Las concentraciones utilizadas están en la siguiente.

Tabla de tratamientos.

Medicamento	Dosis (mg/L)
Cloranfenicol (CP)	1, 5, 10, 15
Cloramina T	1, 3, 6, 9
Furazolidona (NF)	1, 2, 4, 8
Oxitetraciclina (OTC)	2, 4, 8, 10

Para el bioensayo (incluyendo la preparación del medicamento) se usó agua de mar esterilizada según las recomendaciones de Nabuo *et al.* (1987), Paniagua *et al.* (1989) y Báez *et al.* (1994). Los parámetros físico-químicos en los que se mantuvieron los nauplios durante el bioensayo fueron: temperatura 28 - 29 °C, salinidad de 32 ‰ y pH de 8.

La preparación del medicamento se efectuó en matraces de 500 ml; se pesaron 0.1 gramos en una balanza analítica y posteriormente se disolvieron en 200 ml de agua de mar estéril, mezclando perfectamente. Esta fue la "solución madre" que tuvo una concentración inicial de 500 mg/L. A continuación se tomaron 0.1 ml con una pipeta de 1 ml y se aforó a 50 ml de agua de mar estéril para obtener una concentración de 1 mg/L. Para obtener 2 mg/L se tomaron 0.2 ml de la "solución madre" y así sucesivamente. Los 50 ml de solución se vaciaron en las cajas de Petri, donde posteriormente se introdujeron los nauplios; tomando la hora inicial que fue el tiempo cero (t_0). El bioensayo se mantuvo en un lugar cerrado para evitar algún tipo de contaminación externa que pudiese afectar los resultados, con una temperatura ambiente constante de 29-30 °C con períodos de luz natural (12 horas de luz por 12 horas de oscuridad), excepto con la OTC la cual se mantuvo en condiciones de oscuridad total dado que el medicamento es sensible a la luz (Aldrich, 1992)

Se contaron los organismos vivos a las 12, 24 y 48 horas para estimar la sobrevivencia. Esto se hizo en completa oscuridad y con la ayuda de una lámpara sorda incidiendo la luz directamente sobre la caja de Petri, y se contó aquellos individuos que eran atraídos por la misma. Los que no eran atraídos se removían con una pipeta Pasteur para confirmar su deceso, asimismo se sacaban y se observaban al microscopio óptico. A las 48 horas todos los nauplios habían cambiado a protozoa 1 (pz-1) o habían muerto. Para saber como se afecta la metamorfosis por las diferentes concentraciones se observaron todos los organismos, incluyendo los muertos, al microscopio óptico para confirmar si habían pasado a pz-1 o bien se habían quedado en la fase anterior (nauplio V)

Los resultados de sobrevivencia obtenidos para cada medicamento se analizaron a los diferentes tiempos mediante una prueba estadística de análisis de varianza (ANDEVA) de mediciones repetidas (Sokal y Rohlf, 1995) y descritos por el siguiente modelo

$$Y_{ij} = \mu + \tau_i + \varepsilon_{ij}$$

Donde:

Y_{ij} = ln de respuesta de los diferentes tratamientos en los diferentes tiempos.

μ = Media general.

τ_i = Efecto de la dosis.

ε_{ij} = Error aleatorio.

Además en cada tiempo se hizo un análisis univariado para contrastar diferencias entre los tratamientos.

Para la metamorfosis los resultados obtenidos para cada medicamento se les aplicó un ANDEVA de un criterio de clasificación al tiempo final a partir del mismo modelo anterior, incluido en el programa de computación llamado "JUMP".

IV. RESULTADOS.

Los resultados obtenidos mostraron una tendencia a la reducción de la sobrevivencia con diferencias significativas ($p < 0.001$) conforme se aumentó la concentración y el tiempo de exposición (Tabla 1)

A las 12 horas todas las dosis de Cloranfenicol (Fig. 1), Furazolidona (Fig. 2) y Oxitetraciclina (Fig. 3) mostraron una sobrevivencia superior al 50 %, mostrando ser OTC el único medicamento con valores de sobrevivencia mayores al 67% en todas las dosis. Lo contrario sucedió con la Cloramina T a 6 y 9 mg/L (Fig. 4), donde se observó un intervalo de sobrevivencia menor con respecto a todos los demás tratamientos en el mismo tiempo, que fue de 45.6 ± 3.2 % (6 mg/L) y 38.1 ± 2.4 % (9 mg/L). No hubo diferencias significativas ($p > 0.05$) entre NF a 1 mg/L y OTC a 2 y 4 mg/L con respecto al grupo control (Tabla 1), asimismo tampoco hubo diferencias significativas entre las dosis de NF a 4 y 8 mg/L (Fig. 2).

A las 24 horas de exposición se observó que todos los tratamientos mostraron una reducción en la sobrevivencia siendo más acentuado con la Cloramina T y en general en todas las concentraciones altas. Así el Cloranfenicol, la Furazolidona y OTC en concentraciones de 4 mg/L o menos, mostraron una sobrevivencia superior al 40 %, no habiendo diferencias significativas ($p > 0.05$) entre OTC a 2 mg/L y el grupo control (Fig. 3), mientras que concentraciones mayores de 4 mg/L mostraron que la sobrevivencia se redujo hasta en un 100% como fue el caso de Furazolidona a 8 mg/L y Cloramina T a 9 mg/L (Tabla 1).

En ambos tiempos (12 y 24 horas) no hubo diferencias significativas ($p > 0.05$) entre las dosis de CP a 5, 10 y 15 mg/L (Fig. 1), de OTC a 8 y 10 mg/L (Fig. 3) y de Cloramina T a 3, 6 y 9 mg/L (Fig. 4).

A las 48 horas los organismos se encontraron ya sea en protozoa 1 (pz-1) o muertos. Por lo cual la medida de sobrevivencia fue igual a la de metamorfosis.

La metamorfosis se vio afectada con valores abajo de 20 %, para Cloranfenicol a 10 y 15 mg/L (Fig. 1) y OTC a 8 mg/L, fue inexistente (0 %) con Furazolidona a 4 mg/L (Fig. 2) y OTC a 10 mg/L (Fig. 3). El efecto de mayor toxicidad sobre los organismos la tuvo la Cloramina T (Fig. 4), no existiendo diferencias significativas ($p > 0.05$) entre las diferentes dosis. Tampoco hubo diferencias significativas con Cloranfenicol a 10 y 15 mg/L y OTC a 2 mg/L y el grupo control para este parámetro (Fig. 4). Mientras que Furazolidona mostró diferencias significativas ($p < 0.001$) entre todas las dosis (Tabla 1).

V. DISCUSIÓN.

El Cloranfenicol ha sido recomendado en dosis de 1 a 10 mg/L para tratamiento tanto de *Vibrio*, principalmente *Vibrio parahaemolyticus* y *V. alginolyticus*, así como de bacterias filamentosas (Flegel *et al.*, 1992, Mohny *et al.*, 1992; Lighner, 1993; Xu *et al.*, 1993; Hameed y Rao, 1994; Lighner, 1994 y Lee *et al.*, 1996) Sin embargo, de acuerdo con los resultados obtenidos en este trabajo, una aplicación de concentraciones mayores a 1 mg/L traería serias consecuencias en la sobrevivencia y metamorfosis. Resultados similares se han reportado para *P. vannamei* con nauplios y protozoas, indicando que, cuando se incrementan las dosis a niveles por arriba de 2.5 mg/L se ve reducida la sobrevivencia y el crecimiento (Stuck *et al.*, 1992). Por otra parte Hameed y Rao (1994) reportaron que una exposición mayor a 24 horas de Cloranfenicol en dosis superiores a 25 mg/L provoca mortalidad y deformaciones en los nauplios e inhibe el apetito en protozoa y mysis de *P. indicus*, ya que las primeras fases larvianas son más sensibles y susceptibles a este antibiótico. Con base en lo anterior se vuelve peligroso y hasta cierto punto poco práctico aplicar dosis de 50 mg/L que recomienda Karunasagar y Otta (1996) para el tratamiento de *Pseudomonas spp.* Teniendo que buscar tratamientos alternativos para este padecimiento.

Se han recomendado dosis de 5 mg/L de Cloramina T para tratar bacterias filamentosas tales como Leucotrix (Flegel *et al.*, 1992 y Lighner, 1994) o infecciones por los ciliados Epistilis sp., Zoothamnium sp., Vorticella sp y Acineta sp (Tareen, 1982; Flegel *et al.*, 1992 y Lighner, 1993 y 1994) Sin embargo, los resultados obtenidos con Cloramina T muestran que es un medicamento altamente tóxico para los nauplios y las protozoas de P. stylirostris. Por lo que no se recomienda el uso de este medicamento por lo menos en las primeras fases larvarias. Aunque no se ha encontrado algo parecido en otros crustáceos y a pesar de que es recomendado para tratar ciertos padecimientos en peces, con dosis máximas de 3 mg/L día⁻¹ y una dosis media letal (LD₅₀) de 5 mg/L (Schäperclaus, 1992), se considera inconveniente su uso por los efectos de baja sobrevivencia y metamorfosis que sufren los organismos en cautiverio como el camarón y específicamente P. stylirostris.

Con respecto a la Furazolidona los resultados obtenidos en el presente trabajo son similares a lo reportado por Tareen (1982) para P. semisulcatus, quien indicó que cuando se incrementa la concentración por arriba de 1.9 mg/L causa retraso en la metamorfosis y defectos morfológicos en zoeas y mysis. Para P. monodon la Furazolidona se vuelve tóxica a 5 mg/L, pero soporta soluciones de 1 mg/L hasta por 7 días (Lio-Po y Sanvictores, 1986). Estudios realizados en otros crustáceos tales como Macrobrachium rosebergii y la langosta Haliphthoros milfordensis reportan que la mortalidad se incrementa hasta en un 90 % con dosis de 5 mg/L (Delves, 1974; Abrahams y Brown, 1977).

La Furazolidona es recomendada en concentraciones de 1 a 3 mg/L para tratar ciertos tipos de infecciones como son las causadas por Vibrio sp (Zheng, 1986; Supiriyadi y Rukyani, 1992 y Lighner, 1993 y 1994). También se usa en infección de bacterias oportunistas como consecuencia de infecciones producidas por el hongo Fusarium sp, o como antimicótico terapéutico principalmente de Langenidium sp (Tareen, 1982 y Lighner, 1994). La Furazolidona no tendrá efectos adversos en el cultivo larvario del camarón como lo demostraron los resultados obtenidos a concentraciones menores a 2 mg/L. Sin embargo, si se aplicaran las dosis recomendadas por Liao *et al* (1992) de 10 a 20 mg/L para tratar la necrosis de la cola (tail rot) o la enfermedad de las branquias rojas (RGD por sus siglas en ingles), se tendrían efectos negativos sobre la población

La Oxitetraciclina es un antibiótico de amplio espectro usado para el tratamiento de una variedad de enfermedades sistémicas y tópicas (Malvisi, *et al.*, 1996). Varios autores recomiendan a la OTC en concentraciones que van desde 1 hasta 10 mg/L para tratamiento de diversas bacterias patógenas, especialmente del genero Vibrio, así como de bacterias relacionadas como Aeromonas sp, Spirillum sp y Flavobacterium sp (Corliss *et al.*, 1977; Corliss, 1979; Rosily *et al.*, 1987; Chen, 1992; Flegel *et al*, 1992; Mohny *et al.*, 1992; Supiriyadi y Rukyani, 1992; Hameed y Rao, 1994, Lighner, 1994; Lee *et al.*, 1996, Miranda y Rojas, 1996 y Darryl, 1997). Como lo muestran los resultados obtenidos se pueden utilizar estas dosis siempre y cuando el tiempo de exposición no sea mayor a 12 horas. Pero si el tiempo de exposición aumenta, una utilización de dosis mayores a 4 mg/L traería serias consecuencias para los organismos. En contraste resultan muy altas las dosis (40 a 60 mg/L) recomendadas por Liao *et al.* (1992) para tratar la RGD; así como las de 100 mg/L recomendadas por Lighner (1993 y 1994) para el tratamiento de Leucotrix sp.

Cuo y Liao (1993) reportaron que se presenta una alta mortalidad a dosis de 10 mg/L para *P. monodon*. Algo similar se obtuvo con los nauplios en el presente trabajo después de 24 horas de exposición y también es parecido a lo reportado por Hameed y Rao (1994) quienes señalan que una exposición prolongada a dosis altas de OTC llega a provocar mortalidad y deformaciones en los nauplios e incluso inhibe el apetito en protozoa y mysis, también señalan para larvas de *P. indicus*, que a concentraciones de 5 y 10 mg/L no son tóxicas pero si llega a ser letal si esta es de 200 mg/L. En cambio para *P. vannamei* una concentración de 25 y 50 mg/L reduce el crecimiento y la sobrevivencia y a una concentración de 100 mg/L es mortal sobre todo si se aplica en las primeras fases de protozoa (Stuck *et al.*, 1992). Por otro lado con juveniles y adultos de *P. setiferus* (Corliss *et al.*, 1977) y *P. aztecus* (Corliss, 1979) la OTC ha mostrado ser tóxica en concentraciones de 5000 mg/L o más.

Resultados similares a los obtenidos con Cloranfenicol, Cloramina T, Furazolidona y Oxitetraciclina, con respecto a la sensibilidad de los nauplios de *P. stylirostris* a las altas concentraciones, se han reportado con otros medicamentos y químicos como el cobre, manganeso, fenol y ácido etilendinitrotetraacético (EDTA) (Castille y Lawrence, 1981 y Lawrence *et al.*, 1981), la eritromicina, formol y verde de malaquita (Castille y Lawrence, 1986)

Cabe hacer notar que los resultados obtenidos en el grupo testigo no son los que se esperaban ya que la sobrevivencia debería ser cercana al 100 % en todas las horas de exposición, sin embargo, esto no ocurrió así posiblemente debido a un error en el diseño experimental al sembrar los nauplios en densidades muy altas (promedio de 30 a 34 nauplios por 100 ml o de 200 a 300 nauplios por litro de agua de mar) y no como lo recomienda Castille y Lawrence (1986) con un promedio de 12 nauplios por litro (12 nauplios por 100 ml de agua). Lo anterior no afecta los resultados obtenidos puesto que las diferencias entre los diferentes medicamentos se observaron claramente, además de que las unidades experimentales se asignaron aleatoriamente, evitando provocar resultados que pudiesen parecer esperados o deseados.

El presente trabajo puede servir como punto de referencia al momento de aplicar determinada dosis de alguno de los químicos y antibióticos aquí estudiados, al conocer de que manera se puede afectar a los organismos sanos cuando la concentración es excesiva. Lo que permitirá una toma de decisión adecuada al problema y sobre todo un manejo cuidadoso de los terapéuticos para evitar reacciones secundarias tales como una baja sobrevivencia o retraso en la metamorfosis

Desde el punto de vista económico, la pérdida de organismos no solo por causas de enfermedad sino además por un uso indiscriminado de los medicamentos puede provocar bajas producciones de poslarvas lo que se traduce en pérdidas económicas para los laboratorios que se dedican a ello. Haciendo apremiante la necesidad de buscar alternativas con respecto a antibióticos que sean en lo posible de origen natural. Así como el desarrollo de organismos resistentes a las enfermedades a través de una selección cuidadosa de los reproductores, para evitar que el manejo de terapéuticos en forma desenfrenada siga aumentando la resistencia de los patógenos hacia los diferentes medicamentos.

VI. CONCLUSIONES.

- 1) El uso irracional de los antibióticos y químicos estudiados en el presente trabajo nos demuestra que puede acarrear serias consecuencias al cultivo larvario de camarón, provocando altas mortalidades y afectando la metamorfosis.
- 2) Las dosis de Cloranfenicol y Furazolidona no deberán exceder una concentración de 2 mg/L, asimismo el tiempo de exposición no deberá ser mayor a 12 horas, de lo contrario afectará en forma significativa la sobrevivencia y la metamorfosis.
- 3) La Oxitetraciclina puede ser usada a una concentración de 4 mg/L hasta 12 horas y a 2 mg/L por 48 horas sin tener repercusión en la sobrevivencia.
- 4) No se recomienda el uso de Cloramina T en ninguna concentración debido a su alto efecto tóxico, principalmente en las primeras fases larvarias. Haciendo necesario un estudio más extenso sobre este químico para conocer la concentración mínima y el tiempo de exposición máximo al cual se pueden exponer las diferentes etapas larvarias.

VII. LITERATURA CITADA.

- Abrahams, D. and D. Brown, 1977. Evaluation of fungicides for *Haliphthoros milfordensis* and their toxicity to juvenile european lobsters. **Aquaculture**, 12(1):31-40.
- Armstrong, D.A., D.V. Buchanan and R S. Caldwell, 1976. A mycosis caused by *Lagenidium sp.* In laboratory reared larvae of the dungeness crab, *Cancer magister*, and possible chemical treatments. **J. Invertebr. Pathol.**, 28 :329-336.
- Aldrich, 1992. **Catalog Handbook of Fine Chemicals**. Aldrich Chemical Company. Publications Dept U S.A. pp 266, 267, 639.
- Báez, O.H., J.A López, L. Bringas, y S. Galavis, 1994. Nutrición. In: L.R Martínez (Edit.). **Camaronicultura**. CICTUS. AGT México pp 36-38.
- Brown, J.H., 1989. Antibiotics Their use and abuse in aquaculture. **World Aquaculture**, 20(2) :34-43.
- Castille, F.L and A.L. Lawrence, 1981. The effect of EDTA (ethylenedinitrotetraacetic acid) on the survival and development of shrimp nauplii (*Penaeus stylirostris*) and the interaction of EDTA with the toxicities of cadmium, calcius and phenol. **Journal of the World Mariculture Society**, 12(2):292-304.

- Castille, F.L. and A.L. Lawrence, 1986. The Toxicity of Eritromycin, Minocycline, Malachite Green and Formaline to Nauplii of the Shrimp *Penaeus stylirostris*. **Journal of the World Aquaculture Society**, 17(1-4):13-18
- Chen, D., 1992. An overview of the disease situation, diagnostic techniques treatments and preventive used on shrimp farms in China. *In*: Folks, W. and K.L. Main. (Edit.). **Diseases of cultured penaeid shrimp in Asia and the United States**. The Ocean Institute, Honolulu, Hawaii, E.U.A., pp 47-57.
- Cook, H.L. and A. Murphy, 1971 Early developmental stages of the brawn shrimp *Penaeus aztecus* lves reared in the laboratory. **Fish. Bull.**, 59 (1):23-39.
- Corliss, J.P., D. Lighner and Z P. Zein-Eldin, 1977. Some effects of oral doses of Oxitetraciline on growth, survival and disease in *Penaeus aztecus*. **Aquaculture**, 11(4) : 355-362.
- Corliss, J.P., 1979. Accumulation and depletion of Oxytetracycline in juvenile whyte shrimp (*Penaeus setiferus*). **Aquaculture**, 16(1):1-6.
- Cuo, J.J. and I.C. Liao, 1993. Toxicities of formaline and oxytetracycline to *Penaeus monodon* larvae and algae. **Coa. Fish. Serv.**, 40 :17-24
- Darryl, E.J., 1997. Necrotizing Hepatopancreatitis and its Management in Shrimp Ponds. **Aquaculture Magazine**, September/October :99-101.

- Delves, J., 1974. Preliminary investigations into the suitability of a new chemotherapeutic, furanace, for the treatment of infectious prawn diseases. **Aquaculture**, 3(1):175-185
- Díaz, J. y S. Rivero, 1994. Toxicidad del verde de malaquita y del detergente domestico a las larvas de *Penaeus schmitti*. **Revista de Investigaciones Marinas**, 15(1) :88-91.
- Drewa, G., 1988. The effect of detergent ABS on shrimp *Cragnon cragnon* L. **Pol. Arch. Hydrobiol.**, 35(1) :97-108.
- Flegel, T.W., D.F. Fegan, S. Kangsom, S. Vothikomudomkit, S. Srijiurairatana, S. Boonyaratpalin, C Chantanachookhiu, J E Vickers and O.D. Macdonald, 1992. Ocurrance, diagnosis and treatment of shrimp diseases in Thailand *In*: Folks, W and K.L. Main (Edit.). **Diseases of cultured penaeid shrimp in Asia and the United States**. The Ocean Institute, Honolulu, Hawaii, E.U.A., pp. 57-112.
- Hameed, A.S S. and P.V Rao, 1994. Studies on the chemical control of a *Vibrio campbellii*-like bacterium affecting hatchery-reared *Penaeus indicus* larvae **Aquaculture**, 127(1) 1-9.
- Kulasekarapandian, S., 1982. **On the rearing of penaeid prawn larvae in the medium treated with tetracycline and acriflavin**. Proceedings of the Symposium on Coastal Aquaculture, Held at Cochin from January 12 to 18, 1980. Part 1 . Prawn Culture, Symp Ser. Mar. Biol. Assoc. India No 6. pp 112-116
- Karunasagar, I and S K Otta, 1996. Biofilm formation by *Vibrio harveyi* on surfaces **Aquaculture**, 140(3) 241-245.

- Landesman, L., 1994. Negative impacts of coastal aquaculture development. **World Aquaculture**, 25(2). 12-17.
- Lawrence, A.L., J. Fox and F.L. Castille, 1981. Decreased toxicity of copper and manganese ions to shrimp nauplii (*Penaeus stylirostris* Stimpson) in the presence of EDTA. **Journal of the World Aquaculture Society** 12(1):271-280.
- Lee, K.K., Y. Shu-Ru, C. Ferng-Ruey, Y. Tun-I, and L. Ping-Chung, 1996. Virulence of *Vibrio alginolyticus* isolated from diseased tiger prawn, *Penaeus monodon*. **Curr. Microbiol.**, 32(4): 229-231.
- Liao, I.C., M S Su and C.F Chang, 1992. Diseases of *Penaeus monodon* in Taiwan: A review from 1977 to 1991. In: Folks, W. and K L. Main. (Edit.). **Diseases of cultured penaeid shrimp in Asia and the United States**. The Ocean Institute, Honolulu, Hawaii , E.U.A., pp 113-157.
- Lio-Po, G D., C.D. Lavilla and A. Trillo-Llubrera, 1978. Toxicity of Malachite Green to the larvae of *Penaeus monodon* Fabricius. **Q. Resp. Aquacult. Dep. Southeast Asian. Fish. Dev. Cent.**, 1(3) :3-7
- Lio-Po, G.D. and E.G Sanvictores, 1986. Tolerance of *Penaeus monodon* eggs and larvae to fungicides against *Lagenidium* sp and *Haliphthoros philippinensis*. **Aquaculture**, 51(1): 161-168
- Lighner, D. V., 1993. Diseases of cultured Penaeid shrimp. In: Mcvey J.P. (Edit.). **Handbook of Mariculture**. Vol. 1. 2nd Edition CRC. Press. Boca Raton, Florida E.U.A. pp. 393-486.

- Lighner, D.V., 1994. Enfermedades del Camarón. *In*: Martínez L R. (Edit.). **Camaronicultura**. CICTUS. AGT. México. pp. 161-220.
- Malvisi, J., G. della Rocca, P. Anfossi and G Giorgetti, 1996 Tissue distribution and residue depletion of oxytetracycline in sea bream (*Sparus aurata*) and sea bass (*Dicentrarchus labrax*) after oral administration. **Aquaculture**, 147(2): 159-168.
- Mialhe, E , 1990 Infections pathology in mollusc and shrimp hatcheries. *In*: Barret, J. (Edit.). **Advances in tropical aquaculture**. Workshop held in Tahiti, French Polynesia, february 20 - march 4 1989 , Actes Colloq. Ifremer , no. 9. pp. 233-236.
- Miranda, C.D. y R Rojas, 1996. Vibriosis en el lenguado *Paralichthys adspersus* (Steindachner, 1867) en cautiverio. **Revista de Biología Marina**, 31(1) :1-9.
- Mohney, L.L.; T A Bell and D.V. Lightner, 1992 Shrimp antimicrobial testing. 1. In vitro susceptibility of thirteen gram-negative bacteria to twelve antimicrobials. **J. Aquat. Anim. Health.**, 4(4): 257-261.
- Nabuo, M., K. Mavio y Y. Yoshida, 1987. **Introducción al conocimiento del medio acuático**. SEP. Subsecretaría de Educación e Investigación Tecnológica pp 26-37.
- Paniagua, M., J L F. Buckie-Ramirez, C Granados-Machuca y D H Loya-Salinas, 1989. **Manual de metodología para el cultivo de microalgas**. Informe especial OC-99-01 Ensenada, Baja California. p 57.

- Rosily, N P., K.R Sreekumari and A.V. Sharma, 1987. **Drug resistant *Vibrio* sp. associated with larvae of prawn *Penaeus indicus* (Milne Edwards)**. Proceedings of the National Seminar on Estuarine Management, 4-5 june 1987, Trivandrum, India, pp. 477-480.
- Schäperclaus, W., 1992. **Fish diseases**. Vol 1. A. A. Backema / Rotterdam, Holland. pp. 286-297.
- Shariff, M. and R.P. Subasinghe, 1992 Major diseases of cultured shrimp in Asia: An overview. *In*: Folks, W. and K.L. Main (Edit.). **Diseases of cultured penaeid shrimp in Asia and the United States**. The Ocean Institute, Honolulu, Hawaii E.U.A. pp. 36-46
- Schnick, R.A., 1988. The impetus to register new therapeutants for aquaculture. **Prog. Fish. Cult.**, 50(4) .190-196
- Sokal, R. and J. Rholf, 1995. **Biometry**. W. H. Freeman & Co. New York. pp. 179-309.
- Stuck, K C., R.M. Overstreet and J.M. Lotz, 1992. **Effect of antibiotics on the growth and survival of larval *Penaeus vannamei* in a small-scale experimental system**. Aquaculture'92. Growing Toward the 21dt Century, p 212
- Subasinghe, R P., 1992. The use of chemotherapeutic agents in aquaculture in Sri Lanka. *In*: Shariff, M., R.P. Subasinghe and J.R. Arthur, (Edit). **Diseases in Asian aquaculture. 1**. Proceedings of the first symposium on diseases in Asian aquaculture, 26-29 november 1990, Bali, Indonesia, fish health section, Asian fisheries society, Manila (Philippines), pp. 547-553.

- Sundararaj, V. and M.J.P. Jeyasseelan, 1993. Treatment of shrimp aquaculture effluent. **Fish. Chimes.**, 13(8): 60-62.
- Supriyadi, H. and Y. Rukyani, 1992. A The use of chemotherapeutic agents for the treatment of bacterial diseases of fish and shrimps in Indonesia. *In*: Shariff, M., R.P. Subasinghe, J.R. Arthur, (Edit.). **Diseases in Asian aquaculture. 1.** Proceedings of the first symposium on diseases in Asian aquaculture, 26-29 november 1990, Bali, Indonesia , fish health section, Asian fisheries society, Manila (Philippines), pp. 515-517.
- Tareen, I.V., 1982. Control of diseases in the cultured population of penaeid shrimp *Penaeus semisulcatus* (de Haan) **Journal of the World Mariculture Society**, 13 :157-161.
- Xu, B , J. Weishang, Z. Peng, X. Huaishu, and S. Jie, 1993. Comparison of antibacterial agents for control of pathogens in cultured shrimp, *Penaeus orientalis*. **J. Ocean Univ. Gingdao/qingdao Haiyang Daxue Xuebao.**, 3(2): 43-51.
- Zheng, G., 1986 Physiological characteristics and drug sensibility of *Vibrio cholera* (non-01) isolated from the ulcerous eyeballs of penaeid shrimp. **J. Fish. China/Shuichan Xuebao.**,10(4): 433-440

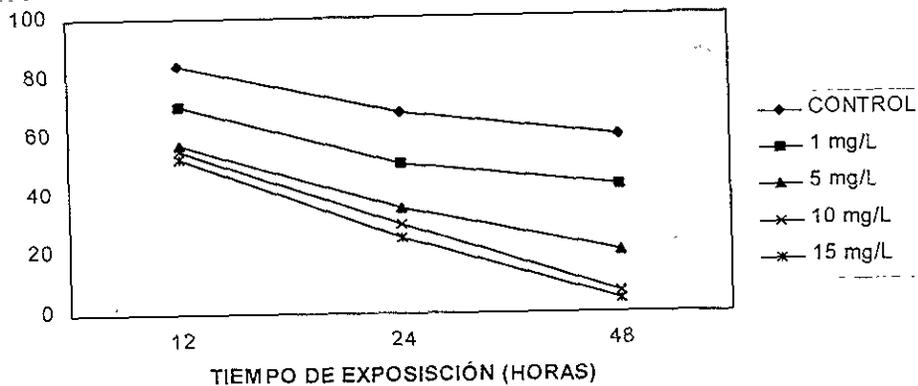


Figura 1 Porcentaje de sobrevivencia (12 y 24 horas) y metamorfosis (48 horas) de nauplios de *P. stylirostris* con Cloranfenicol a diferentes tiempos de exposición.

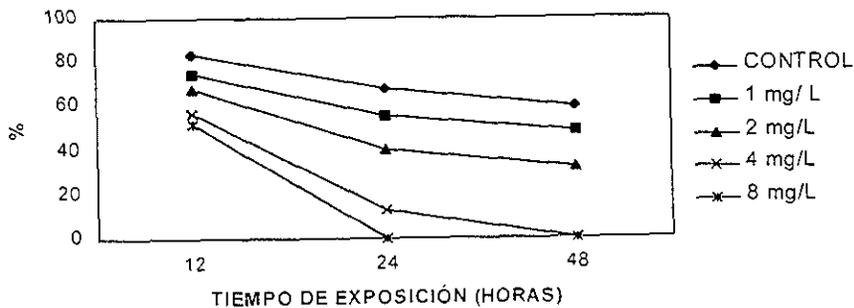


Figura 2. Porcentaje de sobrevivencia (12 y 24 horas) y metamorfosis (48 horas) de nauplios de *P. stylirostris* con Furazolidona a diferentes tiempos de exposición

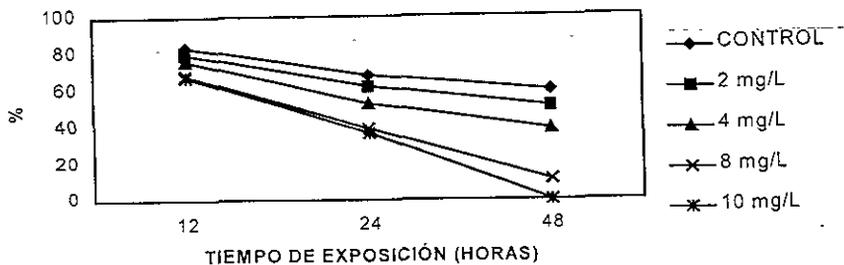


Figura 3. Porcentaje de sobrevivencia (12 y 24 horas) y metamorfosis (48 horas) de nauplios de *P. stylirostris* con Oxitetraciclina a diferentes tiempos de exposición.

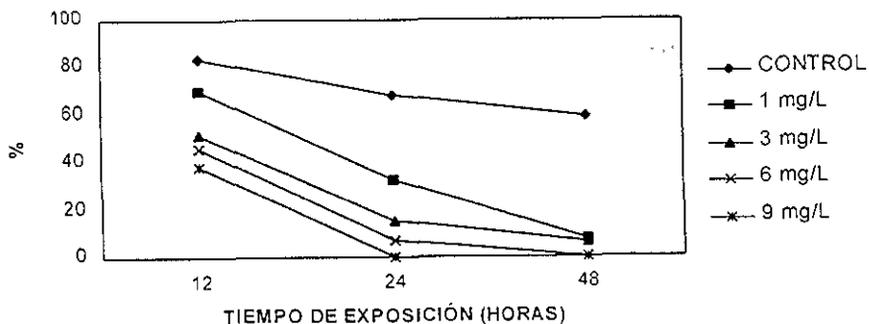


Figura 4. Porcentaje de sobrevivencia (12 y 24 horas) y metamorfosis (48 horas) de nauplios de *P. stylirostris* con Cloramina T a diferentes tiempos de exposición.

ANEXO.

No. Caja	1 mg/L	5 mg/L	10 mg/L	15 mg/L	No. Caja	1 mg/L	5 mg/L	10 mg/L	15 mg/L
0 HRS					0 HRS				
1 TESTIGO	10	14	15	20	1 TESTIGO	11	12	17	12
2	10	14	14	12	2	12	14	12	11
3	23	16	13	15	3	10	38	13	15
4	15	15	12	11	4	12	14	15	11
5	12	19	17	18	5	12	11	20	17
12 hrs					12 hrs				
1	8	13	13	17	1	9	10	10	10
2	7	8	6	4	2	8	10	8	8
3	16	5	7	7	3	8	19	8	9
4	9	10	8	5	4	7	7	8	7
5	9	11	7	8	5	9	8	11	8
24 hrs					24 hrs				
1	7	10	10	11	1	8	9	8	8
2	5	5	4	2	2	6	6	3	4
3	8	3	4	4	3	5	9	4	4
4	7	6	4	2	4	6	5	3	3
5	8	8	5	4	5	7	5	8	4
48 hrs					48 hrs				
1	6	9	8	10	1	7	7	8	7
2	4	2	1	1	2	6	5	1	1
3	8	1	1	1	3	4	7	7	1
4	4	3	1	0	4	6	4	0	0
5	5	3	1	0	5	5	3	2	1

Tabla 1. Muestra el número de nauplios de camarón azul (*P. stylirostris*) con Cloranfenicol que sobrevivieron a diferente concentración y tiempo de exposición (12, 24 y 48 horas).

No. Caja	1 mg/L	3mg/L	6mg/L	9mg/L	No Caja	1 mg/L	3mg/L	6mg/L	9mg/L
0HRS					0HRS				
1 TESTIGO	19	8	13	19	1 TESTIGO	15	16	18	15
2	19	23	18	10	2	15	18	15	13
3	19	9	7	9	3	18	16	14	28
4	20	7	18	15	4	17	17	19	16
5	17	12	9	9	5	18	16	15	16
12 hrs					12 hrs				
1	18	6	9	13	1	13	14	16	13
2	17	11	12	4	2	7	10	7	8
3	17	5	3	4	3	11	8	6	9
4	14	4	8	6	4	13	9	7	6
5	13	9	4	3	5	9	6	6	5
24hrs					24hrs				
1	15	4	8	11	1	10	11	14	10
2	11	1	0	0	2	7	1	3	0
3	7	2	0	0	3	4	3	1	0
4	6	1	0	0	4	6	6	4	0
5	2	2	0	0	5	4	1	1	0
48hrs					48hrs				
1	14	4	7	9	1	9	10	12	8
2	2	1	0	0	2	2	0	0	0
3	2	1	0	0	3	1	1	0	0
4	1	1	0	0	4	2	2	0	0
5	0	1	0	0	5	1	0	0	0

Tabla 2. Muestra el número de nauplios de camarón azul (*P. stylirostris*) con Cloramina T que sobrevivieron a diferente concentración y tiempo de exposición (12, 24 y 48 horas).

ESTA TESIS NO DEBE
SALIR DE LA BIBLIOTECA

No. Caja	1mg/L	2mg/L	4mg/L	8mg/L	No. Caja	1mg/L	2mg/L	4mg/L	8mg/L
0HRS					0HRS				
1 TESTIGO	11	20	11	22	1 TESTIGO	18	11	23	11
2	25	17	24	18	2	10	9	23	24
3	17	16	21	12	3	7	13	14	14
4	22	17	17	21	4	10	14	13	12
5	14	13	11	22	5	10	10	7	18
12hrs					12hrs				
1	9	19	10	19	1	15	10	17	10
2	19	11	17	13	2	8	6	8	15
3	11	13	16	10	3	6	8	6	9
4	10	11	11	12	4	8	9	6	7
5	12	9	7	17	5	8	7	4	10
24hrs					24hrs				
1	7	14	7	13	1	14	9	17	8
2	13	6	2	0	2	7	4	5	0
3	8	7	5	0	3	3	5	1	0
4	8	5	3	0	4	7	6	1	0
5	8	4	2	0	5	6	5	0	0
48hrs					48hrs				
1	6	12	6	11	1	12	8	13	7
2	12	5	0	0	2	6	4	0	0
3	7	6	0	0	3	3	5	0	0
4	8	3	0	0	4	7	6	0	0
5	8	4	0	0	5	6	4	0	0

Tabla 3. Muestra el número de nauplios de camarón azul (*P. stylirostris*) con Furazolidona que sobrevivieron a diferente concentración y tiempo de exposición (12, 24 y 48 horas).

Nb Caja	2mg/L	4mg/L	8mg/L	10mg/L	Nb Caja	2mg/L	4mg/L	8mg/L	10mg/L
0hrs					0hrs				
1 TESTIGO	14	17	14	20	1 TESTIGO	13	11	15	10
2	12	19	23	15	2	8	16	8	8
3	8	13	8	15	3	11	12	7	16
4	9	11	25	16	4	20	11	6	15
5	17	10	15	13	5	15	7	15	8
12hrs					12hrs				
1	13	15	17	18	1	11	9	11	8
2	10	15	18	11	2	6	12	6	5
3	6	9	5	12	3	8	9	5	10
4	7	9	17	11	4	18	7	3	11
5	14	8	11	9	5	13	7	10	5
24hrs					24hrs				
1	11	13	9	12	1	9	7	9	7
2	9	11	9	5	2	4	7	3	3
3	4	7	3	5	3	7	7	3	7
4	5	6	9	7	4	13	6	2	5
5	12	4	8	4	5	10	4	5	3
48hrs					48hrs				
1	9	10	7	10	1	7	6	7	5
2	7	9	4	0	2	4	6	2	0
3	4	5	1	0	3	5	5	1	0
4	5	4	2	0	4	9	4	0	0
5	11	3	2	0	5	6	3	0	0

Tabla 4. Muestra el número de nauplios de camarón azul (*P. stylirostris*) con Oxitetraciclina que sobrevivieron a diferente concentración y tiempo de exposición (12, 24 y 48 horas).