



Posgrado en Ciencias del Mar y Limnología

Unidad Académica Mazatlán

Universidad Nacional Autónoma de México



CULTIVO HIPER-INTENSIVO DE CAMARÓN BLANCO *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) EN ESTANQUES DE AGUA DULCE Y AGUA MARINA, BAJO CONDICIONES SEMICONTROLADAS.

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL GRADO ACADÉMICO DE

M A E S T R O E N C I E N C I A S
(Biología Marina)

PRESENTA:

L U I S A N T O N I O R E N D Ó N M A R T Í N E Z

Director de Tesis: Dr. Armando Adolfo Ortega Salas.

Comité Tutorial: Dr. Francisco J. Flores Verdugo.

M. en C. Roberto Cortés Altamirano.

Dr. Martín G. Frías Espericueta.

Dr. Juan Madrid Vera.

Mazatlán, Sinaloa, 2008.



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.

DECLARACIÓN

El presente trabajo de tesis es el resultado del autor, la fase experimental se llevó a cabo bajo la supervisión del Dr. Armando A. Ortega Salas. Así mismo, el autor ha dado reconocimiento en el texto a las fuentes de información consultadas.

Se permiten y agradecen citas breves del material contenido en esta tesis sin permiso especial del autor, siempre y cuando se dé el crédito correspondiente. Para la reproducción parcial o total de la tesis con fines académicos se da consentimiento al Posgrado en Ciencias del Mar y Limnología de la U.N.A.M. La divulgación popular de los datos contenidos en esta tesis, deberá dar los créditos correspondientes, previa aprobación escrita del manuscrito en cuestión, del director de la tesis.

Luis Antonio Rendón Martínez.

AGRADECIMIENTOS

AGRADEZCO A:

DIOS, primeramente porque uno pone y él dispone.

A mi director de tesis el Dr. Armando A. Ortega Salas por su siempre apoyo.

A los miembros del comité de jurado al Dr. Francisco J. Flores Verdugo, M. en C. Roberto Cortés Altamirano, Dr. Martín G. Frías Espericueta, Dr. Juan Madrid Vera, por su tiempo, apoyo y contribución en esta tesis.

A los profesores del Posgrado por su enseñanza.

Al Instituto de Ciencias del Mar y Limnología Unidad Mazatlán por la ayuda y facilidades en la realización de esta tesis desde su inicio.

Al Posgrado en Ciencias del Mar y Limnología por aceptarme en su posgrado.

A la Universidad Nacional Autónoma de México.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología por el apoyo económico.

A la empresa Aqua Pacific, por su apoyo en la donación de larvas, para la realización de este trabajo en especial al Biólogo Marino Pinzón.

Al M. en C. Arturo Núñez Pasten por su ayuda al inicio del presente estudio.

Al M. en C. Sergio Rendón Rodríguez, por su ayuda en la toma de variables ambientales.

A Clarita y Pedro por su ayuda en la búsqueda de bibliografía.

A mis compañeros y amigos del posgrado por sus consejos, ayuda y compañía, en especial a Sole, Juan y Chuy, con los que se juntaron el hambre y las ganas de comer.

A todos aquellos que colaboraron de una u otra manera en la realización de esta tesis.

GRACIAS...

DEDICATORIA

Este trabajo se lo dedico a mi familia:

A ti Liliana y tu familia, apoyo, sin palabras... (T a u c h).

A mis padres Pedro y Lety, como un pequeño y humilde regalo a su enseñanza y educación, con mucho cariño.

A mis hermanos Pedro, Cindy, Ramón, Belén y la kelefania, como un impulso para su superación y crecimiento personal, échenle ganas plebes.

A todos mis amigos por su compañía y buenos consejos, ahí estamos.

A mis profesores de toda la vida, mis respetos.

A mi pueblo y su gente, por ser parte de el, arriba Mármol!

A todos mis parientes y a los no parientes de sangre pero que lo son de corazón, están presentes.

A todas aquellas personas que me ayudaron, creyeron y creen en mí, es para ustedes.

ÍNDICE

• DECLARACIÓN	II
• AGRADECIMIENTOS	III
• DEDICATORIA	IV
• LISTA DE TABLAS	VI
• LISTA DE FIGURAS	VII
• LISTA DE ABREVIATURAS	X
• RESUMEN	XI
1. INTRODUCCIÓN	1
2. ANTECEDENTES	7
3. JUSTIFICACIÓN	11
4. HIPÓTESIS	12
5. OBJETIVOS	12
OBJETIVO GENERAL	12
OBJETIVOS ESPECIFICOS	12
6. MATERIALES y MÉTODOS	13
AREA DE ESTUDIO	13
CALIDAD DE AGUA	13
SIEMBRA EN PEQUEÑOS ESTANQUES	18
TRATAMIENTOS DE LOS DATOS	23
7. RESULTADOS	25
8. DISCUSIÓN	65
9. CONCLUSIÓN	79
10. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	81
11. ANEXOS	89

LISTA DE TABLAS

Tabla	Descripción	Pag.
1	Tasa de dilución de la salinidad inicial y la salinidad de aclimatación por hora.	17
2	Fertilizantes para microalgas en volúmenes mayores de 15 l (Álvarez-Lajonchère y Hernández Molejón, 2001). Tomada de Sánchez Téllez (2006).	19
3	Resultados del ANOVA de longitud contra peso del estanque de agua dulce del primer ciclo.	44
4	Resultados del ANOVA para el estanque de agua marina del primer ciclo.	44
5	Resultados del ANOVA longitud-peso de los organismos sembrados en agua dulce del segundo ciclo.	44
6	Resultados del ANOVA longitud-peso de los organismos del estanque de agua marina del segundo ciclo.	44
7	Resultados del ANOVA de los organismos de ambos medios del primer ciclo.	57
8	Resultados del ANOVA de los organismos de ambos medios del segundo ciclo.	58
9	Parámetros de crecimiento determinados por varios autores.	76
10	Tabla de nutrientes y vitaminas utilizados para el medio de cultivo F de Guillard.	90

LISTA DE FIGURAS		
Figura	Descripción	Pag.
1	Variación de la temperatura en °C en el estanque de agua dulce del primer ciclo.	26
2	Variación de la temperatura en el estanque de agua marina del primer ciclo.	26
3	Variación de la temperatura en °C del estanque de agua marina del segundo ciclo.	27
4	Variación de la temperatura en °C del estanque de agua dulce del segundo ciclo.	27
5	Variación del pH del estanque de agua dulce durante el primer ciclo.	28
6	Variación del pH del estanque de agua marina durante el primer ciclo.	29
7	Variación del pH del estanque de agua dulce durante el segundo ciclo.	29
8	Variación del pH del estanque de agua marina durante el segundo ciclo.	30
9	Variación del oxígeno durante el primer ciclo en el estanque de agua marina.	31
10	Variación del oxígeno disuelto durante el primer ciclo en el estanque de agua dulce.	31
11	Variación del oxígeno disuelto durante el segundo ciclo en el estanque de agua marina.	32
12	Variación del oxígeno disuelto durante el segundo ciclo en el estanque de agua dulce.	32
13	Variación de la salinidad de ambos estanques durante el primer ciclo.	33
14	Variación de la salinidad de ambos estanques durante el segundo ciclo.	34
15	Variación de N-NH ₃ en el estanque de agua marina del primer ciclo.	34
16	Variación de N-NH ₃ en el estanque de agua dulce del primer ciclo.	35
17	Variación de N-NH ₃ en el estanque de agua marina del segundo ciclo.	35
18	Variación de N-NH ₃ en el estanque de agua dulce del segundo ciclo.	36
19	Crecimiento en longitud a través del tiempo transcurrido del cultivo.	41
20	Crecimiento en peso a lo largo de los días de cultivo primer ciclo.	41
21	Crecimiento en longitud del segundo ciclo.	42
22	Crecimiento en peso segundo ciclo.	42
23	Relación longitud-peso de ambos estanques del primer ciclo.	43
24	Relación longitud-peso de ambos estanques del segundo ciclo.	43
25	Análisis de regresión tipo potencial estanque de agua dulce primer ciclo.	45
26	Análisis de regresión tipo potencial estanque agua marina primer ciclo.	45
27	Análisis de regresión para los organismos del estanque de agua dulce del segundo ciclo.	46

28	Análisis de regresión para los organismos del estanque de agua marina del segundo ciclo.	46
29	Modelo de crecimiento Von-Bertalanffy, primer ciclo dulce.	47
30	Modelo de crecimiento Von-Bertalanffy, primer ciclo marina.	48
31	Modelo de Von-Bertalanffy del estanque de agua dulce del 2º ciclo.	48
32	Modelo de Von-Bertalanffy del estanque de agua dulce del 2º ciclo.	49
33	Superficies de respuesta del negativo del logaritmo natural de la verosimilitud para el estanque de agua marina del primer ciclo.	50
34	Superficies de respuesta en dos dimensiones para las distintas interacciones.	50
35	Superficies de respuesta del negativo del logaritmo natural de la verosimilitud para el estanque de agua dulce del primer ciclo.	52
36	Superficies de respuesta en dos dimensiones para las distintas interacciones.	52
37	Superficies de respuesta del negativo del logaritmo natural de la verosimilitud para el estanque de agua marina del segundo ciclo.	53
38	Superficies de respuesta en dos dimensiones para las distintas interacciones.	54
39	Superficies de respuesta del negativo del logaritmo natural de la verosimilitud para el estanque de agua dulce del segundo ciclo.	55
40	Superficies de respuesta en dos dimensiones para las distintas interacciones.	56
41	Grafica resultado del ANOVA para comparar crecimiento en longitud en ambos estanques del primer ciclo.	57
42	Grafica resultado del ANOVA para comparar crecimiento en longitud en ambos estanques del primer ciclo.	58
43	Curvas de crecimiento de Von-Bertalanffy aplicando el test de curvas coincidentes para el crecimiento de los organismos de agua dulce y marina del primer ciclo, los puntos representan los de agua dulce y los rombos los de agua marina.	59
44	Curvas de crecimiento de Von-Bertalanffy aplicando el test de curvas coincidentes para el crecimiento de los organismos de agua dulce y marina del segundo ciclo, los puntos representan los de agua dulce y los rombos los de agua dulce.	60
45	Curvas de crecimiento de Von-Bertalanffy aplicando el test de curvas	61

	coincidentes para el crecimiento de los organismos de agua dulce del primer ciclo contra los de agua dulce del segundo ciclo, los puntos representan los de agua dulce del primer ciclo y los rombos los de agua dulce del segundo ciclo.	
46	Curvas de crecimiento de Von-Bertalanffy aplicando el test de curvas coincidentes para el crecimiento de los organismos de agua marina del primer ciclo contra los de agua marina del segundo ciclo, los puntos representan los de agua marina del primer ciclo y los rombos los de agua marina del segundo ciclo.	62
47	Curvas de crecimiento de Von-Bertalanffy aplicando el test de curvas coincidentes para el crecimiento de los organismos de agua marina del primer ciclo contra los de agua dulce del segundo ciclo, los puntos representan los de agua marina del primer ciclo y los rombos los de agua dulce del segundo ciclo.	63
48	Curvas de crecimiento de Von-Bertalanffy aplicando el test de curvas coincidentes para el crecimiento de los organismos de agua marina del segundo ciclo contra los de agua dulce del primer ciclo, los puntos representan los de agua marina del segundo ciclo y los rombos los de agua dulce del primer ciclo.	64

LISTA DE ABREVIATURAS

ABREVIATURA	SIGNIFICADO
usp .	Unidad de salinidad práctica.
PL.	Postlarva.
HP.	Caballo de fuerza (Horse power, por su sigla en ingles).
NH⁺₄.	Amonio ionizado.
NH₃	Amonio no ionizado.
mg/L.	Miligramo por litro.
pH.	Potencial de hidrógeno.
ppm.	Partes por mil.
ml/l.	Mililitros por litro.
µm.	Micra.
°C.	Grado centígrado.
mm.	Milímetro.
ANOVA.	Análisis de Varianza.
sp.	Especie.
FCA.	Factor de Conversión alimenticia.

ABSTRACT

This study compared the white shrimp (*Litopenaeus vannamei*, Boone 1931) growth in fresh water and sea water tanks under semi-controlled conditions of intensive type. Length and weight measurements were taken, every week, to calculate growth using the von Bertalanffy method, estimation of the growth constants k , L^∞ and t_0 by the maximum verisimilitude method, using ANOVA test to determinate differences growth in both cycles, coincidental curves test were make, also different regression lineal analysis were made for both cycles. The maximum verisimilitude showed $k= 0.0301$, $L^\infty= 322.16$, $t_0= -0.8852$ in sea water; $k= 0.957$, $L^\infty= 146.98$, $t_0=-0.9304$ in fresh water in the first cycle. $k= 0.0172$, $L^\infty= 367.82$, $t_0= -4.6050$ in fresh water and $k=0.0203$, $L^\infty= 294.42$, $t_0=-5.3771$ in sea water for the second cycle. The ANOVA test $F(1,425) = 12.359$ and $P=0.00049$ with 95% confidence intervals for the first cycle. $F(1,458) = 0.02495$ and $P=0.87457$ with 95% confidence intervals for the second cycle. This was corroborate for the coincidental curves test with an $F=12.7245$ and $P=0.0001$ for the first cycle and $F=0.1816$ and $P=0.9074$ for the second cycle with 95% confidence intervals for both. The first cycle gave an extrapolation of 44.7 tons/ha, and 28.4 tons/ha for the second cycle. The results indicate an accelerated and different rate of growth during the first 10 weeks in the fresh water tanks of first cycle than in the rest of the tanks; the density effect do not permit accelerate growth. The difference also, could be of the amount of salt, and a combination with temperature.

Key words: *Litopenaeus vannamei*, cultivation, growth, fresh water, sea water.

RESUMEN

El presente estudio se realizó con el fin de comparar el crecimiento del camarón blanco *Litopenaeus vannamei* cultivado en agua marina y en agua dulce bajo condiciones semi-controladas de tipo intensivo, se midió la longitud y peso en ambos estanques, semanalmente; se calculó el crecimiento mediante el modelo de von Bertalanffy, se realizó la estimación de los parámetros poblacionales k , L^∞ y t_0 , por el método de máxima verosimilitud, las pruebas de ANOVA se realizaron para determinar diferencias en el crecimiento en ambos ciclos, para comprobar se aplicó la prueba de curvas coincidentes, también se realizaron análisis de regresión lineal para ambos ciclos. Los parámetros poblacionales encontrados por el método de máxima verosimilitud del primer ciclo fueron $k=0.0301$, $L^\infty=322.16$ y $t_0= -0.8852$ en agua marina, $k=0.957$, $L^\infty=146.98$ y $t_0= -0.9304$ en agua dulce; en el segundo ciclo $k= 0.0172$, $L^\infty= 367.82$ y $t_0= -4.6050$ en agua dulce y $k=0.0203$, $L^\infty= 294.42$ y $t_0=-5.3771$ en agua marina. En el primer ciclo las pruebas de ANOVA arrojaron $F(1,425) = 12.359$ y una $P= 0.00049$ con un intervalo de confianza del 95%, y un alfa de 0.05, para el segundo ciclo una $F(1,458)= 0.02495$ y una $P= 0.87457$ con un intervalo de confianza del 95%, y un alfa de 0.05. La prueba de curvas coincidentes corroboró lo anterior con una $F=12.7245$ y una $P=0.0001$ para el primer ciclo y una $F=0.1816$ y una $P=0.9074$ con un 95% de confianza para ambos. Se obtuvo para el primer ciclo rendimientos extrapolados por hectárea de 44.7 toneladas y de 28.4 toneladas por hectárea para el segundo ciclo. Los resultados indican un crecimiento distinto y acelerado durante las primeras 10 semanas; en los camarones sembrados en agua dulce del primer ciclo contra el resto, después el efecto de la densidad no permite un rápido crecimiento, se puede afirmar que dicha diferencia pudiera deberse a la cantidad de sales aunque no únicamente por esta razón, sino, a un efecto combinado con la temperatura.

Palabras clave: *Litopenaeus vannamei*, cultivo, crecimiento, agua dulce y marina.

1. INTRODUCCIÓN

Hoy en día la acuicultura representa el sector productor de alimento con más rápido crecimiento. La razón es porque, provee un producto muy aceptable, con un alto contenido de proteína y además, representa el único medio factible para atenuar el faltante proteico que los esquemas tradicionales de producción terrestre y marina, no pueden cubrir. El camarón, es el centro de la actividad pesquera de exportación en México debido a su importancia y al valor económico en el mercado internacional, siendo Sonora líder de producción en el país seguido por Sinaloa, por lo que es innegable que la acuicultura es una actividad importante para el desarrollo del estado, como también es claro que sus problemas, casi siempre, le toca resolverlos al mismo camaronicultor.

La expansión de la industria del cultivo de camarón se ha desarrollado desde los métodos extensivos a los intensivos, dominando la producción del sistema semi-intensivo en el Noroeste del país, con alimento de alta calidad, siembra de postlarvas de laboratorio y técnicas de manejo actualizadas, así como prácticas de prevención de enfermedades. En el 2006 la industria del camarón tiene en operación más de 45,000 ha. de cultivo, con un incremento de nuevos desarrollos y ampliación de la capacidad por más de 1,500 ha. (Gutiérrez Venegas, 2006).

Los sistemas de cultivo que se practican en México corresponden a diferentes niveles de intensidad tecnológica y se agrupan en cuatro tipos: extensivo, semi-intensivo, intensivo e hiper-intensivo, cuya diferencia estriba principalmente en la densidad de siembra, la modalidad de recambio de agua, el porcentaje de recambio de agua, el tipo de alimento empleado, el tamaño del área productiva y los rendimientos acuícolas obtenidos (Arredondo, 1990). El estudio de más de 70 granjas en el estado de Sinaloa, realizado por la FAO (Food and Agricultura Organization), PNUD (Programa de la Naciones Unidas para el Desarrollo) y la Secretaría de Pesca en 1991, mostró que por lo general se manejan tres niveles de intensidad en ese estado, que son representativos a escala nacional y que son: el extensivo, el semi intensivo y el intensivo.

No obstante, el DICTUS (Departamento de Investigaciones Científicas y Tecnológicas de la Universidad de Sonora), desde 1973 ha desarrollado un sistema conocido como hiper-intensivo, y que Lumare (1988) lo destaca como un modelo en donde la densidad por hectárea fluctúa entre 2 y 6 millones de organismos, con un 300% de recambio de agua

diario, un uso intensivo de alimento balanceado, el uso de estanques pequeños y con producciones que alcanzan de 10 a 112 toneladas por hectárea, y que es practicado en países tales como Japón y los EUA (Hawai).

Actualmente la clasificación de los sistemas de cultivo esta muy diversificado y es muy difícil catalogarlos por el número de organismos sembrados o el porcentaje de recambio de agua que se tenga que hacer. El tipo de sistema hiper-intensivo es muy flexible porque brinda la oportunidad de tener varias opciones y se puede ir ajustando a medida que pasan los días de cultivo en función de las necesidades del productor y las que el mercado ofrezca.

Países asiáticos como Tailandia han ido mejorando sus técnicas de cultivo, dadas las carencias de espacios donde construir, se han visto obligados a intensificar sus superficies de cultivo, lo que los ha posicionado como los países con los más altos índices de productividad (Limsuwan, 2001).

Las fuertes demandas en el mercado y la presión existente de enfermedades han propiciado buscar nuevas alternativas de cultivo. Las granjas de cultivo intensivo e hiper-intensivo tienen una ventaja importante, no ocupan grandes extensiones de tierra y producen hasta 5 veces o más de lo que producen otros sistemas en un mismo período de cultivo. Por otro lado, en México menos del 1% del camarón que se cultiva es de origen intensivo y a nivel mundial es menos del 5% (Olguín Pineda, 2006), de este porcentaje una parte muy pequeña es la que se ha encargado de cultivar en agua dulce.

El cultivo de camarón en agua dulce es relativamente nuevo, y se tienen pocos cultivos realizados en el país. Durante su ciclo de vida, los camarones están sujetos siempre a las condiciones ambientales, por tanto, los organismos tienen que mantener el equilibrio dinámico. El estado fisiológico de los organismos es un factor de vital importancia para la evaluación del grado de influencia del ambiente en la biología del organismo (Alpuche *et. al.*, 2005).

Ante el escaso progreso en la implantación de técnicas de manejo que permitieran incrementar los niveles de producción hasta un punto en que la actividad volviera a ser rentable, varios productores empezaron a realizar pruebas de cultivos intensivos en lo que

se denominó tierras altas. Estos sistemas consisten en estanques pequeños (menor o igual de 1 hectárea) y el agua proviene de pozos con salinidades menores a los 7 usp (Limsuwan, 2001).

La salinidad afecta la distribución de animales marinos y estuarinos. Algunas especies marinas como los camarones tienen un ciclo de vida que incluye una fase estuarina. Desde los años 50's se observó que los camarones jóvenes de algunas especies se agrupaban en salinidades bajas mientras que las formas adultas se reproducían en mar abierto en ambientes estrictamente marinos. También se observó que las fases larvarias (con varios sub-estadios) habitaban las aguas oceánicas donde se desarrollaban hasta transformarse en postlarvas. Gracias a mecanismos quimiotácticos y a las corrientes las postlarvas se orientan hacia los estuarios y lagunas costeras donde se reclutan como juveniles tempranos. En estos sitios, donde la salinidad es altamente variable, algunas de las especies de camarones tienen la capacidad de colonizar ambientes más diluidos (Alpuche *et al.*, 2005).

En el ambiente marino, la concentración de iones disueltos en el agua es de 35 usp aproximadamente (Libes, 1992), sin embargo, considerando que el ciclo de vida de algunos invertebrados marinos que parte de su vida la pasan en ambientes estuarinos con concentraciones de iones entre 5 y 40 usp con variaciones diarias y estacionales, enfrentan problemas fisicoquímicos: Osmosis y Difusión. En un ambiente diluido, los organismos deben resolver 2 problemas; la entrada de agua al cuerpo y la pérdida de sales corporales, además la excreción del medio interno de los productos finales del metabolismo, para contrarrestar estos efectos, los organismos son capaces de cambiar la permeabilidad de las branquias, además, generar abundante orina diluída a fin de conservar sales útiles y regular la presión osmótica interna. Los iones útiles que se pierden en la orina, se reabsorben a través de las branquias en donde el transporte activo de sales, del epitelio al líquido intersticial y a las branquias, se ve favorecido por el intercambio de iones de la bomba sodio/potasio (Newell, 1976).

Cuando existe un cambio brusco de salinidad, el organismo tiene que ajustar la osmolaridad, modificando la concentración iónica interna, lo que es posible mediante el ajuste de aminoácidos intracelulares libres (Gly, Ala, Pro, y Glu), por la acción enzimática de la glutamato deshidrogenasa (GDH) activada por iones orgánicos. Estos procesos de

transaminación pueden conducir a la formación de nuevos aminoácidos o a la síntesis de productos como la glutamina o la glucosamina, esta última utilizada para la síntesis de quitina del exoesqueleto de los organismos (Alpuche *et al.* 2005)

Tanto en el proceso de aclimatación como en el proceso de engorde, uno de los principales problemas del cultivo es la alta mortalidad asociada a la composición iónica del agua más que a la baja salinidad. El camarón requiere de aguas con concentraciones específicas de los principales aniones: bicarbonatos sulfatos y cloruros, así como de los principales cationes: calcio, magnesio, potasio y sodio (Boyd *et al.*, 2002).

Tanto el exceso de salinidad como la introducción a medios acuáticos diluidos, obliga a los camarones a realizar un proceso que se llama osmoregulación, que consiste en mantener el equilibrio entre las sales de interior de su cuerpo y el exterior, la introducción a medios donde la concentración iónica de sales es mayor que en el propio organismo provoca que consuma mucha energía y evita que crezcan a la misma velocidad que lo hacen aquellos que crecen en aguas menos salinas.

La regulación iónica es un fenómeno universal en crustáceos, el cuál depende de la salida selectiva de iones por las superficies más permeables, mientras que la regulación osmótica es el control de la concentración total de sustancias disueltas.

De acuerdo con Dall *et al.* (1990), cuando los animales acuáticos están en un medio externo donde la presión osmótica es más baja que sus fluidos, el agua tiende a estar por ósmosis, como los animales no pueden excretar solo agua, ya que contiene sales, la orina es hipo-osmótica, y dichas sales deben ser reabsorbidas.

Los procesos que llevan a cabo la excreción del medio interno de los productos finales del metabolismo van a estar estrechamente relacionados con la eliminación de agua y sales minerales, los órganos que eliminan los productos finales del metabolismo desempeñan un papel determinante en el mantenimiento de una presión osmótica constante en el medio interior, o sea la osmoregulación (Eckert *et al.*, 2002).

La capacidad osmoreguladora se define como la diferencia entre la presión osmótica de la hemolinfa y el medio externo, dado por la salinidad (Charmantier *et al.*, 1988). Aunque los

camarones pueden usar eficazmente sus glándulas antenales y el tracto digestivo para mantener el balance iónico y osmótico (Olin & Fast, 1992), la capacidad osmoreguladora esta más relacionada al desarrollo de los filamentos branquiales, los cuáles sólo aparecen en periodos durante las subfases tardías de mysis y, de manera rudimentaria, durante el periodo de postlarva temprana para alcanzar el desarrollo completo en las fases de postlarva tardía (Nuñez & Velásquez, 2001)

En la mayoría de los invertebrados marinos la concentración osmótica de los fluidos corporales (extracelulares e intracelulares) está en un equilibrio pasivo con la del océano, los crustáceos muestran una gran variedad de comportamientos osmóticos como no se encuentran en ningún grupo animal.

En ciertos organismos poiquilosmóticos, la concentración de los fluidos internos depende de la salinidad del agua circundante; estos seres solamente pueden vivir dentro de los límites de una salinidad apropiada (son estenohalinos). Otros seres regulan la concentración de sus fluidos internos (homeosmóticos) que, así, es independiente de la del exterior. Esto implica un metabolismo más elevado, pero permite a estos seres comportarse como eurihalinos es decir, aptos para vivir bajo salinidades diferentes y variables (Margalef, 1991).

Se realizó la relación longitud-peso y el crecimiento en longitud y peso a través del tiempo. Se utilizó la ecuación de crecimiento de von-Bertalanffy para determinar longitud a través del tiempo en semanas (Bertalanffy, 1951). Dicha ecuaciones describe a continuación:

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

Donde $L(t)$ = longitud total de predicción a un tiempo t ; L_{∞} = talla o longitud máxima; k = tasa instantánea de crecimiento; t_0 = tiempo teórico de inicio de crecimiento. (Neri *et al.*, 1993).

Se realizó la estimación de estos parámetros poblacionales (k , L_{∞} , t_0) por el método de máxima verosimilitud (L) (Hilborn y Mengel, 1997), dicha modalidad minimiza la superficie de respuesta en la búsqueda de los valores de los parámetros, lo cuál hace más eficiente las interacciones. La máxima verosimilitud es un criterio alternativo para estimar parámetros. El concepto básico es como se presentan los errores al azar y como se distribuyen. Así, la idea básica es encontrar los parámetros del modelo dados los datos. Se parte del supuesto que las diferencias entre los datos observados y los estimados se distribuyen en forma normal ($0, \sigma^2$); de esta manera la máxima verosimilitud para cada valor observado se calculó de la siguiente forma:

$$L = [L_{\infty}, k, t_0 | \text{Datos}] = \frac{1}{\sigma\sqrt{2\pi}} e^{-\frac{(\text{Obs}-Y)^2}{2\sigma^2}}$$

Donde Obs, son los valores de los observados, y Y son los esperados, σ es la desviación estándar de lo errores. Así que la máxima verosimilitud para observaciones múltiples es igual al producto de la verosimilitud de cada observación individual (Pérez, 2003).

Se aplicó para determinar si existen diferencias en crecimiento de ambos estanques el test de curvas coincidentes (Haddon, 2001), el cuál fue propuesto por Chen *et al.*, (1992) también conocido como análisis de la suma de los residuales al cuadrado, este es un análisis de comparación total pero no puede comparar los parámetros separadamente si dos o más curvas son estadísticamente diferentes. Y sigue la siguiente formula:

$$F = \left(\frac{RSS_p - \sum RSS_i}{DF_p - \sum DF_i} \right) / \left(\frac{\sum RSS_i}{\sum DF_i} \right)$$

Donde F = es el estadístico F ; RSS_i = es la suma cuadrada del residual; DF_i = son los grados de libertad asociados; RSS_p = es la suma cuadrada de los residuos agrupados; DF_p = los grados de libertad asociados a este grupo.

2. ANTECEDENTES

En México se tienen tres sistemas de producción, semi-extensivo, semi-intensivo e intensivo en diferentes partes del país, sin embargo el incremento marginal en costo beneficio es mucho más grande con los sistemas intensivos, las grandes limitaciones para la expansión de estos sistemas de cultivo son costos en la compra de alimento balanceado el cuál, en cualquier sistema de cultivo representa un aproximado del 50% del total de los costos de producción además de los costos de construcción, costo aireación y sumado a esto esta el problema de enfermedades virales y los precios del mercado.

Actualmente existen pocos trabajos en lo que se refiere a cultivos intensivos y mucho más poco a los que se refieren a cultivos hiper-intensivos que manejan altas densidades de siembra como las ya mencionadas, la mayoría de los estudios se enfocan a cultivos semi-intensivos.

En un estudio del efecto de la densidad de siembra y la estacionalidad en la producción de camarón azul *Litopenaeus stylirostris*, Aragón *et al.* (2000), señalan que de acuerdo con el desempeño de la especie en las distintas densidades y épocas de cultivo, concluye que para el ciclo de primavera la mejor densidad de siembra es de 15 PL/m² y para el ciclo de verano-otoño de 20 PL/m².

En 1973, la unidad de Puerto Peñasco del Centro de Investigación Científica y Tecnológica de la Universidad de Sonora (CICTUS), mediante un convenio de colaboración con la Universidad de Arizona y la Coca-Cola Inc. inició el proyecto de producción piloto de camarón azul en medio ambiente controlado. Para 1975 el equipo de investigación demostró y presentó resultados alentadores en la producción intensiva de camarón azul *L. stylirostris*. El trabajo arrojó datos importantes en materia de nutrición, pero por problemas legales los inversionistas extranjeros trasladaron el plan piloto a otro país y dieron por concluido el proyecto en 1980 (Rodríguez, 1988). A estos estudios le siguieron otros de manera experimental de Castellanos (1982) y Martínez (1987), quienes trabajaron principalmente con densidades de más de 100 ind/m² pero en corrales en esteros del centro de Sonora.

Wyban *et al.* (1989), reportan densidades para estanques de pre-engorda de 1000 PL/m², que de acuerdo con Flores (1994), bajo estas condiciones los organismos alcanzan en condiciones normales entre 1 a 1.5 g en 4 a 6 semanas. Además que

estima que la mortalidad para esta etapa es del 30% y la densidad final la establece en 350 juveniles/m².

Según, Limsuwan (2005), actualmente en Tailandia más de la mitad del cultivo del camarón marino se realiza con la especie *L. vannamei* con producciones que van de 18 a 30 toneladas /ha/ ciclo, con densidades de siembra de 60 a 80 PL/m².

En Sinaloa, actualmente son pocas las granjas que trabajan cultivos intensivos. La mayoría de los trabajos están enfocados a cultivos semi-intensivos ó extensivos como los mostrados por: Bassanesi (1987), Marín *et al.* (1991), Barraza (1994), Esparza (1994), Cota *et al.* (2001), Zatarain (2001).

Audelo (1994) señala que la tasa de crecimiento presentó una correlación negativa respecto a la densidad de siembra, además establece que hubo una asociación significativa entre la densidad y la sobrevivencia, siendo la relación de tipo inversa.

Arámbula *et al.* (1986) llevaron a cabo un estudio de crecimiento de camarón blanco en jaulas en el estero "El Sabalo", Sinaloa; manejando densidades de 100, 150 y 200 PL/m² sus resultados indican que la mayor tasa de crecimiento promedio fue en la jaula con mayor densidad.

Cultivos en agua dulce

De los estudios realizados para crecimiento de camarón en medios de cultivo a bajas salinidades, Boyd (2002) señala, que el cultivo de camarón tierra adentro ha sido una práctica común en países como Tailandia.

Boyd (1989), consideró que la salinidad óptima para el cultivo de camarón se encuentra entre 15 y 25 usp.

Bray *et al.*, (1994), realizaron un experimento para evaluar la adaptabilidad del camarón blanco a salinidades de entre 5 – 49 usp, donde los mejores resultados los obtuvieron entre 5 y 15 usp. Clifford (1994), considera que la tolerancia a los cambios de salinidad de las postlarvas es dependiente de la edad; Olin & Fast (1992), señalan que las postlarvas de *L. vannamei* con una edad superior a PL₁₅ muestran una mayor tolerancia a los cambios de salinidad en comparación con las postlarvas de menor edad. Balbi *et al.*, (2005), obtuvieron en un estudio de aclimatación de postlarvas a baja salinidad, que las postlarvas (PL₁₂ y PL₁₉) de *L. vannamei* fueron exitosamente

aclimatadas a agua de pozo de salinidad de 3 usp, obteniendo la mayor sobrevivencia en postlarvas de mayor edad.

Rivera Rodríguez (1998) realizó un estudio en donde encontró a concentraciones de 0 usp de salinidad *L. vannamei* no sobrevive en condiciones de laboratorio y que las postlarvas de *L. vannamei* presentaron mejor crecimiento y sobrevivencia a concentraciones de salinidad de 11 usp que a concentraciones de salinidad entre 22 y 33 usp.

Garza Bravo (1998) señala que la salinidad no es un factor limitante para el crecimiento de post larvas de *L. vannamei*.

Orellana Tandazo (2000), describe que los juveniles de *L. vannamei* tuvieron un mejor desarrollo en aguas de bajas salinidades debido a aspectos fisiológicos propios de la especie y una mayor asimilación de los alimentos con el consiguiente incremento de los niveles de producción en salinidades de 15 a 25 usp en comparación con salinidades de 35 a 45 usp.

Salas Herrera (2002), realizó un experimento donde determinó el efecto de la salinidad en el desarrollo de *L. vannamei*, obteniendo que el mayor crecimiento lo encontró a una salinidad de 10 usp y el menor crecimiento a 0 usp y registró el punto isosmótico de este organismo en 23.25 usp.

3. JUSTIFICACIÓN

De acuerdo con la SAGARPA la acuacultura produce en la entidad 11,000 empleos directos, de los cuales 7,000 son generados por la camaronicultura. La industria del cultivo del camarón en México, tiene ingresos estimados en 3500-4000 millones de pesos tanto en exportación como en su consumo directo.

La rentabilidad en los sistemas de cultivo es fundamental para el desarrollo de cualquier actividad productiva. La creación de oportunidades de trabajo, el crecimiento de la producción y la utilización de tecnologías enfocadas principalmente a la sustentabilidad de los sistemas de cultivo, que propicien el desarrollo de nuevas alternativas de producción para ampliar de manera rentable y sustentable la producción de la camaronicultura.

La tecnología de cultivo empleada en este trabajo no ocupa grandes extensiones de tierra y puede producir hasta cinco veces o más de lo que producen otros sistemas de cultivo en un mismo período. El uso de cultivos en estanques de área pequeña permite mantener un control sobre: las enfermedades por ejemplo, debido a la separación de los organismos del cultivo, que se da por medio de estanques pequeños, así, al detectar la presencia de un virus, será solamente en un estanque, evitando un contagio masivo como es el caso de los sistemas extensivos y semi-extensivos, en donde en un estanque se tiene gran parte de la producción, hay un control y una reducción del volumen de descarga como efluente, no requiere el uso de bordería, evita los ensalitramientos y contaminación del suelo, además se evitan destrucciones de bosques de manglar y logra reducir muchos impactos ambientales significativos en los que la acuacultura se ha visto envuelta durante muchos años.

El cultivo hiper-intensivo en agua dulce, con temperaturas adecuadas, representa una alternativa para los productores de regiones alejadas de la costa además de ser una nueva fuente de empleo tanto para acuicultores como para otra parte de la población, puede llegar a ser una actividad más rentable, como se observa en estados como Colima o Yucatán donde el Gobierno de estos estados esta promoviendo la apertura de las primeras granjas de cultivo de camarón en aguas dulces.

La información que aquí se generará, respecto a la apariencia de cada estanque, su productividad, su producción de oxígeno, y su comportamiento hidráulico (tasa de consumo de agua), sirven para determinar estrategias de operación que incluyen la

mejor utilización de alimentos balanceados, sistemas eficientes de alta productividad y sustentabilidad y finalmente el mejor uso del agua.

4. HIPÓTESIS

En el desarrollo del cultivo de camarón blanco *Litopenaeus vannamei* en un estanque de agua dulce 0.5-5 usp y en un estanque de agua marina 33-35 usp existirán diferencias de crecimiento y mortalidad, reflejadas en la producción, de forma significativas.

5. OBJETIVOS

5.1 OBJETIVO GENERAL

Comparar el crecimiento y sobrevivencia que represente una producción máxima en rendimiento por hectárea, tanto en camarón cultivado en agua marina, como en el cultivado en agua dulce en comparación con otros sistemas de cultivo.

5.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Ø Comparar crecimiento y sobrevivencia para obtener la mayor producción de camarones con altas densidades de siembra, para ambos estanques, en 3 meses.
- Ø Realizar dos ciclos de cultivo al año para ver la rentabilidad que ofrece este sistema de cultivo.
- Ø Calcular el crecimiento en peso y longitud, así como la sobrevivencia-mortalidad para ambos estanques de cultivo y ambos períodos de siembra.
- Ø Relacionar si la concentración de salinidad en el medio de cultivo tiene efectos positivos o negativos que se vean reflejados en la producción.

6. MATERIALES Y METODOS

6.1 AREA DE ESTUDIO

El trabajo de investigación tanto experimental como de gabinete se desarrolla en las instalaciones del Instituto de Ciencias del Mar y Limnología - UNAM, Unidad Académica Mazatlán, en el área de estanques, haciendo uso del Laboratorio de Cultivos, donde se facilita el equipo e insumos necesarios.

6.2 CALIDAD DE AGUA

El agua marina se extrae directamente del mar ubicado frente a las instalaciones del ICMYL-Unidad Mazatlán y es conducida hasta los estanques por medio de una bomba con capacidad de 5.0 HP de 3400 revoluciones, a través de tuberías subterráneas, los cuales están conectados a un sistema de un filtro de arena silica, que van directamente a un reservorio de 5000 L de capacidad. De ahí por medio de tubería de 2" se abastecen los tanques del área experimental.

El agua dulce utilizada para el proyecto viene directamente de la red de agua potable del municipio hacia un filtro de arena silica de ahí pasa a un algiber que sirve de reservorio y posteriormente pasa a los estanques de cultivo mediante tubería de PVC de 2" de diámetro.

Cabe señalar que los requerimientos de agua que se tenían estipulados para el inicio de la siembra del primer ciclo, propuesta para el mes de Abril, no fueron lo suficientemente aptos para el desarrollo del proyecto, dado que aún no se tenía instalado una cisterna con capacidad para 5000 litros, la cuál serviría al proyecto como estanque reservorio, la instalación de dicha cisterna se realizó en Mayo, motivo por el cuál la siembra de las postlarvas se pospuso para el mismo mes.

El muestrear la calidad del agua de los estanques para detectar riesgos potenciales en materia de sanidad para evitar problemas futuros de salud pública, mediante la identificación y cuantificación del zooplancton y fitoplancton fue una medida preventiva utilizada en la realización de este proyecto.

Para cuando se llegara a presentar un problema sanitario, se planteó implementar las siguientes medidas: Realizar pruebas con muestras de agua y/o camarón contagiados, sobre los mecanismos a controlar o eliminar el problema. Identificar la fuente que originó el problema sanitario, para poder establecer programas integrales del manejo de los recursos. Aunque no fue necesario implementar dichas acciones.

Fuentes de Aire

La red de aire existente cuenta con dos sopladores eléctricos, uno con capacidad de 2.0 HP y otro con capacidad de 1.0 HP, de los cuáles se utiliza el primero para abastecer los requerimientos de aireación del proyecto y el cual hasta el momento ha resultado suficiente para abastecer los estanques de cultivo. La aireación es suministrada a los estanques de cultivo, a través de tubos de PVC de 0.5 pulgadas de diámetro.

Evaluaciones:

Propiedades físicas:

Para la medición de la temperatura se utilizó el termómetro de bolsillo, además de las mediciones que da el oxigenómetro YSI 55 haciendo tres mediciones diarias. Se utilizó el disco de Secchi para medir la transparencia del agua del cultivo.

Propiedades químicas:

El pH, oxígeno disuelto, salinidad y amonio. Para la medición de estas variables se utilizaron potenciómetros de 0.1 de error marca Hanna calibrado a un Buffer de pH=7, para la medición de oxígeno se utilizaron el oxímetro portátil YSI 55 con rango de 0 a 20 mg/L (+0.25mg/L), mismo que permite hacer las mediciones de la salinidad con una precisión de 0.1 usp y un rango de 0 a 80 usp, también se utilizaron en ciertos casos el refractómetro marca AO 1g/Kg. Para la medición de amonio (NH₃-N) se utilizó un Fotómetro de Amonio marca HANNA modelo HI 93715 con intervalo de medición de 0.00 a 9.99 mg/L (+- 0.05 mg/L).

Propiedades biológicas:

Se tuvo un monitoreo constante cada seis días sobre la calidad y densidad del plancton, determinación de especies indicadoras de eutroficación, oligotrofia, estancamiento, contaminación, entre otros.

Propiedades microbiológicas:

Relacionadas a la identificación de patógenos potenciales. Estos estudios se efectuaron sobre la base del conocimiento de los patógenos potenciales que pudieran afectar la especie a cultivar. No se tuvo la presencia de especies patógenas.

Clima:

Se recopiló de las estaciones climatológicas locales la información relativa al clima, en bases periódicas y de variaciones normales y anormales. Se consideraron las siguientes variables: temperatura promedio mensual, temperaturas mínimas y máximas, diurnas y temporales, precipitación media mensual y precipitaciones máximas mensuales.

Selección de la intensidad de la operación:

El tipo de intensidad del cultivo es hiper-intensivo dado a que se sembraron 550 PL / m² durante el primer ciclo y alrededor de 400 PL / m² en el segundo ciclo. El cultivo de camarón blanco *Litopenaeus vannamei* se realizó en estanques pequeños (6.03 m²) de agua dulce y marina. Se utilizaron dos estanques de 3.66 x 1.65 x 1.0 m de profundidad con disponibilidad de agua dulce, marina, aireación y desagüe, se mantuvo el estanque tapado con una malla mosquitera para evitar la introducción de depredadores naturales y evitar que los organismos al saltar cayeran del estanque.

Requerimientos de postlarvas.

El presente trabajo se enfocó al cultivo hiper-intensivo del camarón blanco en pequeños estanques donde se tuvo un control moderado de las distintas variables como la salinidad y oxígeno que afectan el cultivo.

Las postlarvas requeridas fueron adquiridas en los laboratorios Aqua Pacific ubicados en Aguaverde, Rosario, Sinaloa, los cuales certifican su postlarva en cuanto a su "resistencia" a ciertos virus, como el "TAURA", sin olvidar de los cuidados actuales que se tiene que tener con otros virus asiáticos, como el llamado "mancha blanca" y "cabeza amarilla".

Se les realizaron ciertas pruebas de calidad a las postlarvas como los son:

Análisis de comportamiento: Consistió en colocar para esta prueba una muestra en un recipiente de vidrio transparente. Las postlarvas en buen estado se ven activas, se distribuyen bien en el agua y tiene un color amarillo cristalino. Las postlarvas en mal estado nadan lentamente en el fondo o en forma irregular en la superficie y tienen un color blanquecino.

Análisis al microscopio: Se observó el tubo digestivo para determinar si existía presencia de comida, mismo que debía no tener suciedad, necrosis y protozoarios parásitos.

En total fueron aproximadamente 8000 postlarvas para el primer ciclo y alrededor de 5000 para el segundo ciclo, de las cuales fueron requeridas 3400 y 2400 para cada estanque durante el primer ciclo y el segundo ciclo respectivamente. Para su traslado se utilizaron bolsas de plástico, a las que se les suministro oxígeno y alimento vivo (nauplios de *Artemia*) y transportados en hieleras.

Una vez que las postlarvas fueron previamente revisadas se dispuso paulatinamente a aclimatarlas al agua de los estanques antes de ser sembradas.

Las postlarvas fueron recibidas en dos acuarios de medidas 90x35x40 cm, para su aclimatación. Esta se realizó en al área de acuarios del ICMYL – Unidad Mazatlán. La Recepción de las postlarvas fue en los primeros días del mes de Mayo para el primer ciclo y primeros días de Septiembre para el segundo. El proceso de aclimatación se puede definir como el proceso de adaptación de las postlarvas a las condiciones del medio donde va a ser sembrada, esto implica no solo salinidad, sino también temperatura, y otras características del agua tales como pH, dureza y alcalinidad.

Se obtuvieron postlarvas entre PL₁₂ y PL₁₄ para el primer ciclo y entre PL₁₈ y PL₂₀ para el segundo ciclo, la aclimatación consistió en tratar separadamente las postlarvas que serían destinadas al agua dulce y las que serían destinadas al agua marina, y se depositaron aproximadamente la mitad del total en cada acuario de aclimatación.

Se verificó la longitud total inicial de las postlarvas a partir de una muestra de 39 organismos de ambos acuarios, se fijaron con alcohol etílico al 75% y se midieron desde la base del rostro hasta el borde del telson con ayuda de un microscopio estereoscópico y una regla milimétrica antes del inicio de cada ciclo.

Las postlarvas destinadas al estanque de agua marina fueron aclimatadas al agua del estanque donde se tenía un previo cultivo de *Artemia*, efectuándoles un cambio de agua paulatino en los acuarios de aclimatación, no mayores de 500 litros, por reducción del volumen de agua para luego recuperarlo con agua del estanque en forma gradual.

Se destino un acuario para las postlarvas que serían sembradas en agua marina y otro acuario para las que serían sembradas en agua dulce: las postlarvas destinadas al cultivo en agua dulce se les disminuyó la salinidad inicial a la que se encontraban de 35 usp mediante el reemplazo parcial con agua dulce a una relación del 50 % de la concentración inicial por día, con un incremento gradual de agua dulce al doble de la cantidad de agua en la que se encontraban Ortega *et al.* (2005), quedando de 35 usp a 18 usp, el segundo día se redució en de la misma manera en un 50% la salinidad, quedando una salinidad de 9 usp y así sucesivamente hasta el cuarto día y llegar a una salinidad aproximada de 2.25 usp, tal como lo muestra la tabla 1. Cabe señalar que la salinidad del medio en el cuál venían las postlarvas que serían destinadas al segundo ciclo era de 18 usp, por tal motivo hubo necesidad de aclimatar también de la forma descrita arriba pero a agua marina.

DIA	Fecha	S inicial (usp)	S de aclimatación (usp)	Horas
1	7May	35	18	0
2	8May	18	9	24
3	9May	9	4.5	48
4	10May	4.5	2.25	72

Tabla 1.- Tasa de dilución de la salinidad inicial y la salinidad de aclimatación por hora.

Durante el proceso de aclimatación, la dieta para ambos acuarios y para ambos ciclos consistió en alimento vivo (nauplios de *Artemia* a una concentración de 6 individuos por PL) y alimento comercial marca Joma 1000 F-4 hojuela e iniciador, de acuerdo con Montealegre (2001). El alimento fue suministrado en raciones dos veces al día a razón de 1g/l. Paralelamente se midió la salinidad y la temperatura cada ocho horas.

Los acuarios de aclimatación contaron con aireación permanente las 24 horas. La aireación debe iniciarse con una buena distribución de los difusores. Se utilizó aire y no oxígeno, ya que con una fuerte aireación, el oxígeno diluido llega al punto de saturación y no varía (aproximadamente 6 ppm). Además que las grandes burbujas de aire permiten una mejor distribución de las postlarvas en los acuarios (Ortega *et al.*, 2005).

Se le realizó un recambio de agua del 50-60% diario a cada acuario y se reponía con agua del estanque correspondiente a cada acuario.

6.3 SIEMBRA EN PEQUEÑOS ESTANQUES.

Preparación de los estanques de concreto

Antes de sembrar las postlarvas los estanques fueron limpiados de los excesos de polvo, tierra, plantas y cualquier factor externo que estuviera modificando la estructura física del estanque, así para el segundo ciclo se realizó la misma operación además del secado del estanque. Se verificaron las tomas de agua tanto de dulce como de marina.

Previamente se desarrollaron dos cultivos alternos que sirven como alimento complementario tanto para el primer ciclo como para el segundo ciclo.

1.- Cultivo de *Daphnia magna*:

Se preparó un estanque de 1000 L de capacidad y se llenó con agua dulce, se le suministró nutrientes para promover el desarrollo de microalgas. Las microalgas constituyen un buen alimento para el cultivo, son ricas en proteínas, ácidos grasos, carbohidratos y constituyen un buen suministro de vitaminas (Borowitzka, 1999). Por otra parte, la calidad de las microalgas puede variar debido a factores medioambientales o cambios estacionales (Fielder, 2000).

Los cladóceros, son pequeños crustáceos de agua dulce comúnmente llamados pulgas de agua, por su pequeño tamaño y por su movimiento en el agua (Snell 1988). Muchas especies de agua dulce de la familia *Daphniidae*, orden Cladocera, son cosmopolitas. El género *Daphnia* sp. es el más diverso de los daphnidos y es el mejor alimento para peces dulceacuícolas en desarrollo y adultos (Ortega *et al.*, 1998).

Los organismos de *D. magna* procedían de una cepa obtenida del Laboratorio de Cultivo de Organismos Acuático del ICMYL-UNAM Unidad Mazatlán. El oxígeno se midió con un oxímetro YSI y la temperatura se midió con un termómetro de mercurio marca Broken, -20 a 110°C ($\pm 1^\circ\text{C}$).

Preparación del medio de cultivo.- Antes de sembrar la *Daphnia magna* se procedió a tratar el estanque de 1000 L. Previamente lavados, llenados con agua a 0.5 usp de salinidad, desinfectados con hipoclorito de sodio comercial 6%, (0.2ml/L) por 24 horas y neutralizado posteriormente con tiosulfato de sodio (50 ppm) y con aireación

continúa por medio de mangueras de plástico. Posteriormente se fertilizaron los estanques para promover el incremento de la productividad primaria. Después de 4 días se dispuso a la siembra de la cepa de *Daphnia magna*. No se utilizó una cepa específica de microalga para los estanques de pulga de agua, solamente la que se desarrolló en el mismo.

Como medio de cultivo para volúmenes mayores de 15 L, se utilizó la fórmula de Álvarez-Lajonchère y Hernández Molejón (2001), con productos de calidad técnica, incluso fertilizantes agrícolas comerciales como el nitrato y el superfosfato (Sánchez, 2006).

Fertilizantes para microalga				
Litros de agua a fertilizar	1	80	450	1000
Reactivo	mg/L	Gr	Gr	Gr
Nitrato de Amonio o Sodio	200.00	16.00	90.00	200.00
Superfosfato simple	20.00	1.60	9.00	20.00
Cloruro Ferrico	0.15	0.01	0.07	0.15
EDTA Sódico	10.00	0.80	4.50	10.00
Oligoelementos ml/l	0.25	20.00	112.50	250.00

Tabla 2.- Fertilizantes para microalgas en volúmenes mayores de 15 l (Álvarez-Lajonchère y Hernández Molejón, 2001). Tomada de Sanchez Téllez (2006).

Se preparó un vaso de precipitado 1,000 ml, al 50% de su volumen. Se agregó agua natural esterilizada con 1 ml de cloro comercial. Después de una hora se agregó 1 ml de solución de tiosulfato de sodio al 10% por litro, a fin de eliminar el cloro. Se inocularon 250 *Daphnias* de un día de edad. Posteriormente fueron pasadas al estanque de 1000 L, para su crecimiento y desarrollo. El fotoperíodo fue de 12: 12.

Crecimiento poblacional.- Luego de 6 días que la cepa de pulga de agua fue sembrada en el estanque de 1000 litros, se procedió a su traspaso al estanque de agua dulce tanto en ciclo 1 como en ciclo 2, donde se sembró el camarón esto con el fin de poblar el estanque con dicho organismo. El estanque de 6.03 m³, fue llenado a 1 metro con agua dulce filtrada por arena silica y fue enriquecido con nutrientes a partir de la fórmula Álvarez-Lajonchère y Hernández Molejón (2001), para promover el desarrollo de productividad primaria.

2.- Cultivo de *Artemia*

Inicialmente se preparó un cultivo de microalgas con el fin de proporcionar alimento para la *Artemia sp.* Se utilizó la microalga del género *Chaetoceros muelleri*, para el mantenimiento y crecimiento poblacional de *Artemia sp.*, la cepa fue proporcionada por los laboratorios de Aqua Pacific, otra cepa también fue proporcionada por el laboratorio de Genética del Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo Unidad Mazatlán.

Todos los medios de cultivo destinados a las microalgas fueron previamente lavados, llenados con agua a 35‰ de salinidad, desinfectados con hipoclorito de sodio comercial 6%, (0.2ml/L) por veinticuatro horas antes de ser utilizada, neutralizado posteriormente con tiosulfato de sodio (50 ppm) y con aireación continua por medio de mangueras de plástico. Antes de inocular las microalgas en fase exponencial de la cadena de producción, el agua se fertilizó utilizando el método de cultivo F (Guillard, 1973).

Conteos de postlarvas.

Las postlarvas se contaron de manera directa con la utilización de una red de malla antiafida de 300 µm los organismos capturados con la red se ponían en un plato de fondo blanco para su conteo directo y de ahí se depositaban en una cubeta para su traslado a los estanques.

Se contaron un total de 1000 postlarvas por cada 20 L de agua y de ahí se pasaban al estanque. Las cubetas con capacidad de 20 L se llenaban con el agua del estanque correspondiente para cada acuario.

Operación.

La operación inició con la siembra de la postlarva y ya con los estanques preparados. Se realizó solamente la aclimatación de postlarvas, no se hizo ninguna precría solamente se llevaron postlarvas de PL₁₂ - PL₁₄ del primer ciclo y PL₁₈ - PL₂₀ del segundo ciclo a los estanques de engorda luego de que fueron aclimatadas después del cuarto día.

Una vez cumplido con esto y sembradas las postlarvas en sus respectivos medios de cultivo, se procedió a la engorda. Dónde se les dio alimento comercial (Joma 1000 F-4) hojuela e iniciador durante la primer semana, además de las proporciones de alimento vivo para complementar la dieta, que consisten de *Artemia sp.* para los

organismos cultivados en los estanques de agua marina y *Daphnia magna* para los cultivados en agua dulce.

Después de la primera semana para el primer ciclo y de la segunda semana para el segundo ciclo, se le suministró dos veces al día alimento balanceado (NASSA con 35% proteína) en charolas de alimentación a razón del 15 % hasta llegar a un 3 % aproximado del porcentaje de la biomasa, esto para ambos estanques y ambos ciclos de cultivo. El uso de charolas como medio de alimentación, es de suma importancia para evitar procesos de acumulación de materia orgánica en el fondo del estanque, con posibles efectos negativos para las postlarva ya sembradas, y para evitar problemas bacterianos o de protozoarios en branquias, principalmente.

El alimento balanceado total que se suministró se depositó en las charolas de alimentación, dos raciones en la mañana y en la tarde, se revisaban todos los días para agregar, o disminuir la cantidad de alimento, según se observó la cantidad de consumo.

Se realizaron diariamente observaciones del estado y evolución de los organismos como el grado de saturación del intestino de los animales, su actividad, evolución de la distribución de tallas a medida que la población crece, salud aparente, indicios de abundancia aparente de la población, posibles brotes de enfermedades entre otras.

Se realizaron muestreos de los organismos de cada estanque que se extraían en las charolas de alimentación cada 7 días, estos eran trasladados en cubetas al laboratorio de cultivos para realizarles las mediciones, posteriormente se regresaban a los estanques de cultivo.

Para las mediciones se utilizaron reglas milimétricas para la toma de longitud y la balanza digital Ohaus GT480 para la toma de peso, se realizaron conteos de organismos muertos que salían en las charolas, recambios de agua y sifoneos diarios, para tener una estimación de la mortalidad, al final del período de cultivo se realizó el conteo final de organismos para conocer la sobrevivencia final. Los estanques de engorda se mantenían con una aireación constante por medio de un soplador eléctrico con capacidad de 2.0 HP.

Una actividad importante en el proceso de operación fue el sifoneo del fondo de los estanques, labor fundamental para evitar procesos de acumulación de materia

orgánica (alimento no consumido, heces fecales y organismos muertos), lo que provoca efectos negativos para los organismos cultivados, el sifoneo se hizo diariamente por las mañanas con una manguera de 1.5 pulgadas. Se colocó una malla mosquitera en la salida de la manguera para evitar que los camarones pudieran escapar por el drenaje al momento del sifoneo.

Además se realizaron los recambios de agua a partir de la segunda semana de sembrados los organismos a razón del 30 % cada siete días durante las 3 primeras semanas de cultivo, posteriormente del 40-50 % cada 5 días durante las siguientes tres semanas, del 50-60 % cada 4 días durante las siguientes tres semanas y del 60-90 % durante las últimas semanas cada tres a cinco días. Cabe mencionar que durante ambos ciclos de cultivo se tuvo una serie de dificultades al momento de realizar los recambios debido a la falta de agua tanto marina como dulce, esto por factores ajenos al proyecto.

Consideraciones finales

El rendimiento de este sistema de cultivo se estimó basándose en indicadores tales como: salud, actividad, sobrevivencia y crecimiento. La preparación de los estanques aportó con un ambiente nutricionalmente adecuado y un medio óptimo para el crecimiento de las postlarvas. Las prácticas de muestreo poblacionales son importantes y describen la adaptación del camarón a un ambiente distinto al de otros sistemas de cultivo, pero de un impacto menor.

El cultivo en estanques de agua dulce o de baja salinidad, resulta bastante eficiente en particular para evaluar el impacto de prolongadas aclimataciones, además de la posibilidad de estos proyectos de establecerse en zonas altas con abundante agua dulce y alejadas del mar. La verificación y certificación de salud de las postlarvas que se siembran es un factor que debe ser considerado en beneficio del cultivo.

Crecimiento y Sobrevivencia

El comportamiento en las poblaciones sembradas se puede calificar como normal. El crecimiento y sobrevivencia del camarón son una función de la calidad del ambiente y de la disponibilidad adecuada de alimento. Esperamos que los resultados que en este trabajo se generen resulten provechosos para los distintos sectores productivos en el área de acuicultura de la región.

6.4 TRATAMIENTOS DE LOS DATOS.

Una vez recabada toda la información se procedió a su procesamiento en el paquete estadístico Excel y el programa estadístico Statistica versión 6.0 (StatSoft Inc., Tulsa, OK). Las mediciones de los parámetros graficadas directamente en el paquete estadístico Excel.

Se realizó la relación longitud-peso y el crecimiento en longitud y peso a través del tiempo. Se utilizó la ecuación de crecimiento de von-Bertalanffy para determinar longitud a través del tiempo en semanas (Bertalanffy, 1951). Dicha ecuaciones describe a continuación:

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

Donde $L(t)$ = longitud total de predicción a un tiempo t ; L_{∞} = talla o longitud máxima; k = tasa instantánea de crecimiento; t_0 = tiempo teórico de inicio de crecimiento. (Neri *et al.*, 1993).

También se realizó la estimación de estos parámetros poblacionales (k , L_{∞} , t_0) por el método de máxima verosimilitud (L) (Hilborn y Mengel, 1997), dicha modalidad minimiza la superficie de respuesta en la búsqueda de los valores de los parámetros, lo cuál hace más eficiente las interacciones. La máxima verosimilitud es un criterio alternativo para estimar parámetros. El concepto básico es como se presentan los errores al azar y como se distribuyen. Así, la idea básica es encontrar los parámetros del modelo dados los datos. Se parte del supuesto que las diferencias entre los datos observados y los estimados se distribuyen en forma normal ($0, \sigma^2$); de esta manera la máxima verosimilitud para cada valor observado se calculó de la siguiente forma:

$$L = [L_{\infty}, k, t_0 | \text{Datos}] = \frac{1}{\sigma \sqrt{2\pi}} e^{-\frac{(\text{Obs}-Y)^2}{2\sigma^2}}$$

Donde Obs, son los valores de los observados, y Y son los esperados, σ es la desviación estándar de los errores. Así que la máxima verosimilitud para observaciones múltiples es igual al producto de la verosimilitud de cada observación individual (Pérez, 2003).

Se aplicó ANOVA para determinar diferencias en el crecimiento de los organismos sembrados en agua marina y en agua dulce de ambos ciclos (Zar, 1972). También se

aplicó para determinar si existen diferencias en crecimiento de ambos estanques el test de curvas coincidentes (Haddon, 2001), el cuál fue propuesto por Chen *et al.*, (1992) también conocido como análisis de la suma de los residuales al cuadrado, este es un análisis de comparación total pero no puede comparar los parámetros separadamente si dos o más curvas son estadísticamente diferentes. Y sigue la siguiente formula:

$$F = \left((RSS_p - \sum RSS_i) / (DF_p - \sum DF_i) \right) / \left(\sum RSS_i / \sum DF_i \right)$$

Donde F = es el estadístico F; RSSi = es la suma cuadrada del residual; DF_i = son los grados de libertad asociados; RSS_p = es la suma cuadrada de los residuos agrupados; DF_p = los grados de libertad asociados a este grupo.

Se realizó un análisis de regresión tipo potencial entre la longitud y el peso, para determinar el crecimiento con su coeficiente de correlación con una probabilidad (p) menor a 0.05.

También se graficaron todos los parámetros de cultivo a través del tiempo para los dos ciclos donde el único inconcluso para el primer ciclo fue el de amonio y Nitrógeno amoniacal. El procesamiento de los datos fue desarrollado en las instalaciones del Instituto de Ciencias del Mar y Limnología de la UNAM Unidad Mazatlán.

7. RESULTADOS.

En total fueron 6800 organismos sembrados y distribuidos en dos estanques uno para agua dulce y otro para agua marina, a una densidad de 550 organismos/m² para el primer ciclo y un total de 4700 organismos para una densidad de 400 organismos/m² para el segundo ciclo.

Las mediciones de los distintos parámetros pH, temperatura, salinidad, oxígeno del primer ciclo se realizaron sin ningún inconveniente, aunque las mediciones de Nitrógeno Amoniacal y Amonio se realizaron hasta las últimas dos semanas de terminar el cultivo por la falta de equipo. Los resultados preliminares del monitoreo de parámetros de calidad de agua del segundo ciclo se muestran a continuación junto con los del primer ciclo

Temperatura.

Boyd (1989), considera que las especies comúnmente cultivadas en estanques crecen mejor en el intervalo de 23 a 31°C y aunque algunas de ellas puedan crecer a menos de 20°C, temperaturas de 35°C o mayores son letales.

Los regímenes de temperaturas en los estanques de acuicultura son generalmente los típicos de las condiciones en la región en que se ubican geográficamente, y al igual que cualquier cuerpo de agua cerrado, siguen patrones estacionales, ligeramente más cálidos en los meses de estiaje y más fríos en los meses en que se presentan fuertes precipitaciones (Hopkins *et al.*, 1993).

Al respecto de esto, en las figuras 1 y 2 se muestra el comportamiento de la temperatura respecto al avance en días de cultivo en cada uno de los estanques del primer ciclo de cultivo, en ellas se observa que la temperatura incrementó 5°C para cada estanque, esto probablemente por el régimen de temperatura que se presenta en esta época del año en la región debido a la cercanía de la temporada de lluvias y el inicio de la época de verano. De esta forma se obtuvo una temperatura mínima y una máxima de 26.2 y 31 °C para el estanque de agua dulce, mientras que par el estanque de agua marina se reportó de 26.3 y 31.3 °C.

En promedio la temperatura para este primer ciclo que comprende los meses de Mayo, Junio, Julio y principios de Agosto para el estanque de agua dulce fue de 29.41 ± 1.15 mientras que para el estanque de agua marina fue de 29.46 ± 1.15 .

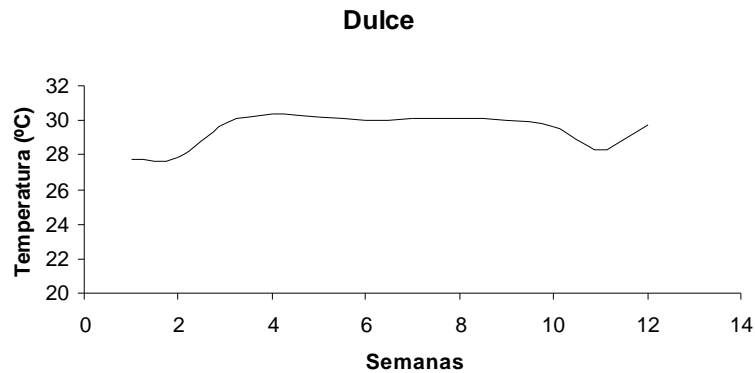


Figura 1.- Variación de la temperatura en °C en el estanque de agua dulce del primer ciclo.

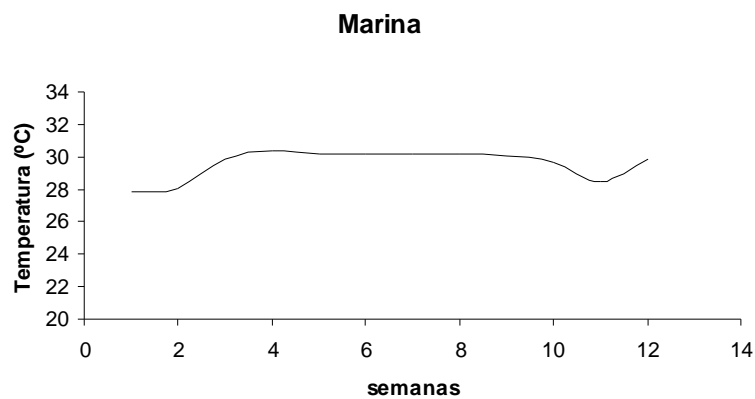


Figura 2.- Variación de la temperatura en el estanque de agua marina del primer ciclo.

Las figuras 3 y 4 muestran la variación de la temperatura en grados centígrados (°C) de los dos estanques de cultivo del segundo ciclo. Durante este tiempo la temperatura disminuyó gradualmente en un aproximado de 8 °C con fluctuaciones que tienden a la baja. Debido principalmente al cambio de estación que se da en esta temporada en la región por la entrada del período de estiaje o invierno. Así las temperaturas máximas y mínimas registradas para el estanque de agua dulce fue de 30.2 y 22.4 °C y para el estanque de agua marina fueron de 30.5 y 22.3 °C.

En promedio la temperatura para este primer ciclo que comprende los meses de Septiembre, Octubre, Noviembre y principios de Diciembre para el estanque de agua dulce fue de 26.89 ± 2.25 mientras que para el estanque de agua marina fue de 22.69 ± 2.27 .

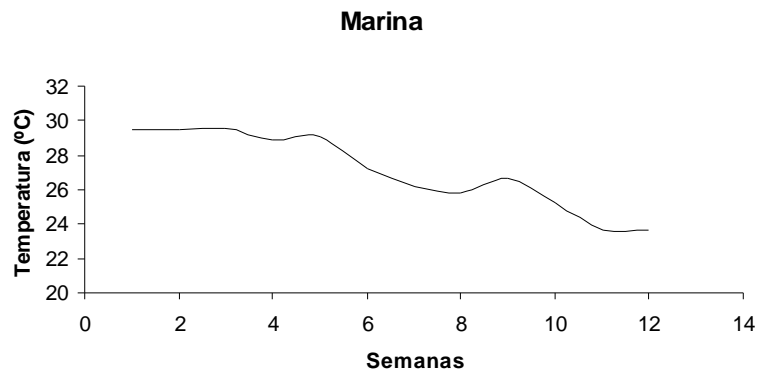


Figura 3.- Variación de la temperatura en °C del estanque de agua marina del segundo ciclo.

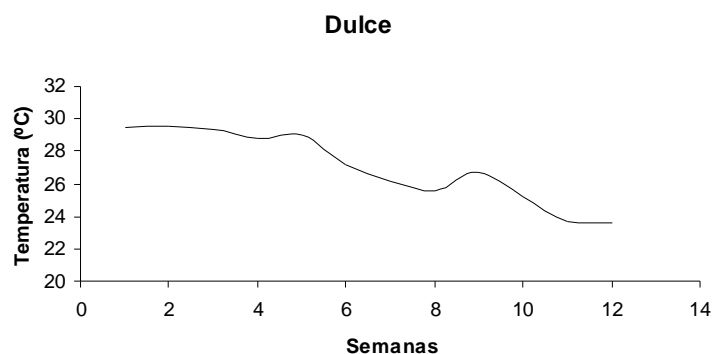


Figura 4.- Variación de la temperatura en °C del estanque de agua dulce del segundo ciclo.

Turbidez.

Solamente se realizaron mediciones de disco de Secchi las cuales oscilaron entre 25 y 45 cm para el primer ciclo y entre 30 y 45 cm para el segundo ciclo.

pH.

El efecto más importante del pH sobre los estanques de cultivo, es su acción sobre la ionización del amonio, altos valores reducen la ionización del amonio y por la tarde puede propiciar que una considerable proporción de NH_4^+ total en el agua se convierta en NH_3 provocando el incremento de la proporción toxica no ionizada de los compuestos nitrogenados (Tucker y Boyd, 1985 y Hopkins, 1993).

El fitoplancton utiliza el CO₂ durante el día en los procesos de fotosíntesis y el pH aumenta en el transcurso del mismo, por la noche disminuye con la concentración de CO₂ resultante de la respiración (Boyd, 1990).

Boyd (1989), recomienda valores de pH óptimos para el desarrollo de cultivo de camarón de 6 a 9. Para el presente estudio el rango de variación para ambos estanques durante los días de cultivo se han mantenido entre 7.5 y 8.7, tal como se muestra en las figuras 5 y 6. En sentido estricto el estanque de agua dulce presentó mayor rango de variación con valores un poco más elevados que el de agua marina, debido a que el sistema buffer es mas fuerte en el agua marina. Las medias de pH para este primer ciclo de cultivo estuvieron para el estanque de agua dulce 8.04 ± 0.22 y para el estanque de agua marina 7.81 ± 0.14

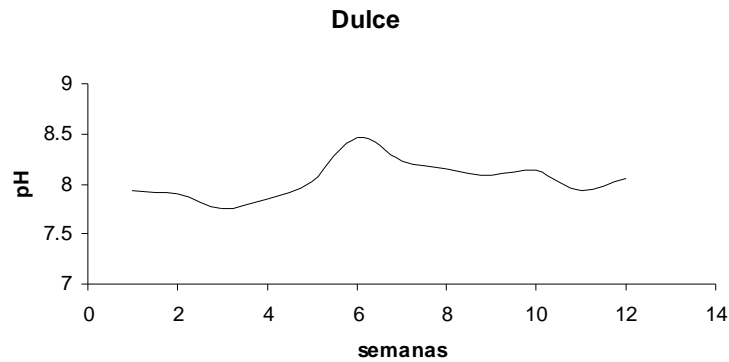


Figura 5.- Variación del pH del estanque de agua dulce durante el primer ciclo.

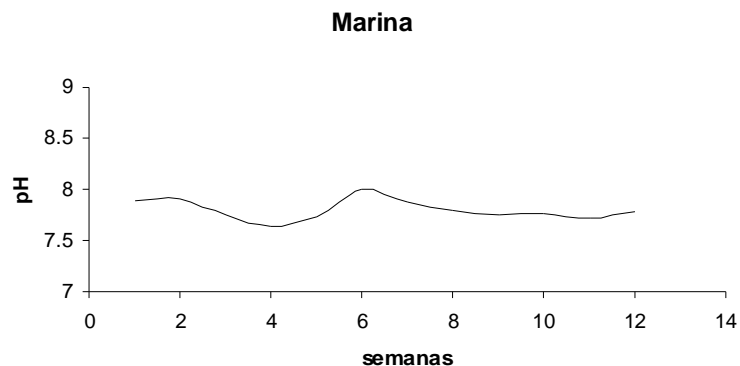


Figura 6.- Variación del pH del estanque de agua marina durante el primer ciclo.

Las figura 7 y 8 muestran la variación de pH en los estanques del segundo ciclo de cultivo, estos han mantenido una variación de 1.6 y los valores han sido más altos que el segundo ciclo y también en sentido estricto el estanque de agua dulce ha presentado mayor rango de variación, y han sostenido una tendencia a la disminución del pH, principalmente porque al inicio del cultivo se presentó un brote de alga del género *Enteromorpha* sp. Esto que provocó este aumento al inicio del ciclo y esta alga fue removida después de la tercera semana de cultivo. Las medias de pH para este segundo ciclo de cultivo estuvieron para el estanque de agua dulce 8.44 ± 0.34 y para el estanque de agua marina 8.18 ± 0.33 .

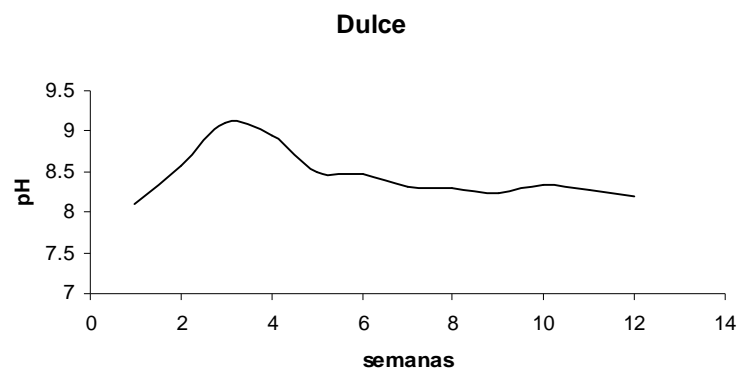


Figura 7.- Variación del pH del estanque de agua dulce durante el segundo ciclo.

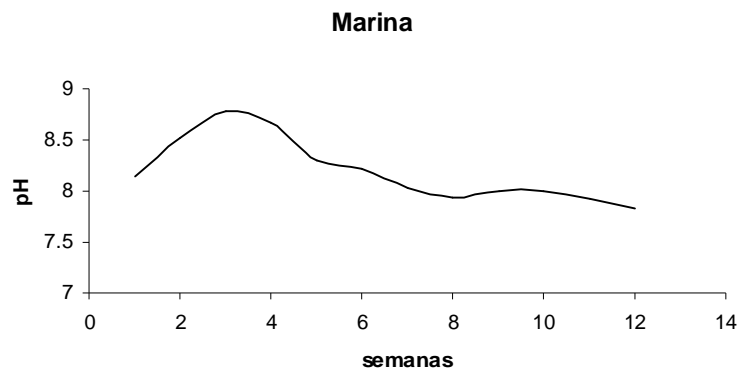


Figura 8.- Variación del pH del estanque de agua marina durante el segundo ciclo.

Oxígeno.

El oxígeno disuelto se considera la variable de calidad del agua más crítica tanto en los cuerpos de agua naturales como de cultivo (Páez *et al.*, 2001). Boyd (1989), estima un valor de 3.5 mg/L como límite inferior del intervalo abierto de las concentraciones óptimas para el cultivo de camarones peneidos.

Boyd y Fast (1992), consideran que la mejor sobrevivencia y crecimiento en camarones marinos de cultivo se obtiene a concentraciones de oxígeno disuelto entre 3.5 mg/L y el nivel de saturación.

Los niveles de oxígeno de ambos estanques del cultivo del primer ciclo se muestran en las figuras 9 y 10. Como era de esperarse el oxígeno disminuyó conforme avanzó el cultivo. La medición mas baja fue de 1.33 mg/L para el estanque de agua marina y de 1.9 para el estanque de agua dulce ambos fueron registrados en la misma fecha. Estos niveles se debieron principalmente a la falta de agua para realizar el recambio, dicha concentración aumentó hasta en 2 mg/L con el recambio. Se observó que el estanque de agua marina presentó concentraciones un poco más bajas que el estanque de agua dulce. Sus medias y sus desviaciones estándar fueron 5.14 ± 1.28 mg/L y 4.26 ± 1.43 mg/L para el estanque de agua dulce y agua marina respectivamente.

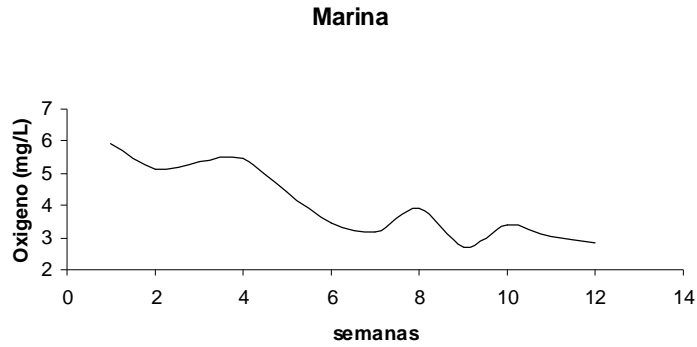


Figura 9.- Variación del oxígeno durante el primer ciclo en el estanque de agua marina.

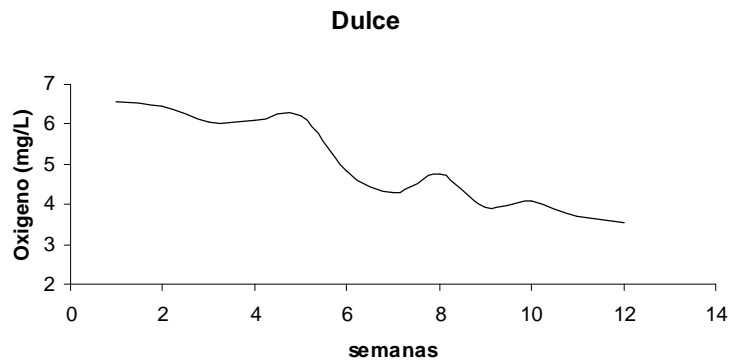


Figura 10.- Variación del oxígeno disuelto del primer ciclo en el estanque de agua dulce.

Para el segundo ciclo también la tendencia fue la disminución del oxígeno conforme avanza el cultivo, aunque en este ciclo los niveles no han bajado tanto como sucedió en el primer ciclo, ya que la concentración más baja fue de 1.5 mg/L para el estanque de agua marina y de 2.6 mg/L para el de agua dulce, igual como se presentó en el primer ciclo las concentraciones más bajas han ocurrido en el estanque de agua marina. Las medias y sus respectivas desviaciones estándar durante este segundo ciclo fueron las siguientes para el estanque de agua dulce 4.43 ± 0.93 mg/L y para el estanque de agua marina 3.95 ± 1.05 mg/L (Figuras 11 y 12).

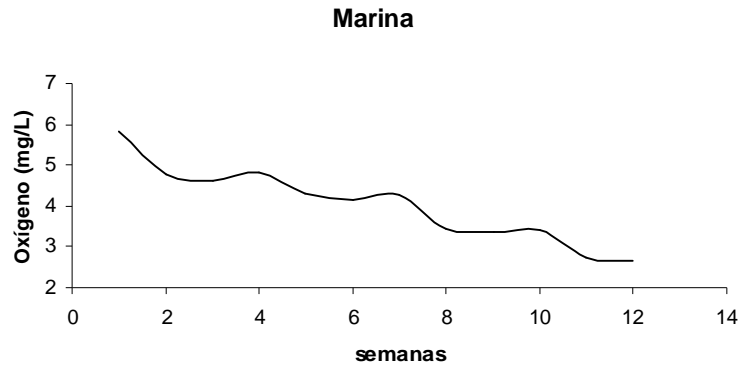


Figura 11.- Variación del oxígeno disuelto durante el segundo ciclo en el estanque de agua marina.

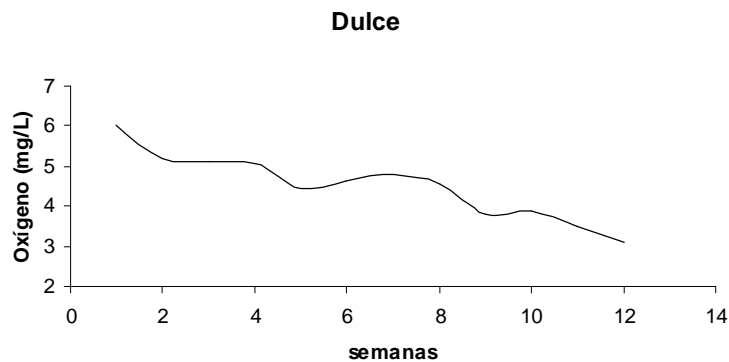


Figura 12.- Variación del oxígeno disuelto durante el segundo ciclo en el estanque de agua dulce.

Salinidad.

En lo que respecta a este parámetro se tiene que su importancia está determinada por el gasto de la energía utilizada por los organismos para contrarrestar los efectos causados por cambios extremos en la concentración de sales (Lara *et al.*, 1995).

La osmorregulación y el transporte de iones requieren de energía en estos organismos, es en estos procesos donde la salinidad desempeña un papel importante (Sainz *et al.*, 2001). Fuera del rango del intervalo óptimo de salinidad cada organismo gasta energía en la osmorregulación afectando otros procesos como el crecimiento (Boyd, 1989).

Para el desarrollo de este proyecto se destinó exclusivamente dos tipos de agua con características diferentes de salinidad: un medio de cultivo diluido o de agua “dulce” que va de 0.5 a 5 usp rango sobre el cuál se mantuvo y un medio de cultivo con características a las del medio marino que van de los 32 a 35 usp, cabe señalar que esta salinidad no se mantuvo estable debido a la necesidad de hacer recambios y no contar en ese momento con agua marina, motivo por el cuál el agua de recambio fue dulce viéndose reflejada en descensos de la salinidad que van desde los 22.5 a 35 usp. Tal como se muestra en la figura 13. Los promedios y las desviaciones estándar para este primer ciclo fueron para el estanque de agua dulce 2.56 ± 1.16 usp y para el estanque de agua marina 31.21 ± 2.69 usp.

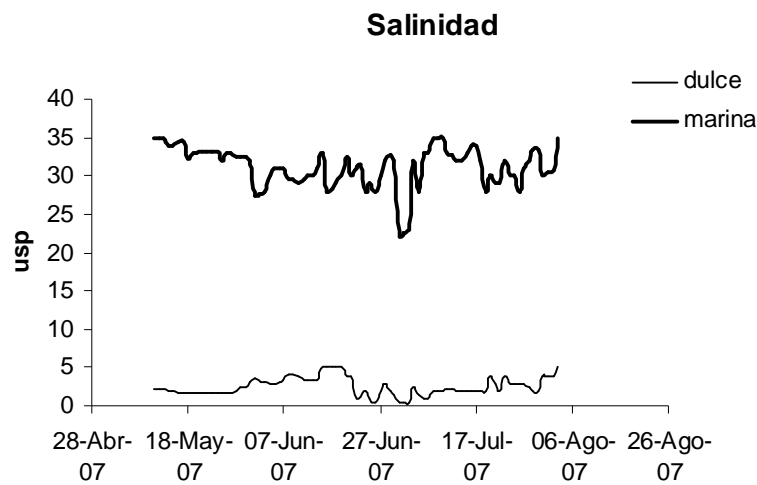


Figura 13.- Variación de la salinidad de ambos estanques durante el primer ciclo.

Para el segundo ciclo la salinidad varió dentro de estos mismos rangos, teniendo mas variación en el estanque de agua marina que van desde los 20 a los 34 usp, mientras que el estanque de agua dulce se mantuvo con una variación que va desde los 0.5 a 4 usp. Cabe señalar que el estanque de agua marina se le ha ido aumentando la salinidad debido a que la salinidad de inicio fue de 25 usp, debido a la falta de bombeo de agua de mar durante el inicio del ciclo, como se muestra en la figura 14.

La salinidad promedio para ambos medios de cultivo durante este segundo ciclo se comportó como sigue para el estanque de agua dulce 2.02 ± 0.86 usp la desviación estándar de las mediciones de salinidad del estanque de agua marina fue muy alta debido a lo mencionado en el párrafo anterior, de esta forma la salinidad promedio fue 30 ± 4.27 usp.

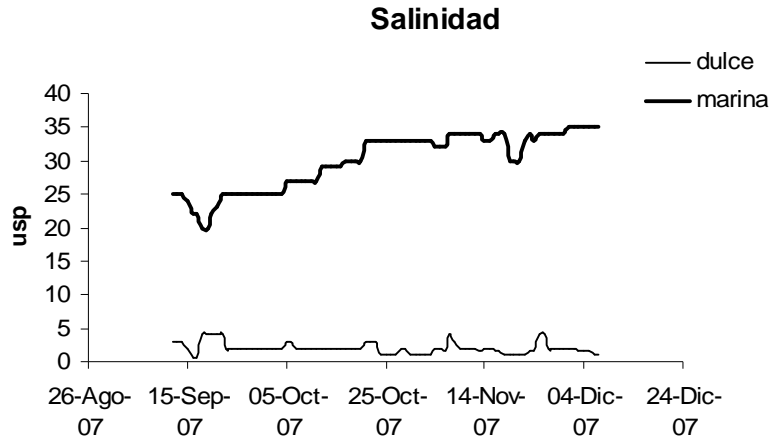


Figura 14- Variación de la salinidad de ambos estanques durante el segundo ciclo.

Amonio.

Las mediciones de amonio durante le primer ciclo fueron inconclusas, debido a la falta de equipo, solamente se tomó el registro del último mes. Las figuras 15 y 16 muestran la variación de $\text{NH}_3\text{-N}$ en mg/L durante el primer ciclo en ambos estanques las mínima concentración fue de 0.45 y la máxima de 1.24 mg/L, el estanque de agua dulce presentó concentraciones un poco más elevadas que el estanque de agua dulce. Los promedios fueron para el estanque de agua dulce 0.85 ± 0.18 mg/L y para el de agua marina 0.77 ± 0.15 mg/L.

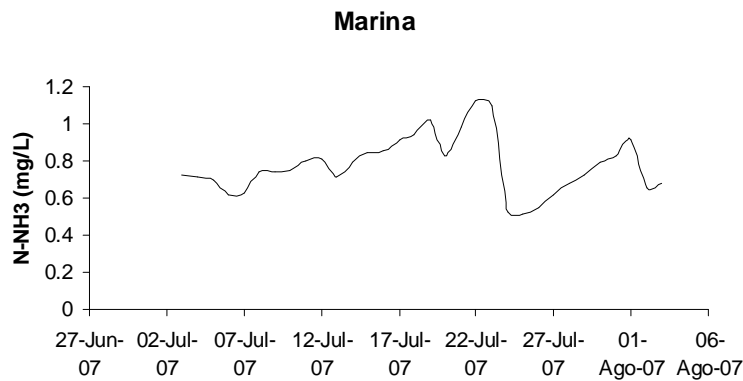


Figura 15.- Variación de $\text{NH}_3\text{-N}$ en el estanque de agua marina del primer ciclo.

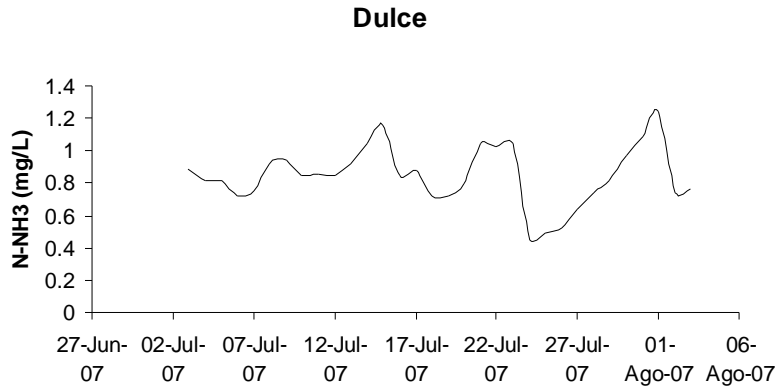


Figura 16.- Variación de NH₃ –N en el estanque de agua dulce del primer ciclo.

La variación de NH₃ –N durante el segundo ciclo (figuras 17 y 18) ha presentado la misma tendencia que en el primer ciclo, aunque se han observado mayores concentraciones en ambos estanques, la menor concentración fue de 0.05 y la mayor fue de 2.96 mg/L ambas registradas en el estanque de agua dulce, esta concentración ha presentado una tendencia ascendente, debido principalmente a la falta de recambio hacia el último mes. Para el estanque de agua marina la concentración mínima fue de 0.03 y la máxima fue de 2.86 mg/L. En este caso las dos concentraciones altas tanto del estanque de agua marina como el del estanque de agua dulce se dieron la misma semana probablemente debido a la falta de agua para hacer recambios en esa semana. Los promedios fueron para el estanque de agua dulce 1.11 ± 0.79 mg/L y para el de agua marina 0.93 ± 0.81 mg/L. Esta claro que los recambios disminuyen dicha concentración aunado con el sifoneo de la materia orgánica.

Marina

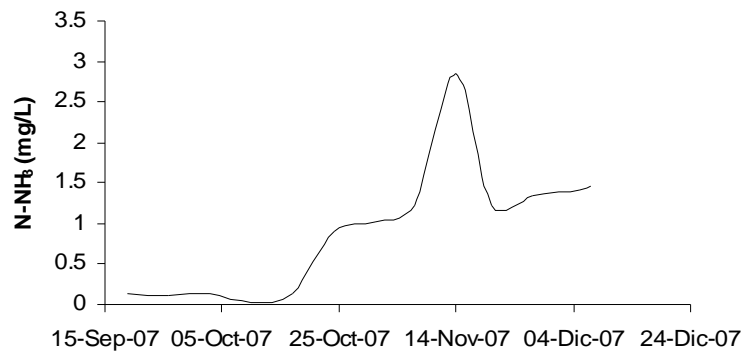


Figura 17.- Variación de NH₃ –N el estanque de agua marina del segundo ciclo.

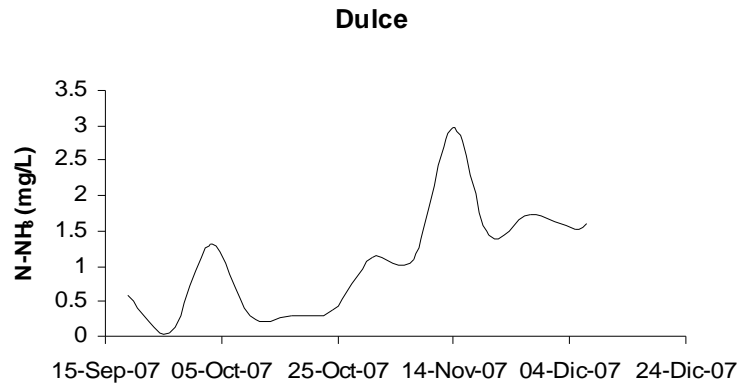


Figura 18.- Variación de NH₃ –N el estanque de agua dulce del segundo ciclo.

Todas las mediciones de los parámetros se realizaron diariamente, a excepción de las mediciones de amonio las cuáles se realizaron dos veces y hasta tres por semana.

Propiedades biológicas.

Uno de los objetivos que se persiguen con el manejo adecuado de los estanques es que a través de la fertilización, se obtenga la cantidad necesaria de fitoplancton, intentando controlar la cantidad y calidad de microalgas necesarias para el buen aprovechamiento de la energía introducida en el sistema de cultivo (Martínez, 1998).

Así una vigilancia constante sobre la presencia de producción primaria y producción secundaria representan una garantía sobre la calidad del agua. Para nuestro caso la identificación de estas propiedades fueron hechas con ayuda del laboratorio de Plancton del ICM y L- Unidad Mazatlán y apoyándonos en fotografías de las especies encontradas.

De esta forma se tiene que para el estanque de agua dulce durante el primer ciclo la presencia del fitoplancton estuvo representada de la siguiente manera: hubo una presencia dominante de cloroficeas *Tetrasporas sp*, en segundo plano se encontró diatomeas del género *Nitzschia*, en una presencia un poco más reducida se encontró con *Micrasteras sp.* y *Cosmarium sp.* Para el caso del zooplancton hay que señalar la existencia dentro del estanque de agua dulce de: Ciliados del género *Vorticella*, organismos de la clase Copepoda del orden de los calanoideos y organismos del Phylum Rotifera de la familia Brachionidae, además de la presencia ya existente antes de la siembra de las postlarvas de Cladóceros del género *Daphnia*.

La presencia de fitoplancton y zooplancton en el estanque de agua marina fue más reducida y solamente se encontró especies que a continuación se mencionan: *Chaetoceros sp.*, especie inducida artificialmente para el incremento de la productividad primaria antes del inicio del ciclo de cultivo y como alimento para el desarrollo de *Artemia sp.*, también se dio la presencia en muy baja proporción de un dinoflagelado *Ensiculifera sp.*, en lo que respecta al zooplancton se encontraron organismos de la clase Copepoda del orden de los calanoideos, además de la presencia desde antes del ciclo de cultivo de *Artemia sp.*

Durante el segundo ciclo se observó prácticamente las mismas especies de fitoplancton y zooplancton, únicamente que la presencia de *Tetrasporas sp* disminuyó, también disminuyó la presencia de *Vorticella* y se presentó una abundancia al inicio del ciclo de *Enteromorpha sp* y hubo mayor presencia de cladóceros del género *Daphnia*. Para el estanque de agua marina ya no hubo presencia del dinoflagelado presente en el primer ciclo *Ensiculifera sp*, en cambio hubo una mayor presencia de *Chaetoceros*, y *Artemia sp* en todos sus estadios de vida, aquí también existió la presencia de *Enteromorpha sp* aunque en menor proporción que en el de agua dulce.

Un estanque de camarón es un sistema altamente dinámico en donde interactúan estrechamente, diversos factores como la salinidad, pH, temperatura, oxígeno disuelto así como diversos nutrientes orgánicos e inorgánicos. Las comunidades microbianas presentes en los estanques son susceptibles a estos cambios y debido a ello pueden modificar su composición y número, rompiendo el equilibrio y permitiendo en algunos casos la presencia de organismos patógenos (Gómez *et al.*, 2001). La observación diaria del comportamiento de los organismos cultivados para ver si existen posibles padecimientos provocados por algún patógeno, permitió llevar un monitoreo sobre el control de estos organismos, el buen comportamiento de los organismos y la ausencia de de comportamientos como nado errático, ausencia de apetito, coloraciones en el exoesqueleto, deformaciones en el rostro entre otras, nos permitió darnos una idea sobre la presencia o ausencia de organismos enfermos, en este caso no se presentó ninguna de las características mencionadas durante los dos ciclos de cultivo y se dedujo con esto que no se presentó algún tipo de enfermedad, cabe señalar en este punto que durante los dos ciclos de cultivo no se realizó ninguna prueba para diagnóstico de enfermedades como histología convencional utilizando tinciones o por reacción de polimerasa en cadena .

Durante ambos ciclos de cultivo, no se observó ningún comportamiento anormal, como nado errático, rostro desviado, aparición de manchas en el músculo o el exosqueleto etc., por tal motivo no existió la necesidad de enviar muestras a laboratorios encargados de la sanidad acuícola.

Proyección del cultivo.

En promedio fueron doce semanas de cultivo que fueron del 11 de Mayo al 3 de Agosto de 2007, se sembraron 3,400 organismos en 6 metros cuadrados; al final el número de organismos que quedaron fue de 2,995 se obtuvo un porcentaje de sobrevivencia de 88.1 %, el peso promedio por semana fue de los 0.0255 gramos hasta obtener un peso promedio final de 8.7822 gramos; el porcentaje de alimento semanal fue de los 6.68 % hasta el 3.00 %; el factor de conversión alimenticia fue de los 1 : 0.5 a 1 : 1.4 por semana; el incremento de biomasa en kilogramos por metro cuadrado fue de los 0.0145 a los 4.3838 kilogramos, en total se obtuvo 26.3029 kilogramos producto de la cosecha de los organismos cultivados en éste estanque.

En una proyección para conocer el rendimiento por hectárea que estos resultados expresan, obtenemos un rendimiento en toneladas de 43.83 por hectárea de lo cuál obtenemos rendimientos de hasta 10 veces mayores a los registrados en otros sistemas de cultivo, que los más altos andan en 4.9 toneladas por hectáreas, esto en sistemas semi-extensivos.

En lo que respecta al estanque de agua marina, durante el primer ciclo también fueron doce semanas de cultivo, se sembraron 3,400 organismos en 6 metros cuadrados; al final el número de organismos que quedaron fue de 3,100 se obtuvo un porcentaje de sobrevivencia de 91.2 %, el peso promedio por semana fue de los 0.0255 gramos hasta obtener un peso promedio final de 8.82 gramos; el porcentaje de alimento semanal fue de los 15.56 % hasta el 3.80 %; el factor de conversión alimenticia fue de los 1 : 1 a 1 : 1.4 por semana; el incremento de biomasa en kilogramos por metro cuadrado fue de los 0.0145 a los 4.56 kilogramos, en total se obtuvo 27.37 kilogramos producto de la cosecha de los organismos cultivados en éste estanque. El rendimiento por hectárea es de 45.61 toneladas/Ha.

La proyección final del cultivo en el estanque de agua dulce, durante el segundo ciclo fue doce semanas de cultivo que fueron del 12 Septiembre al 5 de Diciembre de 2007, se sembraron 2,400 organismos en 6 metros cuadrados al final el número de organismos que quedaron fue de 2,300 se obtuvo un porcentaje de sobrevivencia de

95.8 %, el peso promedio por semana fue de los 0.0631 gramos hasta obtener un peso promedio final de 7.67 gramos; el porcentaje de alimento semanal fue de los 15.97 % hasta el 2.26 %; el factor de conversión alimenticia fue de los 1 : 1.1 a 1 : 1.2 por semana; el incremento de biomasa en kilogramos por metro cuadrado fue de los 0.0252 a los 2.94 kilogramos, en total se obtuvo 16.65 kilogramos producto de la cosecha de los organismos cultivados en éste estanque. Aquí el rendimiento por hectárea fue menor que en el ciclo anterior debido a una menor densidad de siembra y a un menor peso promedio final, de esta forma obtenemos 29.43 toneladas/Ha.

La proyección final del cultivo para el estanque de agua marina, durante el segundo ciclo fue de la siguiente manera: Igualmente fueron doce semanas de cultivo, se sembraron 2,400 organismos en 6 metros cuadrados al final el número de organismos que quedaron fue de 2,350 se obtuvo un porcentaje de sobrevivencia de 97.9 %, el peso promedio por semana fue de los 0.0631 gramos hasta obtener un peso promedio final de 7.03 gramos; el porcentaje de alimento semanal fue de los 17.7 % hasta el 2.41 %; el factor de conversión alimenticia fue de los 1 : 1.2 a 1 : 1.4 por semana; el incremento de biomasa en kilogramos por metro cuadrado fue de los 0.0252 a los 2.75 kilogramos, en total se obtuvieron 16.54 kilogramos producto de la cosecha de los organismos cultivados en éste estanque. En donde el rendimiento por hectárea es de 27.56 toneladas/Ha.

Crecimiento.

Comúnmente el crecimiento en organismos cultivados es conocido como el aumento en talla y peso de los individuos y esta en función del tiempo de cultivo, influenciado por cierto factores entre ellos la densidad poblacional, disponibilidad y calidad de alimento y los parámetros de calidad de agua (Lara *et al.*, 1995).

Debido a que el deterioro de la calidad de agua durante el cultivo esta relacionado con la acumulación de desperdicios del alimento añadido, la frecuencia y severidad de los problemas de la calidad del agua se incrementan con el aumento en las densidades de siembra; para obtener tasas de crecimiento óptimas, las cantidades diarias de alimento por unidad de área de cultivo deben incrementarse en los estanques sembrados a altas densidades y esto provoca que se acumulen mayores cantidades de desperdicios metabólicos (Tucker *et al.*, 1985).

La sobrevivencia de las postlarvas desde la recepción, su paso por la aclimatación y su siembra en los estanques de cultivo fue del 100% durante ambos ciclos, cabe

señalar que hubo una mortalidad antes de empezar el segundo ciclo debido a un apagón de energía eléctrica que provocó una mortalidad del 100% motivo por el cuál el inicio del segundo ciclo se retrasó, esto se debió a causas ajenas al trabajo. La longitud promedio de las postlarvas utilizadas para el desarrollo del primer ciclo fue de 7.5 +- 0.5 mm, mientras que para el segundo ciclo la longitud promedio fue de 19.25 mm, hay que mencionar que para ambos ciclos el tamaño entre postlarvas sembradas no era homogéneo y presentaba variaciones muy visibles entre tamaño.

Para el crecimiento en agua marina del primer ciclo: se obtuvo un que va de los 0.0273 a los 2.0751 g/semana y un promedio semanal de 0.7336 g; y de longitud va de 1.5 a 9.51 mm/semana. El crecimiento promedio por semana es de 7.825 mm.

Crecimiento en agua dulce del primer ciclo: se obtuvo un crecimiento que va de los 0.0976 a los 1.7978 g/semana y un promedio semanal de 0.7297 g; y de longitud va de 2.0214 a 15.5073 mm/semana. El crecimiento promedio por semana es de 7.8287 mm. Crecimiento en agua marina del segundo ciclo: se obtuvo un crecimiento que va de los 0.0203 a los 1.4151 g/semana y un promedio semanal de 0.5813 g; y de longitud va de 1.0882 a 11.3666 mm/semana. El crecimiento promedio por semana es de 6.99 mm. Crecimiento en agua dulce del segundo ciclo: se obtuvo un crecimiento que va de los 0.0275 a los 1.4619 g/semana y un promedio semanal de 0.6345 g; y de longitud va de 2.5454 a 11.6217 mm/semana. El crecimiento promedio por semana es de 7.14 mm

El crecimiento en longitud para ambos estanques de cultivo también fue estimado por días transcurridos de cultivo, resultando lo señalado en las figuras 19 A (marina) y 19 B (dulce) para el primer ciclo.

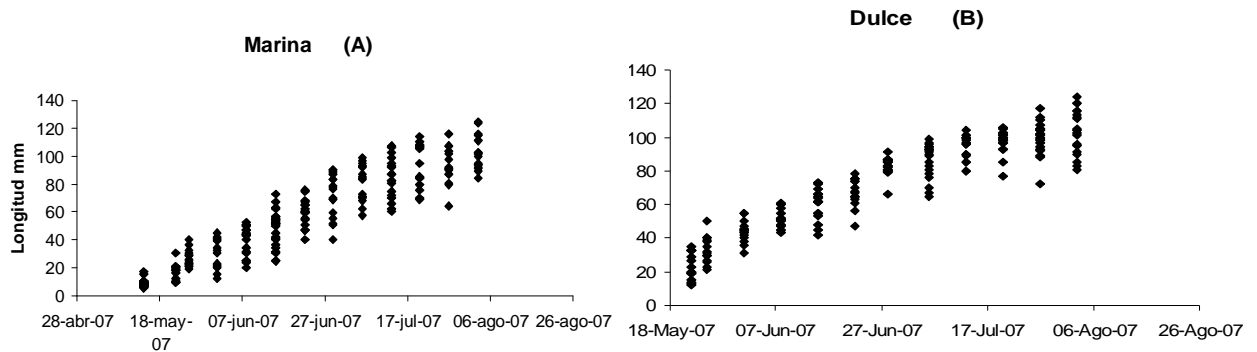


Figura 19 A y B.- Crecimiento en longitud a través del tiempo transcurrido del cultivo.

Tal y como se observó durante el primer mes del ciclo de cultivo, los organismos cultivados en el agua dulce mantuvieron un incremento en longitud relativamente mayor a los cultivados en agua marina que al final se igualó. El crecimiento en peso a lo largo de los días transcurridos del primer ciclo fue graficado para ambos estanques (figura 20 A y B).

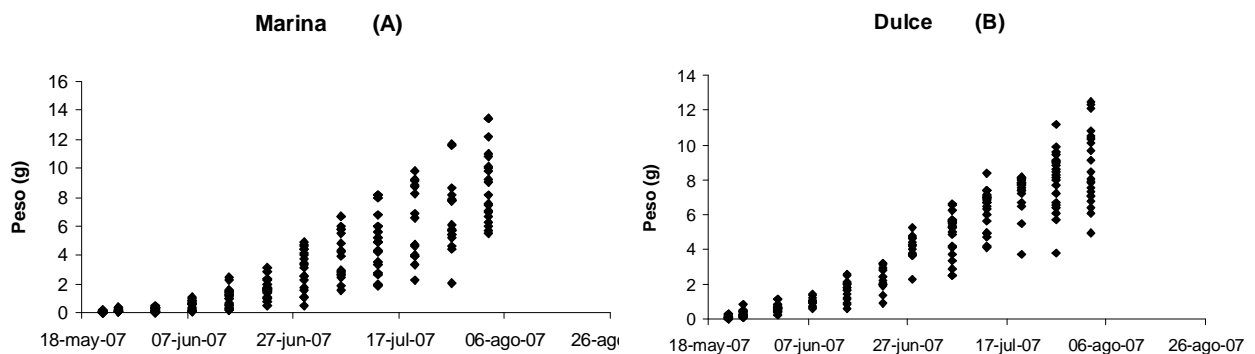


Figura 20 A y B.- Crecimiento en peso a lo largo de los días de cultivo primer ciclo.

Nótese que la variación en talla y peso es un poco mayor en los organismos sembrados en agua de mar que los de agua dulce, debido principalmente a la variabilidad en tallas de las postlarvas.

Las figuras 21 A y B muestran el incremento en longitud de los organismos del segundo ciclo de cultivo.

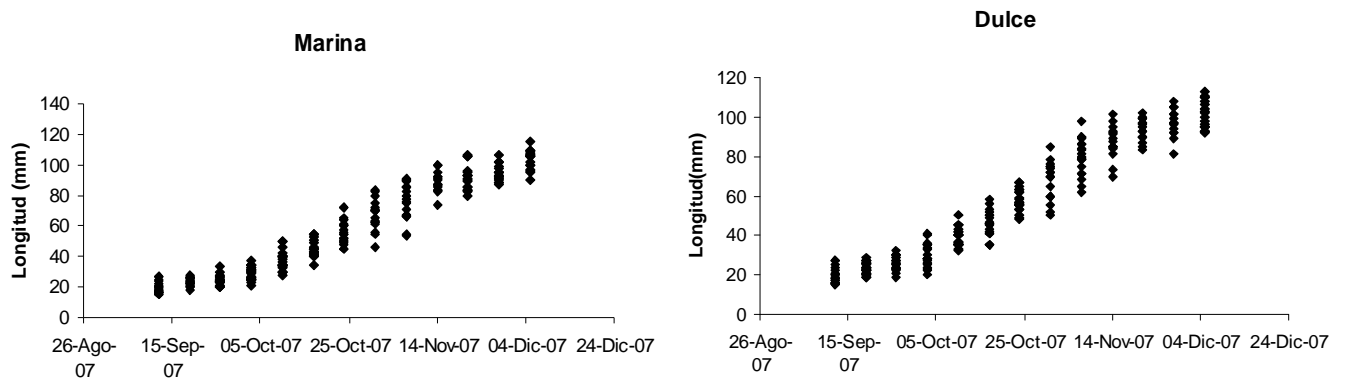


Figura 21 A y B.- Crecimiento en longitud del segundo ciclo.

Este crecimiento se aprecia más homogéneo y no se observa tanta variabilidad entre los organismos debido principalmente a que durante el inicio del segundo ciclo las postlarvas fueron seleccionadas por tallas mediante una red.

Por último, las figuras 22 A y B muestran el crecimiento en peso de los organismos del segundo ciclo, a simple vista se observa un menor incremento en gramos de biomasa individual comparados con los del primer ciclo.

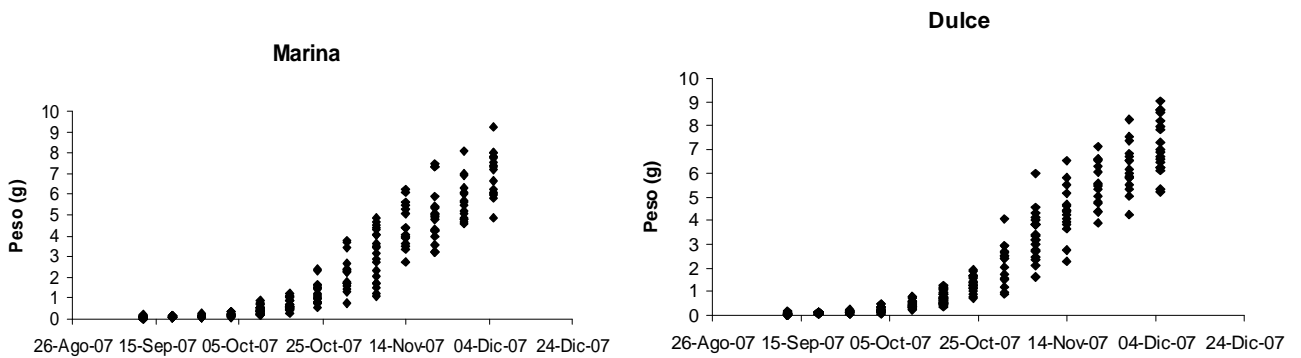


Figura 22 A y B.- Crecimiento en peso segundo ciclo.

La relación longitud-peso para cada estanque de los organismos cultivados fue graficada, al principio se observó una ventaja en el crecimiento de los organismos cultivados en agua dulce pero posteriormente estas fueron similares.

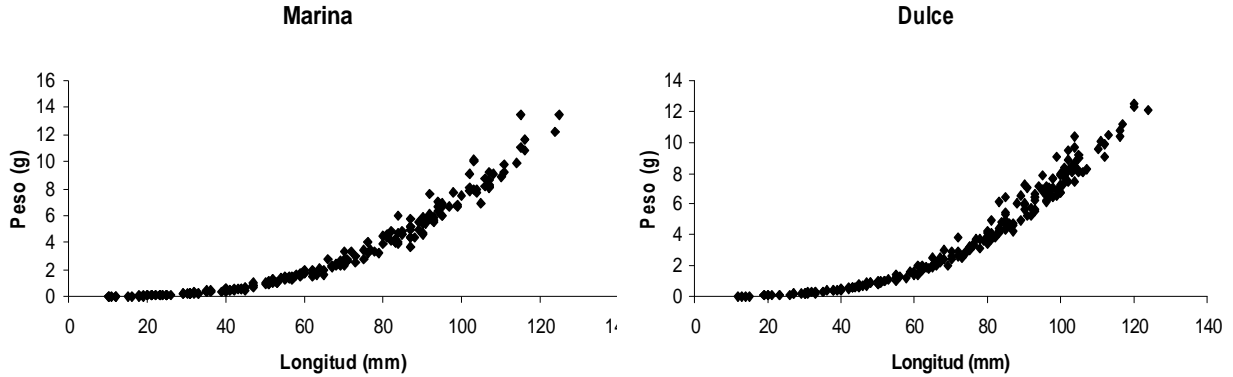


Figura 23 A y B.- Relación longitud-peso de ambos estanques del primer ciclo.

La relación longitud-peso de los organismos cultivados en los estanques de agua dulce y los estanques de agua marina fueron realizados y expresados en la gráfica 24, se aprecia a simple vista una baja clara en la dispersión de los pesos atribuible muy posiblemente a la selección realizada al inicio de la siembra.

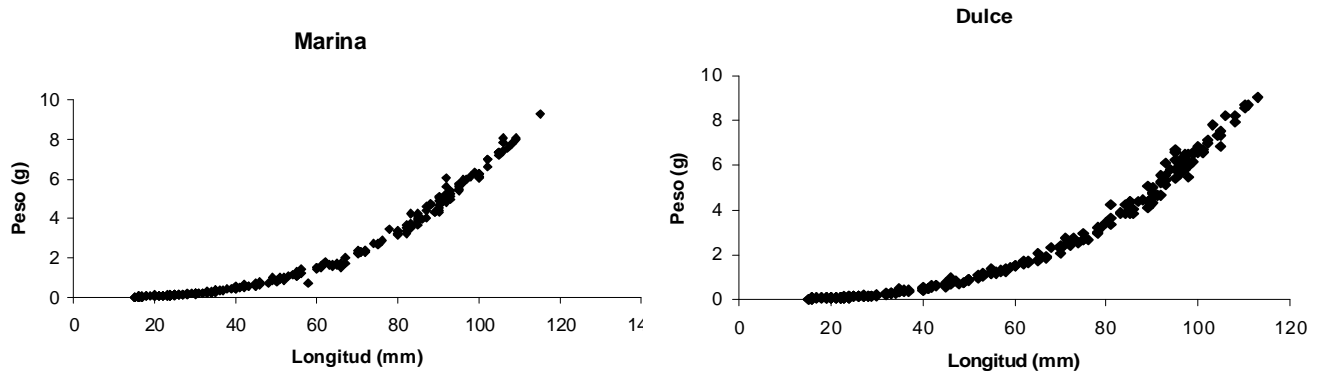


Figura 24 A y B.- Relación longitud-peso de ambos estanques del segundo ciclo.

Se aplicó un análisis de regresión de tipo potencial simple de tipo potencial, para las relaciones longitud-peso de los organismos cultivados en los estanques de agua dulce y en los de agua marina tanto del primer ciclo como del segundo ciclo. Primero se aplicó un ANOVA de una vía con significancia del 95%, para determinar si había un efecto entre la variable dependiente que es en este caso el peso y la independiente que sería la longitud, los resultados de ambos fueron:

	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio	F	P
Regresión	2045.963	1	2045.963	1751.251	0.00
Residual	248.845	213	1.168		
Total	2294.809				

Tabla 3.- Resultados del ANOVA de longitud contra peso del estanque de agua dulce del primer ciclo.

	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio	F	P
Regresión	1934.096	1	1934.096	1349.511	0.00
Residual	300.968	210	1.433		
Total	2235.064				

Tabla 4.- Resultados del ANOVA para el estanque de agua marina del primer ciclo.

	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio	F	P
Regresión	1361.132	1	1361.132	2410.316	0.00
Residual	131.013	232	0.565		
Total	1492.145				

Tabla 5.- Resultados del ANOVA longitud-peso de los organismos sembrados en agua dulce del segundo ciclo.

	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio	F	P
Regresión	1218.559	1	1218.559	2299.373	0.00
Residual	118.709	224	0.530		
Total	1337.268				

Tabla 6.- Resultados del ANOVA longitud-peso de los organismos del estanque de agua marina del segundo ciclo.

Posteriormente se procedió a comprobar los residuos de manera que se cumplieran que eran normales, independientes de media cero y varianza constante $e \sim N \text{ ind. } (0, \sigma^2)$. Cumplido con esto las relaciones obtenidas con el análisis de regresión fueron:

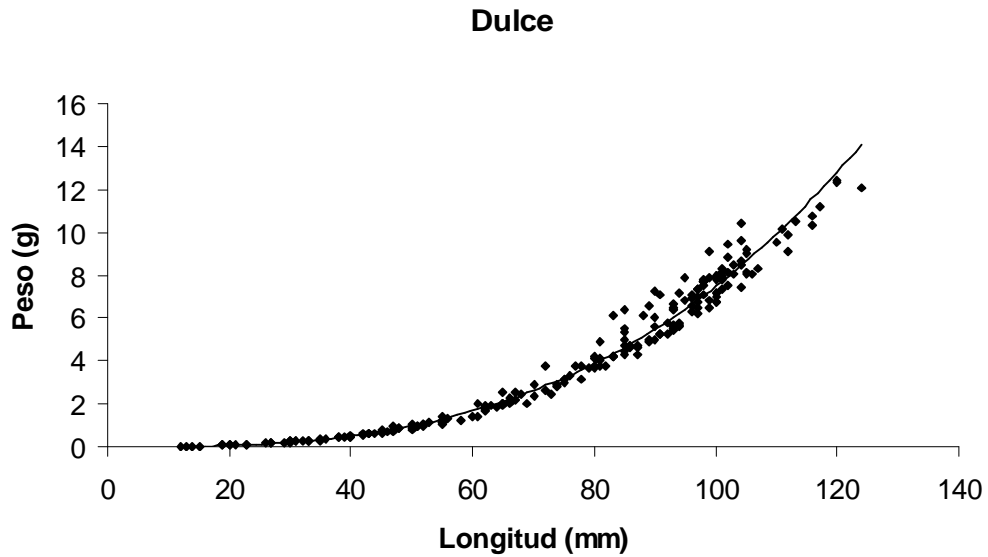


Figura 25.- Análisis de regresión tipo potencial estanque de agua dulce primer ciclo.

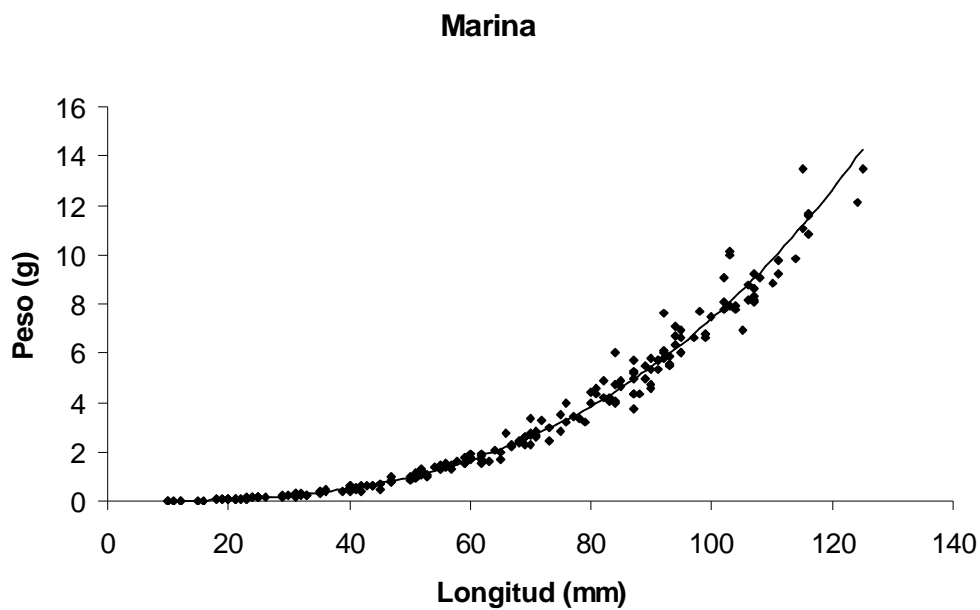


Figura 26.- Análisis de regresión tipo potencial estanque de agua marina primer ciclo.

La ecuación resultante para la relación longitud peso del estanque de agua dulce del primer ciclo fue: **$Peso = 9 E-05 Longitud^{2.9573}$** con una R^2 de **0.9944**. La ecuación resultante para la relación longitud peso del estanque de agua marina fue la siguiente: **$Peso = 1 E-05 Longitud^{2.9393}$** con una R^2 de **0.9941**.

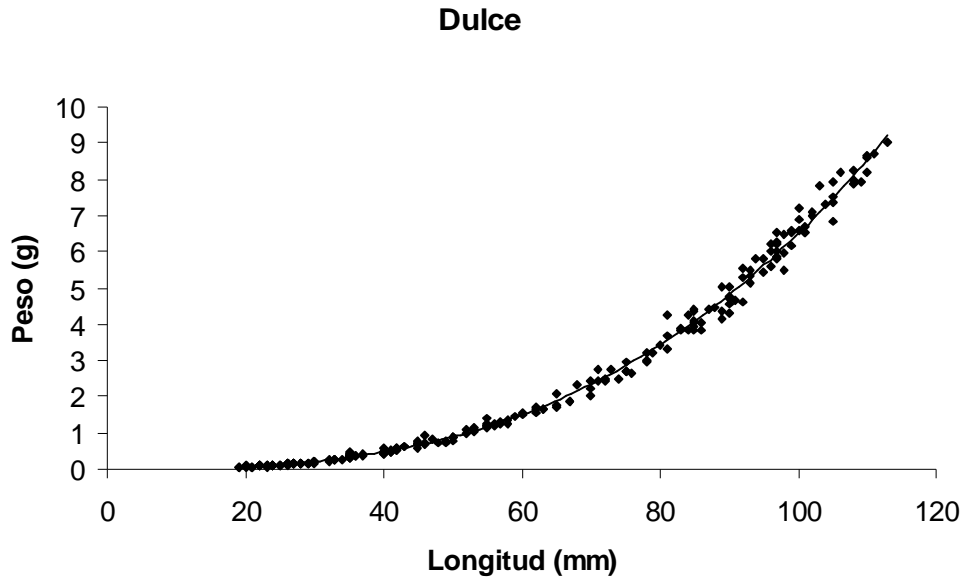


Figura 27.- Análisis de regresión para los organismos del estanque de agua dulce del segundo ciclo.

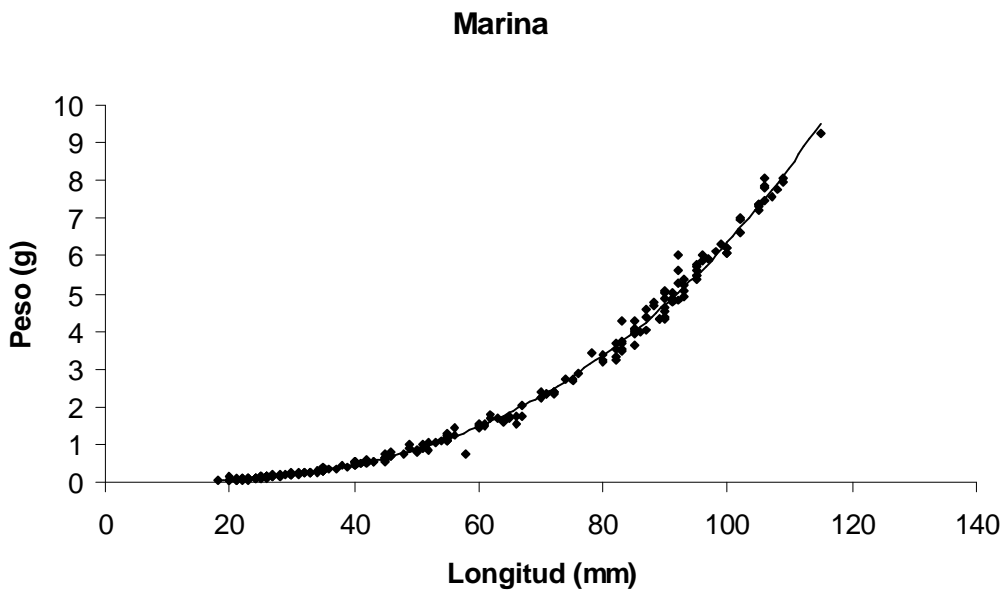


Figura 28.- Análisis de regresión para los organismos del estanque de agua marina del segundo ciclo.

La ecuación resultante para la relación longitud peso del estanque de agua dulce del segundo ciclo fue: **$Peso = 1 E-05 Longitud^{2.8677}$** con una R^2 de **0.9965**. La ecuación resultante para la relación longitud peso del estanque de agua marina fue la siguiente: **$Peso = 1 E-05 Longitud^{2.8697}$** con una R^2 de **0.9938**.

El modelo de crecimiento de von-Bertalanffy para los estanques del primer ciclo fueron: para el de agua dulce, una $L_{\infty} = 146.98$; una $k=0.0957$ y $t_0 = -0.9304$; definiéndose así el siguiente modelo: $L_t = 146.98 (1 - e^{-0.0957 (t+0.9304)})$. Los datos observados, que serían la longitud promedio por semana graficados con la predicción del modelo se observa en la figura 29.

Von-Bertalanffy (dulce)

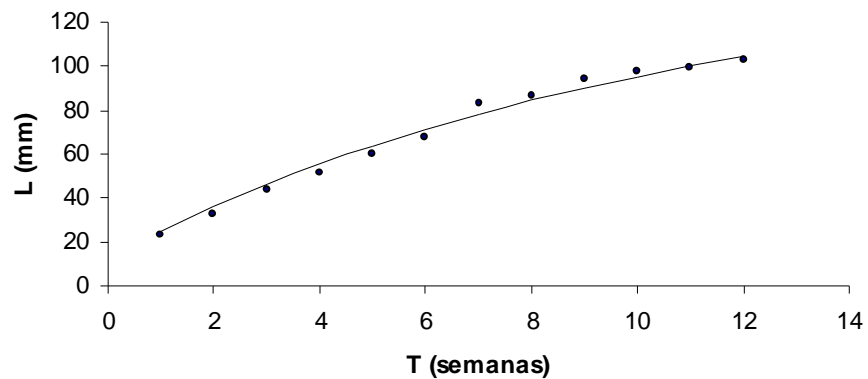


Figura 29.- Modelo de crecimiento von-Bertalanffy, primer ciclo dulce.

Para el estanque de agua marina se obtuvo lo siguiente: una $L_{\infty} = 322.16$; una $k=0.0301$ y $t_0 = -0.8852$; definiéndose así el modelo: $L_t = 322.16 (1 - e^{-0.0301 (t+0.8852)})$. Así nuestra gráfica quedaría como se muestra en la figura 30.

Von-Bertalanfy (marina)

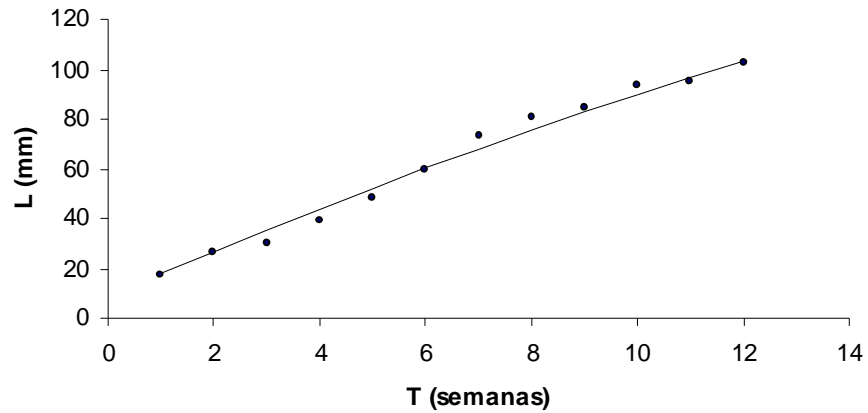


Figura 30.- Modelo de crecimiento von-Bertalanfy, primer ciclo marina.

Los parámetros del modelo de crecimiento de von-Bertalanfy para los organismos sembrados en el segundo ciclo corresponden a los siguientes: para los organismos del estanque de agua dulce una $L_{\infty} = 367.82$; una $k=0.0172$ y $t_0 = -4.6050$; definiéndose así el siguiente modelo: $L_t = 367.82 (1 - e^{-0.0172 (t+4.6050)})$. Los datos observados, que serían la longitud promedio por semana graficados con la predicción del modelo se observa en la figura 31.

Crecimiento Von-Bertalanfy (dulce,2)

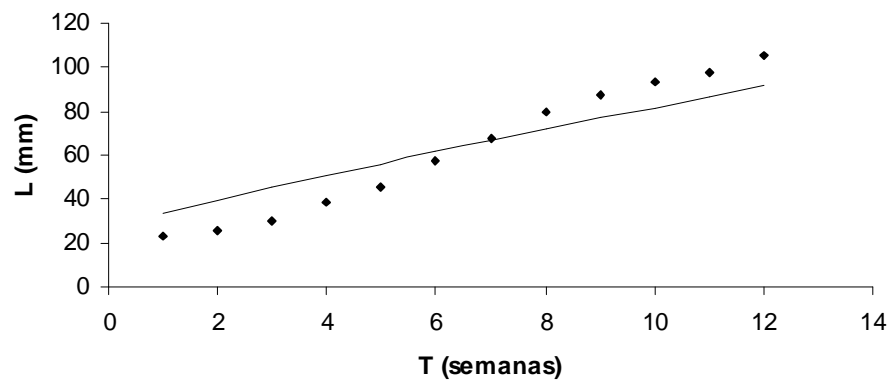


Figura 31.- Modelo de von-Bertalanfy del estanque de agua dulce del 2º ciclo.

También se hizo lo mismo para los organismos cultivados en el estanque de agua marina del segundo ciclo de cultivo. Los parámetros del modelo de crecimiento de von-Bertalanffy para estos fueron los siguientes: $L_{\infty} = 294.42$; una $k=0.0203$ y $t_0 = -5.3771$; definiéndose así el siguiente modelo: $L_t = 294.42 (1 - e^{-0.0203 (t+5.3771)})$. Los datos observados, que serían la longitud promedio por semana graficados con la predicción del modelo se observa en la figura 32.

Crecimiento Von-Bertalanffy (marina, 2)

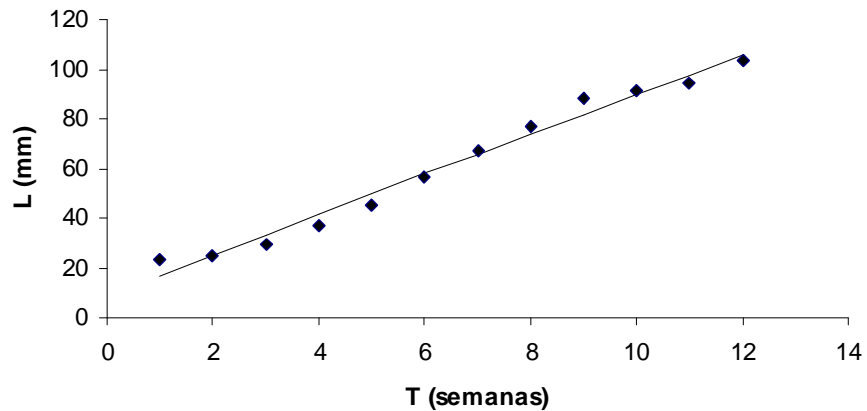
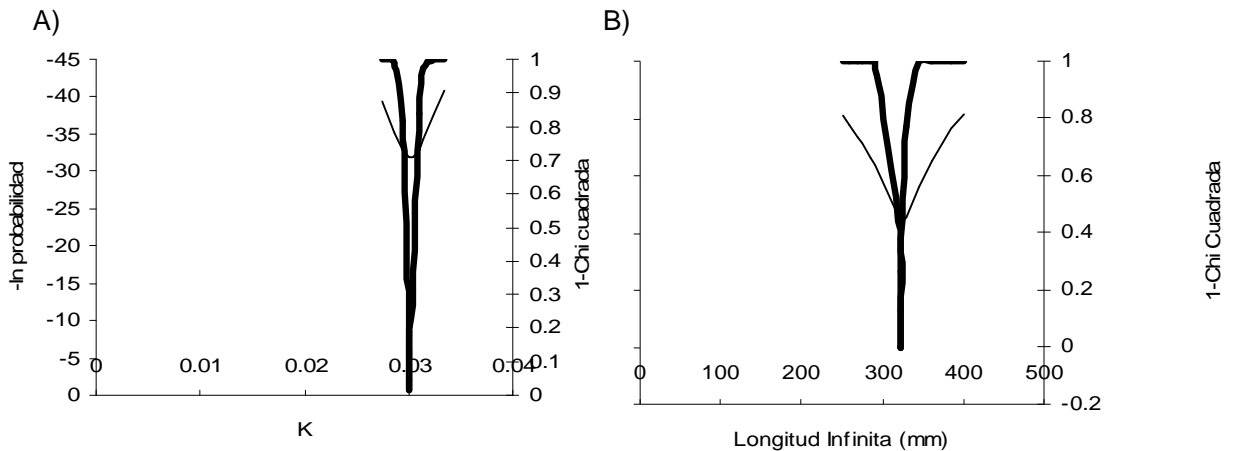


Figura 32.- Modelo de von-Bertalanffy del estanque de agua dulce del 2º ciclo.

Por medio del método de máxima verosimilitud se obtuvieron las superficies de respuesta del negativo del logaritmo natural de la verosimilitud (L), para los diferentes parámetros poblacionales de la ecuación de von-Bertalanffy para el estanque de agua marina del primer ciclo como se muestra en la figura 33.



1-Chi Cuadrada

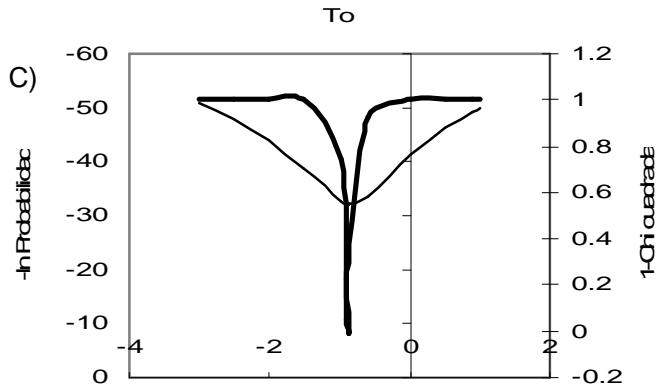


Figura 33.- Superficies de respuesta del negativo del logaritmo natural de la verosimilitud para el estanque de agua marina del primer ciclo.

En cuanto a la interacción entre los distintos parámetros como lo es longitud infinita, la tasa instantánea de crecimiento y el tiempo teórico de inicio de crecimiento, se tienen:

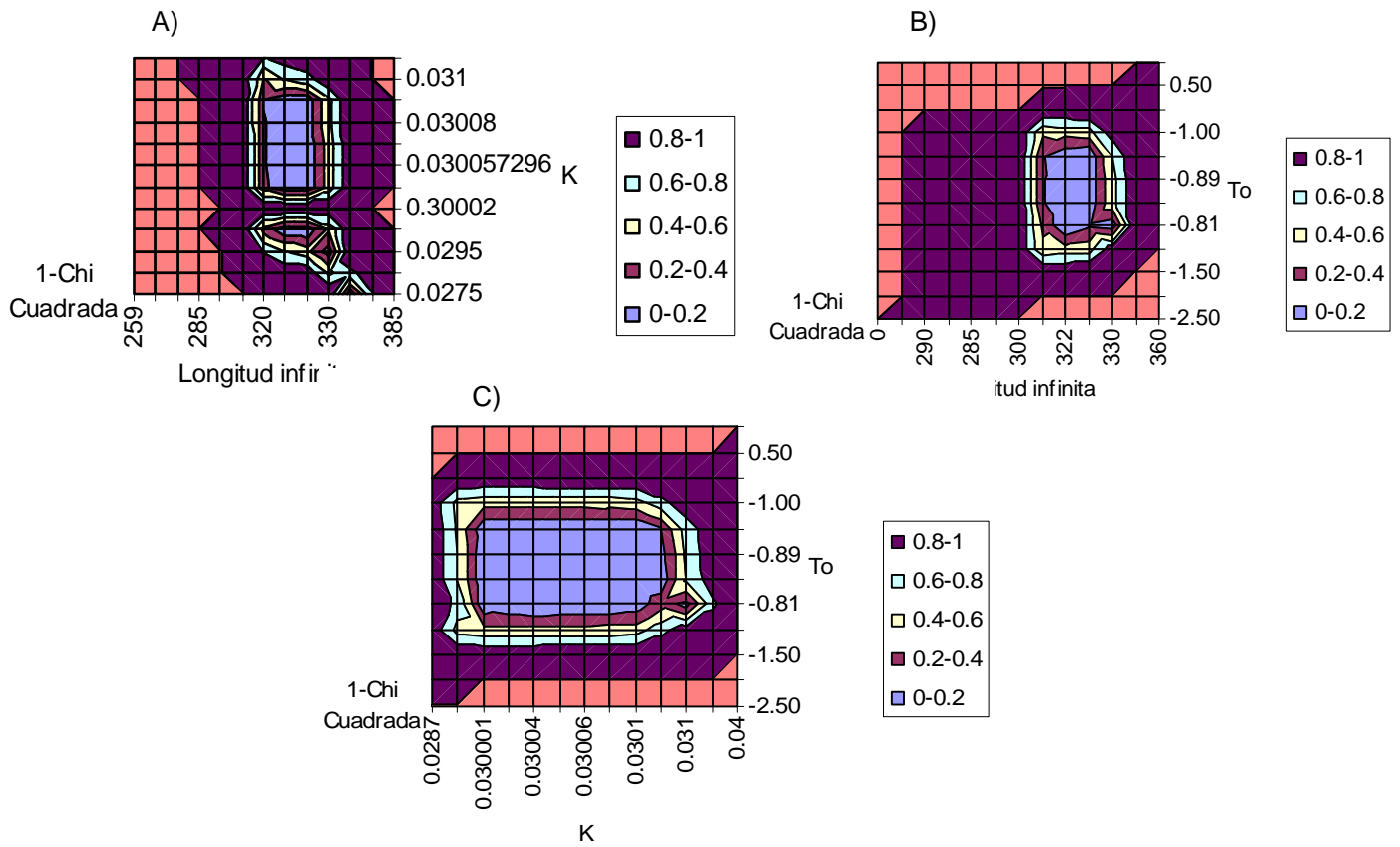


Figura 34.- superficies de respuesta en dos dimensiones para las distintas interacciones.

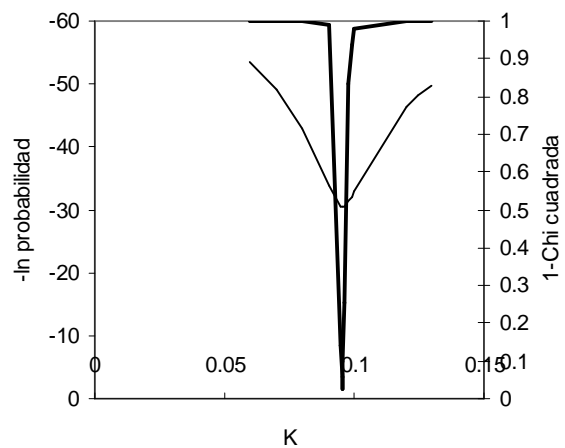
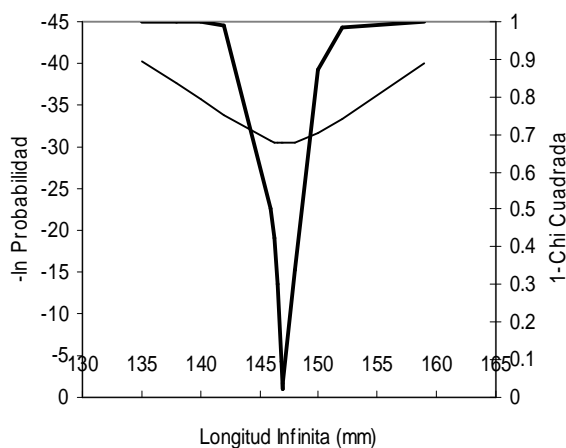
Para la figura 33: A) Es la longitud infinita; B) Tasa instantánea de crecimiento; C) tiempo teórico de inicio de crecimiento. En donde la línea delgada representa el negativo del logaritmo natural de la verosimilitud (L) y la línea gruesa representa la probabilidad de una distribución $\chi^2_{1,0.05}$ de que sea X valor un parámetro.

Para la figura 34: A) Es la interacción de la longitud infinita con la constante de crecimiento asociada a una probabilidad de Chi cuadrada. B) Es la interacción de la longitud infinita con el tiempo teórico de inicio de crecimiento asociada a una probabilidad de Chi cuadrada y C) Es la interacción de la tasa instantánea de crecimiento con el tiempo teórico de inicio de crecimiento asociada a una probabilidad de Chi cuadrada.

En la figura 35 se muestra las superficies de respuesta del negativo del logaritmo natural de la verosimilitud (L), para los diferentes parámetros poblacionales de la ecuación de von-Bertalanffy para los organismos sembrados en el estanque de agua dulce del primer ciclo. Igual que en la anterior A) Es la longitud infinita; B) Tasa instantánea de crecimiento; C) tiempo teórico de inicio de crecimiento. La línea delgada representa el negativo del logaritmo natural de la verosimilitud (L) y la línea gruesa representa la probabilidad de una distribución $\chi^2_{1,0.05}$ de que sea X valor un parámetro.

A)

B)



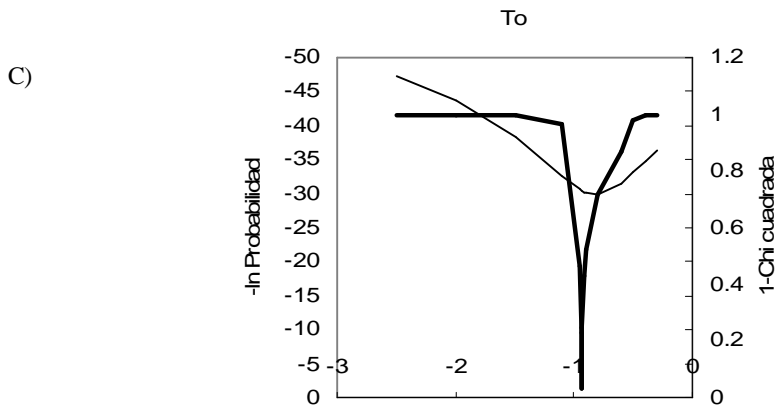


Figura 35.- Superficies de respuesta del negativo del logaritmo natural de la verosimilitud para el estanque de agua dulce del primer ciclo.

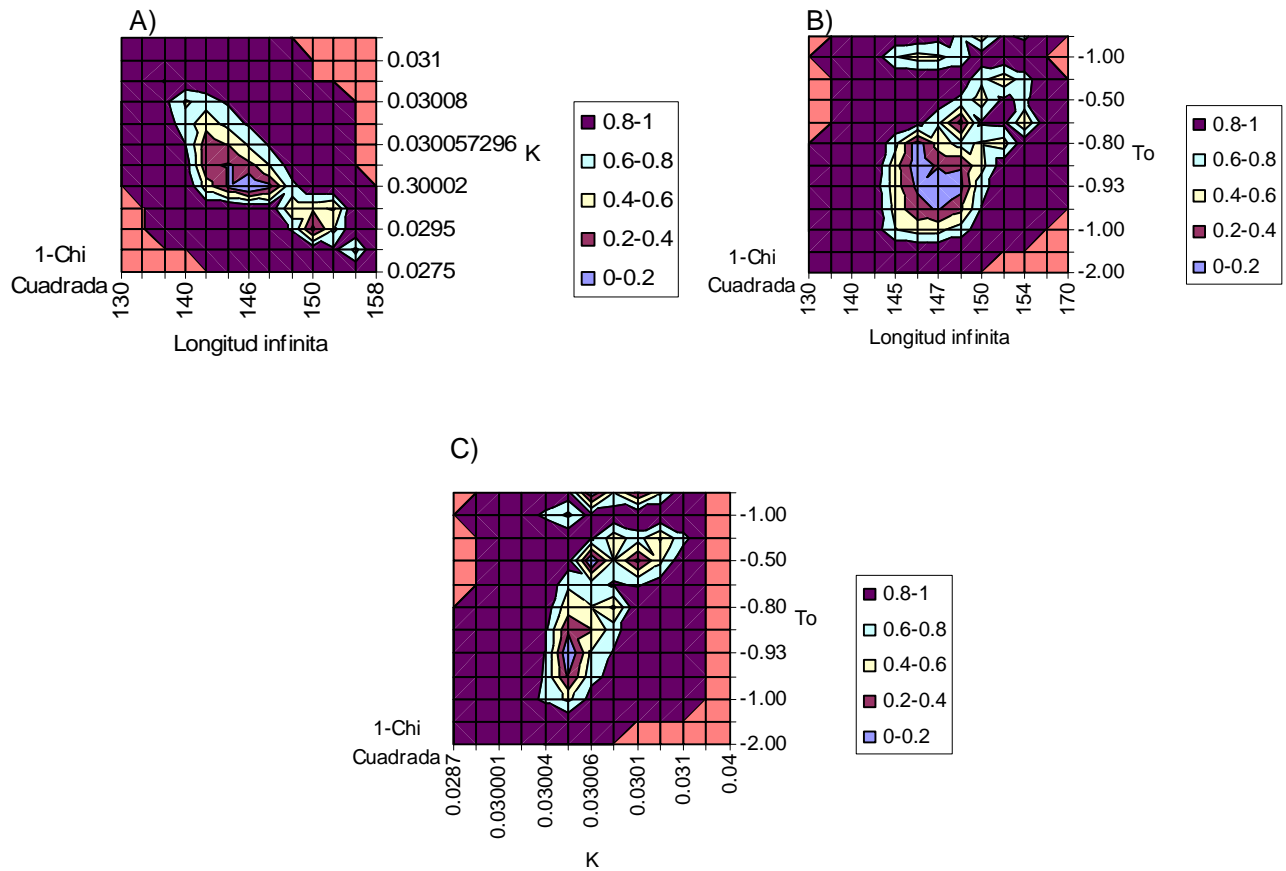


Figura 36.- Superficies de respuesta en dos dimensiones para las distintas interacciones.

Para la figura 36: A) Es la interacción de la longitud infinita con la constante de crecimiento asociada a una probabilidad de Chi cuadrada. B) Es la interacción de la longitud infinita con el tiempo teórico de inicio de crecimiento asociada a una probabilidad de Chi cuadrada y C) Es la interacción de la tasa instantánea de crecimiento con el tiempo teórico de inicio de crecimiento asociada a una probabilidad de Chi cuadrada.

Se estimó igualmente los parámetros poblacionales de la ecuación de von-Bertalanffy resultante para los organismos sembrados en los estanques de agua marina y de agua dulce del segundo ciclo mediante el método de máxima verosimilitud, se obtuvieron las superficies de respuesta del negativo del logaritmo natural de la verosimilitud (L). A continuación se muestran las superficies de respuesta del negativo del logaritmo natural de la verosimilitud.

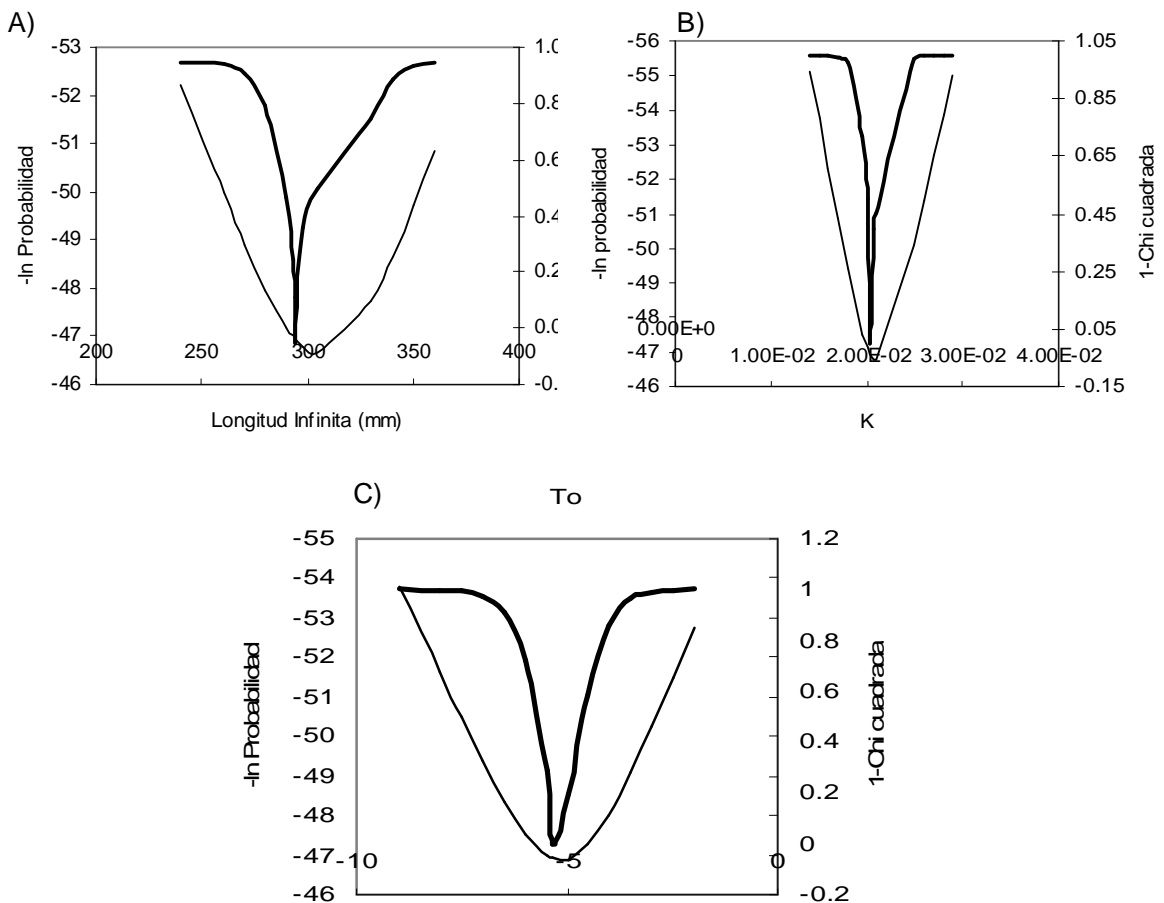


Figura 37.- Superficies de respuesta del negativo del logaritmo natural de la verosimilitud para el estanque de agua marina del segundo ciclo.

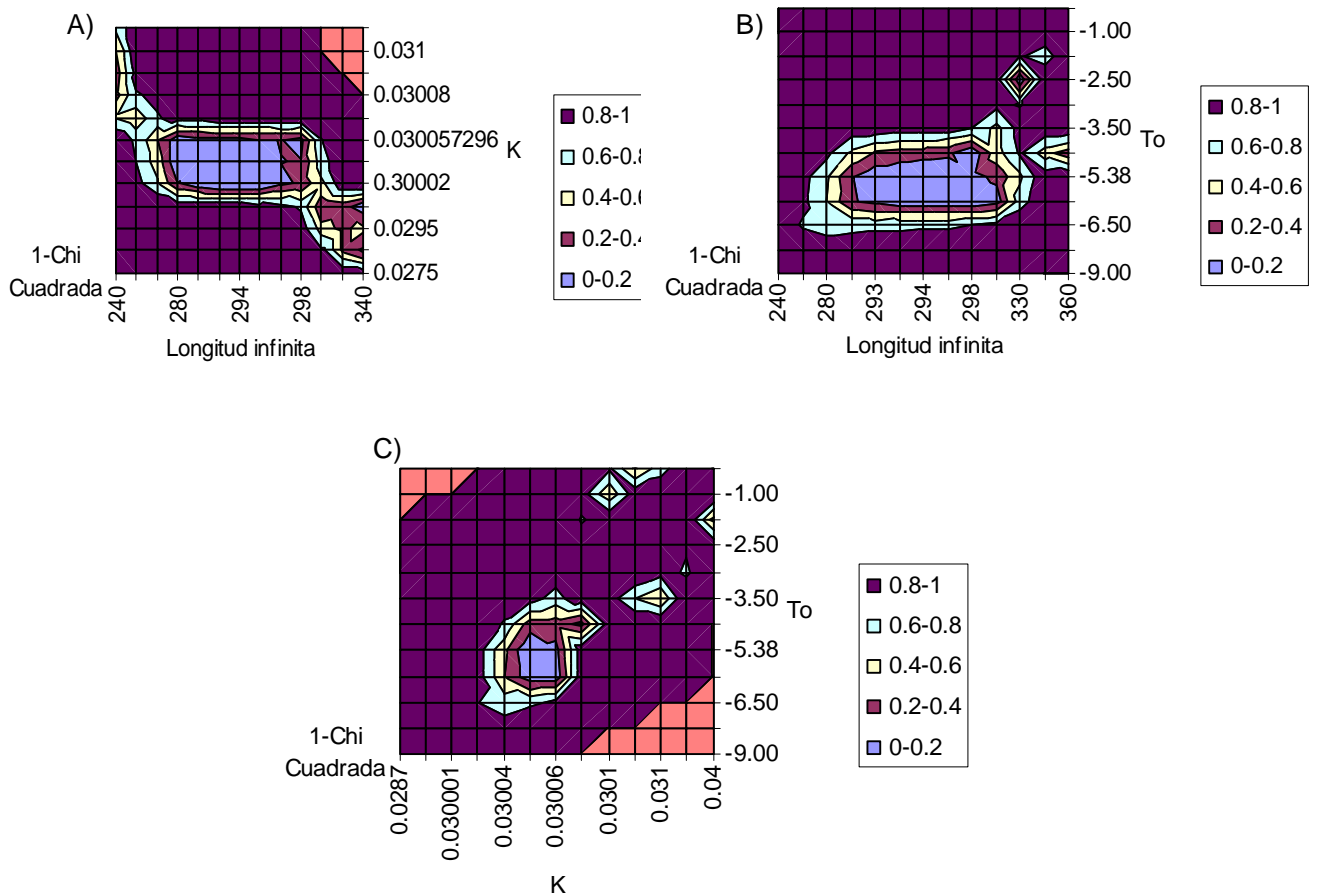


Figura 38.- Superficies de respuesta en dos dimensiones para las distintas interacciones.

En la figura 37: A) Es la longitud infinita; B) Tasa instantánea de crecimiento; C) tiempo teórico de inicio de crecimiento. La línea delgada representa el negativo del logaritmo natural de la verosimilitud (L) y la línea gruesa representa la probabilidad de una distribución $X^2_{1,0.05}$ de que sea X valor un parámetro.

Para la figura 38: A) Es la interacción de la longitud infinita con la constante de crecimiento asociada a una probabilidad de Chi cuadrada. B) Es la interacción de la longitud infinita con el tiempo teórico de inicio de crecimiento asociada a una probabilidad de Chi cuadrada y C) Es la interacción de la tasa instantánea de crecimiento con el tiempo teórico de inicio de crecimiento asociada a una probabilidad de Chi cuadrada.

En la figura 39 se muestra las superficies de respuesta del negativo del logaritmo natural de la verosimilitud (L), para los diferentes parámetros poblacionales de la ecuación de von-Bertalanffy para los organismos sembrados en el estanque de agua

dulce del segundo ciclo. Igual que en la anterior A) Es la longitud infinita; B) Tasa instantánea de crecimiento; C) tiempo teórico de inicio de crecimiento. La línea delgada representa el negativo del logaritmo natural de la verosimilitud (L) y la línea gruesa representa la probabilidad de una distribución $\chi^2_{1,0.05}$ de que sea X valor un parámetro.

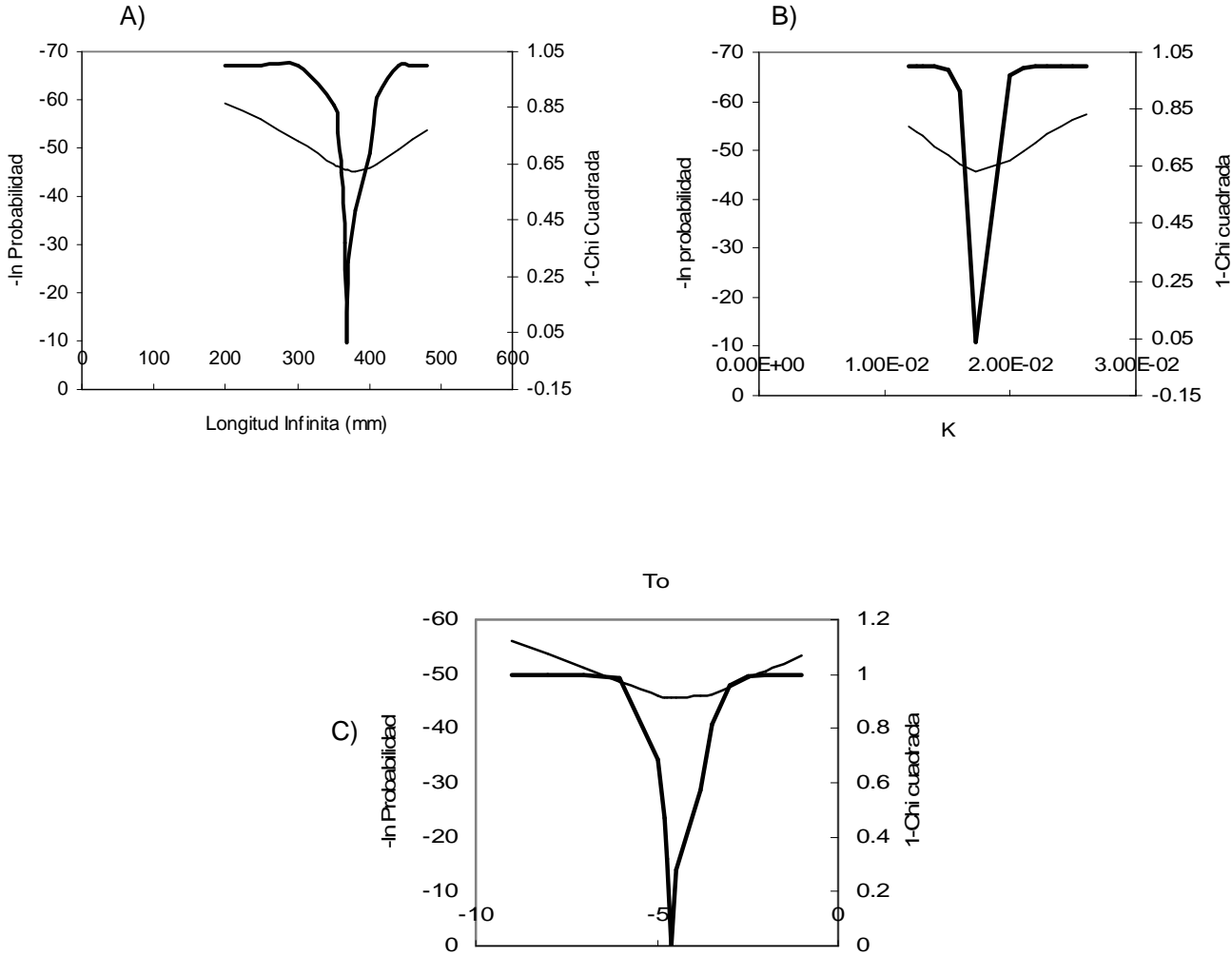


Figura 39.- Superficies de respuesta del negativo del logaritmo natural de la verosimilitud para el estanque de agua dulce del segundo ciclo.

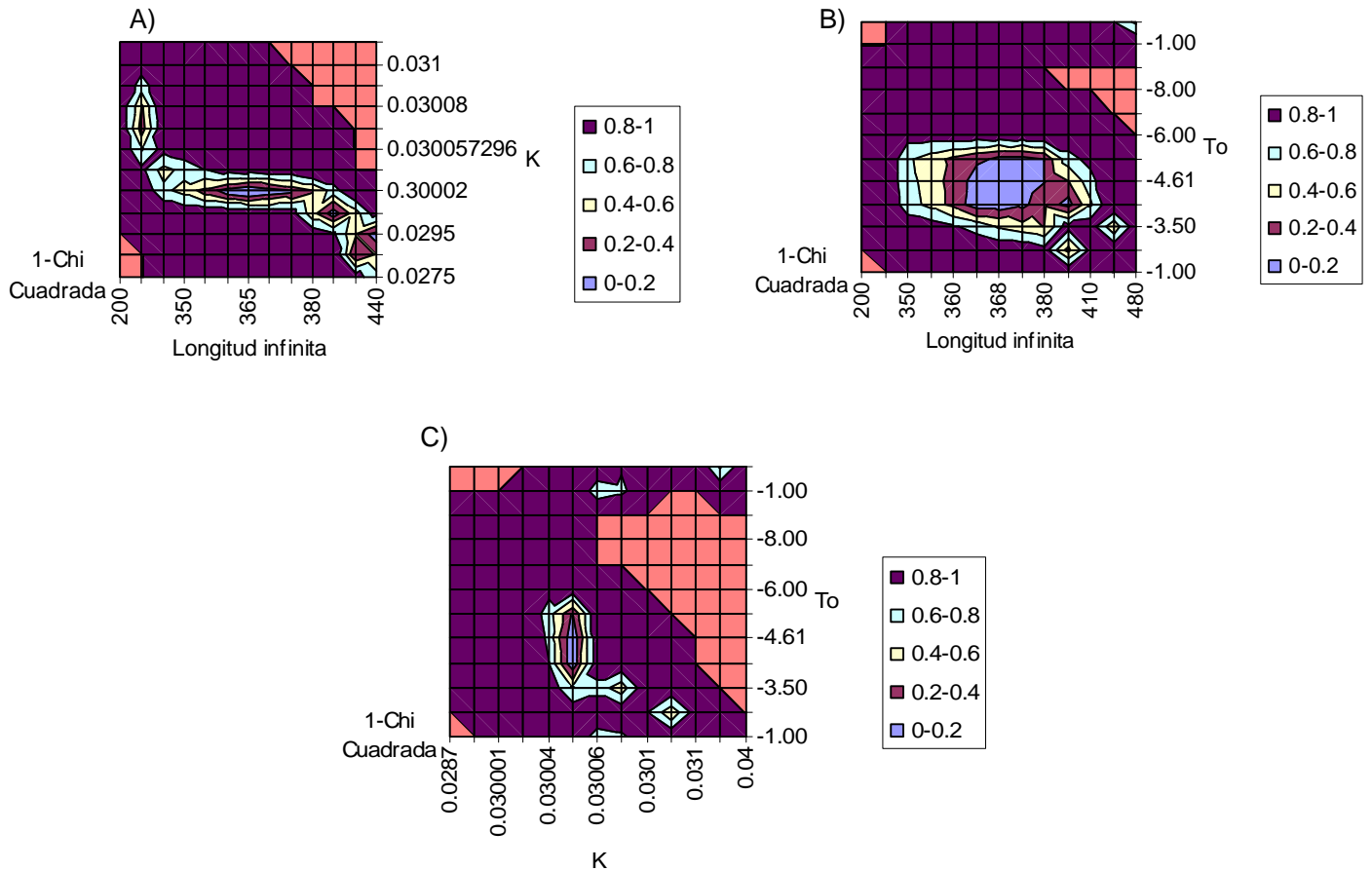


Figura 40.- Superficies de respuesta en dos dimensiones para las distintas interacciones.

Para la figura 40: A) Es la interacción de la longitud infinita con la constante de crecimiento asociada a una probabilidad de Chi cuadrada. B) Es la interacción de la longitud infinita con el tiempo teórico de inicio de crecimiento asociada a una probabilidad de Chi cuadrada y C) Es la interacción de la tasa instantánea de crecimiento con el tiempo teórico de inicio de crecimiento asociada a una probabilidad de Chi cuadrada.

Para las comparaciones en crecimiento en longitud de los organismos sembrados en el estanque de agua dulce y el estanque de agua marina primeramente se procedió a realizar un análisis de varianza (ANOVA), para determinar si existían diferencias significativas entre ambos, los resultados que arrojó fueron con una $F(1,425) = 12.359$ y una $P = 0.00049$ con un intervalo de confianza del 95%, y un alfa de 0.05, rechazando la hipótesis nula y concluyendo que existen diferencias significativas entre el crecimiento en longitud registrado en los organismos cultivados en agua marina y los registrados en agua dulce del primer ciclo.

	SS	Grados de libertad	MS	F	p
Intercepto	2033312	1	2033312	2475.569	0.000000
Ambiente (Dulce vs Marino)	10151	1	10151	12.359	0.000486
Error	349074	425	821		

Tabla 7.- Resultados del ANOVA de los organismos de ambos medios del primer ciclo.

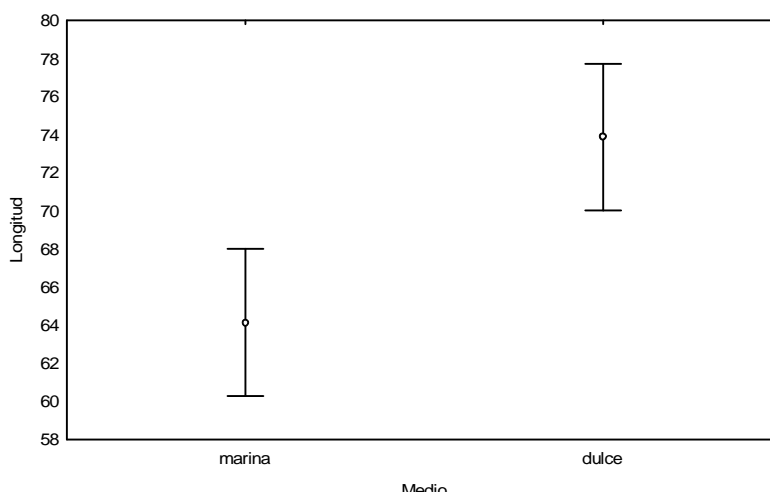


Figura 41.- Gráfica resultado del ANOVA para comparar crecimiento en longitud en ambos estanques del primer ciclo.

También se realizó un ANOVA para comparar el crecimiento en longitud de los organismos cultivados en ambos medios dulce y marino del segundo ciclo y determinar si existían diferencias estadísticamente significativas en el mismo, los resultados arrojados por el paquete Statistica fueron los siguientes: $F(1,458) = .02495$ y una $P = 0.87457$ con un intervalo de confianza del 95%, y un alfa de 0.05, aceptando la hipótesis nula y concluyendo que no existen diferencias significativas entre el crecimiento en longitud registrado en los organismos cultivados en agua marina y los registrados en agua dulce del segundo ciclo.

	SS	Grados de libertad	MS	F	p
Intercepto	1598733	1	1598733	1962.530	0.000000
Ambiente (Dulce vs Marino)	20	1	20	0.025	0.874572
Error	373100	458	815		

Tabla 8.- Resultados del ANOVA de los organismos de ambos medios del segundo ciclo.

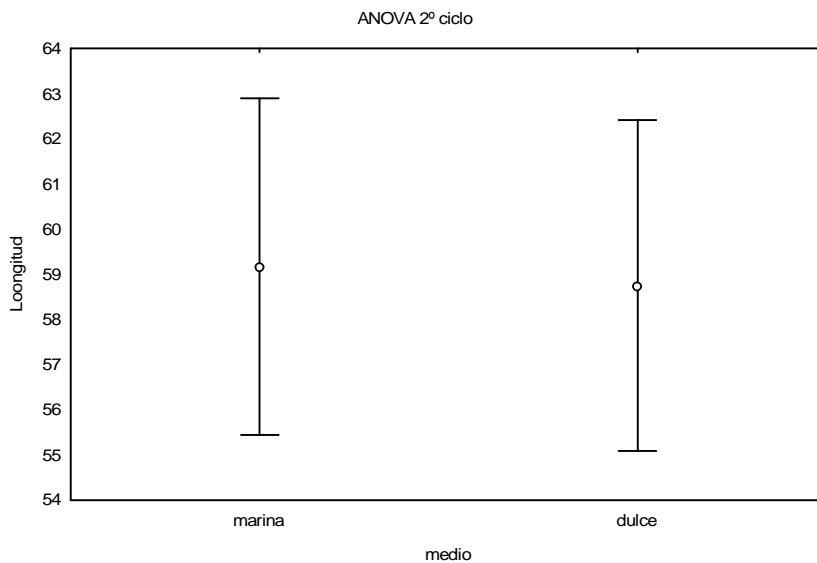


Figura 42.- Gráfica resultado del ANOVA para comparar crecimiento en longitud en ambos estanques del primer ciclo.

Por último se realizó la prueba de curvas coincidentes utilizando el estadístico F con 3 $(K-1)$ y $(N - 3.K)$ grados de libertad, para hacer comparaciones entre el crecimiento en longitud por semanas de ambos ciclos de cultivo, además de comparar con este mismo test el crecimiento de los organismos del primer ciclo contra los del segundo ciclo; así K es el número de curvas comparadas y N es el número total de datos, para este caso $K=2$ y $N=24$.

Las comparaciones se hicieron de la siguiente manera, primero se comparó el crecimiento de los organismos de ambos medios del primer ciclo, luego el crecimiento entre los del segundo ciclo, posteriormente se dieron las comparaciones entre los del primer ciclo contra los del segundo ciclo, por ejemplo los organismos del estanque de

agua marina del primer ciclo contra los de agua dulce del segundo ciclo. Los resultados expresan lo siguiente:

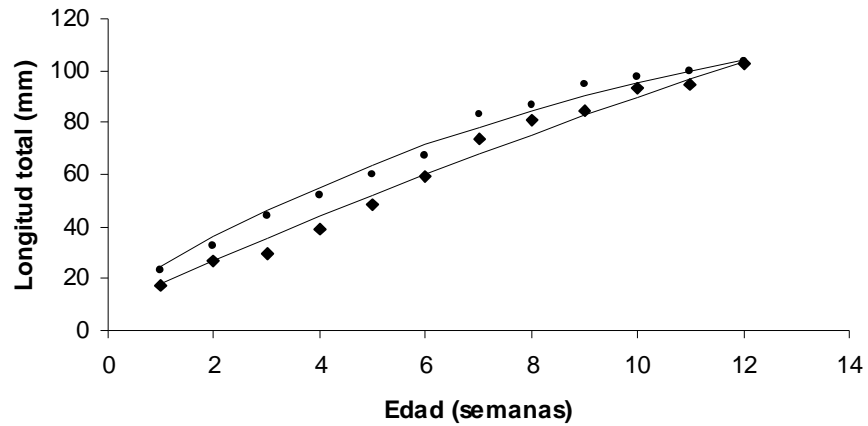


Figura 43.- Curvas de crecimiento de von-Bertalanffy aplicando el test de curvas coincidentes para el crecimiento de los organismos de agua dulce y marina del primer ciclo, los puntos representan los de agua dulce y los rombos los de agua marina.

En estas curvas los parámetros de von-Bertalanffy se describen primero separadamente, para los organismos cultivados en ambos medios y ambos ciclos tal y como se mencionaron en los párrafos anteriores. Las líneas ilustradas en la gráfica son la curva mejor apropiada de máxima verosimilitud.

Cuando los organismos de agua marina y agua dulce se trabajan como una sola población y las curvas de crecimiento se combinan obtenemos: $L_{\infty}=182.93$, una $k=0.0683$ y $t_0= -0.5082$, cuando los valores son sustituidos en la ecuación de curvas coincidentes F , los resultados son $F=12.63$ con una $P=0.0001$, estos resultados indican que ambas curvas de crecimiento difieren en crecimiento y podemos decir que hay diferencias significativas entre ambos crecimientos.

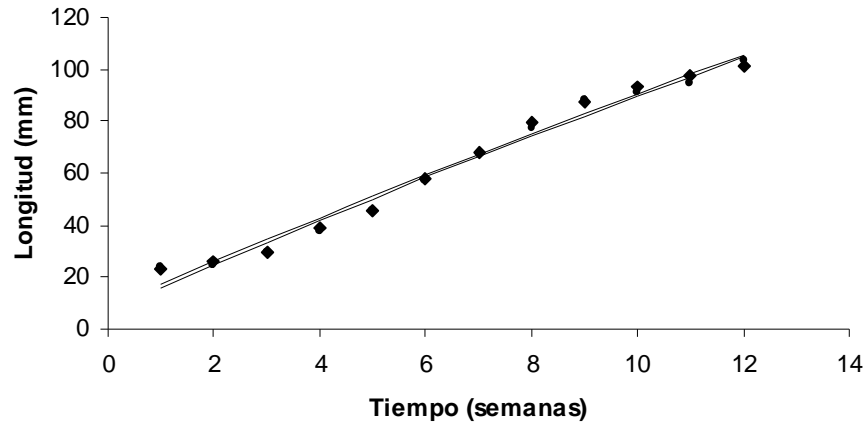


Figura 44.- Curvas de crecimiento de von-Bertalanffy aplicando el test de curvas coincidentes para el crecimiento de los organismos de agua dulce y marina del segundo ciclo, los puntos representan los de agua dulce y los rombos los de agua dulce.

Los parámetros de von-Bertalanffy se describen por separado y que ya fueron descritos en los párrafos anteriores mediante el método de máxima verosimilitud. Las líneas ilustradas en la gráfica son la curva mejor apropiada de máxima verosimilitud.

Cuando los organismos de agua marina y agua dulce se trabajan como una sola población y las curvas de crecimiento se combinan obtenemos: $L_{\infty}=453.84$, una $k=0.0206$ y $t_0= -0.7271$, cuando los valores son sustituidos en la ecuación de curvas coincidentes F , los resultados son $F=0.5692$ con una $P=0.6424$, estos resultados indican que ambas curvas de crecimiento no difieren en crecimiento y podemos decir que no hay diferencias significativas entre ambos crecimientos.

Dulce 1º X dulce 2º

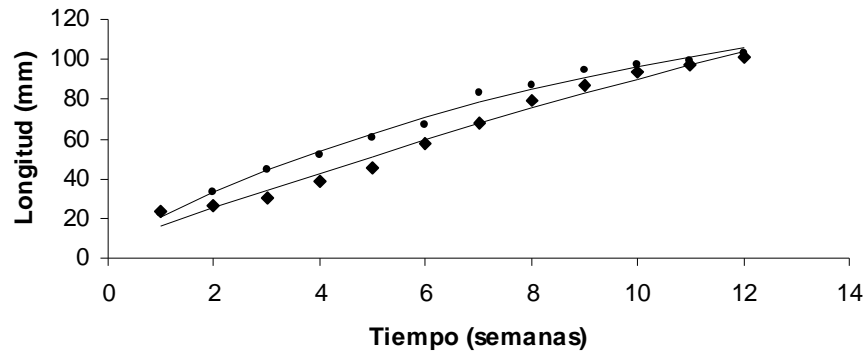


Figura 45.- Curvas de crecimiento de von-Bertalanffy aplicando el test de curvas coincidentes para el crecimiento de los organismos de agua dulce del primer ciclo contra los de agua dulce del segundo ciclo, los puntos representan los de agua dulce del primer ciclo y los rombos los de agua dulce del segundo ciclo.

Los parámetros de von-Bertalanffy ya fueron descritos mediante máxima verosimilitud. Las líneas ilustradas en la gráfica son la curva mejor apropiada de máxima verosimilitud.

Cuando los organismos de agua marina y agua dulce se trabajan como una sola población y las curvas de crecimiento se combinan obtenemos: $L_{\infty}=261.35$; una $k=0.0406$ y $t_0= -0.9635$, cuando los valores son sustituidos en la ecuación de curvas coincidentes F , los resultados son $F=12.0477$ con una $P=0.0001$, estos resultados indican que ambas curvas de crecimiento difieren en crecimiento por tal razón rechazamos la hipótesis de nulidad y se concluye que hay diferencias significativas entre ambos crecimientos.

Marina 1º X marina 2º

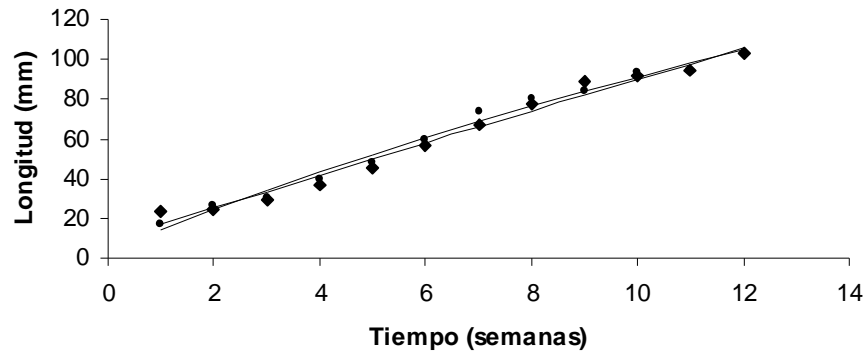


Figura 46.- Curvas de crecimiento de von-Bertalanffy aplicando el test de curvas coincidentes para el crecimiento de los organismos de agua marina del primer ciclo contra los de agua marina del segundo ciclo, los puntos representan los de agua marina del primer ciclo y los rombos los de agua marina del segundo ciclo.

Los parámetros de von-Bertalanffy ya fueron descritos mediante máxima verosimilitud. Las líneas ilustradas en la gráfica son la curva mejor apropiada de máxima verosimilitud.

Cuando los organismos de agua marina y agua dulce se trabajan como una sola población y las curvas de crecimiento se combinan obtenemos: $L_{\infty}=497.99$; una $k=0.0186$ y $t_0= -0.7606$, cuando los valores son sustituidos en la ecuación de curvas coincidentes F , los resultados son $F=0.5348$ con una $P=0.6642$, estos resultados indican que ambas curvas de crecimiento no difieren en crecimiento, dado los resultados obtenidos se acepta la hipótesis nula y se concluye que no hay diferencias estadísticamente significativas entre ambas curvas de crecimiento.

Marina 1º X dulce 2º

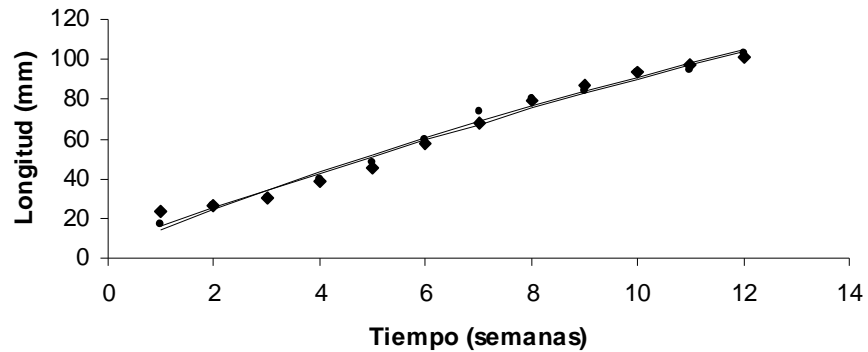


Figura 47.- Curvas de crecimiento de von-Bertalanffy aplicando el test de curvas coincidentes para el crecimiento de los organismos de agua marina del primer ciclo contra los de agua dulce del segundo ciclo, los puntos representan los de agua marina del primer ciclo y los rombos los de agua dulce del segundo ciclo.

Los parámetros de von-Bertalanffy ya fueron descritos mediante máxima verosimilitud. Las líneas ilustradas en la gráfica son la curva mejor apropiada de máxima verosimilitud.

Cuando los organismos de agua marina y agua dulce se trabajan como una sola población y las curvas de crecimiento se combinan obtenemos: $L_{\infty}=526.12$; una $k=0.0176$ y $t_0= -0.7871$, cuando los valores son sustituidos en la ecuación de curvas coincidentes F , los resultados son $F=0.9639$ con una $P=0.4312$, estos resultados indican que ambas curvas de crecimiento no difieren en crecimiento, dado los resultados obtenidos se acepta la hipótesis nula y se concluye que no hay diferencias estadísticamente significativas entre ambas curvas de crecimiento.

Marina 2º X dulce 1º

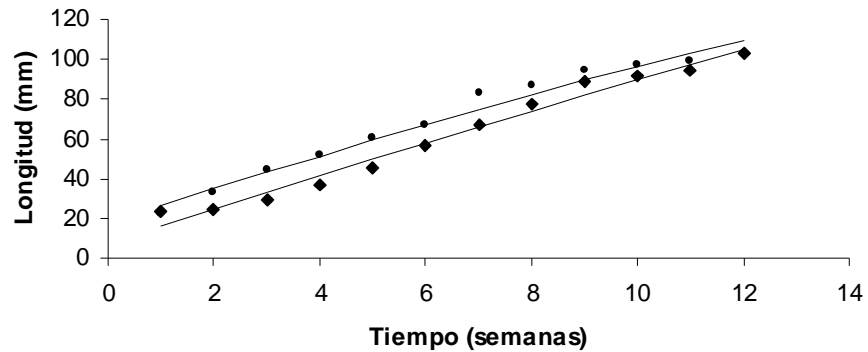


Figura 48.- Curvas de crecimiento de von-Bertalanffy aplicando el test de curvas coincidentes para el crecimiento de los organismos de agua marina del segundo ciclo contra los de agua dulce del primer ciclo, los puntos representan los de agua marina del segundo ciclo y los rombos los de agua dulce del primer ciclo.

Los parámetros de von-Bertalanffy ya fueron descritos mediante máxima verosimilitud. Las líneas ilustradas en la gráfica son la curva mejor apropiada de máxima verosimilitud.

Cuando los organismos de agua marina y agua dulce se trabajan como una sola población y las curvas de crecimiento se combinan obtenemos: $L_{\infty}=239.34$, una $k=0.0452$ y $t_0= -0.8846$, cuando los valores son sustituidos en la ecuación de curvas coincidentes F , los resultados son $F=13.1074$ con una $P=8.8583E-05$, estos resultados indican que ambas curvas de crecimiento difieren en crecimiento, dado los resultados obtenidos se rechaza la hipótesis nula y se concluye que si existen diferencias estadísticamente significativas entre ambas curvas de crecimiento.

8. DISCUSIÓN.

Wyban *et al.* (1989), reportan densidades para estanques de pre-engorda de 1000 PL/m², que de acuerdo con Flores (1994), bajo estas condiciones los organismos alcanzan en condiciones normales entre 1 a 1.5 g en 4 a 6 semanas. Además que estima que la mortalidad para esta etapa es del 30% y la densidad final la establece en 350 juveniles/m². Zarain (2006) reporta un cultivo en jaulas flotantes en Sinaloa con densidades de 700 organismos/m² para una fase de pre-cría o pre-engorda, para posteriormente pasar a una densidad de engorda de 200 organismos/m². En este trabajo se optaron por dos densidades de siembra que fue de 550 organismos/m² para el primer ciclo y de 400 organismos/m² para el segundo ciclo, a estas densidades podemos afirmar que se trabaja a un nivel intensivo o en este caso particular hiper-intensivo muy parecidos a lo mencionado por los autores, las diferencias de densidades de siembra en los distintos ciclos fueron por causas ajenas al proyecto.

Los regímenes de temperaturas en los estanques de acuicultura son generalmente los típicos de las condiciones en la región en que se ubican geográficamente, y al igual que cualquier cuerpo de agua cerrado, siguen patrones estacionales, ligeramente más cálidos en los meses de estiaje y más fríos en los meses en que se presentan fuertes precipitaciones (Hopkins *et al.*, 1993). Lawrence *et al.* (1985), sugieren que los camarones tropicales y subtropicales, crecen mejor a temperaturas entre los 23 y 32°C. Boyd (1989), consideran que las especies comúnmente cultivadas en estanques crecen mejor en el intervalo de 23 a 31°C. Otros autores como Basanesi-Poli (1982), Martínez Córdova (1987), Villalón (1991) y Ruíz (1995), señalan temperaturas en estanques rústicos semi-extensivos semejantes a las antes mencionadas. Garza (1998), concluye que el mejor crecimiento de *L. vannamei* se da en una combinación de temperatura de 30°C y una salinidad de 15 usp. En este trabajo las temperaturas registradas durante el primer ciclo coinciden con las de los autores ya que se mantienen en el intervalo reportado, principalmente debido a la entrada de la temporada de lluvias, que en la región representa un aumento en la temperatura del ambiente, caso contrario pasa en los estanques del segundo ciclo ya que se tienen disminuciones de temperaturas de hasta 8 °C con temperaturas que llegan hasta los 22 °C, esto por la entrada de la temporada de estiaje en la región, razón a la cuál se atribuye un menor incremento en longitud y peso que los registrados en el primer ciclo.

Las concentraciones de restos de alimento, desechos metabólicos, como amonio o dióxido de carbono, así como también organismos muertos como algas o microalgas, etc. Se encuentran directamente relacionadas con el pH del medio de cultivo y,

dependiendo de su capacidad amortiguadora, un cambio en sus concentraciones modificará el pH del estanque, que en aguas salobres debería estar entre 6 y 9 de acuerdo a Meade (1989), el efecto más importante del pH sobre los estanques de cultivo, es su acción sobre la ionización del amonio, altos valores reducen la ionización del amonio y por la tarde puede propiciar que una considerable proporción de NH_4^+ total en el agua se convierta en NH_3 provocando el incremento de la proporción tóxica no ionizada de los compuestos nitrogenados (Tucker y Boyd, 1985; Hopkins, 1993; Frías-Espericueta *et al.*, 1999).

Tsai (1990), considera que niveles menores a 4.8 y mayores a 10.6, son letales para peneidos, Ruíz (1995) estimó valores de pH en granjas intensivas para el ciclo de Primavera- verano que van de 9.2 a 7 y en granjas semi-intensivas de 9 a 7.3, cuando para el ciclo de verano-otoño en granjas intensivas el pH de 9.5 a 7.5 y en semi-intensivas de 10 a 7. Las figuras 5 y 6 muestran las variaciones del pH durante el primer ciclo en ambos estanques los que varían entre 7.5 y 8 muy similares en ambos estanques aunque una ligera elevación en el estanque de agua dulce debido a la capacidad amortiguadora que posee el agua de mar. Para el segundo ciclo los valores en el pH fueron más elevados que en el segundo ciclo semejante a lo descrito por Ruíz (1995), estos valores fueron de los 7.8 a los 9 con una tendencia a la disminución, ya que los valores más elevados se dieron durante las primeras cuatro semanas de cultivo debido a la aparición de un brote de alga del género *Enteromorpha* sp. Tal y como lo explica Tucker (1985), los cambios que se presentan durante el día en las concentraciones de dióxido de carbono debido a la dinámica cíclica de la fotosíntesis y la respiración, causan que el pH del estanque tenga un ciclo diario, es fácil apreciar que durante las horas de luz, cuando el fitoplancton reduce CO_2 , el ácido carbónico tienden a disociarse dando lugar a un incremento en el pH del agua.

En ambos ciclos no se nota una clara tendencia a la disminución, aunque la mínima disminución del pH a lo largo de los ciclos de cultivo se debió principalmente por factores como aumento en la biomasa, tanto en número como en tamaño, en las dosis de alimento, y por ende en los desechos metabólicos, lo cual se ve reflejado en un aumento en la demanda de oxígeno, podemos decir que se aumenta la tasa de respiración y por lo tanto hay un aumento en la concentración de CO_2 y por ende una tendencia del pH a la disminución (acidez), esta clara tendencia a la no disminución del pH durante ambos ciclos de cultivo, se debió principalmente al uso del soplador el cual permitió mantener en cierta estabilidad la demanda de oxígeno en el sistema.

Aunque existieron variaciones en los valores de pH estas son mínimas y se encuentran dentro de los intervalos óptimos para el cultivo de camarones peneidos.

El oxígeno es la variable más limitante en agua del medio natural como en el cultivo, de acuerdo con esto Boyd y Fast (1992) recomiendan que los mejores crecimientos de los peneidos se obtiene a concentraciones de oxígeno disuelto entre 3.5 mg/L de saturación, valores de menos de 1 mg/L pueden ser letales (Boyd, 1989). En este sentido Flores (1994), recomienda que para cultivos intensivos de camarón el intervalo óptimo de oxígeno disuelto para tener una buena calidad de agua debe ser entre 4.5 – 10 mg/L. En este trabajo para ambos ciclos las concentraciones de oxígeno, como era de esperarse disminuyeron conforme avanzó el ciclo de cultivo. Se presentaron en ambos estanques y en ambos ciclos concentraciones de hasta 1.5 mg/L, lo cuál no provocó mortalidades debido a la acción rápida de medida de mitigación, estas fueron mediciones por las mañanas y se debieron principalmente a la falta de recambios de agua, diariamente el fondo de los estanques eran sifoneados y el alimento no consumido era retirado, gracias al uso de comederos, esto permitió mantener un mejor balance entre la concentración de oxígeno evitando un mayor consumo de este gas. Los promedios varían en ambos ciclos de 3.95 a 5.14 mg/L, lo que de acuerdo a los autores arriba citados se encuentran dentro del intervalo óptimo de crecimiento.

Las concentraciones de oxígeno disuelto, al igual que el pH, son dinámicas y exhiben ciclos diurnos dominados claramente por la comunidad fitoplanctónica (Boyd y Fast, 1992), aunque al respecto de esto, la aireación o adición de aire por medios artificiales, es una herramienta importante en los sistemas intensivos de cultivo de camarón, ya que los riesgos de abatimiento de oxígeno disuelto se incrementan proporcionalmente con la densidad de los organismos (Flores, 1994), dadas las altas densidades que se manejaron en este trabajo, se tomo la decisión de utilizar sopladores para mantener los niveles de concentración de oxígeno, además de las medidas ya mencionadas, ayudaron a mantener buenos niveles de oxígeno disuelto que permitió el buen desarrollo del trabajo. Al respecto Boyd (1985), señala que se requiere de dos agitadores de 1 caballo de fuerza cada uno, por cada 0.25 de hectárea de estanquería intensiva, en este trabajo se utilizó un soplador de 2 caballos de fuerza por 12 metros cuadrados, lo cual fue suficiente. El tipo de suelo fue de cemento, el cuál por efecto del sifoneo y por su estructura física ayudo a evitar gran acumulación de materia orgánica, lo que también contribuyó a evitar abatimientos de oxígeno.

Los requerimientos de salinidad para peneidos varían entre especies, pero algunas de las comúnmente cultivadas pueden sobrevivir y crecer expuestas a 5 y 10 usp, o aun menores por períodos prolongados (Boyd y Fast, 1992). La salinidad óptima para el cultivo de camarón se encuentra entre 15 y 25 usp (Boyd, 1989), Rivera Rodríguez (1998) realizó un estudio en donde encontró que a 0 usp de salinidad, *L. vannamei* no sobrevive en condiciones de laboratorio y que en el estadio de postlarva presentaron mejor crecimiento y sobrevivencia a valores de 11 usp que entre 22 y 33 usp, al respecto Garza Bravo (1998) señala que la salinidad no es un factor limitante para el crecimiento de post larvas de *L. vannamei*, aunque recientemente otros investigadores han concluido lo contrario.

León (1992), concluye que el balance energético y la asimilación de alimento fueron modificados notoriamente por la salinidad, donde la mayor asimilación la obtuvo a una salinidad de 25 usp. Orellana (2000), describe que los juveniles de *L. vannamei* tuvieron un mejor desarrollo en aguas de bajas salinidades debido a aspectos fisiológicos propios de la especie y una mayor asimilación de los alimentos con el consiguiente incremento de los niveles de producción en salinidades de 15 a 25 usp en comparación con salinidades de 35 a 45 usp., Salas Herrera (2002), realizó un experimento donde determinó el efecto de la salinidad en el desarrollo de *L. vannamei*, obteniendo que el mayor crecimiento lo encontró a una salinidad de 10 usp y el menor crecimiento a 0 usp y registró el punto isosmótico de este organismo en 23.25 usp.

Balbi *et al.* (2005), obtuvieron en un estudio de aclimatación de postlarvas a baja salinidad, que las postlarvas (PL₁₂ y PL₁₉) de *L. vannamei* fueron exitosamente aclimatadas a agua de pozo de salinidad de 3 usp, obteniendo la mayor sobrevivencia en postlarvas de mayor edad. En este trabajo existieron diferencias en crecimiento entre los organismos sembrados en agua dulce y los sembrados en agua marina, resultando con un crecimiento levemente elevado entre los camarones sembrados en el agua dulce que los de agua marina ($F=12.63$, $P=0.0001$), esta diferencia se presentó únicamente en el primer ciclo, ya que en el segundo ciclo no existió dicha diferencia.

Boyd (2002) señala que el cultivo de camarón tierra adentro ha sido una práctica común en países como Tailandia. El no tener el abasto suficiente de agua para realizar los recambios provocó que el régimen de salinidades fuera muy variable para ambos estanques y ambos ciclos, presentándose variaciones de hasta 4 usp para el estanque de agua dulce y 13 usp para el de agua marina, aún con esto las medias denotan poca

variación de 2.56 y 2.02; 31.21 y 30. La variación fue constante durante ambos ciclos de cultivo. Boyd y Fast (1992), coinciden en afirmar que los cambios en salinidad son normalmente graduales, así que las variaciones pueden ser detectadas en períodos semanales, a menos que la fuente de agua este fuertemente influenciada por flujos de marea, en nuestro caso las variaciones no fueron graduales dadas las necesidades de realizar el recambio, provocando probablemente un estrés entre los organismos cultivados, aunque este no se vio reflejado en el comportamiento, queda claro la capacidad osmoreguladora de estos organismos, al soportar tal variación.

Se realizaron comparaciones de crecimiento entre los organismos sembrados del primer ciclo y los sembrados en el segundo ciclo, en donde se encontró que el único que presentó un crecimiento diferente fueron los camarones sembrados en el estanque de agua dulce del primer ciclo, presentando un crecimiento un poco más elevado que el resto. No podemos afirmar que sea por la salinidad presente en el medio de cultivo, que se halla dado dicha diferencia, dada una comparación entre las salinidad del estanque de agua dulce del primer ciclo contra la del segundo ciclo, en donde no son diferentes estadísticamente.

La combinación de dos o más parámetros resulta tener una relación menos significativa en el crecimiento, que la de los parámetros individualmente, esto significa que su efecto no es acumulativo o bien que solamente uno de los parámetros actúa directamente en el crecimiento (Vernberg *et al.*, 1972), de acuerdo con esto podemos afirmar que el crecimiento distinto que presentaron los organismos sembrados en el estanque de agua dulce del primer ciclo con el resto de los organismos sembrados en ambos ciclos, se debió principalmente a un leve efecto combinado entre la temperatura y la salinidad que presentó este estanque pero principalmente por la temperatura, ya que durante el segundo ciclo la temperatura tuvo una mayor diferencia estadísticamente significativa que en los estanques del primer ciclo. Los dos factores que determinan el crecimiento son la frecuencia de la muda y el incremento del tamaño por muda (Hartnoll, 1982), y la temperatura es el factor que más afecta a la duración del ciclo de la muda, cuando esta aumenta dicho ciclo se vuelve más corto.

La salinidad modifica las respuestas funcionales de los organismos como la osmorregulación, a través de cambios en la concentración total, en la proporción relativa de los solutos en el medio interno y en el transporte de los iones involucrados en el proceso. Estos cambios modulan diversos procesos fisiológicos, como las

respuestas respiratorias, la excreción de productos nitrogenados, la muda y el crecimiento, entre otros (Kinne, 1971).

En lo que respecta a amonio se tiene que la tolerancia de los organismos acuáticos al amonio varía con la especie, las condiciones fisiológicas y los factores ambientales pero, obviamente, la toxicidad será un problema mayor a pH elevados. De hecho, debido al ciclo diario de variaciones diarias de pH, las concentraciones de amonio no ionizado cambian continuamente, las altas concentraciones de amonio son más comunes en estanques con altas tasas de alimentación y el único medio efectivo de reducir los niveles elevados del metabolito es el recambio de agua (Boyd, 1989). Guerrero (1993), en un trabajo hecho en una granja de tipo semi-intensivo señala que la concentración máxima de amonio se da por la madrugada. Estudios hechos por Catedral *et al.* (1977), señalan que postlarvas de *P. monodon*, podrían tolerar concentraciones de amonio de arriba de 10 mg/L, Boyd (1989), deduce que los estanques raramente poseen más de 2 a 3 mg/L de amonio total. Frías-Espericueta *et al.* (1999) encontraron que la concentración NH_3 -N que mata al 50% de una población de *L. vannamei* de 1 g expuesta por un tiempo de 24, 48, 72 y 96 h fue de 5.5, 4.3, 3.2, 3.0 mg/L, respectivamente. Y para una población de juveniles de 3.8 g para 48, 72 y 96 horas la concentración que mata al 50% de la población fue de 2.1, 1.6, 1.3 mg/L.

Los valores de NH_3 -N, que corresponde a la forma de amonio no ionizado como nitrógeno, registrados durante el desarrollo de este trabajo fueron dados en mg/L, cabe hacer mención que dichas mediciones se empezaron a realizar durante el último mes del primer ciclo y el resto del segundo ciclo si fue posible realizar dicha medición. Los valores encontrados durante el primer ciclo en ambos estanques, van desde 0.45 a 1.24 mg/L con concentraciones promedio de 0.77 a 0.84 mg/L. En lo que resto del mes muestreado del primer ciclo, se puede apreciar en las figuras 15 y 16, los valores de amonio tienen una tendencia relativamente estable sin mucha variación debido principalmente a que durante este último mes los organismos sembrados requieren de mayor atención, debido al aumento de biomasa hay también un aumento en la concentración de desechos productos del metabolismo y un aumento en la tasa de alimentación, por ende la limpieza del estanque es más exhaustiva y las acciones como el sifoneo y el retiro de alimento no consumido en las canastas de alimentación se vuelve fundamental, además los recambios son más constantes lo que permite mantener una mejor calidad de agua en el medio de cultivo.

Por otro lado durante el segundo ciclo si fue posible llevar a cabo las mediciones del ciclo completo, estas se muestran en las figuras 17 y 18, y muestra una tendencia ascendente con valores que van desde los 0.03 hasta los 2.96 mg/L en ambos estanques de cultivo. Esta alta concentración se dió principalmente por la falta de recambio en ambos estanques entre la octava y la novena semana de cultivo, con lo que se constató que el recambio es de vital importancia para mantener estables los niveles de amonio. El tiempo de exposición de los organismos no pasó de las 24 horas por tal razón se considera que no hubo mortalidad en los organismos sembrados, aunque de acuerdo con Boyd (1989), la toxicidad del amonio se expresa más bien por tasas reducidas de crecimiento en lugar de mortalidad, que probablemente pudo haberles ocurrido aunque no está muy reflejado. Los valores medios en ambos estanques varió de 0.93 a 1.11 mg/L un poco más elevados que en el ciclo anterior, los valores de $N-NH_3$ no difieren mucho de lo expresado por los autores arriba mencionados, por lo que podemos decir que se encuentran dentro de los intervalos aceptables.

El monitoreo del fitoplancton durante el cultivo es de suma importancia para el buen desarrollo del trabajo en la acuicultura, debido a que existen ciertos tipos de microalgas que producen sustancias toxicas, así como no dejar de lado que se deben evitar las grandes densidades, por los distintos problemas muy comunes a menudo, como la eutrofización. La productividad natural se incrementa aplicando fertilización orgánica e inorgánica con el fin de mejorar la producción de fitoplancton y zooplancton (Alonso *et al.*, 2001). La variación y abundancia del fitoplancton juega un rol muy importante y el manejo de su biomasa debe ser reconsiderado, porque altas biomasa algales pueden modificar la calidad del agua tales como el oxígeno disuelto, con el cual solo tiene una conexión indirecta cuando sus niveles son bajos. La densidad algal afecta a la turbidez, niveles de nutrientes inorgánicos y respiración de las algas. Esto en turno, afecta los niveles de oxígeno, por influencia de producción primaria neta y la respiración total del plancton (Smith y Piedrahita, 1988). Barraza (1994) en un estudio hecho en granjas de cultivo semi-intensivo e intensivo, encontró que la mayor diversidad de especies se dio en la granja con sistema de cultivo intensivo y que las diatomeas son el grupo de mayor diversidad específica. Por su parte Esparza (1994), en otro estudio hecho en granjas de cultivo semi-intensivo e intensivo encontró que el fitoplancton estuvo representado por cianofitas.

Durante el desarrollo del trabajo el primer ciclo se vio marcado principalmente por la presencia de cloroficeas del género *Tetrasporas*, también se encontraron diatomeas

del género *Nitzschia*. En menor abundancia aunque con presencia se encontraron *Micrasteras* sp. y *Cosmarium* sp. Por el lado del zooplancton se encontró Ciliados del género *Vorticella*, Copépodos del orden de los calanoideos y organismos del Phylum Rotifera de la familia Brachionidae, además de la presencia ya existente antes de la siembra de las postlarvas de Cladóceros del género *Daphnia*; todos estos encontrados en el estanque de agua dulce. En el estanque de agua marina se encontraron *Chaetoceros* sp, la cual fué inducida artificialmente como alimento para el desarrollo de *Artemia* sp., de la cuál también se encontró en el estanque ya que esta también fue inducida para alimento a las postlarvas de camarón, cabe señalar que se dió la presencia en muy baja proporción de el dinoflagelado *Ensiculifera* sp; dicho organismo no representó problema alguno para el desarrollo del cultivo ya que su presencia fue hasta la segunda semana de cultivo, además también se encontraron organismos de la clase Copepoda del orden de los calanoideos aunque en poca abundancia.

Podemos decir que el estanque de agua dulce presentó mayor diversidad al encontrarse mayor tipo de organismos que el estanque de agua marina. La presencia de dinoflagelados en el estanque se debe a la mala filtración que se tuvo al momento de bombear agua marina, pero el recambio ayudo a su pronta desaparición del sitio de cultivo.

En el segundo ciclo se encontraron las mismas especies de fitoplancton y zooplancton, únicamente que la presencia de *Tetrasporas* sp y *Vorticella* sp disminuyeron; y se presentó una abundancia al inicio del ciclo de *Enteromorpha* sp y hubo mayor presencia de cladóceros del género *Daphnia*. Para el estanque de agua marina ya no hubo presencia del dinoflagelado *Ensiculifera* sp presente en el primer ciclo. En cambio hubo una mayor presencia de *Chaetoceros* y *Artemia* sp en todos sus estadios de vida, así como *Enteromorpha* sp aunque en menor proporción que en el de agua dulce.

Se puede inferir que el uso de recambios de agua constante representa una medida de mitigación de organismos nocivos que puedan causar problemas y alterar la calidad del agua del estanque de cultivo, ya que al tener pequeños estanques dichas poblaciones son más fáciles de controlar sin afectar a los organismos cultivados. Además hay que tomar en cuenta que las fuentes de suministro de agua deben ser por ende, muestreadas periódicamente además de tener un estricto control en los sistemas de filtración.

La proyección final del cultivo arrojó datos muy importantes en el desarrollo de ambos ciclos de producción, de acuerdo con Tacon *et al.* (2002) y Boyd y Tucker (1998), los rendimientos por hectárea en sistemas intensivos son superiores a 2.5 toneladas / ha, Massaut *et al.*, (2007) en un estudio de cultivo intensivo de camarón bajo invernadero reportan rendimientos de 2.42 ton. /ha. Datos de producción de camarón blanco de cultivo en México durante el 2006, revela que en Sonora el máximo rendimiento por hectárea que se obtuvo fue de 5.3 ton / ha (Revista Industria Acuícola, 2007). Ochoa y Hernández (2006) reportan que en Tailandia se tienen rendimientos de 15 ton. / ha. En este trabajo el rendimiento por hectárea en ambos ciclos osciló desde los 29.4 a los 45.6 ton. / ha. los mayores resultados se dan en el primer ciclo ya que estos tuvieron mayor densidad de siembra y alcanzaron mayor talla, debido probable y principalmente por la temperatura que rigió durante este ciclo. Massaut *et al.* (2007) en un estudio de cultivo intensivo de camarón bajo invernadero reportan rendimientos de 2.42 ton / ha.

En lo que respecta a sobrevivencia, se alcanzaron buenos resultados de 91.2 y 88.1% para el estanque de agua marina y agua dulce del primer ciclo respectivamente. En un estudio realizado en Sonora de cultivo de camarón blanco con agua de pozo de baja salinidad se obtuvo una sobrevivencia de 61.5% donde la densidad de siembra fue de 13 organismos por m² (Lagarda *et al.*, 2007). Para el segundo ciclo la sobrevivencia fue un poco mayor, probablemente asociada a una menor densidad de siembra. Esto resultó en 95.8% para el estanque de agua dulce y 97.9% para los organismos sembrados en agua marina, en una granja de cultivo intensivo de camarón en Nayarit con densidades de siembra de 80 postlarvas/m² se obtuvieron sobrevivencias de 80.55% con rendimientos de 18.04 ton / ha (Olguín, 2007).

El peso promedio final fue relativamente bajo en comparación con otros trabajos como Flores (1994), quien reporta talla de cosecha en un cultivo intensivo de 13.7 g en un período de 4 meses. Lagarda *et al.* (2007) reportan talla de 15.5 g en 77 días de cultivo, Massaut *et al.* (2007) obtuvieron un peso promedio de 9.5 g en un período de tres meses, Ochoa y Hernández (2006) reportan talla de hasta 20 g en 80 días de cultivo. Zaráin (2006) reporta que en un cultivo en jaulas flotantes en la Bahía de Santa María en Angostura valores promedios de 8 gramos durante 65 días de cultivo a densidades de 700 organismos / m². En este trabajo, el peso final durante el primer ciclo fue de 8.7 y 8.8 g para el estanque de agua dulce y el estanque de agua marina respectivamente; durante el segundo ciclo 7.6 y 7.03 g para el estanque de agua dulce y el estanque de agua marina respectivamente. Se esperaba que por tener menor

densidad de siembra en este segundo ciclo se alcanzaría mayor talla, lo que fue contradictorio, esto pudiera estar aunado a la temperatura principalmente debido a que los descensos de temperatura hace al camarón letárgico y provoca un decremento en la eficiencia de la alimentación.

Los pesos promedios finales registrados fueron menores a los comparados con los autores arriba mencionados, la principal causa atribuible es la densidad de siembra ya que en estos trabajos se manejan densidades de siembra mucho menores a los realizados en este trabajo, además el régimen de temperaturas que fue similar al primer ciclo reprenda más óptimo para el cultivo.

En este trabajo los valores promedio de factor de conversión alimenticia (FCA), para ambos ciclos de cultivo, osciló desde 1 : 0.8 hasta los 1 : 1.4, podemos intuir que el alimento suministrado (35% de proteína), fue de buena calidad para el cultivo, ya que se determinó visualmente una buena estabilidad y buena retención del pellet de la dieta utilizada en este trabajo, que provocó menor cantidad de desperdicio, no se tomó en cuenta la cantidad de alimento no consumido, el cuál pudo haber contribuido a un menor valor del FCA.

En lo que respecta al crecimiento, se tiene que es el aumento de talla y peso en función del tiempo influenciado por factores como la densidad, alimento y calidad de agua (Lara *et al.*, 1995). El estudio del crecimiento permite obtener información valiosa sobre su desarrollo, tiempo de cosecha y tiempo óptimo de explotación (Boschi, 1969). Olgúin (2007), reporta un crecimiento de 1.33 g/semana para una granja de cultivo intensivo en Nayarit. Por otra parte Salas (2003), en un estudio de crecimiento de camarón blanco a distintas salinidades, encontró que el mejor crecimiento se da en camarones sembrados a 10 *usp*. Cota y Flores (2001) reportan crecimientos en una granja de cultivo semi-intensivo en Sinaloa de 0.7 g/semana, 0.5 g/semana y 1.1 g/semana, para dos precosechas y una cosecha final, respectivamente.

El crecimiento promedio fue estimado tanto en talla como en peso. En este caso el crecimiento promedio para el primer ciclo estuvo en 0.7336 y 0.7297 g/semana para el estanque de agua marina y dulce, respectivamente; y en el segundo ciclo en 0.5813 y 0.6345 g/semana marina y dulce, respectivamente. Se tiene un decremento muy notable entre el primer ciclo y el segundo ciclo, como ya se ha dicho, este decremento se le atribuye a las bajas temperaturas registradas. Por su parte Audelo (1994) señala que una tasa aceptable de crecimiento de camarón en cultivo, a densidades de

siembra comercial, es de 1 gramo por semana. Por su parte MIDA (1984), expresa que la tasa de crecimiento menor a 0.6 g/semana se considera como un crecimiento lento.

Audelo (1994) encontró una relación tipo inversa entre la densidad y la tasa de crecimiento, es decir, a mayor densidad de siembra la tasa de crecimiento fue menor. En este sentido podemos señalar que las tasas de crecimiento obtenidas en los resultados del trabajo fueron muy bajas en el segundo ciclo y relativamente bajas en el primer ciclo, este efecto es atribuible principalmente a la densidad y en el segundo ciclo, además, a las bajas temperaturas, dado que a temperaturas bajas el metabolismo de los camarones es menor (Newell, 1976).

La regresión de tipo potencial aplicada para determinar la relación entre el crecimiento en longitud y peso, indica una relación directa evidente, a medida que los organismos crecen en longitud lo hacen en peso, los análisis de varianza aplicados para determinar si existían efecto entre la longitud y el peso expresaron un efecto entre la variable dependiente con la independiente con $P < 0.05$ en todos los casos. El factor de correlación va de 0.86 a 0.91 en ambos ciclos y en ambos estanques, lo que indica que se tiene poca variación con este modelo explicando del 86 al 91% de los datos. Se obtuvieron los modelos de la relación longitud-peso para ambos estanques en ambos ciclos, estos modelos son de gran ayuda ya que nos permiten como primera aproximación predecir el peso de los organismos cultivados conforme su talla aumente, este modelo no involucra la capacidad de crecer que disminuye a partir de una cierta edad, ya que la especie alcanzará una talla máxima y un peso máximo.

Se aplicó el modelo de crecimiento de von-Bertalanffy para ambos estanques y ambos ciclos de cultivo, dicho modelo utiliza tres constantes, cuyo significado es biológico. El método de ajuste fue mediante mínimos cuadrados y la rutina solver de Excel. De acuerdo con Chen *et al.* (1992), en un trabajo en el que modelaron el crecimiento de 16 poblaciones de peces comparando el modelo de Bertalanffy con cinco funciones polinomiales resultó que la función Bertalanffy fue el mejor modelo de crecimiento. Los parámetros encontrados fueron estimados también mediante el método de máxima verosimilitud, esta modalidad minimiza la superficie de respuesta en la búsqueda de los valores de los parámetros, lo cuál hace mas eficiente las interacciones, la idea es encontrar los parámetros del modelo en este caso el de Bertalanffy dados los datos, o en otras palabras la probabilidad de los parámetros dados los datos. Pérez (2003), determinó mediante máxima verosimilitud los parámetros del modelo de Schaefer mediante el método de Shnute.

Algunos parámetros de crecimiento por Bertalanffy descritos por ciertos autores:

Autor	Longitud infinita	K	T0
Bush Medina (2000)	223.8	1.95-2.2	
Castro <i>et al.</i> , (1987)	199.1-198	0.12-0.15	-1.235, -1.26
Castro y Sanchez (1976)		0.22-0.21-0.28	
Galicia (1976)		0.21	
Nuñez (1988)		0.21	
Schultz y Chavez (1976)	223-210-216	0.183-0.226-0.207	-0.254, -0.327, -0.309

Tabla 9.- Parámetros de crecimiento determinados por varios autores.

Por último la comparación entre crecimiento en longitud registrado por semanas se le aplicó primeramente un ANOVA, Este análisis arrojó resultados que indican que existían diferencias entre el crecimiento de los organismos del estanque de agua dulce contra los del estanque de agua marina del primer ciclo y en el segundo ciclo no se encontraron diferencias estadísticamente significativas ($P > 0.05$), para corroborar se aplica el test de curvas coincidentes, mediante una prueba de F, usando el modelo de Bertalanffy, en donde se constató que el crecimiento entre el estanque de agua dulce y el estanque de agua marina en el primer ciclo fue diferente ($P < 0.05$) y la misma comparación pero en el segundo ciclo arroja que no existen diferencias entre el crecimiento ($P > 0.05$) de los organismos del estanque de agua marina y los del estanque de agua dulce.

Se hicieron comparaciones de crecimiento mediante la prueba de curvas coincidentes, de las cuatro curvas obtenidas con el modelo de Bertalanffy, de los dos ciclos de cultivo, en donde se encontró que el único que presentó un crecimiento diferente a los demás fue la curva de crecimiento de los organismos cultivados en el estanque de agua dulce del primer ciclo, estos organismos presentaron un crecimiento ligeramente elevado en comparación con el resto de los estanques tanto de agua dulce como de agua marina de ambos ciclos, este ligero incremento se puede apreciar en las figuras 42, 44 y 47.

Se relaciona esta diferencia de crecimiento, al efecto asociado que presenta la salinidad y la temperatura, dado que los camarones al ser organismos que tienen la capacidad de regular el agua y los solutos inorgánicos internos, mantienen un medio interno apropiado para sus interacciones moleculares, podemos inferir que al encontrarse entre el rango de salinidad a la que se mantuvo el cultivo, el organismo pudo eficientizar más su energía en el crecimiento, en vez de gastarla más en la osmorregulación, la cuál implica un gasto para que el organismo pueda, ya sea perder

agua por osmosis en un medio hipersalino, tender a la deshidratación o ganar esta agua por osmosis con una absorción de sales por medio de las branquias en medios diluidos. Aunado a la temperatura, ya que como se ha mencionado actúa directamente sobre el crecimiento de los camarones.

9. CONCLUSIÓN.

- 1.- Se presentó únicamente diferencias en crecimiento en los organismos cultivados en el estanque de agua dulce, sin presentarse diferencias de mortalidad de manera significativa.
- 2.- No existieron diferencias significativas reflejadas en la producción únicamente por la menor densidad que se tuvo en el segundo ciclo de cultivo que redujo la producción en una cuarta parte de la máxima producción.
- 3.- Se obtuvieron altos rendimientos extrapolados por hectárea tanto en camarón cultivado en agua marina, como en el cultivado en agua dulce realizándose dos ciclos de producción al año en un período de 3 meses de cultivo, en comparación con otros sistemas de cultivo.
- 4.- El comportamiento de los variables longitud total y peso se pueden representar satisfactoriamente a partir de la regresión tipo potencial, el modelo de von-Bertalanffy y máxima verosimilitud, lo cuál permite hacer predicciones y sugerencias acerca de los parámetros para mayor aprovechamiento de la especie.
- 5.- La salinidad no presentó efectos negativos que se vieron reflejados en la producción.
- 6.- La combinación de la salinidad y temperatura registrada en el estanque de agua dulce del primer ciclo, provocaron diferencias en crecimiento de los organismos ahí sembrados con el resto de los estanques de ambos ciclos.

10. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS.

- Alonso Rodríguez R. y Páez-Osuna F. 2001. La presencia del fitoplancton en los estanques de cultivo de camarón: composición abundancia y variación. En: Camaronicultura y medio Ambiente. ICMYL, Programa Universitario de Alimentos, El Colegio de Sinaloa. México. 450p.
- Alpuche J., Pereyra A., Agundis C. 2005. Respuestas bioquímicas de camarones marinos a factores ambientales. *In*: Revista Electrónica de Veterinaria REDVET - ISSN 1695-7504. Vol. VI, N° 5, Mayo 2005.
- Álvarez-Lajonchère, L y Hernández-Molejón O. G. 2001. Producción de juveniles de peces estuarinos para un centro en América Latina y el Caribe: diseño, operación y tecnologías. The World Aquaculture Society, Baton Rouge; LA, 424.
- Aragón-Noriega, E. A.; Córdova-Murueta J. H.; Trías-Hernández H. L. y García-Juárez A. R. 2000. Efecto de la densidad de siembra y la estacionalidad en la producción de camarón azul *Litopenaeus stylirostris*. INP. SAGARPA. México. Ciencia Pesquera No. 14.
- Arámbula-Rodríguez, R., Briceño R. M. y Yocupicio J. E. 1986. Estudio preliminar de crecimiento de camarón blanco (*Penaeus vannamei*, Boone) en el estero El Sábalo. Tesis Profesional. ECM. UAS. 44 pp.
- Arredondo, F. J. L. 1990. Análisis del cultivo de camarón en México, al término de 1989. p. 77-104. En: De la Lanza, E.G. y Arredondo F.J.L. (Comps.). La acuicultura en México: de los conceptos a la producción. Instituto de Biología, UNAM. México, D.F.
- Audelo-Naranjo J. M. 1994. Relación entre la densidad de siembra y calidad de agua con el crecimiento, sobrevivencia y producción de camarón blanco (*Penaeus Vannamei*, Boone, 1931), en una granja comercial de Sinaloa, México. Tesis de Maestría. U.A.C.P. y P.C.C.H. UNAM.
- Balbi F., Rosas J., Velásquez A., Cabrera T. y Maneiro C. 2005. Aclimatación a baja salinidad de potlarvas de camarón marino *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) provenientes de dos criaderos comerciales. En: revista de Biología Marina y Oceanografía. 40(2): 109-115.
- Barraza-Guzmán I. 1994. Evaluación cualitativa y cuantitativa del fitoplancton en dos sistemas de cultivo de camarón, sistemas semi-intensivo e intensivo en el Sur de Sinaloa México. Tesis Profesional. FACIMAR. UAS. Mazatlán, México.
- Bassanesi-Poli, A. T. 1987. Análisis de un cultivo de camarón blanco (*Penaeus vannamei*, Boone) en estanques rústicos en San Blas, Nayarit, México. Tesis doctoral, UACP y P-CCH, UNAM 295pp.
- Bertalanffy L. von. 1951. Theoretische Biologie – Zweiter Band: Stoffwechsel, Wachstum. A. Francke A. G. Verlag, Bera, 418 pp

- Borowitzka, M. A. 1999. Production of microalgal concentrates for aquaculture (Part 1: Algae Culture). Final Report to the Fisheries Research and Development Comparison (Australia). Project No 93/123. 70.
- Boschi E. E. 1969. Water quality management and aeration in shrimp farming. Fisheries and Allied Aquaculture Departmental. Ser No. 2, Alabama Agriculture. Expt. Sta., Auburn Univ., Alabama. 83p.
- Boyd C. E. 1989. Water quality management and aeration in shrimp farming. Fisheries and Allied Aquacultures Departmental Series No. 2, Alabama Agricultural Experiment Station, Auburn University, Alabama. 481p.
- Boyd C. E. 1990. Water quality in ponds of acuaculture. Alabama Agricultural Experiment Station, Auburn University, Alabama. USA 482 p.
- Boyd C. E. y Fast A. W. 1992. Marine shrimp culture: principles and practices, in: Developments in aquaculture and fisheries science, vol. 23, cap. 23. Fast, A. W. y L. J. Lester, editors. Elsevier, Netherlands.
- Boyd C. E., Tucker C. S. 1998. Pond aquaculture water quality management. Amsterdam: Kluwer Academic Publishers.
- Boyd C., Thunjai T. and Boonyaratpalin M. 2002. Dissolved salts in water for inland low salinity shrimp culture. *Global Aquaculture Advocate* 5(3): 40-45.
- Bray W-A, Lawrence A. L. and Leung Trujillo J. 1994. The effect of salinity on growth and survival of *Penaeus vannamei* with observations on the interaction of IHNN virus and salinity. *Aquaculture* 122(2-3): 133-146.
- Bush M. R. E. 2000. Crecimiento del camarón azul (*Penaeus stylirostris*, Simpson 1871) en el sistema lagunar de Navachiste, Sinaloa, México. Tesis de Maestría. UAS. 45p.
- Castellanos J. A. 1982. Estudios experimentales sobre el cultivo del camarón azul (*Penaeus stylirostris*) en sus etapas de maternidad y pre engorda. Tesis Profesional. Universidad Autónoma de Baja California. Ensenada, BC. México. 68 p.
- Castro J. L. y Sánchez M. A. 1976. Notas preliminares del comportamiento y dinámica poblacional de *P. stylirostris* Stimpson 1871, en los sistemas lagunarios del centro de Sinaloa. Mem. Simp. Biol. Din. Pobl. I. N. P., II:213-253.
- Castro R. G., Medellín M., Rosas E. y Orta R. 1987. La pesquería del camarón en las lagunas litorales del noroeste de México. VII Congreso Nacional de Ocean. II : 469-477.
- Catedral F. F., Gerachi D. D., Quibuyen A. t., and Casalmir C. M. (1977). Effects of nitrite, ammonia and temperatura on *P. monodon* larvae. Quartely Research Report. 3er. Quarter, Southeast Asian Fisheries Development Center, Vol. 1 (3):9-11.
- Charmantier G., Charmantier-Daures M., Bouaricha N., Thuet P., Aiken D E. and Trilles J. P. 1988. Ontogeny of osmoregulation and salinity tolerance in two decapod crustacean: *Humarus americanus* and *Penaeus japonicus*. *Biology Bulletin*, 175. 102-110pp.

- Chen Y., Jackson D. A. and Harvey H. H. (1992). A comparison of von Bertalanffy and polynomial functions in modelling fish growth data. *Canadian Journal of fisheries and aquatics sciences*, 49: 1228-1235.
- Clifford H. 1994. El manejo de estanque camarones: estudio manejo de un estanque. En: Zendejas-Hernandez J. (ed.). Memoria del Seminario Internacional de Camarones "Camarón 94". 10-12 de Febrero, Mazatlán Sin., México. 38-50.
- Comisión Nacional del Agua. 2007. Datos estadísticos climatológicos del observatorio meteorológico de Mazatlán, Sinaloa, México.
- Cota Grijalva C. G. y Flores Castro E. 2001. Calidad del agua y crecimiento del camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*,) en una granja de cultivo semi-intensivo en Angostura, Sinaloa, México. Tesis de licenciatura. Biólogo Acuicultor. FACIMAR. UAS. Mazatlán, México.
- Dall W., Hill B. J., Rothlisberg P. C. and Sharples D. J. 1990. Moulting and growth. In: Blaxter J. M. S. y Southward A. J. Eds. The biology of Penaeidae. *Advances in marine biology*. Vol. 27. Academic Press. London.
- Eckert R., Randall D. and Augustine G. 2002. "Fisiología animal: mecanismos y adaptaciones. Interamericana", McGraw-Hill.
- Esparza Leal H. M. 1994. Evaluación cualitativa y cuantitativa del fitoplancton en dos sistemas de cultivo de camarón, sistemas semi-intensivo e intensivo en Sinaloa, México. Tesis Biólogo Acuicultor. FACIMAR. UAS. Mazatlán, México.
- Fast A. W. and Lester L. J. 1992. *Developments in aquaculture and fisheries science*, vol. 23, cap. 23. Elsevier, Netherlands.
- Fielder D. S., Purser G. J. and Battablene S. C. 2000. Effect of rapid changes in temperature and salinity on availability of rotifers *Brachionus rotundiformis* and *Brachionus plicatilis*. *Aquaculture* 189: 85-99.
- Flores N. A. 1994. Desarrollo científico y tecnológico del cultivo de camarón blanco del golfo *Penaeus setiferus* en estanques circulares. Convenio SEPESCA-CINVESTAV Mérida.
- Flores Campaña L.M. 1992. Índice de desarrollo y eficiencia de crecimiento en larvas de camarón azul *Penaeus stylirostris* Stimpson, alimentados con diferentes raciones de nauplios de *Artemia*. Tesis de Maestría. UACPyP-CCH-UNAM. 133pp.
- Frías-spericueta M. G., Harfush-Melendez M., Osuna-López J. I. and Páez-Osuna F. 1999. Acute toxicity of Ammonia to juvenile shrimp *Penaeus vannamei* Boone. *Bull. Environ. Contam. Toxicol.* 62:646-652.
- Galicia H. R. 1976. Crecimiento de camarón azul (*Penaeus stylirostris*) y camarón café (*P. californiensis*) en la zona de Puerto Peñasco, Sonora. *Mem. Simp. Biol. Din. Pobl. I. N. P.*, II:447-518.
- Garza Bravo F. J. 1998. Efectos de la temperatura y salinidad sobre el crecimiento consume de alimento y sobrevivencia de postlarvas de *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931). Tesis de licenciatura. FACIMAR. UAS. Mazatlán, México.

- Gómez Gil B., Roque A. y Guerra Flores A. 2001. Enfermedades infecciosas más comunes en la camaronicultura en México y el impacto de uso de antimicrobianos. En: Camaronicultura y medio Ambiente. ICMYL, Programa Universitario de Alimentos, El Colegio de Sinaloa. México, 450p.
- Guerrero Galván S. (1993). Estudio de la calidad de agua en una granja camaronícola semi-intensiva: Flujo de materiales y nutrimentos, producción de oxígeno por fotosíntesis y consumo por respiración. Tesis de Maestría. UACP y P-CCH-UNAM. 160p.
- Guillard R. R. L. 1973. Methods for microflagellates and nannoplakton. In: Handbook of phycological methods – culture methods and growth measurements. Stein, J. R., Ed. Cambridge Univ. Press, N.Y. 70 p.
- Gutiérrez Venegas J. L. 2006. Reporte Técnico-Económico del Cultivo de Camarón en México. En: Revista de divulgación Industria Acuícola. Vol. 2 No. 3. Febrero-Marzo. Pag. 10-13.
- Haddon M. 2001. Modelling and quantitative methods in fisheries. Chapman & Hall/CRC Ed. U.S. A. 403 p.
- Hilborn R. R. y Mangel M. 1997. The ecological detective. Confrontating models with data. Princeton University Press, 330 p.
- Hopkins, Stephen J., Hamilton R. D., Sandifer P. A., Browdy C. L. and Stokes A. D. 1993. Effect of water exchange rate on production, water quality, effluent characteristics and nitrogen budgets of intensive shrimp ponds. Journal of the World of Aquaculture Society 24(3).
- Kinne O. 1971. Salinity: Animal invertebrates. In: Kinne, O. (Eds.). Marine Ecology. Vol. I Environmental Factors Pt.2 Wiley Interscience. London. 1-1083.
- Kinne O. 1971. Marine Ecology: A comprehensive, Integrated Treatise on Life in Oceans and Coastal Water, Vol. 1, Part 1, N. Y. 427 p.
- Lara Anguiano G. F. y Maldonado Hernandez W. 1995. Influencia de los factores bióticos y abióticos en el crecimiento del camarón blanco *Litopenaeus vannamei* y su recuperación en los costos de producción en la granja SCPP "Clementina" SC. Tesis de licenciatura. FACIMAR. UAS. Mazatlán, México.
- Lagarda M. M., Páez O. F., Valdez J. C., Llamas H. R., Esquer M. J. L. y Padilla M. R. 2007. Cultivo de camarón blanco utilizando agua de pozo de baja salinidad y tasa de recambio cero en la costa de Hermosillo, Sonora.
- Libes S. 1992. An introduction to marine biogeochemistry. Wiley and Sons Inc. 734.
- Lumare F. 1988. *Penaeus japonicus*: Biología e allevamento. En: *Penaeus japonicus*: Biología e Spermentazione (Alexandra G. Coordinadora). E.S.A.V. entre Suilupo Agricolo Veneto, Italy. 267 p.
- Limsuwan C. Producción actual de camarón a nivel Asia. Boletín nicovita. Vol. 6. Ed. 01 Noviembre 2001. 1-4.

- Limsuwan C. 2005. Cultivo intensivo del camarón blanco. (Resumen de visitas y conferencias a camaroneras del Perú en Noviembre 2005). Edición Tumpis Dagoberto Sánchez Eds.: Octubre - Diciembre 2005.
- Margalef R. 1991. Teoría de los sistemas ecológicos. Publicaciones de la Universidad de Barcelona, Barcelona, España.
- Marín López S. E. y Trejo Monroy M. 1991. Crecimiento del camarón blanco *Litopenaeus vannamei* boone y sus relaciones con algunas variables fisico-químicas en la granja camaronera la clementina en el municipio de Mazatlán, Sinaloa, Durante El Período De 1989 A 1990. Memoria. Biología pesquera. FACIMAR. UAS. Mazatlán, México.
- Martínez C. L. R. 1987. Cultivo de camarón azul *Penaeus stylirostris* en corrales flotantes en diferentes épocas del año en Sonora, México. Tesis de Maestría. Universidad Nacional Autónoma de México. 72 pp.
- Martínez Córdova L. R. 1998. Ecología de los sistemas acuícolas. AGT Editor, S. A. México. 227pp.
- Massaut L. y Argüello G. W. 2007. Evaluación de tres regímenes de alimentación y del uso de geomembrana sobre el cultivo intensivo de camarón bajo invernadero. Revista Industria Acuícola. Vol. 3 No. 6: 7-13.
- MIDA. 1984. Manual de cría de camarones pendidos en estanques de aguas salobres. Dir. Nal. De Agricultura del M. de D. Agropecuario, Panamá. 54p.
- Montealegre J. 2001. Protocolo de larvicultura para *Litopenaeus vannamei* .Taller "Cultivo de camarones para inversionistas. Experiencia venezolana: 8Tm/ha". Maracaibo, Venezuela, 8-9 Junio de 2001. 18pp.
- Neri Landa A. y Salgado T. A. I. 1993. estudio biomatemático del Cichlasoma istlanum. Tesis de licenciatura. Biólogo. Facultad de ciencias biológicas. Universidad Nacional del Estado de Morelos.
- Newell R.C. 1976. Adaptation to environment: essays on the physiology of marine animals. Butterworths. 1976. 539p.
- Nuñez A. and Velasquez C. 2001. Low- salinity, inland shrimp culture in Brazil and Ecuador: economic, disease issues move farms away from coasts. The Advocate 4(3):62-64.
- Nuñez P. A. 1988. Crecimiento del camarón *P. vannamei*, *P. stylirostris*, *P. californiensis* y su relación con factores ambientales (temperatura y salinidad) en las lagunas Huizache-Caimanero, Sinaloa, México. Tesis de Maestría. UNAM. 82p.
- Olgún Pineda M. 2007. Entrevista. En: Revista de divulgación Industria Acuícola. Vol. 2 no. 4. Mayo. Pag. 16-19.
- Olin P. and Fast A.. 1992. Penaid PL harvest, transport, acclimation and stocking. En: Fast A & L Lester (eds). Marine shrimp culture: Principles and practices Developments in Aquaculture and Fisheries Science 23: 301-320. Elsevier Publishers. USA.

- Orellana Tandazo A. P. 2000. Efecto de diferentes niveles de salinidad y balances proteína/energía en el crecimiento del *Penaeus vannamei* Tesis de grado. Ingeniero Acuicultor. Facultad de agronomía veterinaria y Acuicultura. Universidad Técnica de Machala. Machala del Oro, Ecuador.
- Ortega Salas A. A. y Reyes-Bustamante H. 1998. Crecimiento poblacional de *Daphnia magna* Strauss bajo condiciones de cultivo. Rev. Ciencia y Mar de la Universidad del Mar, Oaxaca, México. II (6): 3-6.
- Ortega Salas A., Castro M. H. y Núñez Pastén A. 2005. Cultivo hiperintensivo de camarón blanco en estanques de agua dulce. Segundo Foro Internacional de Acuicultura. 1- de Diciembre. Expo Forum, Hermosillo, Sonora.
- Pérez Vivar. T.L. 2003. Dinámica poblacional del camarón blanco *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) en la plataforma continental de Sinaloa y Nayarit. Tesis de Maestría. ICMYL- UNAM. Mazatlán, Sinaloa.
- Revista Industria Acuícola. 2007. Producción de camarón blanco de cultivo en México durante el año 2006. Vol. 3 No. 2 p 17-27.
- Rivera Rodríguez M. C. 1998. Efecto de la salinidad sobre el crecimiento y sobrevivencia en postlarvas juveniles de camarón blanco *Penaeus vannamei*, (Boone, 1931) bajo condiciones de laboratorio. Tesis de maestría. Facultad de Ciencias Marinas-Universidad de Colima. Manzanillo, Colima, México.
- Rodríguez de la Cruz R. M. C. 1988. Manual técnico para la operación de granjas de camarón. *Secretaría de Pesca. México*. 153 pp.
- Ruíz-Fernandez A. C. 1995. Calidad de agua de cuatro granjas camaronícolas en el noroeste de México: Estudio comparativo de las características físicas, químicas y de contribución orgánica de aguas de ingreso y egreso. Tesis de Maestría. ICMYL-UNAM. Mazatlán, México. 133pp.
- Sainz Carrión L. y Urías Cuadras J. A. 2001. Determinación de las variables fisico-químicas relacionadas con el crecimiento de *Litopenaeus vannamei* en un ciclo de cultivo semi-intensivo. Tesis de licenciatura. Biólogo acuicultor. FACIMAR. UAS. Mazatlán, México.
- Salas Herrera G. 2003. Crecimiento y sobrevivencia del camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*,) a diferentes salinidades. Tesis de Biólogo Acuicultor. FACIMAR. UAS. Mazatlán, México.
- Sánchez Téllez J. L. 2006. Mejoramiento de técnicas de cultivo intensivo del rotífero *brachionus rotundiformis* a escala experimental y piloto como parte de alimento de las larvas del pargo flamenco, *lutjanus guttatus* y el botete diana *spherooides annulatus*. Anteproyecto de Tesis de Maestría. ICMYL-UNAM. 14pp.
- Sánchez T. J. L. 2006. Adaptación de Técnicas de Cultivo Intensivo del Rotífero *Brachionus Rotundiformis* a las Condiciones del Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo (CIAD) en Mazatlán Sinaloa. UNAM, Facultad de Ciencias.

- Schultz L. E. y Chávez E. A. 1976. Contribución al conocimiento de la biología pesquera del camarón blanco (*Penaeus setiferus* L.) del Golfo de Campeche, México. Mem. Simp. Biol. Din. Pobl. Cam. I. N. P., México I:56-70.
- Smith D. W. and Piedrahita R. H. 1988. The relation between phytoplankton and dissolved oxygen in fish ponds. *Aquaculture*, 68: 249-265.
- Snell T.W. and Off F.H. 1988. Recent advances in rotifer culture. *Aquaculture Magazine* p 39-40.
- Tacon A. G. J., Cody J. J., Conquest L. D., Divakaran S., Forster I. P. and Decamp O. E. 2002. Effect of culture system on the nutrition and growth performance of Pacific white shrimp *L. vannamei* (Boone) fed different diets. *Aquaculture Nutrition*. 8: 121-137.
- Tucker C. S. and Boyd C. E. 1985. Channel catfish culture. Capítulo 5. Water Quality Developments in *Acuacultura and Fisheries Science*, 15 Elsevier, Netherlands.
- Vernberg, *et al.* 1972. *Environmental physiology of marine animals*. Springer- Verlag Germany.
- Villalón J. R. 1991. Practical Manual for semi-intensive commercial production of marine shrimp. NOAA/USDC. USA.
- Wyban, J. A., G. D. Pruder, K. M. Leber y L. Burzell. 1989. Efecto de la rueda de paletas sobre el crecimiento de camarón, la producción y el valor de la cosecha en estanques comerciales de tierra. *J. World Aquaculture, Soc.* 20 (1): 18-23.
- Zar, J. H. 1974. *Biostatistical Analysis*. Prentice- Hall. Inc., N. J. 620 pp.I.
- Zatarain Alvarez M. 2001. Evaluación del uso de inductores en la promoción del zooplankton en el cultivo de camarón azul *Litopenaeus stylirostris* (Simpson). Tesis maestría. FACIMAR. UAS. Mazatlán, México.

ANEXOS

ANEXO 1

MEDIO DE CULTIVO f DE GUILLARD PARA MICROALGAS

MEDIO DE CULTIVO F (Guillard, 1973) PARA MICROALGAS:	
NITRATOS.	
Nitrato de sodio	150g/l
FOSFATOS.	
Fosfato de sodio	10g/l
METALES TRAZA.	
<i>Solución Primaria:</i>	
Cloruro Manganoso	36g/100ml
Cloruro de Cobalto	7g/100ml
Sulfato Cuprico	1.96g/100ml
Sulfato de Zinc	4.4g/100ml
Molibdato de Sodio	1.26g/100ml
<i>Solución Secundaria:</i>	
Cloruro Ferrico	6.3g/l
EDTA Disodico	8.7g/l

VITAMINAS:	
<i>Solución Primaria:</i>	
Cianocobalamina	1.0g/l
Biotina	0.1g/l
Tiamina	0.2g/l
<i>Solución Secundaria:</i>	
Se extraen 10 ml de la solución primaria y se aforan en otro recipiente a 1000 ml.	
METASILICATOS:	
Metasilicatos de Sodio	15g/l

Tabla 10.- Tabla de nutrientes y vitaminas utilizados para el medio de cultivo F de Guillard.

Procedimiento:

Nitratos: Para los nitratos se pesan los 150 g y se vierten en el recipiente donde van estar contenidos se aforan con agua destilada, se las da una agitada para que se diluyan.

Fosfatos: Para los fosfatos se pesan los 10g y se vierten en el recipiente se aforan con agua destilada, se les agita un poco para que se diluyan.

Metales traza.

Para preparar la solución primaria se pesan todos los metales de la lista de la solución primaria y estos se depositan en pequeños recipientes y se aforan con agua destilada a 100 ml, ya que están los recipientes listos se esterilizan en una olla de presión o una autoclave que alcance una temperatura de 121 °C ya alcanzando la temperatura se deja por un tiempo de 15 minutos pasado el tiempo se dejan enfriar a temperatura ambiente.

Para preparar la solución secundaria se pesan el cloruro Ferrico para este se ocupa un termo agitador y ponerlo en vaso precipitado de un litro de capacidad con un poco de agua destilada, una vez disuelto se le agrega el EDTA Disodico ya pesado y esperar a que se homogenice bien la solución. Una vez lista la solución secundaria se le agregan

1ml de cada metal de la solución primaria ya listo esto se aforan a un litro con agua destilada en el recipiente.

Vitaminas.

Para preparar la solución primaria de las vitaminas se pesan cada una de ellas y se agregan en recipientes aforados a un litro cada uno con agua destilada. Para preparar la solución secundaria se extraen 10 ml de cada una de las vitaminas de la solución primaria y se afora en un recipiente de un litro con agua destilada.

Metasilicatos: Para los metasilicatos se pesan los 15 g y se aforan en un recipiente a un litro con agua destilada, se les da una agitada para que se disuelvan.

Para un cultivo masivo de microalgas se sigue el mismo procedimiento el medio de cultivo se prepara de la misma manera solo que el proceso de crecimiento es un poco mas lento ya que si se produce un garrafón de 20 L de microalgas tarda alrededor de 3 días para dar una tina de media tonelada o sea de 500 L con concentraciones de 10^6 a 10.2^6 cel/ml.

Los matraces de 2 l, una vez alcanzada una densidad de 10 a 20×10^6 células ml^{-1} pasaron a inocular garrafones con 15 l, luego de los garrafones se inoculó un tanque de 1000 l y del tanque se inoculó el estanque de 6000 L, partiendo de inóculos con concentraciones de 10 a 20×10^6 células ml^{-1} con no menos del 10% del volumen a sembrar. (Sánchez 2006).

Una vez desarrollado el cultivo de *Chaetoceros*, se procedió al desencapsulamiento de *Artemia*. Se utilizaron quistes de *Artemia* de la marca comercial Salt Creek, para facilitar la eclosión de los nauplios se recomienda el desencapsular los quistes. Los quistes desencapsulados son quistes cuyo corión (membrana externa) ha sido eliminada. La desencapsulación se logra tratando los quistes con sustancias tales como el hipoclorito de sodio (NaOCl) o el hipoclorito de calcio ($\text{Ca}(\text{OCl})_2$), la solución de desencapsulamiento se prepara con agua de mar a 35 usp y debe mantenerse entre 15 y 20 °C durante la desencapsulación. (Flores, 1992).

Se desencapsularon los quistes de acuerdo a lo recomendado por el instructivo expuesto en el empaque. Se tomo una densidad de quistes de 3 g/l de agua, se hidrataron con

agua dulce 35 minutos y posteriormente se les agregó hipoclorito de sodio hasta completar un tiempo estimado de una hora los quistes ya hidratados fueron puestos en un frasco de cinco litros de capacidad con agua marina a 35 usp con aireación constante a una temperatura de $28 \pm 1^\circ\text{C}$, luego del cuarto día se notó la presencia de nauplios los cuáles se opositaron en el estanque de agua marina, se llevaron a cabo eclosiones de *Artemia sp.* cada dos días para proveer de este alimento a las postlarvas.

Una vez preparados los estanques con la metodología descrita en los párrafos anteriores, se procedió al conteo de las postlarvas antes de ser sembradas.

ANEXO 2

MEMORIA FOTOGRAFICA



Figura 1.- Reservorio de 5000 litros utilizado para el agua marina y algiber de agua dulce.



Figura 2.- Filtro y sistema de bombeo para el agua dulce.



Foto 3.- Cárcamo de bombeo de agua marina



Foto 4.- Soplador de 2 HP con el que se abastecía a los estanques de cultivo



Foto 5.- Material y equipo empleado para identificación de zooplancton y fitoplancton.



Foto 6.- Postlarvas utilizadas en el desarrollo del cultivo



Foto 7.- Laboratorio Aqua Pacific, en Rosario, Sinaloa donde fueron solicitadas las postlarvas del proyecto.



Foto 8.- Postlarvas en bolsas de transporte.



Foto 9.- Hieleras donde fueron transportadas las postlarvas.



Foto 10.- Ración de alimento vivo (nauplio de *Artemia*) para el transporte.



Foto 11.- Recepción de las postlarvas al momento de ser puestas en los acuarios de aclimatación.



Foto 12.- Incremento gradual de agua dulce para reducción de la salinidad del acuario de aclimatación a un 50%.



Foto 13.- Postlarvas puestas en los acuarios de aclimatación.



Foto 14.- Acuarios de aclimatación con las postlarvas aclimatadas



Foto 15.- *Artemia* eclosionando utilizada como alimento vivo.



Foto 16.- *Daphnia magna* utilizada como alimento vivo para el estanque de agua dulce.



Foto 17.- Cultivo en cadena o desdoblamiento. (Modificado de Sánchez, 2006).



Foto 18.- Estanque de agua dulce 1-5 usp.



Foto 19.- Estanque de agua marina 32-35 usp.



Foto 20.- Material utilizado para el conteo de postlarvas.



Foto 21.- Siembra de las postlarvas.

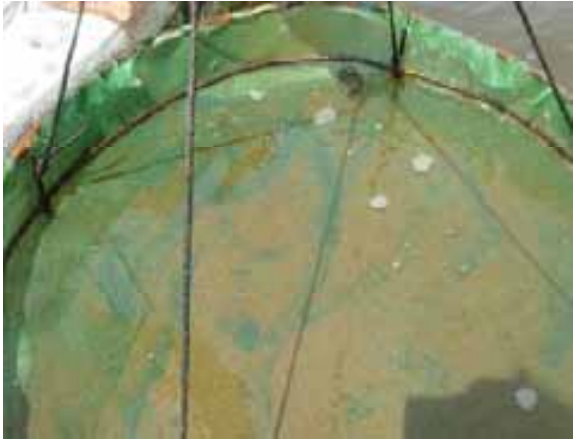


Foto 22.- Muestreo de camarones por medio de la charola de alimentación para su medición.



Foto 23.- Observación del estado y evolución de los organismos.



Foto 24.- Sifoneo del estanque de los estanques.



Foto 25.- Materia orgánica removida del estanque por sifoneo.



Foto 26.- Bascula y minerales para el proyecto.



Foto 27.- Estanques tapados y en etapa de operación.



Foto 28.- Cosecha por medio de red de los organismos.



Foto 29.- Organismos cosechados.



Foto 30.- Conteo de los organismos.



Foto 31.- Producto final.